

Erfassung und Analyse des Bodenzustands im Hinblick auf die Umsetzung und Weiterentwicklung der Nationalen Biodiversitätsstrategie

Anhang

UMWELTFORSCHUNGSPLAN DES
BUNDESMINISTERIUMS FÜR UMWELT,
NATURSCHUTZ UND REAKTORSICHERHEIT

Forschungskennzahl 3708 72 201
UBA-FB 001606

Erfassung und Analyse des Bodenzustands im Hinblick auf die Umsetzung und Weiterentwicklung der Nationalen Biodiversitätsstrategie

Anhang

von

Jörg Römbke (Gesamtkoordination), Stephan Jänsch
ECT Oekotoxikologie GmbH, Flörsheim am Main

Martina Roß-Nickoll
Rheinisch-Westfälische Technische Universität Aachen (RWTH),
Institut für Umweltforschung, Aachen

Andreas Toschki
gaia Forschungsinstitut für Ökosystemanalyse und -bewertung,
Aachen

Hubert Höfer, Franz Horak
Staatliches Museum für Naturkunde Karlsruhe (SMNK), Karlsruhe

David Russell, Ulrich Burkhardt
Senckenberg Museum für Naturkunde Görlitz (SMNG), Görlitz

Heike Schmitt
Universität Utrecht (IRAS), Utrecht

Im Auftrag des Umweltbundesamtes

UMWELTBUNDESAMT

Diese Publikation ist ausschließlich als Download unter <http://www.uba.de/uba-info-medien/4313.html> verfügbar. Hier finden Sie auch den Endbericht.

Die in der Studie geäußerten Ansichten und Meinungen müssen nicht mit denen des Herausgebers übereinstimmen.

ISSN 1862-4804

Durchführung der Studie:	ECT Oekotoxikologie GmbH Böttgerstr. 2-14 65439 Flörsheim am Main
Abschlussdatum:	Januar 2012
Herausgeber:	Umweltbundesamt Wörlitzer Platz 1 06844 Dessau-Roßlau Tel.: 0340/2103-0 Telefax: 0340/2103 2285 E-Mail: info@umweltbundesamt.de Internet: http://www.umweltbundesamt.de http://fuer-mensch-und-umwelt.de/
Redaktion:	Fachgebiet II 2.7 Bodenzustand, Bodenmonitoring Dr. Frank Glante

Dessau-Roßlau, Juli 2012

ANNEX ORIB: Auflistung und Vorkommen der wichtigsten Arten

Tab. ORIB-0: Liste der auf Einzelartebene auswertbaren Arten (insgesamt stetig = fett, mind. subrezent in einem Biotoptyp). Angegeben sind die höchste mittlere Dominanz in einem Biotoptyp, ihr Vorkommen (n Standorte) und ihre Stetigkeit (S in %) über alle Standorte (Gesamt) und in den einzelnen Biotoptypen (Arten geordnet nach abnehmender Dominanz und Stetigkeit über alle Standorte; Stetigkeiten über 60 % rot unterlegt, über 80% in rot, über 60% fett, über 30% grau unterlegt).

Art	Biotoptyp (N Standorte)		Gesamt (N=85)		Acker (N=4)		Grünland (N=26)		Laub-/Mischwald (N=44)		Nadelwald (N=11)	
	Dominanz		S		N	S	N	S	N	S	N	S
<i>Oppiella nova</i>	24,8	dom	86		3	75	21	81	41	93	8	73
<i>Tectocephus velatus</i>	33,8	eudom	81		2	50	23	88	34	77	10	91
<i>Achipteria coleoptrata</i>	10,0	dom	78		3	75	15	58	40	91	8	73
<i>Oribatula tibialis</i>	6,2	subdom	73				11	42	41	93	10	91
<i>Dissorhina ornata</i>	8,3	subdom	62		2	50	7	27	38	86	7	64
<i>Hypochthonius rufulus</i>	2,0	rez	60				9	35	33	75	9	82
<i>Oppiella subpectinata</i>	9,6	subdom	60		1	25	3	12	40	91	7	64
<i>Platynothrus peltifer</i>	4,1	subdom	58				7	27	32	73	10	91
<i>Suctobelbella subcornigera</i>	6,4	subdom	58				7	27	37	84	5	45
<i>Micropopia minus</i>	2,4	rez	55				10	38	32	73	5	45
<i>Schelorbates (Hemileius) initialis</i>	4,2	subdom	52				7	27	28	64	9	82
<i>Quadropia monstrosa</i>	2,2	rez	49				3	12	33	75	6	55
<i>Nothrus silvestris</i>	1,2	rez	48				1	4	31	70	9	82
<i>Tectocephus minor</i>	14,4	dom	47		3	75	3	12	28	64	6	55
<i>Chamobates voigtsi</i>	8,3	subdom	45		2	50	2	8	29	66	6	55
<i>Oppiella falcata</i>	12,5	dom	42		2	50	1	4	31	70	3	27
<i>Oppiella obsoleta</i>	3,0	rez	42				2	8	30	68	4	36
<i>Suctobelbella subtrigona</i>	1	rez	42				1	4	30	68	5	45
<i>Cultrionibula bicultrata</i>	0,8	subrez	41						29	66	6	55
<i>Suctobelbella acutidens</i>	4,1	subdom	41				5	19	26	59	4	36
<i>Adoristes ovatus</i>	4,3	subdom	40				1	4	22	50	11	100
<i>Quadropia quadricarinata</i>	1,2	rez	40				2	8	26	59	6	55
<i>Carabodes labyrinthicus</i>	9,6	subdom	39						23	52	10	91
<i>Ophidiotrichus tectus</i>	5,1	subdom	39						32	73	1	9
<i>Phthiracarus longulus</i>	0,8	subrez	39				4	15	26	59	3	27
<i>Damaeus riparius</i>	1,1	rez	36				1	4	30	68		
<i>Oribatella quadricornuta</i>	9,8	subdom	36		2	50	7	27	17	39	5	45
<i>Chamobates cuspidatus</i>	6,6	subdom	35				1	4	21	48	8	73
<i>Carabodes coriacinus</i>	0,4	subrez	34						23	52	6	55
<i>Eniochthonius minutissimus</i>	4,8	subdom	34				4	15	17	39	8	73
<i>Liaccarus xylariae</i>	0,7	subrez	34						26	59	3	27
<i>Galumna lanceata</i>	1,8	rez	33				4	15	20	45	4	36
<i>Eupelops plicatus</i>	1,1	rez	32				1	4	24	55	2	18
<i>Suctobelbella nasalis</i>	0,9	subrez	31						22	50	4	36
<i>Chamobates borealis</i>	2,3	rez	29						19	43	6	55
<i>Hermannia gibba</i>	8	subdom	29				1	4	17	39	7	64
<i>Phthiracarus laevigatus</i>	1,5	rez	29				1	4	21	48	3	27
<i>Poecilochthonius spiciger</i>	1,7	rez	28				1	4	23	52		
<i>Punctoribates punctum</i>	23,5	dom	28		2	50	20	77	2	5		
<i>Eupelops occultus</i>	8,6	subdom	27				23	88				
<i>Carabodes femoralis</i>	0,2	subrez	26						21	48	1	9
<i>Carabodes ornatus</i>	1,6	rez	26						14	32	8	73
<i>Ceratozetes gracilis</i>	5,2	subdom	26		1	25	1	4	18	41	2	18
<i>Eulohmannia ribagai</i>	1,5	rez	25				1	4	20	45		
<i>Liebstadia similis</i>	18,5	dom	25				21	81				
<i>Suctobelbella sarekensis</i>	3	rez	25						20	45	1	9
<i>Berniniella bicarinata</i>	1,7	rez	24				9	35	9	20	2	18
<i>Ceratozetes mediocris</i>	8,5	dom	18				18	69				
<i>Steganacarus magnus</i>	1	rez	24						20	45		
<i>Eupelops hirtus</i>	0,3	subrez	22				1	4	13	30	5	45
<i>Euzetes globulus</i>	1,5	rez	22				3	12	16	36		
<i>Xenillus tegeocranus</i>	5,2	subdom	21		1	25	5	19	11	25	1	9
<i>Liaccarus subterraneus</i>	0,5	subrez	20						17	39		
<i>Porobelba spinosa</i>	1,2	rez	20						10	23	7	64
<i>Schelorbates laevigatus</i>	24	dom	19		2	50	13	50	1	2		
<i>Eupelops torulosus</i>	0,6	subrez	16				1	4	5	11	8	73
<i>Pilogalumna tenuiclava</i>	3,8	subdom	16				11	42	2	5	1	9
<i>Trichoribates novus</i>	9,1	subdom	15				13	50				
<i>Liebstadia pannonica</i>	9,3	subdom	12				10	38				

Insgesamt enthält die Datenbank 295 Hornmilbenarten

Tabelle ORIB-1: Oribatidenarten, alphabetisch sortiert; Kurzcode, wie er in Kapitel 6 verwendet wurde; Anzahl der Fundorte; Abundanz min./max, Bemerkungen: vorwiegend zur Nutzungsform, die von der jeweiligen Art gegebenenfalls präferiert wird.

Art	Kurzname	Fundorte	Bemerkung
<i>Achipteria coleoptrata</i> (Linné, 1758)	Achicole	66	3 – 6475 Ind./m ² ; Ubiquist; stetiger Begleiter in allen Nutzungsformen

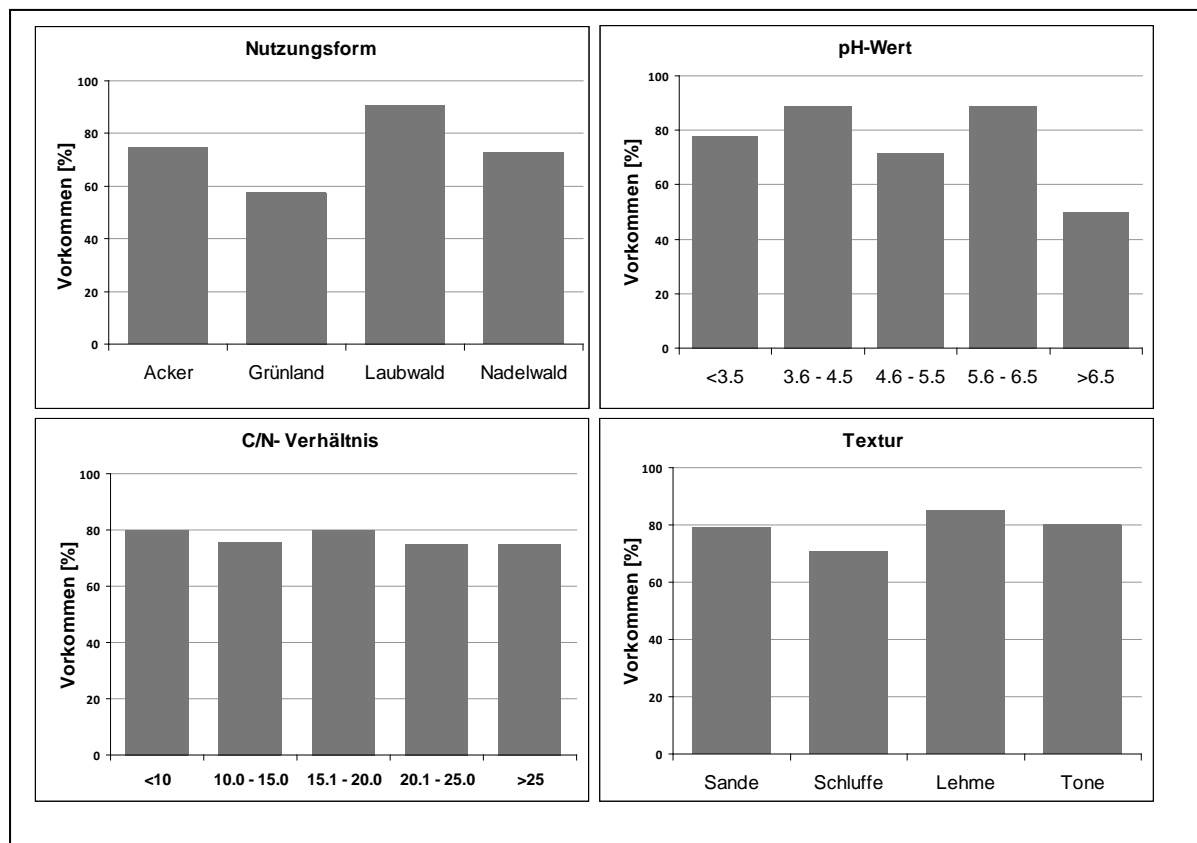


Abb. ORIB-1: Prozentuales Vorkommen von *Achipteria coleoptrata* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Achipteria nitens</i> (Nicolet, 1855)	Achinite	2	50 – 400 Ind./m ² , Laub-/Mischwald
---	----------	---	--

<i>Acrogalumna longipluma</i> (Berlese, 1904)	Acrolong	9	25 – 2875 Ind./m ² , Schwerpunkt in Laub-/Misch- und Nadelwald, sporadisch in Grünland
<i>Adoristes ovatus</i> (C.L. Koch, 1839)	Adorovat	34	13 – 5250 Ind./m ² Schwerpunkt in Nadelwald, wenig häufig / sporadisch in Laub-/Mischwald bzw. Grünland

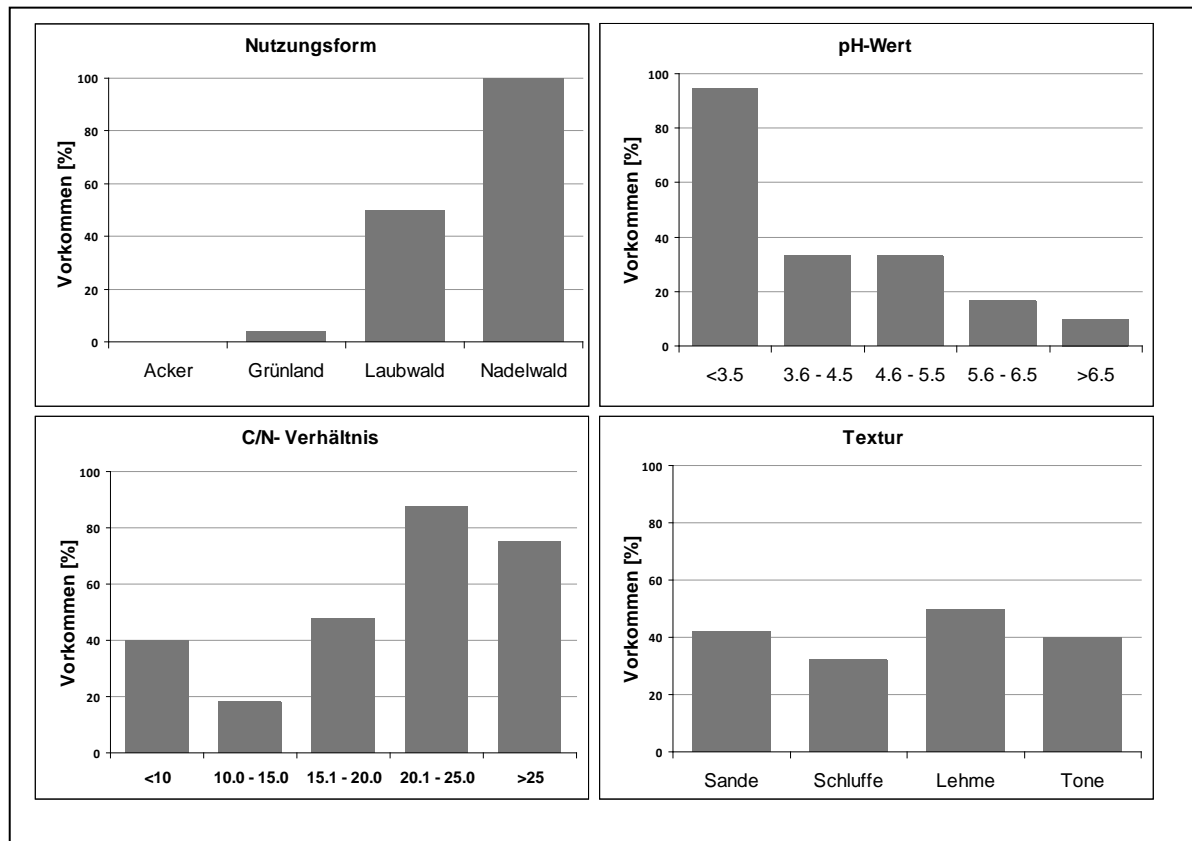


Abb. ORIB-2: Prozentuales Vorkommen von *Adoristes ovatus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Allosuctobelba grandis</i> (Paoli, 1908)	Allogran	3	5 – 25 Ind./m ² , Laub-/Mischwald
<i>Amerobelba decedens</i> Berlese, 1908	Amerdece	1	34 Ind./m ² , Grünland

<i>Amerus polonicus</i> <i>Kulczynski, 1902</i>	Amerpolo	16	5 – 170 Ind./m ² , Schwerpunkt Laub-/Mischwald, sporadisch in Nadelwald
<i>Autogneta longilamellata</i> <i>(Michael, 1885)</i>	Autolong	9	5 – 2750 Ind./m ² , Schwerpunkt Laub-/Mischwald, sporadisch in Nadelwald; hohe Einzelabundanz, ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Autogneta parva</i> <i>Forsslund, 1947</i>	Autoparv	1	54 Ind./m ² , Nadelwald
<i>Banksinoma lanceolata</i> <i>(Michael, 1885)</i>	Banklanc	8	23 – 225 Ind./m ² , Schwerpunkt Laub-/Mischwald, sporadisch in Nadelwald
<i>Belba/Damaeus sp.</i>	Belb	4	57 – 780 Ind./m ² , Laub-/Misch- u. Nadelwald
<i>Belba bartosi</i> Winkler, 1955	Belbbart	1	400 Ind./m ² , Laub-/Mischwald; Artstatus zweifelhaft (wahrscheinlich Juniorsyn. von <i>Belba patelloides</i> (Michael, 1888))
<i>Belba corynopus</i> <i>(Hermann, 1804)</i>	Belbcory	2	13 – 375 Ind./m ² , Laub-/Misch- und Nadelwald
<i>Berniniella bicarinata</i> <i>(Paoli, 1908)</i>	Bernbica	20	5 – 1500 Ind./m ² , Schwerpunkt Laub-/Mischwald und Grünland; gelegentlich in Nadelwald.
<i>Berniniella conjuncta</i> <i>(Strenzke, 1951)</i>	Bernconj	2	13 – 25 Ind./m ² , Laub-/Mischwald
<i>Berniniella</i> <i>(Hypogeoppia) dungeri</i> Schwalbe, 1995	Berndung	4	13 – 1150 Ind./m ² , Laub-/Mischwald; hohe Einzelabundanz ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Berniniella sigma</i> <i>(Strenzke, 1951)</i>	Bernsigm	21	5 – 2575 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald

<i>Brachychthoniidae</i>	Brac	11	114 – 8072 Ind./m ² , Tiere liegen nur bis auf Familienniveau bestimm vor; (deshalb?) keinerlei Schwerpunkt im Vorkommen erkennbar Laub-/Mischwald, Grünland, Nadelwald.
<i>Brachychthonius berlesei</i> Willmann, 1928	Bracberl	7	13 - 6226 Ind./m ² , Schwerpunkt in Laub-/Mischwald; sporadisch in Grünland und Nadelwald; hohe Einzelabundanz, ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Brachychthonius bimaculatus</i> Willmann, 1936	Bracbima	1	100 Ind./m ² , Nadelwald
<i>Brachychthonius impressus</i> Moritz, 1976	Bracimpr	6	20 - 2425 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald; hohe Einzelabundanz ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Brachychthonius pius</i> Moritz, 1976	Bracpius	1	50 Ind./m ² , Nadelwald
<i>Brachychthonius impressus f. subcricoides</i> (Balogh & Mahunka, 1979)	Bracsubr	11	5 - 4300 Ind./m ² , Laub-/Mischwald
<i>Caleremaeus monilipes</i> (Michael, 1882)	Calemoni	2	25 - 312 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Camisia biurus</i> (C.L. Koch, 1839)	Camibiur	1	50 Ind./m ² , Nadelwald
<i>Camisia spinifer</i> (C.L. Koch, 1835)	Camispin	7	13 - 340 Ind./m ² , Laub-/Mischwald, Nadelwald, sporadisch in Grünland
<i>Carabodes areolatus</i> Berlese, 1916	Caraareo	7	9 - 225 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald

<i>Carabodes coriaceus</i> C.L. Koch, 1835	Caracori	29	11 - 306 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald, Präferenz für saure, Nährstoff arme Standorte.
---	----------	----	--

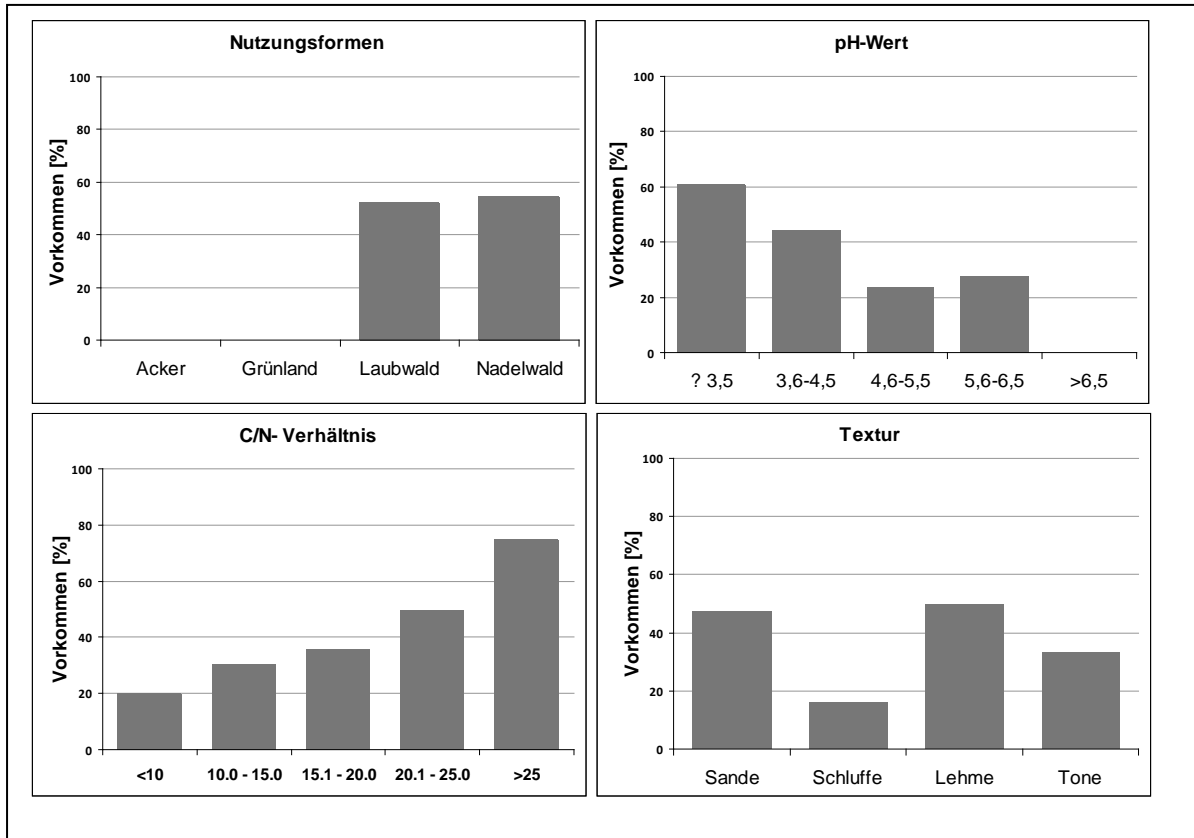


Abb. ORIB-3: Prozentuales Vorkommen von *Carabodes coriacinus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Carabodes femoralis</i> (Nicolet, 1855)	Carafem o	22	5 - 247 Ind./m ² , Schwerpunkt in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Carabodes labyrinthicus</i> (Michael, 1879)	Caralab y	33	3 - 800 Ind./m ² , Schwerpunkt Nadelwald, häufig in Laub-/Mischwald, auch arboricol

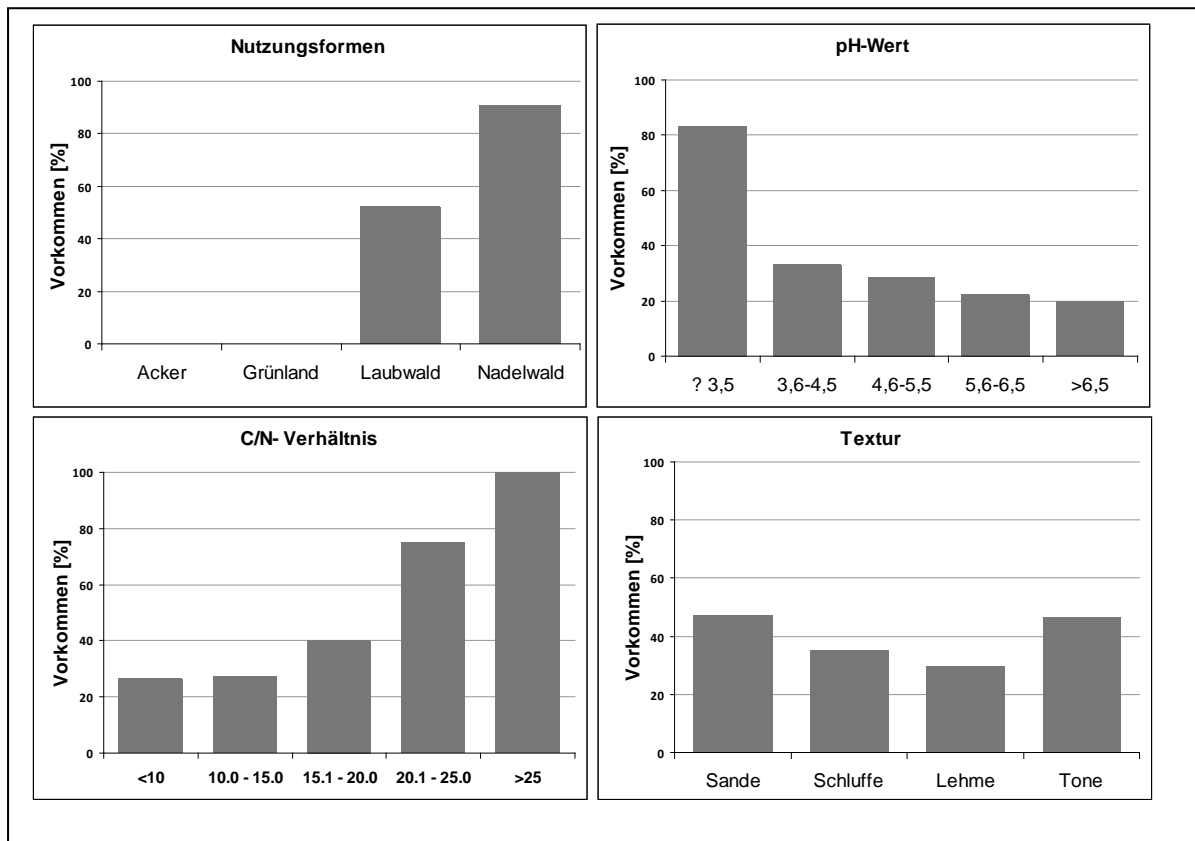


Abb. ORIB-4: Prozentuales Vorkommen von *Carabodes labyrinthicus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Carabodes marginatus</i> (Michael, 1884)	Caramarg	2	43 - 169 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Carabodes ornatus</i> Storkan, 1925	Caraorna	22	3 - 1267 Ind./m ² , Schwerpunkt Nadelwald, gelegentlich in Laub-/Mischwald
<i>Carabodes rugosior</i> Berlese, 1916	Cararugo	2	43 - 85 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Cepheus cepheiformis</i> (Nicolet, 1855)	Cephceph	8	13 - 289 Ind./m ² , Schwerpunkt Nadelwald, sporadisch in Laub-/Mischwald und Grünland
<i>Cepheus dentatus</i> (Michael, 1888)	Cephdent	9	5 - 300 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Cepheus grandis</i> Sitnikova, 1975	Cephgran	3	26 - 43 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald; Abtrennung von <i>C. dentatus</i> noch in der Diskussion

<i>Cepheus latus</i> C.L. Koch, 1835	Cephlatu	1	47 Ind./m ² , in Nadelwald
<i>Cepheus tuberculosus</i> Strenzke, 1951	Cephtube	1	26 Ind./m ² , in Laub-/Mischwald
<i>Ceratoppia bipilis</i> (Hermann, 1804)	Cerabipi	3	50 - 100 Ind./m ² , Laub-/Mischwald
<i>Ceratozetes gracilis</i> (Michael, 1884)	Ceragrac	22	25 - 3952 Ind./m ² , leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; ansonsten alle Habitats
<i>Ceratozetes laticuspidatus</i> Menke, 1964	Ceralati	1	407 Ind./m ² , ausschließlich in Grünland
<i>Ceratozetoides maximus</i> (Berlese, 1908)	Ceramaxi	7	34 - 272 Ind./m ² , ausschließlich in Grünland
<i>Ceratozetes mediocris</i> Berlese, 1908	Ceramedi	18	34 - 4047 Ind./m ² , ausschließlich in Grünland
<i>Ceratozetes minimus</i> Sellnick, 1928	Ceramini	6	25 – 10.950 Ind./m ² , Schwerpunkt Laub-/Mischwald sporadisch in Nadelwald; hohe Einzelabundanz ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Ceratozetes peritus</i> Grandjean, 1951	Ceraperi	2	34 - 102 Ind./m ² , ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Ceratoppia quadridentata</i> (Haller, 1882)	Ceraquad	2	13 – 50 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Ceratoppia sexpilosa</i> Willmann, 1938	Cerasexp	3	16 – 150 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Ceratozetes sp.</i>	Ceraspec	1	578 Ind./m ² , ausschließlich in Grünland wahrscheinlich der Art <i>C. mediocris</i> zuordenbar

<i>Ceratozetes thienemanni</i> Willmann, 1943	Cerathie	4	25 - 1618 Ind./m ² , Schwerpunkt Laub-/Mischwald sporadisch in Grünland; hohe Einzelabundanz ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Chamobates borealis</i> Trägardh, 1902	Chambore	25	25 – 3050 Ind./m ² , Laub-/Mischwald und Nadelwald; Präferenz für Nährstoff arme, feinkörnige Böden

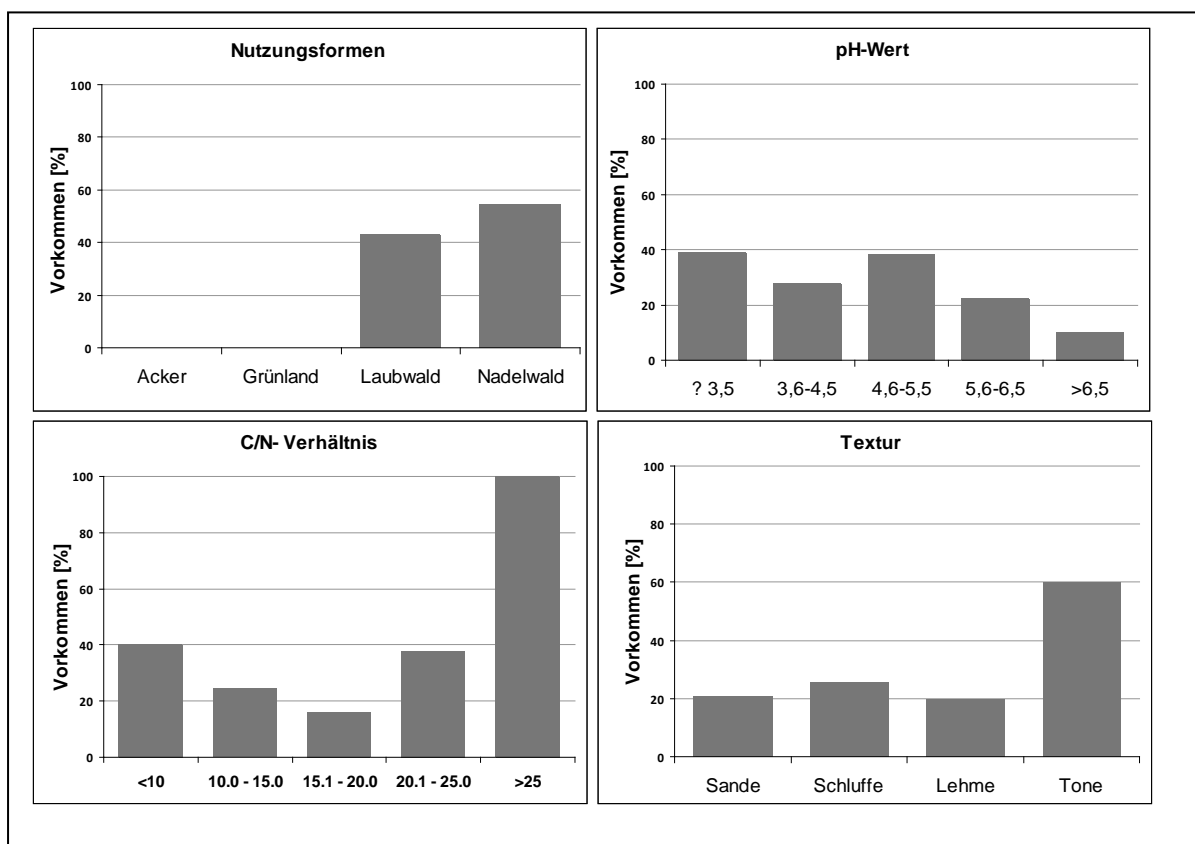


Abb. ORIB-5: Prozentuales Vorkommen von *Chamobates borealis* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Chamobates cuspidatus</i> (Michael, 1884)	Chamcusp	30	13 - 2950 Ind./m ² , Differenzialart für bodensaure Nährstoff arme Wälder mit Schwerpunkt (hochabundant) in Nadelwäldern; sporadisch in Grünland (Waldwiese); Vorkommen-Profil: Abb. 6.4 im Hauptteil.
<i>Chamobates pusillus</i> (Berlese, 1895)	Champusi	15	Im Belegmaterial der Datenbank wegen Merkmalsübergängen nicht von <i>C. cuspidatus</i> zu unterscheiden. 11 - 1800 Ind./m ² , Schwerpunkt in Laub-/Mischwald deshalb nicht gesichert
<i>Chamobates subglobulus</i> (Oudemans, 1900)	Chamsubg	8	3 - 625 Ind./m ² , ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Chamobates voigtsi</i> <i>forma cuspidatus</i>	Chamvocu	1	Schwer zuordenbares Einzelexemplar (5 Ind./m ²) in einem Laub-/Mischwald; eher noch im Variationsbereich von <i>C. voigtsi</i> als von <i>C. cuspidatus</i>
<i>Chamobates voigtsi</i> (Oudemans, 1902)	Chamvoig	38	3 – 4750 Ind./m ² ; Ubiquist; Begleiter in allen Nutzungsformen mit leichter Präferenz für Laub-/Mischwald
<i>Conchogneta dalecarlica</i> (Forsslund, 1947)	Concdale	7	13 – 1825 Ind./m ² ; Präferenz für Laub-/Mischwald, sporadisch in Nadelwald, hohe Einzelabundanz, ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Conchogneta trögardhi</i> (Forsslund, 1947)	Concträg	2	5 – 2106 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald, hohe Einzelabundanz, ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Ctenobelba pectinigera</i> (Berlese, 1908)	Ctenpect	3	34- 136 Ind./m ² , ausschließlich in Grünland

<i>Cultroribula bicultrata</i> (Berlese, 1905)	Cultbicu	35	3 – 1375 Ind./m ² ; „Waldart“ in Laub- /Mischwald mit leichter Präferenz und Nadelwald
---	----------	----	---

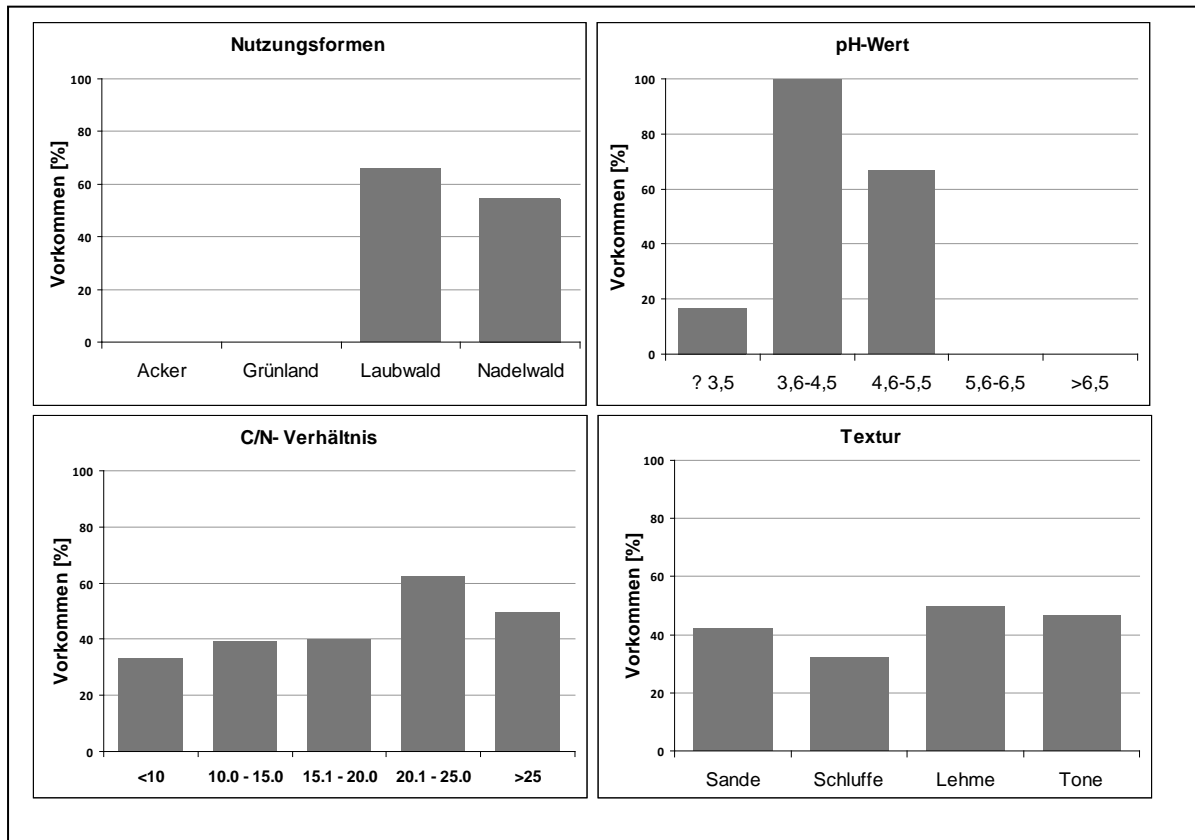


Abb. ORIB-6: Prozentuales Vorkommen von *Cultroribula bicultrata* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Cultroribula juncta</i> (Michael, 1885)	Cultjunc	2	25 – 34 Ind./m ² ; in Grünland und Laub- /Mischwald
<i>Cymbaeremaeus cymba</i> (Nicolet, 1855)	Cymbcymb	6	5 – 43 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Damaeus auritus</i> (C.L. Koch, 1835)	Damaauri	2	34 – 102 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Damaeus (Paradamaeus)</i> <i>clavipes</i> (Hermann, 1804)	Damaclav	25	5 – 150 Ind./m ² ; in Grünland, Laub- /Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz

<i>Damaeus geniculatus</i>	Damageni	7	Juniorsynonym von <i>D. onustus</i> ; 13 – 104 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald; verstärkt die Laubwaldpräferenz des validen <i>D. onustus</i>
<i>Damaeus gracilipes</i> (Kulczynski, 1902)	Damagrac	1	37 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Damaeobelba minutissima</i> (Sellnick, 1920)	Damaminu	13	5 – 416 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz
<i>Damaeus (Adamaeus) onustus</i> C.L. Koch, 1844	Damaonus	15	25 – 425 Ind./m ² ; in Grünland und Laub-/Mischwald
<i>Damaeus riparius</i> Nicolet, 1855	Damaripa	31	25 – 450 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald, sporadisch in Grünland.

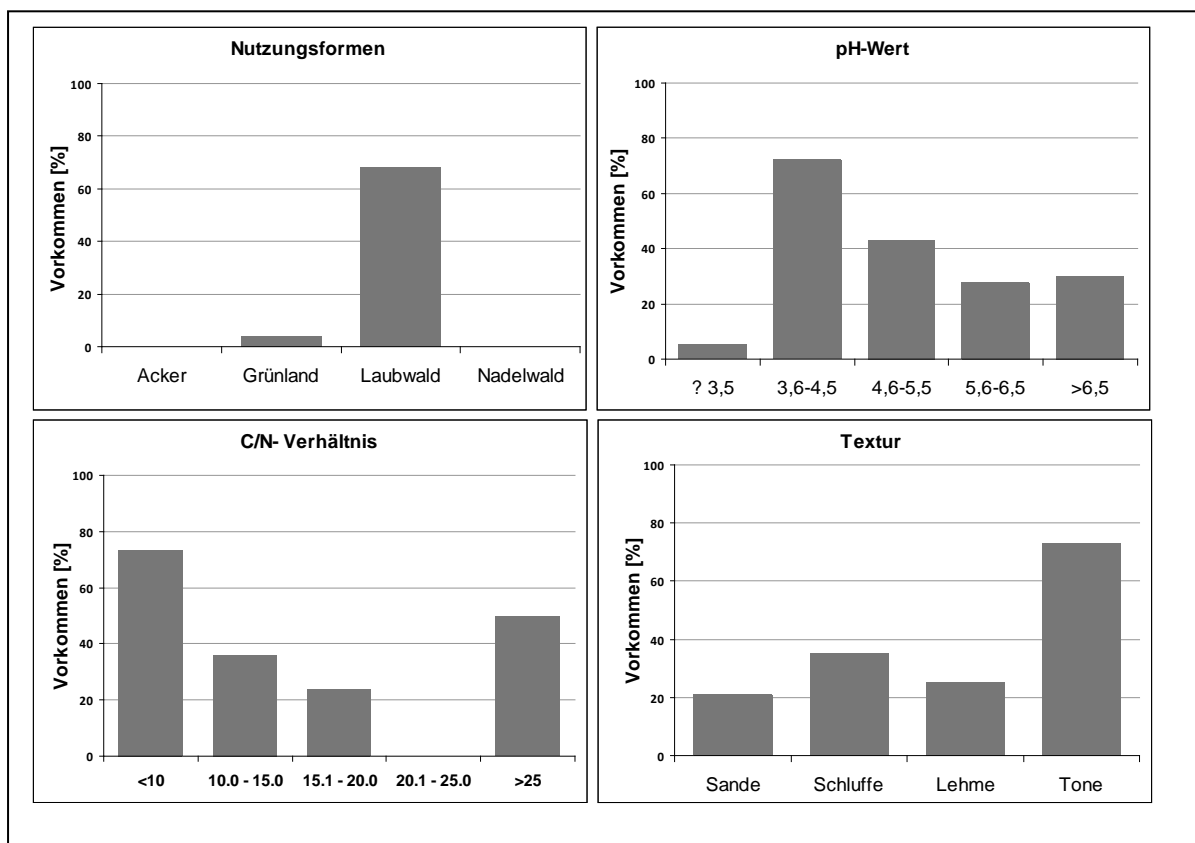


Abb. ORIB-7: Prozentuales Vorkommen von *Damaeus riparius* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Damaeidae spec.</i>	Damaspec	10	34 – 306 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Dissorhina ornata</i> (Oudemans, 1900)	Dissorna	53	3 – 13.350 Ind./m ² ; Ubiquist; stetiger Begleiter in allen Nutzungsformen, schwache Präferenz für Laub-/Mischwald.
<i>Dissorhina signata</i> (Schwalbe, 1989)	Disssign	1	3 Ind./m ² in Laub-/Mischwald
<i>Dometorina plantivaga</i> (Berlese, 1895)	Domeplan	8	13 – 75 Ind./m ² ; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald, sporadisch in Grünland und Nadelwald.
<i>Edwardzetes edwardsii</i> (Nicolet, 1855)	Edwaedwa	4	14 – 298 Ind./m ² ; leichte Präferenz für Nadelwald, sporadisch in Laub-/Mischwald.
<i>Eniochthonius minutissimus</i> (Berlese, 1903)	Eniominu	29	13 – 11.350 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Nadelwald, wenig häufig in Laub-/Mischwald, sporadisch in Grünland.
<i>Eobrachychthonius oudemansi</i> van der Hammen, 1952	Eobroude	1	25 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald
<i>Eobrachychthonius sp.</i>	Eobrspec	1	16 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald
<i>Epidamaeus setiger</i> (Kulczynski, 1902)	Epidseti	5	13 – 150 Ind./m ² ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Eremaeus hepaticus</i> C.L. Koch, 1835	Eremhepa	1	50 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald
<i>Eueremaeus oblongus</i> (C.L. Koch, 1835)	Eueroblo	2	11 – 50 Ind./m ² ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Eulohmannia ribagai</i> (Berlese, 1910)	Euloriba	21	13 - 1875 Ind./m ² , Differenzialart für Laub-/Mischwald; sporadisch in Grünland; Vorkommen-Profil: Abb. 6.8 im Hauptteil
<i>Eupelops acromios</i> (Hermann, 1804)	Eupeacro	1	5 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald
<i>Eupelops hirtus</i> (Berlese, 1916)	Eupehirt	19	10 – 225 Ind./m ² ; leichte Präferenz für Nadelwald, wenig häufig in Laub-/Mischwald, sporadisch in Grünland.

<i>Eupelops occultus</i> (C.L. Koch, 1835)	Eupeoccu	23	34 - 1698 Ind./m ² , Differenzialart mit über 80% Konstanz für Grünland
---	----------	----	--

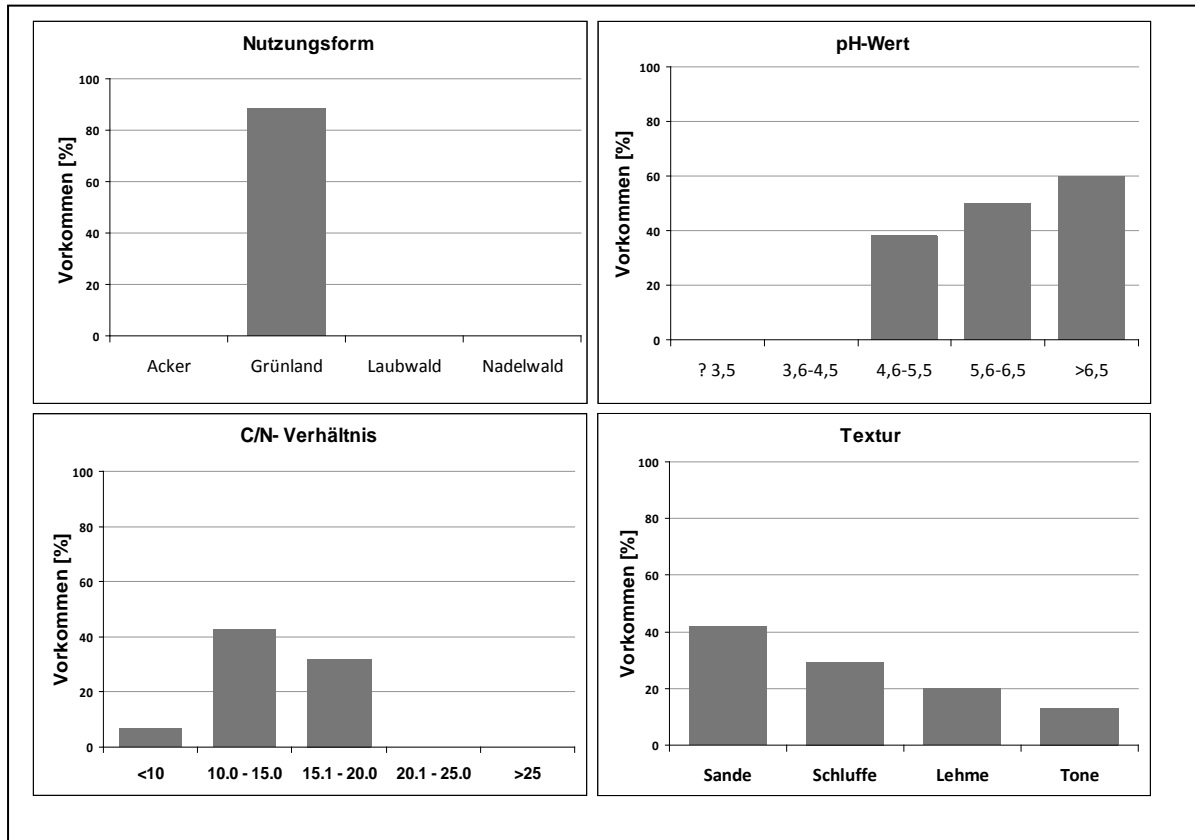


Abb. ORIB-8: Prozentuales Vorkommen von *Eupelops occultus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Eupelops plicatus</i> (C.L. Koch, 1835)	Eupeplic	27	3 – 425 Ind./m ² ; Präferenz für Laub-/Mischwald, sporadisch in Grünland und Nadelwald
<i>Eupelops tardus</i> (C.L. Koch, 1835)	Eupetard	1	43 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Eupelops torulosus</i> (C.L. Koch, 1839)	Eupetoru	14	16 – 1400 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Nadelwald; sporadisch in Laub-/Mischwald bzw. Grünland.

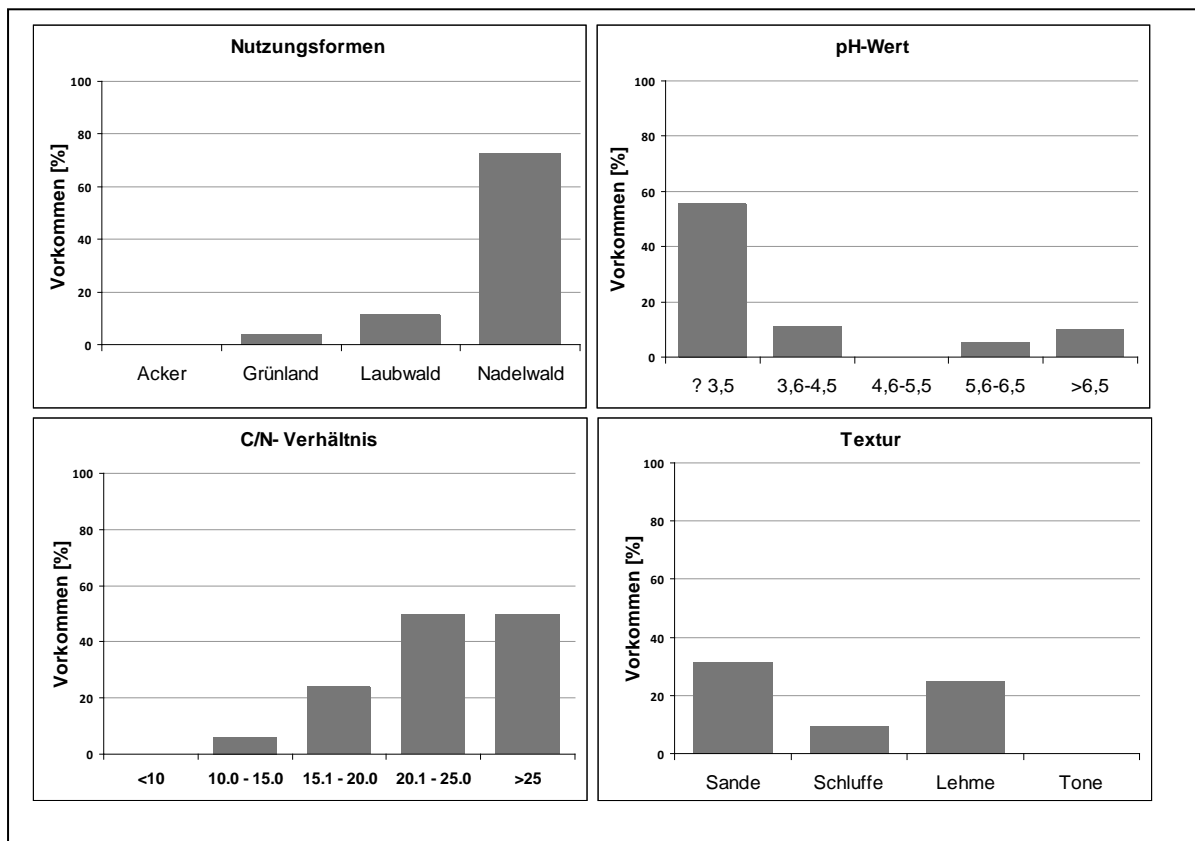


Abb. ORIB-9: Prozentuales Vorkommen von *Eupelops torulosus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Euphthiracarus cribrarius</i> (Berlese, 1904)	Euphcrib	1	175 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Euphthiracarus monodactylus</i> (Willmann, 1919)	Euphmono	1	150 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Euphthiracaridae</i>	Euphthiac	4	174 – 1025 Ind./m ² ; Tiere liegen nur bis auf Familienniveau bestimmt vor; „Waldarten“ in Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz
<i>Euzetes globulus</i> (Nicolet, 1855)	Euzeglob	19	25 – 525 Ind./m ² ; Präferenz für Laub-/Mischwald, sporadisch in Grünland
<i>Fosseremus laciniatus</i> (Berlese, 1905)	Fosslaci	5	39 - 600 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Fuscozetes setosus</i> (C.L. Koch, 1839)	Fuscseto	3	100 - 3625 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald; hohe Einzelabundanz, ansonsten selten: Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Galumna alata</i> (Hermann, 1804)	Galualat	3	34 – 204 Ind./m ² ; Präferenz für Laub-/Mischwald
<i>Galumna elimata</i> cf. (klein!) (C.L. Koch, 1841)	Galuelklein	1	Schwer zuordenbares Einzelexemplar (25 Ind./m ²) in einem Laub-/Mischwald; nicht mehr im Variationsbereich (30%) der Körpergröße von <i>G. elimata</i>
<i>Galumna lanceata</i> Oudemans, 1900	Galulanc	28	16 – 725 Ind./m ² ; Leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; wenig häufig in Grünland und Nadelwald
<i>Galumna obvia</i> (Berlese, 1915)	Galuobvi	11	25 – 475 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Grünland, sporadisch in Laub-/Mischwald
<i>Gustavia microcephala</i> (Nicolet, 1855)	Gustmicr	7	5 – 238 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Grünland, sporadisch in Laub-/Mischwald
<i>Gymnodamaeus bicostatus</i> (C.L. Koch, 1835)	Gymbico	3	25 – 690 Ind./m ² ; Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz
<i>Haplozetes tenuifusus</i> (Berlese, 1916)	Hapltenu	1	450 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Heminothrus targionii</i> (Berlese, 1885)	Hemitarg	5	11 – 275 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Hermannia convexa</i> (C.L. Koch, 1839)	Hermconv	2	48 – 375 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Hermannia gibba</i> (C.L. Koch, 1839)	Hermgibb	25	5 – 2593 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Nadelwald, wenig häufig in Laub-/Mischwald, sporadisch in Grünland
<i>Hermanniella</i> sp.	Hermiell	1	23 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Hermanniella punctulata</i> Berlese, 1908	Herpunc	11	25 – 1225 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Hungarobelba visnyai</i> cf. (Balogh, 1938)	Hungvisn	1	350 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Hypochthonius luteus</i> Oudemans, 1917	Hypolute	8	25 – 493 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Hypochthonius rufulus</i> C.L. Koch, 1835	Hyporufu	51	13 – 1538 Ind./m ² ; „Waldart“ Laub- /Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz, wenig häufig in Grünland

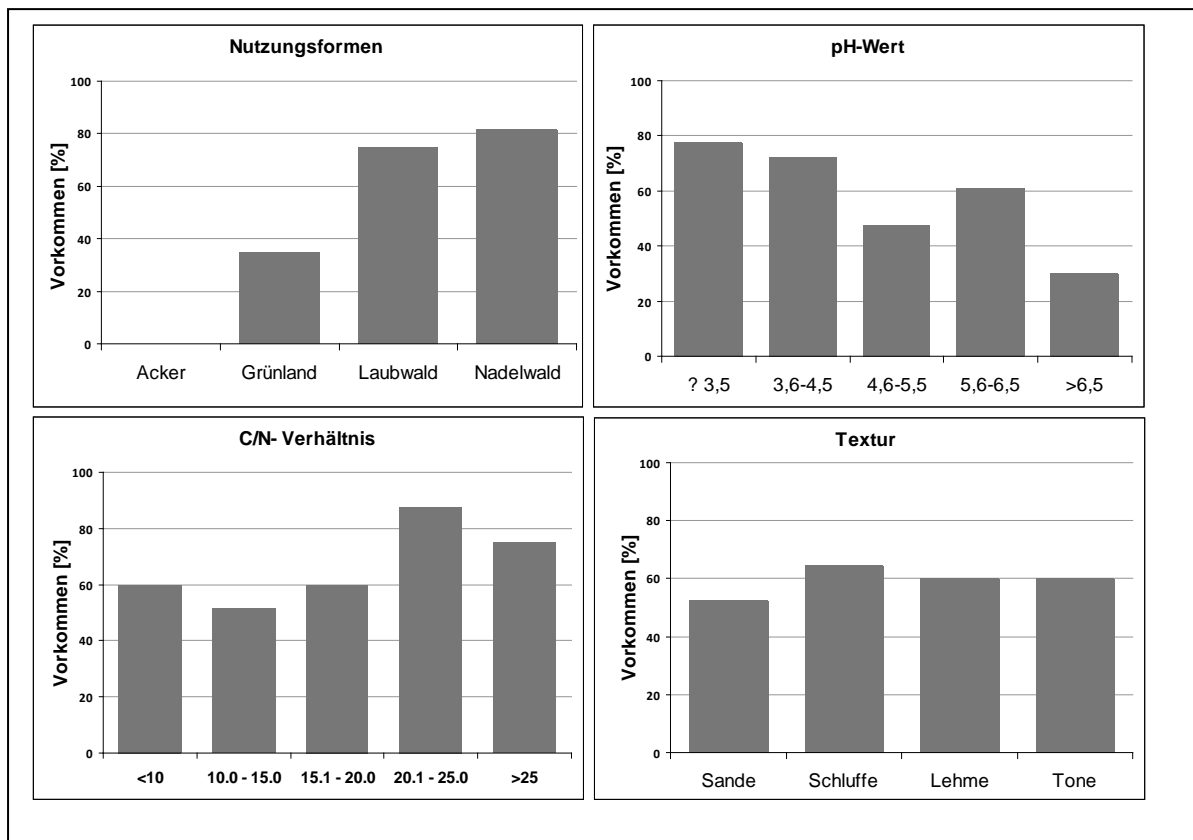


Abb. ORIB-10: Prozentuales Vorkommen von *Hypochthonius rufulus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Jugatala angulata</i> (C.L. Koch, 1839)	Jugaangu	1	275 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
---	----------	---	---

<i>Liacarus coracinus</i> (C.L. Koch, 1841)	Liaccora	15	13 – 170 Ind./m ² ; Leichte Präferenz für Nadelwald, wenig häufig in Laub-/Mischwald und Grünland
<i>Liacarus koeszegiensis</i> Balogh, 1943	Liackoes	1	25 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Liacarus nitens</i> (Gervais, 1844)	Liacnite	9	5 – 100 Ind./m ² ; Leichte Präferenz in Laub-/Mischwald, sporadisch in Nadelwald und Grünland
<i>Liacarus subterraneus</i> (C.L. Koch, 1841)	Liacsubt	17	11 - 350 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Liacarus xylariae</i> (Schrank, 1803)	Liacxyla	29	8 – 475 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald, wenig zahlreich in Nadelwald
<i>Licneremaeus licnophorus</i> (Michael, 1882)	Licnlicn	1	54 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Liebstadia humerata</i> Sellnick, 1928	Liebhume	17	4 – 50 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald, wenig zahlreich in Nadelwald
<i>Liebstadia pannonica</i> (Willmann, 1951)	Liebpann	10	34 – 1630 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Liebstadia similis</i> (Michael, 1888)	Liebsimi	21	34 - 4074 Ind./m ² , Differenzialart mit über 80% Konstanz für Grünland; Vorkommen-Profil: Abb. 6.10 im Hauptteil.
<i>Liochthonius brevis</i> (Michael, 1888)	Liobrev	13	13 – 2314 Ind./m ² ; „Waldart“ in Laub-/Mischwald, und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz, sporadisch in Grünland
<i>Liochthonius evansi</i> (Forsslund, 1958)	Liocevan	3	200 - 300 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Liochthonius horridus</i> (Sellnick, 1928)	Liochorr	6	25 - 507 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Liochthonius hystricinus</i> (Forsslund, 1942)	Liochyst	6	5 - 361 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Liochthonius leptaleus</i> Moritz, 1976	Lioclept	4	11 - 50 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Liochthonius muscorum</i> Forsslund, 1964	Liocmusc	2	13 - 100 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Liochthonius plumosus</i> Mahunka, 1969	Liocplum	1	5 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Liochthonius sellnicki</i> (Thor, 1930)	Liocsell	2	13 - 13 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Liochthonius simplex</i> (Forsslund, 1942)	Liocsimp	2	50 – 50 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz
<i>Liochthonius strenzkei</i> Forsslund, 1963	Liocstre	6	25 – 221 Ind./m ² ; Leichte Präferenz in Laub- /Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Lucoppia borrowsi</i> (Michael, 1890)	Lucoborr	3	34 -340 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Machuella draconis</i> Hammer, 1961	Machdrac	8	3 – 221 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz
<i>Malaconothrus monodactylus</i> (Michael, 1888)	Malamono	14	5 – 417 Ind./m ² ; „Waldart“; in Laub- /Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz; sporadisch in Grünland (Waldwiese)
<i>Melanozetes mollicomus</i> (C.L.Koch, 1839)	Melamoll	13	34 – 4785 Ind./m ² ; leichte Präferenz für Grünland; hohe Einzelabundanz auch in Laub-/Mischwald und Nadelwald; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Metabelba papillipes</i> (Nicolet, 1855)	Metapapi	5	34 - 170 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Metabelba pulverosa</i> Strenzke, 1953	Metapulv	23	5 – 1113 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub- /Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz; sporadisch in Grünland und Acker
<i>Metabelba spec.</i>	Metaspec	2	34 - 34 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland

<i>Micreremus brevipes</i> (Michael, 1888)	Micrbrev	15	4 – 175 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald und Grünland
<i>Microzetorchetes emeryi</i> (Goggi, 1898)	Micremer	1	34 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Microtritia minima</i> (Berlese, 1904)	Micrmini	9	13 – 4906 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald; hohe Einzelabundanz, Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Micropopia minus</i> (Paoli, 1908)	Micrmini	47	13 – 7705 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald; häufig auch in Nadelwald; wenig häufig in Grünland
<i>Microzetes septentrionalis</i> Kunst, 1963	Micrsept	4	13 – 250 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Minunthozetes pseudofusiger</i> (Schweizer, 1922)	Minupseu	13	13 – 1742 Ind./m ² ; leichte Präferenz in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald und Grünland
<i>Minunthozetes semirufus</i> (C.L.Koch, 1841)	Minusemi	15	5 – 2100 Ind./m ² ; leichte Präferenz in Grünland; wenig häufig in Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Mixochthonius pilosetosus</i> (Forsslund, 1942)	Mixopilo	3	100 – 550 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Multioppia laniseta</i> Moritz, 1966	Multlani	5	3 – 29 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Mycobates parmeliae</i> (Michael, 1884)	Mycoparm	2	13 – 25 Ind./m; in Laub-/Mischwald; und Nadelwald, ohne Präferenz
<i>Nanhermannia coronata</i> c.f. Berlese, 1913	Nanhcoro	2	14 – 300 Ind./m; in Laub-/Mischwald; und Nadelwald, ohne Präferenz

<i>Nanhermannia elegantula</i> Berlese, 1913	Nanheleg	14	13 – 1500 Ind./m; leichte Präferenz in Nadelwald wenig häufig in Laub-/Mischwald; sporadisch in Grünland
<i>Nanhermannia komareki</i> Kunst, 1956	Nanhkoma	1	298 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald; relativ hohe Einzelabundanz, Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Nanhermannia nana</i> (Nicolet, 1855)	Nanhnana	9	5 – 395 Ind./m; in Laub-/Mischwald; und Nadelwald, ohne Präferenz
<i>Neobrachychthonius margi-natus magnus</i> Forsslund, 1942	Neobmagn	1	50 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Neobrachychthonius margi-natus</i> (Forsslund, 1942)	Neobmarg	3	25 – 250 Ind./m; in Laub-/Mischwald; und Nadelwald, ohne Präferenz
<i>Neoliochthonius globuliferus</i> (Strenzke, 1951)	Neoglob	5	50 – 2100 Ind./m; Präferenz in Nadelwald wenig häufig in Laub-/Mischwald; relativ hohe Einzel-abundanz, ansonsten selten, Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Neoliochthonius piluliferus</i> (Forsslund, 1942)	Neolpilu	2	5 – 450 Ind./m; in Laub-/Mischwald; und Nadelwald, ohne Präferenz
<i>Neoribates aurantiacus</i> (Oudemans, 1913)	Neoraura	3	25 - 175 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Neoribates gracilis</i> Trave, 1972	Neorgrac	1	8 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Neotrichoppia confinis</i> (Paoli, 1908)	Neotconf	12	25 - 1650 Ind./m; Präferenz in Laub-/Mischwald, sporadisch in Nadelwald
<i>Nothrus anauniensis</i> Canastrini & F., 1876	Nothanau	4	5 - 25 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Nothrus borussicus</i> Sellnick, 1928	Nothborr	6	34 - 238 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Nothrus palustris</i> C.L. Koch, 1839	Nothpalu	5	5 - 204 Ind./m ² ; leichte Präferenz für Grünland; sporadisch in Laub-/Mischwald
<i>Nothrus pratensis</i> Sellnick, 1928	Nothprat	1	25 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Nothrus silvestris</i> Nicolet, 1855	Nothsilv	41	5 – 1015 Ind./m; „Waldart“ in Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne eindeutige Präferenz; sporadisch in Grünland (Waldwiese); als weitere Faktoren werden niedriger pH in Verbindung mit weitem C/N-Verhältnis präferiert

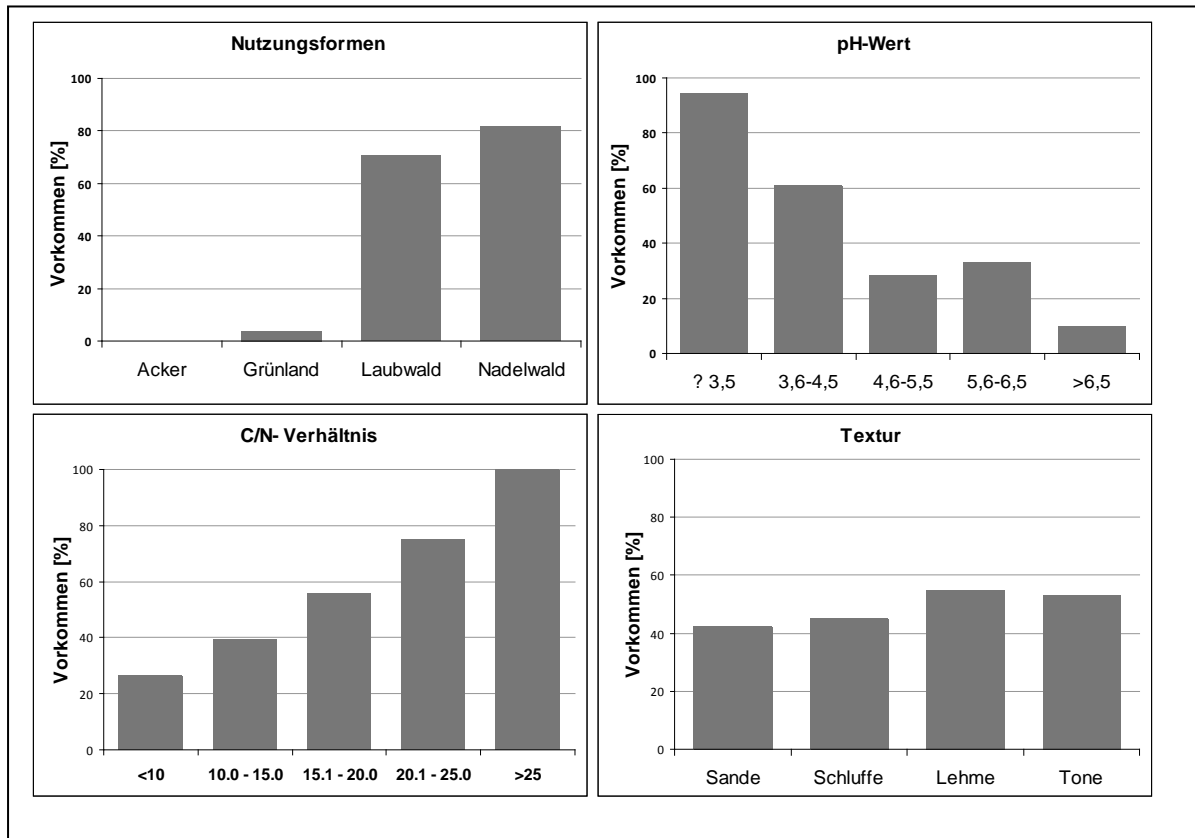


Abb. ORIB-11: Prozentuales Vorkommen von *Nothrus silvestris* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Odontocephus elongatus</i> (Michael, 1879)	Odonelon	2	3 - 26 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Ophidiotrichus tectus</i> (Michael, 1884)	Ophitect	33	10 – 3050 Ind./m ² , Differenzialart mit rd. 73% Konstanz für Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald; Vorkommen-Profil: Abb. 6.6 im Hauptteil
<i>Oppiella (Oppiella) acuminata</i> (Strenzke, 1951)	Oppiacum	1	8 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Oppiella (Oppiella) falcata</i> (Paoli, 1908)	Oppifalc	36	5 - 31057 Ind./m; Präferenz in Laub-/Mischwald, wenig häufig in Nadelwald; sporadisch in Grünland; höchste Abundanzen (>3000 Ind7m ²); überwiegend in kühlfeuchten, montanen Lagen (500-815 m üNN)
<i>Oppiella (Moritzoppia) keilbachi</i> Moritz, 1969	Oppikeil	5	5 – 75 Ind./m ² ; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; sporadisch in Grünland
<i>Oppiella (Oppiella) nova</i> (Oudemans, 1902)	Oppinova	73	34 – 41.050 Ind./m ² ; Ubiquist; stetiger Begleiter in allen Nutzungsformen; häufigste Hornmilbenart im Verbreitungsgebiet überhaupt

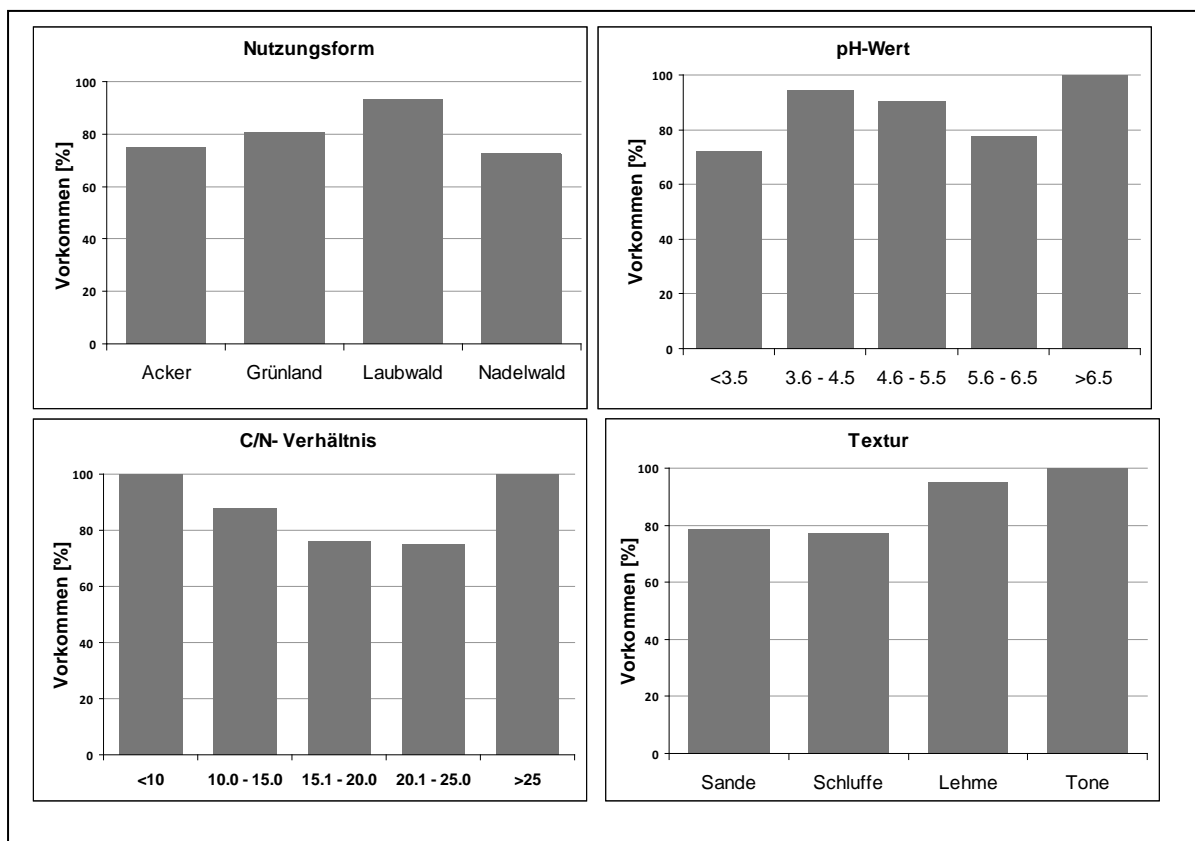


Abb. ORIB-12: Prozentuales Vorkommen von *Oppiella (Oppiella) nova* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Oppiella (Rhinoppia) obsoleta</i> (Paoli, 1908)	Oppiobso	36	14 – 5.852 Ind./m; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald, halb so häufig in Nadelwald; sporadisch in Grünland
--	----------	----	--

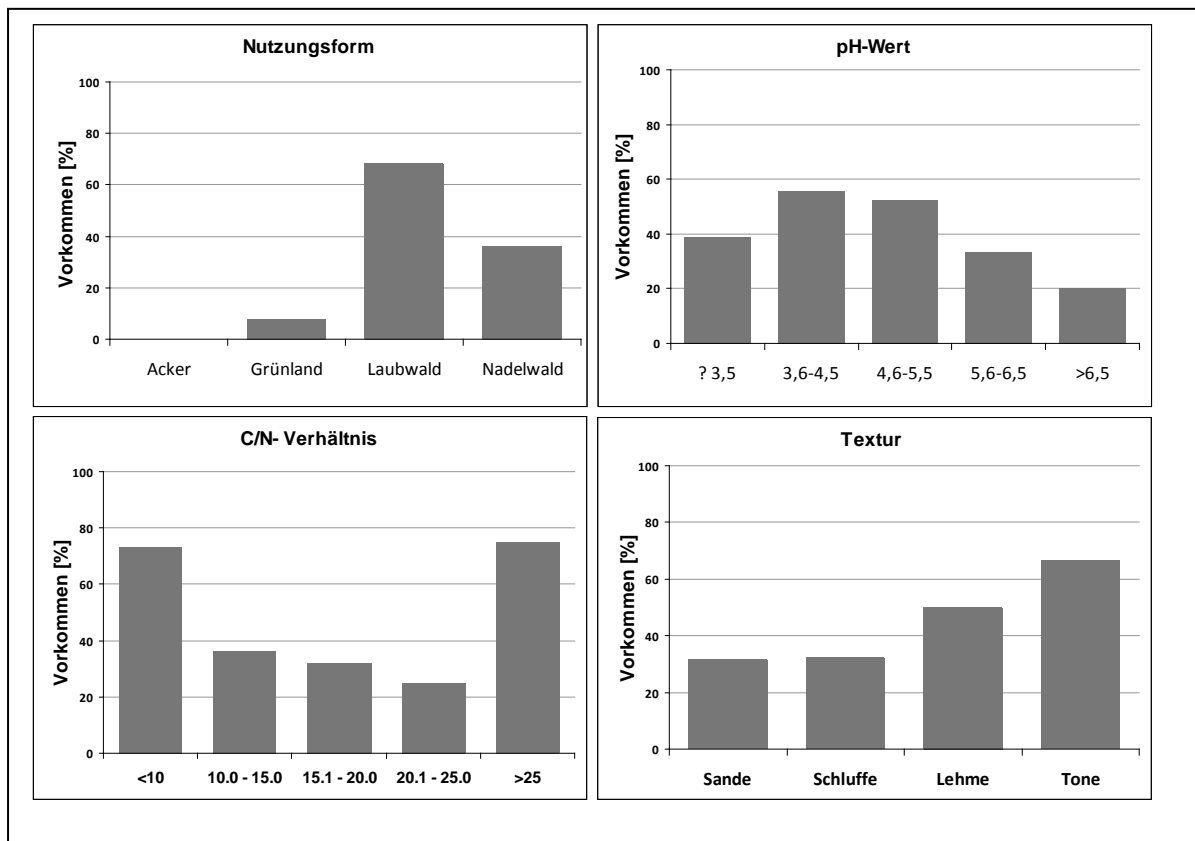


Abb. ORIB-13: Prozentuales Vorkommen von *Oppiella (Rhinoppia) obsoleta* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Oppiella (Oppiella) splendens</i> (C.L. Koch, 1841)	Oppisple	3	29 – 2175 Ind./m; in Nadelwald und Laub-/Mischwald; hohe Einzelabundanz in Nadelwald ansonsten selten, Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Oppiella (Rhinoppia) sub-pectinata</i> (Oudemans, 1900)	Oppisubp	51	19 – 9763 Ind./m ² ; Ubiquist; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald, häufig in Nadelwald; sporadischer Begleiter in den anderen Nutzungsformen

<i>Oppiella (Moritzoppia) unicarinata</i> (Paoli, 1908)	Oppiunic	4	5 - 250 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Oribatella calcarata</i> (C.L. Koch, 1835)	Oribcalc	17	13 - 195 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Oribatella eutricha</i> Berlese, 1908	Oribeutr	2	25 - 156 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Oribella pectinata</i> (Michael, 1885)	Oribpect	1	25 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Oribatella quadricornuta</i> Michael, 1880	Oribquad	31	5 - 2445 Ind./m ² ; Ubiquist; mittlere Häufigkeit in allen Nutzungsformen
<i>Oribatula tibialis</i> (Nicolet, 1855)	Oribtibi	62	3 - 2700 Ind./m ² ; Ubiquist; mit Schwerpunkt in Laub-/Mischwald und Nadelwald, häufig auch in Grünland aber nicht im Acker
<i>Palaeacarus hystricinus</i> Trägårdh, 1932	Palahyst	1	43 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Pantelozetes paolii</i> (Oudemans, 1913)	Pantpaol	8	25 - 551 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Parachipteria punctata</i> (Nicolet, 1855)	Parapunc	11	13 – 4082 Ind./m; in Laub-/Mischwald und Nadelwald; sporadisch in Grünland; hohe Einzelabundanz in Laub-/Mischwald ansonsten selten, Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat- Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Pergalumna nervosa</i> (Berlese, 1914)	Pergnerv	5	14 – 359 Ind./m; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbaren Schwerpunkt
<i>Phauloppia coineau</i> Travé, 1961	Phaucoin	1	50 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Phauloppia lucorum</i> (C.L. Koch, 1841)	Phauluco	2	5 - 50 Ind./m; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbaren Schwerpunkt; auch arboricol

<i>Phauloppia rauschenensis</i> (Sellnick, 1908)	Phauraus	3	25 - 66 Ind./m; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbaren Schwerpunkt; auch arboricol
<i>Phthiracarus affinis</i> Hull, 1914	Phthaffi	6	21 - 750 Ind./m; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbaren Schwerpunkt
<i>Phthiracarus anonymus</i> Grandjean, 1934	Phthanon	17	5 - 237 Ind./m; häufig in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Phthiracarus borealis</i> forma C Trägårdh, 1910 sensu Jacot, 1930	Phthbora	2	58 - 780 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Phthiracarus borealis</i> forma B Trägårdh, 1910 sensu Jacot, 1930	Phthborb	1	13 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Phthiracarus bryobius</i> Jacot, 1930	Phthbryo	5	5 - 98 Ind./m; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Phthiracarus clavatus</i> Parry, 1979	Phthclav	1	11 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Phthiracarus compressus</i> Jacot, 1930	Phthcomp	9	13 - 1125 Ind./m; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Phthiracarus crinitus</i> (C.L. Koch, 1841)	Phthcrin	10	11 - 125 Ind./m; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Phthiracarus ferrugineus</i> (C.L. Koch, 1841)	Phthferr	9	13 - 300 Ind./m; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Phthiracarus flexisetosus</i> Parry, 1979	Phthflex	2	13 - 64 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Phthiracarus globosus</i> (C.L. Koch, 1841)	Phthglob	7	5 - 125 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Phthiracarus laevigatus</i> (C.L. Koch, 1844)	Phthlaev	25	5 - 640 Ind./m; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; wenig häufig in Nadelwald; sporadisch in Grünland
<i>Phthiracarus lentulus</i> (C.L. Koch, 1841)	Phthlent	1	13 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Phthiracarus longulus</i> (C.L. Koch, 1841)	Phthlong	33	13 - 275 Ind./ m ² ; leichte Präferenz für Laub-/Mischwald; wenig zahlreich in Nadelwald; sporadisch in Grünland
<i>Phthiracarus montanus</i> Perez-Inigo, 1969	Phthmont	1	25 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
(<i>Phthiracaridae</i>)	Phthsp	14	25 - 4975 Ind./ m ² ; Tiere liegen nur bis auf Familien-niveau bestimmt vor; in Laub-/Mischwald und Nadelwald; ohne erkennbare Präferenz; sporadisch in Grünland
<i>Phthiracarus stramineus</i> (C.L. Koch, 1841)	Phthstra	2	13 - 43 Ind./ m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbaren Schwerpunkt
<i>Pilagalumna crassiclava</i> (Berlese, 1914)	Pilocras	1	1.290 Ind./m ² ; nur an einem Ackerstandort; dort dominant (27%)
<i>Pilagalumna tenuiclava</i> (Berlese, 1908)	Pilotenu	14	34 - 509 Ind./ m ² ; Präferenz in Grünland, sporadisch in Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Platynothrus peltifer</i> (C.L. Koch, 1839)	Platpelt	49	5 – 4350 Ind./m ² ; „Waldart“ Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz, wenig häufig in Grünland

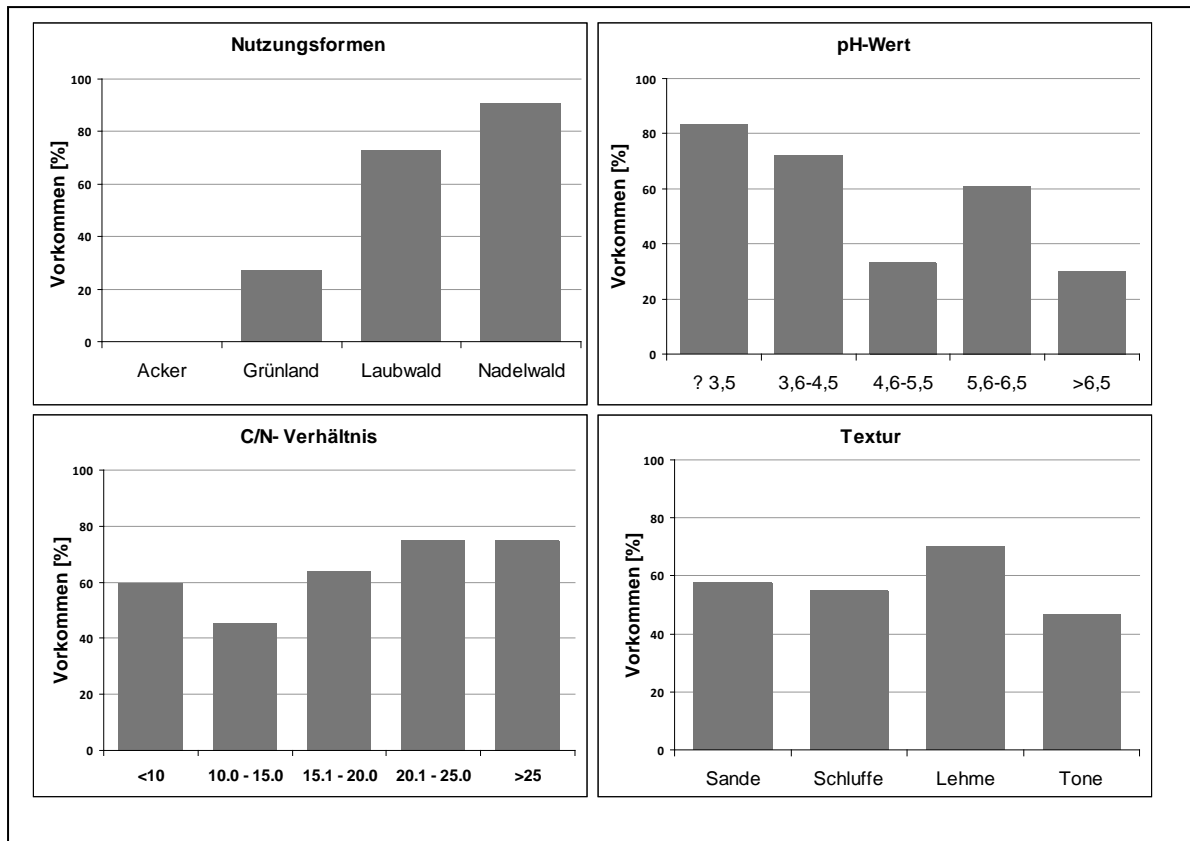


Abb. ORIB-14: Prozentuales Vorkommen von *Platynothrus peltifer* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Podoribates longipes</i> (Berlese, 1887)	Podolong	1	1.900 Ind./m ² ; an einem Grünlandstandort; dort dominant (19%)
<i>Poecilochthonius spiciger</i> (Berlese, 1910)	Poecspic	24	13 - 821 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Laub- /Mischwald; sporadisch in Grünland
<i>Poroliodes farinosus</i> (C.L. Koch, 1840)	Porofari	8	5 – 400 Ind./m ² ; Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz
<i>Porobelba spinosa</i> (Sellnick, 1920)	Porospin	17	11 - 700 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Nadelwald; wenig häufig in Laub- /Mischwald
<i>Protoribotritia aberrans</i> (Märkel & Meyer, 1959)	Protaber	1	425 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald

<i>Protoribates capucinus</i> Berlese, 1908	Protcapu	6	13 - 815 Ind./ m ² ; in Grünland Laub- /Mischwald und Nadelwald ohne erkennbare Präferenz; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Pseudachipteria magna</i> (Sellnick, 1928)	Pseumagn	1	1.318 Ind./m ² ; nur an einem Nadelwaldstandort; dort dominant (10%)
<i>Punctoribates punctum</i> (C.L. Koch, 1839)	Puncpunc	24	5 - 5225 Ind./m ² , Differenzialart für Freilandstandorte (Grünland/Acker); sporadisch in Laub-/Mischwald; Vorkommen-Profil: Abb. 6.12 im Hauptteil.
<i>Punctoribates sp.</i>	Puncspec	1	50 Ind./m ² ; ausschließlich in Acker
<i>Quadroppia hammerae</i> Minguez, Ruiz & Subias., 1985	Quadhamm	13	3 - 1376 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Laub- /Mischwald; sporadisch in Grünland und Acker
<i>Quadroppia monstrosa</i> Hammer, 1979 sensu Minguez, 1985	Quadmons	42	5 – 3225 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub- /Mischwald häufig in Nadelwald; sporadisch in Grünland
<i>Quadroppia quadricarinata</i> (Michael, 1885)	Quadquad	34	13 – 2080 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald häufig, aber ohne erkennbaren Schwerpunkt; sporadisch in Grünland
<i>Ramusella clavipectinata</i> (Michael, 1885)	Ramuclav	10	19 - 441 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Grünland; sporadisch in Laub-/Mischwald
<i>Ramusella elliptica</i> (Berlese, 1908)	Ramuelli	6	34 – 3510 Ind./m ² ; in Grünland und Laub- /Mischwald; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Ramusella fasciata</i> (Paoli, 1908)	Ramufasc	1	34 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Ramusella insculpta</i> (Paoli, 1908)	Ramuinsc	1	25 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald

<i>Ramusella mihelcici</i> (Perez-Inigo, 1965)	Ramumihe	1	13 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Rhysotritia ardua</i> (C.L. Koch, 1841)	Rhysardu	8	34 – 300 Ind./m ² ; in Grünland und Laub-/Mischwald, ohne erkennbare Präferenz
<i>Rhysotritia duplicata</i> (Grandjean, 1953)	Rhysdupl	16	5 – 2347 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und mit leichter Präferenz in Nadelwald
<i>Scheloribates ascendens</i> Weigmann & Wunderle, 1990	Scheasce	6	5 – 50 Ind./m ² ; leichte Präferenz in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Scheloribates (Hemileius) initialis</i> (Berlese, 1908)	Scheinit	44	5 – 2300 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald; und Nadelwald; wenig häufig in Grünland
<i>Scheloribates laevigatus</i> (C.L. Koch, 1835)	Schelaev	16	15 – 5187 Ind./m ² , Differenzialart für Freilandstandorte (Grünland/Acker); sporadisch in Laub-/Mischwald;

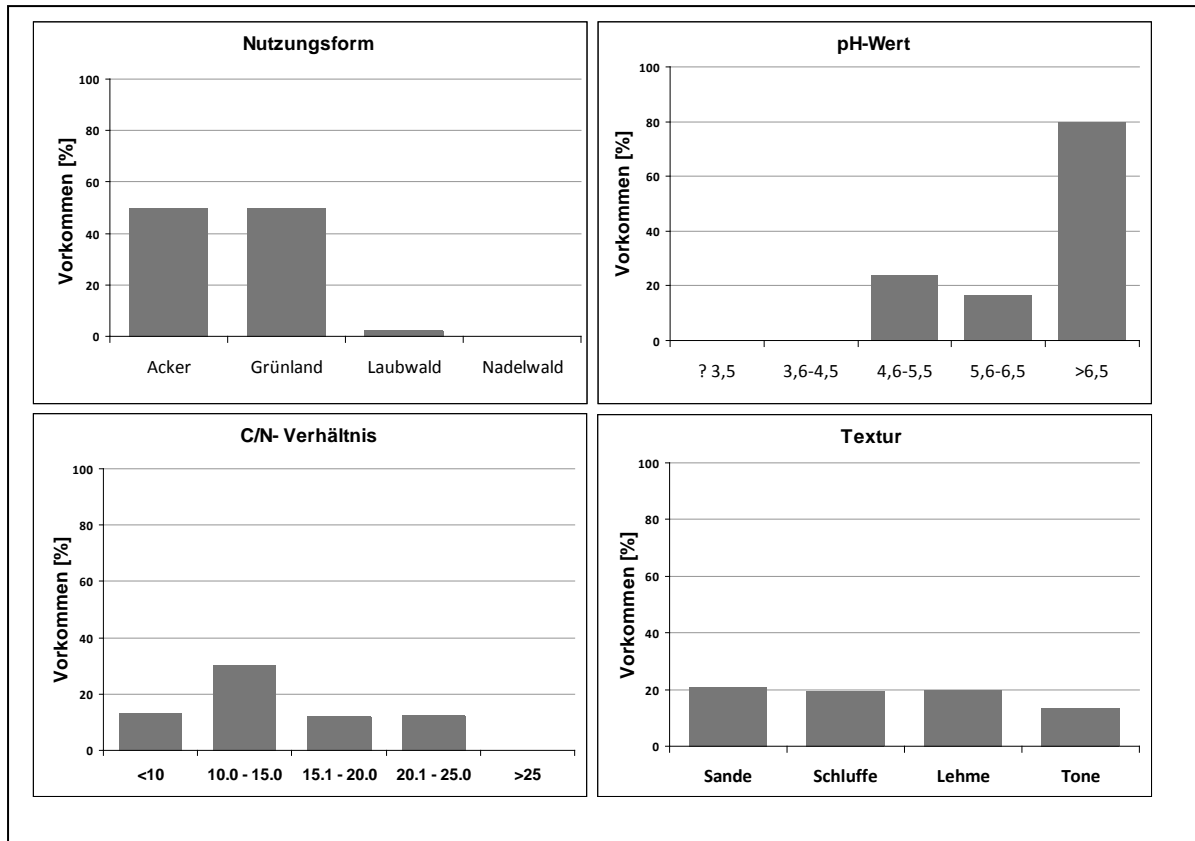


Abb. ORIB-15: Prozentuales Vorkommen von *Scheloribates laevigatus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Scheloribates latipes</i> (C.L. Koch, 1844)	Schelati	13	19 – 200 Ind./m ² ; Schwerpunkt in Grünland; sporadisch in Laub-/Mischwald und Nadelwald
<i>Scheloribates pallidulus</i> (C.L. Koch, 1840)	Schepall	3	5 - 25 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Scheloribates quintus</i> Wunderle, Beck & Woas, 1990	Schequin	3	25 - 2249 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Scutovertex sculptus</i> Michael, 1879	Scutscul	5	34 - 136 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland

<i>Sellnickochthonius cricoides</i> (Weis-Fogh, 1948)	Sellcric	5	13 - 3750 Ind./m ² ; leichte Präferenz für Nadelwald, sporadisch in Laub-/Mischwald; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Sellnickochthonius furcatus</i> (Weis-Fogh, 1948)	Sellfurc	4	75 - 1850 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Sellnickochthonius honestus</i> (Moritz, 1976)	Sellhone	5	25 - 900 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz
<i>Sellnickochthonius hungaricus</i> (Balogh, 1943)	Sellhung	3	11 – 75 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Sellnickochthonius immaculatus</i> (Forsslund, 1942)	Sellimma	16	13 - 1185 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz; sporadisch in Grünland; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Sellnickochthonius jacoti</i> (Evens, 1952)	Selljaco	5	50 - 650 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz
<i>Sellnickochthonius phyllophorus</i> (Moritz, 1976)	Sellphyl	1	350 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Sellnickochthonius rostratus</i> (Jacot, 1936)	Sellrost	1	5 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Sellnickochthonius suecicus</i> (Forsslund, 1942)	Sellsuec	6	75 - 1350 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz; sporadisch in Grünland; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Sellnickochthonius zelawaiensis</i> (Sellnick, 1928)	Sellzela	17	13 - 2452 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und mit leichter Präferenz in Nadelwald, hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Spatiodamaeus boreus</i> (Bulanova-Zachtvatkina, 1957)	Spatbore	5	34 – 340 Ind./m ² ; ausschließlich in Grünland
<i>Spatiodamaeus verticillipes</i> (Nicolet, 1855)	Spatvert	3	50 - 582 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz
<i>Sphaerozetes piriformis</i> (Nicolet, 1855)	Sphapiri	3	50 – 850 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Steganacarus (Steganacarus) magnus f. anomala</i> (Berlese, 1883)	Steganom	1	100 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Steganacarus (Steganacarus) applicatus</i> (Sellnick, 1920)	Stegappl	7	5 - 1812 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und mit leichter Präferenz in Nadelwald, hohe Einzelabundanz; evtl. Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.
<i>Steganacarus carinatus f. carinata</i> (C.L. Koch, 1841)	Stegcari	5	25 - 442 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Steganacarus</i> (<i>Steganacarus</i>) <i>herculeanus</i> Willmann, 1953	Stegherc	16	13 - 875 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Steganacarus</i> (<i>Steganacarus</i>) <i>magnus</i> (Nicolet, 1855)	Stegmagn	20	25 - 505 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Steganacarus</i> (<i>Steganacarus</i>) <i>spinosus</i> (Sellnick, 1920)	Stegspin	2	37 - 150 Ind./m ² ; sporadisch in Laub- /Mischwald und Nadelwald
<i>Steganacarus</i> (<i>Atropacarus</i>) <i>striculus</i> (C.L. Koch, 1835)	Stegstri	19	5 - 3446 Ind./m ² ; Leichte Präferenz in Laub- /Mischwald; wenig häufig in Nadelwald, sporadisch in Grünland
<i>Subiasella</i> <i>quadrimaculata</i> (Evans, 1952)	Subiquad	5	7 - 75 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbidae</i>	Suct	12	25 - 9194 Ind./ m ² ; Tiere liegen nur bis auf Familienniveau bestimmt vor; in Laub-/ Mischwald und Nadelwald; ohne erkennbare Präferenz; sporadisch in Grünland
<i>Suctobelbella acutidens</i> (Forsslund, 1941)	Suctacut	35	34 - 9500 Ind./ m ² ; Präferenz in Laub-/ Mischwald; häufig in Nadelwald, wenig häufig in Grünland
<i>Suctobelbella alloenasuta</i> Moritz, 1971	Suctallo	20	21 - 650 Ind./ m ² ; leichte Präferenz in Laub- /Mischwald; sporadisch in Nadelwald und Grünland
<i>Suctobelba altvateri</i> Moritz, 1970	Suctaltv	3	169 - 225 Ind./ m ² ; sporadisch in Laub- /Mischwald und Nadelwald
<i>Suctobelbella arcana</i> Moritz, 1970	Suctarca	16	5 - 442 Ind./ m ² ; Präferenz in Laub- /Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Suctobelba atomaria</i> Moritz, 1970	Suctatom	1	300 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald

<i>Suctobelbella baloghi</i> (Forsslund, 1958)	Suctbalo	5	13 - 625 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbella carcharodon</i> (Moritz, 1966)	Suctcarc	8	13 - 400 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbilla dentata europaea</i> Moritz, 1974	Suctdent	1	25 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbella diffissa</i> Moritz, 1974	Suctdiff	1	26 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbella duplex</i> (Strenzke, 1950)	Suctdupl	9	25 - 375 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbella falcata</i> (Forsslund, 1941)	Suctfalc	20	25 - 5750 Ind./ m ² ; häufig in Laub- /Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz
<i>Suctobelbella forsslundi</i> (Strenzke, 1950)	Suctfors	6	130 - 500 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelba granulata</i> van der Hammen, 1952	Suctgran	1	25 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbella hamata</i> Moritz, 1970	Sucthama	16	5 - 8245 Ind./ m ² ; häufig in Laub- /Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz
<i>Suctobelbella hammeri</i> cf. Krivolutzky, 1965	Sucthamm	7	5 - 250 Ind./ m ² ; wenig häufig in Laub- /Mischwald und Nadelwald, ohne erkennbare Präferenz
<i>Suctobelbella acutidens lobata</i> (Strenzke, 1950)	Suctloba	1	100 Ind./ m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Suctobelbella nasalis</i> (Forsslund, 1941)	Suctnasa	26	5 - 947 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Laub- /Mischwald; häufig auch in Nadelwald
<i>Suctobelbella palustris</i> (Forsslund, 1953)	Suctpalu	4	13 - 156 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Suctobelbella perforata</i> (Strenzke, 1950)	Suctperf	18	5 - 818 Ind./ m ² ; häufig in Laub-/Mischwald; wenig häufig in Nadelwald

<i>Suctobelbella prominens</i> (Moritz, 1966)	Suctprom	2	11 - 25 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Suctobelba regia</i> Moritz, 1970	Suctregi	6	25 - 728 Ind./ m ² ; wenig häufig in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Suctobelbella sarekensis</i> (Forsslund, 1941)	Suctsare	21	25 - 5369 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Suctobelbella sarekensis</i> <i>f. B</i> (Forsslund, 1941)	Suctsarf	3	13 - 39 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Suctobelba secta</i> Moritz, 1970	Suctsect	5	13 - 2800 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald; hohe Einzelabundanz; Verdacht auf Meso-/Mikrohabitat-Spezialist in Totholz, Moospolster etc.?
<i>Suctobelbella</i> <i>serratiostrum</i> Jacot, 1937	Suctserr	1	150 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald
<i>Suctobelbella similis</i> (Forsslund, 1941)	Suctsimi	17	13 - 2150 Ind./ m ² ; häufig in Nadelwald; wenig häufig in Laub-/Mischwald;
<i>Suctobelbella</i> <i>subcornigera</i> (Forsslund, 1941)	Suctsubc	49	34 - 7900 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald (84 % Konstanz); häufig in Nadelwald, wenig häufig in Grünland
<i>Suctobelbella subtrigona</i> (Oudemans, 1916)	Suctsubt	36	13 - 1.250 Ind./ m ² ; Schwerpunkt in Laub-/Mischwald (68 % Konstanz); häufig in Nadelwald, sporadisch in Grünland
<i>Suctobelba trigona</i> (Michael, 1888)	Sucttrig	17	13 - 1.761 Ind./ m ² ; häufig in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Suctobelbella tuberculata</i> (Strenzke, 1950)	Sucttube	3	26 - 984 Ind./ m ² ; in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Suctobelbella vera</i> (Moritz, 1964)	Suctvera	5	5 - 150 Ind./ m ² ; in Laub-/Mischwald; sporadisch in Nadelwald
<i>Synchthonius elegans</i> Forsslund, 1957	Synceleg	1	25 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald

<i>Tectocephus minor</i> Berlese, 1903	Tectmino	40	13 – 6.461 Ind./m ² ; Ubiquist; stetiger Begleiter in allen Nutzungsformen; nur wenig zahlreich in Grünland; besiedelt auch tiefere Bodenschichten
<i>Tectocephus velatus f. sarekensis</i> Trägårdh, 1910	Tectsare	2	26 - 85 Ind./ m ² ; ausschließlich in Laub-/Mischwald; (methodische Trennung von T. velatus nur in seltenen Fällen vorgenommen)
<i>Tectocephus velatus</i> Michael, 1880	Tectvela	69	13 – 19.350 Ind./m ² ; Ubiquist; stetiger Begleiter in allen Nutzungsformen; (häufig einschließlich T velatus sarekensis (s. o.))

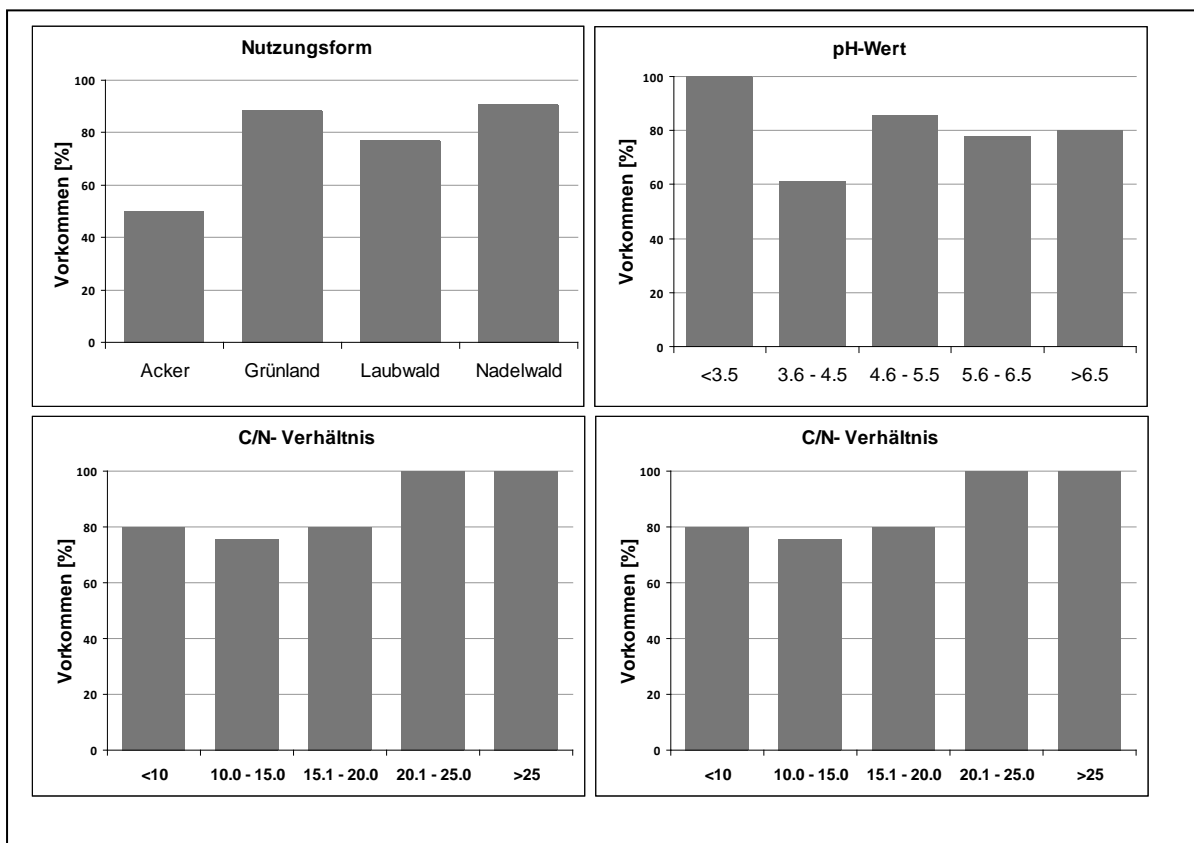


Abb. ORIB-16: Prozentuales Vorkommen von *Tectocephus velatus* nach Nutzungsform, pH, C/N - Verhältnis und Textur des Bodens

<i>Trhypochthonius tectorum</i> (Berlese, 1896)	Trhytect	1	34 Ind./m ² ; ausschließlich in Nadelwald
<i>Trichoribates incisellus</i> (Kramer, 1897)	Tricinci	7	34 -102 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald, sporadisch in Nadelwald

<i>Trichoribates novus</i> (Sellnick, 1928)	Tricnovu	13	34 -1562 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Trichoribates trimaculatus</i> (C.L. Koch, 1835)	Trictrim	4	28 – 102 Ind./m ² ; in Grünland, sporadisch in Laub-/Mischwald
<i>Tritegeus bisulcatus</i> Grandjean, 1953	Tritbisu	7	13 – 338 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Xenillus clypeator</i> Robineau-Desv., 1839	Xeniclyp	8	13 – 350 Ind./m ² ; in Laub-/Mischwald und Nadelwald ohne ausgeprägte Präferenz
<i>Xenillus discrepans</i> Grandjean, 1936	Xenidisc	1	13 Ind./m ² ; ausschließlich in Laub- /Mischwald
<i>Xenillus tegeocranus</i> (Hermann, 1804)	Xenitege	18	13 – 920 Ind./m ² ; Ubiquist; Begleiter in allen Nutzungsformen; Präferenz für Laub- /Mischwald
<i>Zygoribatula exilis</i> (Nicolet, 1855)	Zygoexil	18	5 - 900 Ind./m ² , Schwerpunkt Laub- /Mischwald sporadisch in Grünland und Nadelwald
<i>Zygoribatula frisiae</i> (Oudemans, 1916)	Zygofris	1	34 Ind./m ² , ausschließlich in Grünland

ANNEX RW 1: Auflistung und Vorkommen der wichtigsten Arten

Insgesamt enthielt die Datenbank 39 verschiedene Regenwurmarten. Die in Tabelle RW-1 aufgeführten 25 Arten wurden aus der weiteren Auswertung ausgeschlossen, da sie nur an einer geringen Anzahl von Standorten gefunden wurden. Tabelle 1 gibt die Anzahl der Funde dieser Arten an sowie eine kurze Beschreibung des Vorkommens der jeweiligen Art.

Tabelle 1: Regenwurmarten, die von der weiteren Auswertung ausgeschlossen wurden, mit Anzahl der Fundorte

Art	Fundorte	Bemerkung
<i>Allolobophora cupulifera</i>	3	Italienische Art (Paoletti & Gradenigo 1997)
<i>Allolobophora trapezoides</i>	1	Form von <i>A. caliginosa</i> (Sims & Gerard 1999)
<i>Allolobophoriella eiseni</i>	9	Vorkommen an Totholz und Baumrinde; spezielle Fangmethodik notwendig (Römbke 2009)
<i>Aporrectodea handlirschi</i>	9	Stammt aus dem südlichen Teil Eurasiens, verbreitet im westlichen Teil des Kaukasus, der nördlichen Türkei, Westitalien und im Norden Polens (Csuzdi & Zicsi 2003)
<i>Aporrectodea icterica</i>	11	Herkunft unbekannt, weit verbreitet, aber selten (Sims & Gerard 1999)
<i>Aporrectodea jenensis</i>	5	Heute als Synonym von <i>Aporrectodea rosea</i> angesehen (Blakemore 2002)
<i>Dendrobaena auriculata</i>	1	Ost-alpine Art, v.a. in Österreich, Ungarn, Slowakei, Polen und der Ukraine (Csuzdi & Zicsi 2003)
<i>Dendrobaena cognettii</i>	1	Paläarktische Herkunft, Kenntnis über die Verbreitung aufgrund der geringen Größe der Tiere lückenhaft (Csuzdi & Zicsi 2003)
<i>Dendrobaena illyrica</i>	1	Bisher nur aus Italien, Österreich und dem Balkan bekannt (Paoletti & Gradenigo 1997)

<i>Dendrobaena pygmaea</i>	4	Nur wenig bekannte Art, lückenhaft beschrieben (Sims & Gerard 1999)
<i>Dendrobaena vej dovski</i>	1	Tritt vor allem in der östlichen Alpenregion auf, in Österreich, Süddeutschland, der Slowakei und Ungarn (Csuzdi & Zicsi 2003)
<i>Eisenia fetida</i>	18	Stammt ursprünglich aus dem Gebiet zwischen Kaukasus und der Wald-Steppen-Zone Russlands (Perel 1997)
<i>Eisenia veneta</i>	1	Kompostart; Schwerpunkt Südosteuropa (Sims & Gerard 1999)
<i>Fitzingeria platyura</i>	7	Zentral-europäische Verbreitung (Csuzdi & Zicsi 2003)
<i>Helodrilus oculatus</i>	5	Lebt im Untergrund und in fließenden Gewässern, Teichen und Quellen oder an Ufern von Flüssen oder Bächen (Sims & Gerard 1999)
<i>Lumbricus badensis</i>	4	Endemisch am Kaiserstuhl (Baden)
<i>Lumbricus festivus</i>	5	Meistens in feuchten, sauren Böden, unter Baumstämmen und Steinen und an Flussufern (Sims & Gerard 1999)
<i>Lumbricus friendi</i>	2	Westeuropäische Art (Bouché 1972)
<i>Lumbricus friendoides</i>	9	Nach Bouché (1972) Unterart von <i>L. rubellus</i>
<i>Lumbricus meliboeus</i>	1	Bisher in Deutschland nur aus dem Südschwarzwald bekannt, sonst beschränkt auf montane Gebiete Italiens und Frankreichs (Omodeo 1956; Lamperski 1985)
<i>Lumbricus polyphemus</i>	12	Verbreitet in Süddeutschland bis Rumänien, Österreich und Südosteuropa (Csuzdi & Zicsi 2003)
<i>Murchieona minuscula</i>	9	Verbreitet in Italien, Frankreich, Spanien, USA (Sims & Gerard 1999)
<i>Octodrilus bretscheri</i>	1	Seltene Art, bisher nur aus Österreich bekannt (Paoletti & Gradenigo 1997)

<i>Octodrilus transpadanus</i>	1	Südeuropäische Art, aus Italien und Griechenland bekannt (Paoletti & Gradenigo 1997)
<i>Octolasion argoviense</i>	2	Alpine Verbreitung. Siehe auch <i>O. argoviensis</i> (Zicsi 1981)
<i>Proctodrilus antipai</i>	8	In Europa weit verbreitet, wird vielleicht wegen geringer Größe häufig übersehen (Bouché 1972). Gehörte früher zur Gattung <i>Allolobophora</i>

ANNEX RW 2: Abhängigkeit des Vorkommens von Standorteigenschaften

Allolobophora chlorotica

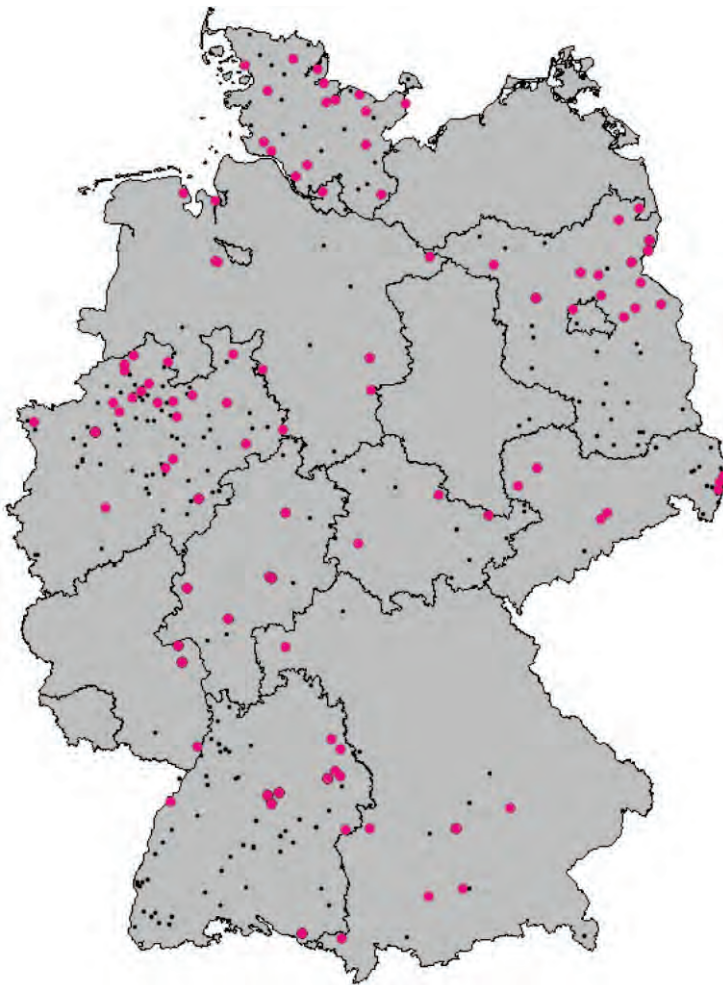


Abb. RW-1: Übersichtskarte des Vorkommens von *Allolobophora chlorotica*

Abbildung RW-1 zeigt das Vorkommen von *A. chlorotica* in der untersuchten Region. Es wird deutlich, dass die Art *A. chlorotica* in ganz Deutschland verteilt auf ca. einem Drittel aller Standorte vorkommt. *A. chlorotica* tritt vor allem auf Acker- und Grünlandstandorten auf und nur auf 3% und 5% der Laub- bzw. Nadelwaldstandorte (Abb. RW-2). Dieses Ergebnis wird durch Abb. RW-3 bestätigt. Die Unterschiede des Vorkommens der Art auf den unterschiedlichen Nutzungsformtypen sind statistisch signifikant.

Nachweis von *Allolobophora chlorotica* auf

- Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten

Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Allolobophora chlorotica*

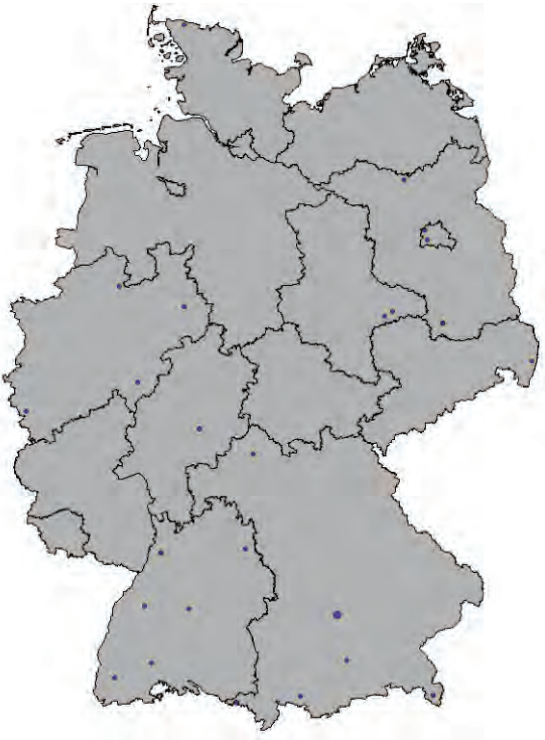
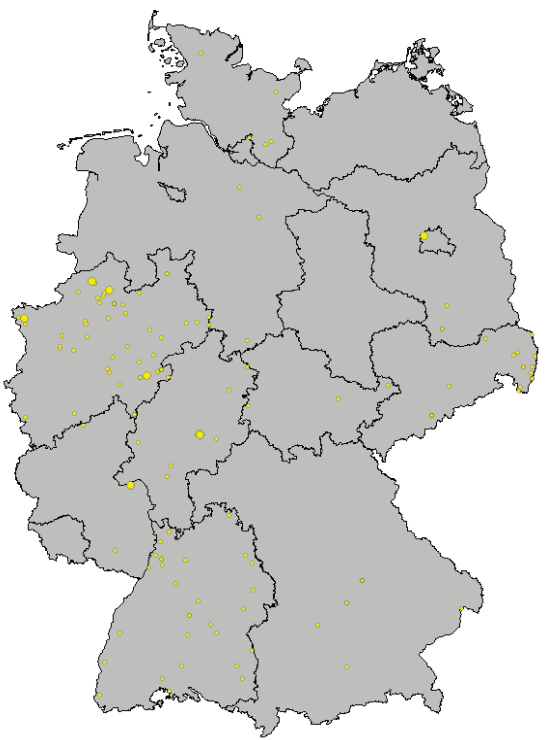
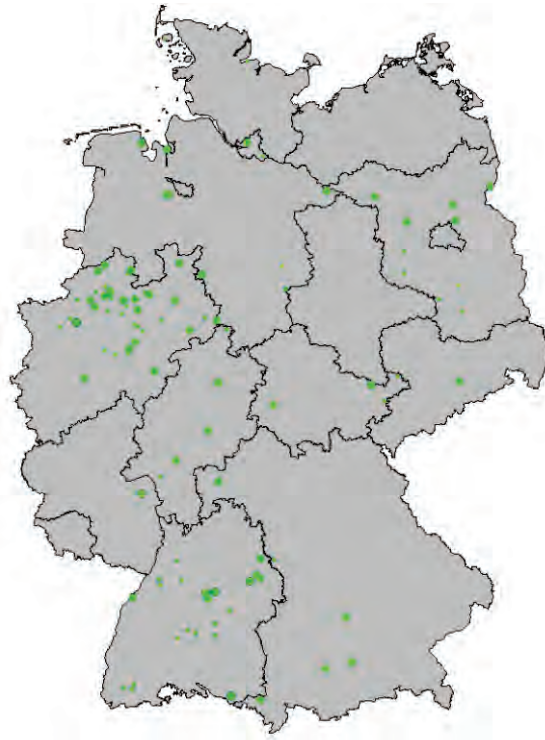
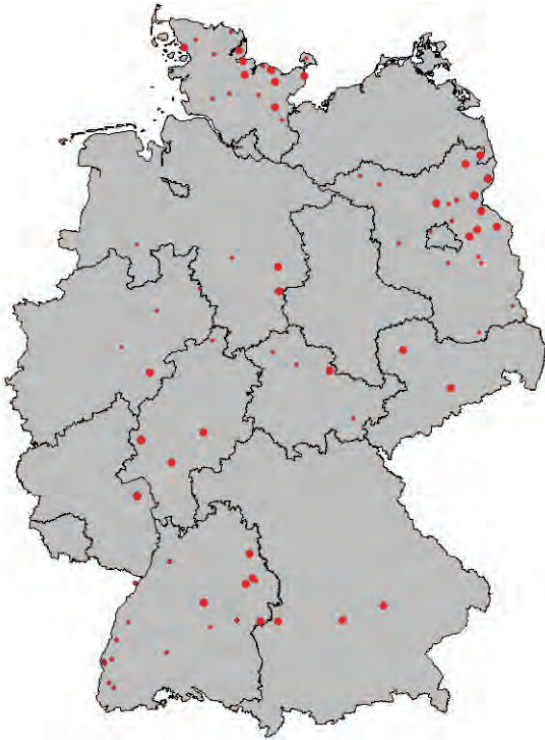
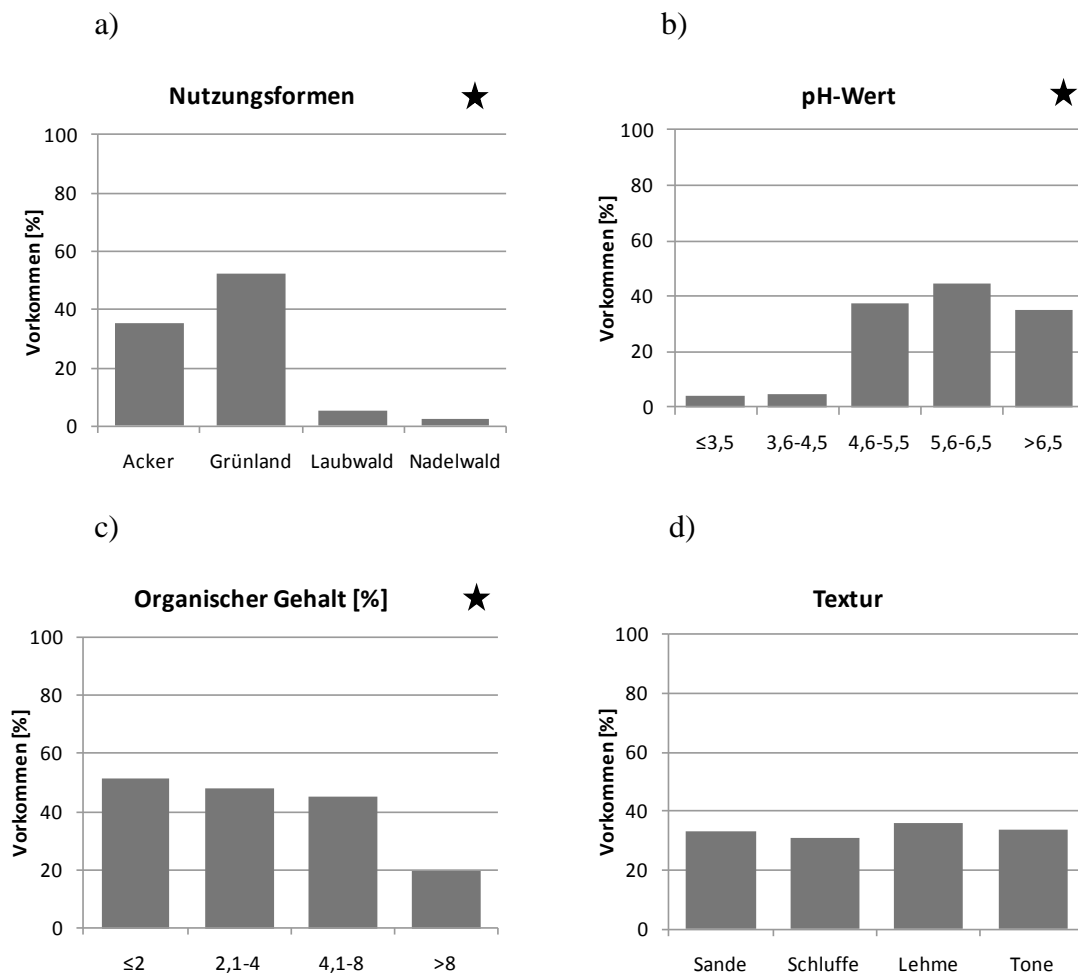


Abb. RW-2: Nachweise von *A. chlorotica* hinsichtlich verschiedener NutzungsformenAbb. RW-3: Prozentuales Vorkommen von *A. chlorotica* auf den Standorten der Umweltfaktor- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

In Abb. RW-3b sind deutliche Unterschiede des Vorkommens von *A. chlorotica* auf Standorten mit unterschiedlichen pH-Wert-Klassen zu sehen. Auf Standorten, die zu den Klassen eins und zwei gehören, konnten nur sehr selten Individuen nachgewiesen werden. In den Klassen drei, vier und fünf tritt die Art auf ca. 38%, 44% und 35% aller Standorte auf. Die statistische Auswertung hat gezeigt, dass die Art signifikant unterschiedlich häufig auf den Standorten der fünf Klassen vorkommt. Dies gilt ebenfalls für das Vorkommen der Art auf den Standorten der vier Klassen des organischen Gehalts. Das prozentuale Vorkommen der Art auf Standorten einer Klasse sinkt mit steigendem organischen Gehalt und nimmt bei einem organischen Gehalt von über 8 % den niedrigsten Wert von ca. 20% an (Abb. RW-3c). *A. chlorotica* findet sich zu ähnlichen Anteilen auf den Standorten aller Textur-Klassen (Abb.

RW-3d). Der statistische Test hat ergeben, dass die Unterschiede des Vorkommens der Art auf den Standorten der Texturklassen nicht signifikant sind.

Tabelle RW-2: Ökologisches Profil von *Allolobophora chlorotica*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen dieses Projekts (violett unterlegt).

<i>Allolobophora chlorotica</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • Acidophob (Satchell 1955) • Präferenz bei 4,5 – 8,2 (Sims & Gerard 1999)
	<ul style="list-style-type: none"> • Kein Vorkommen bei pH unter 4,0 (Satchell 1955; Nordström & Rundgren 1973)
	<ul style="list-style-type: none"> • Häufiges Vorkommen ab pH-Wert-Klasse 3 (> 4,6)
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Alle kultivierten Böden (Sims & Gerard 1999) • In feuchten Mineralböden (Graff 1953)
	<ul style="list-style-type: none"> • Häufig in Böden mit einem organischen Gehalt der Klassen 2 und 3 (zwischen 2 und 8%)
	<ul style="list-style-type: none"> • Seltener in Böden der Corg-Klasse 4 (über 8%)
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Auf Weiden, Feldern und in Gärten häufig die dominante Art (Sims & Gerard 1999)
	<ul style="list-style-type: none"> • An Gewässern, in Norddeutschland nicht in Wäldern, häufig in Ackerböden und Gärten, in Städten auch unter dem Straßenpflaster (Graff 1953)
	<ul style="list-style-type: none"> • Häufig in Ackerböden und Grünländern, sehr selten in Wäldern
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Weitverbreitet in der Paläarktis (Csuzdi & Zicsi 2003)
	<ul style="list-style-type: none"> • Weit verbreitet in außertropischen Regionen in Europa, Amerika, Afrika und Neuseeland (Csuzdi & Zicsi 2003)
	<ul style="list-style-type: none"> • Europa, Kleinasien, Nord- und Südamerika (Graff 1953)

Die Untersuchungen im Rahmen dieser Arbeit haben ergeben, dass das Vorkommen von *A. chlorotica* durch den pH-Wert des Bodens beeinflusst wird und sie auf Standorten, deren pH-Wert unterhalb von 4,6 liegt, nur sehr selten auftritt (Tab. RW-2). Dies stimmt gut mit dem von Sims & Gerard (1999) benannten Präferenzbereich überein, der zwischen pH-Werten von 4,5 und 8,2 liegt. Zum Einfluss des organischen Gehalts auf die Art wurden in der Literatur

kaum Angaben gefunden. Die Ergebnisse zeigen jedoch, dass *A. chlorotica* in Böden mit einem organischen Gehalt über 8% seltener auftritt als in den übrigen drei Klassen. In der Literatur sowie in den Ergebnissen dieser Arbeit konnte keine Korrelation zwischen dem Vorkommen von *A. chlorotica* und der Textur des Bodens festgestellt werden. Diese Ergebnisse zeigen deutlich, dass ein Zusammenhang besteht zwischen der Nutzungsform eines Standorts und dem Vorkommen von *A. chlorotica*. Die Art tritt fast ausschließlich auf Grün- und Ackerländern auf. Diese Verteilung der Art auf den unterschiedlichen Nutzungsformen stimmt mit den Angaben von Graff (1953) überein. Insgesamt besteht damit bei *A. chlorotica* eine sehr gute Übereinstimmung zwischen Literaturangaben und den in dieser Arbeit gefundenen ökologischen Ansprüche.

Aporrectodea limicola

- | | |
|---|---|
| ● Nachweis von <i>Aporrectodea limicola</i> | • Untersucher Standort ohne Nachweis von <i>Aporrectodea limicola</i> |
|---|---|

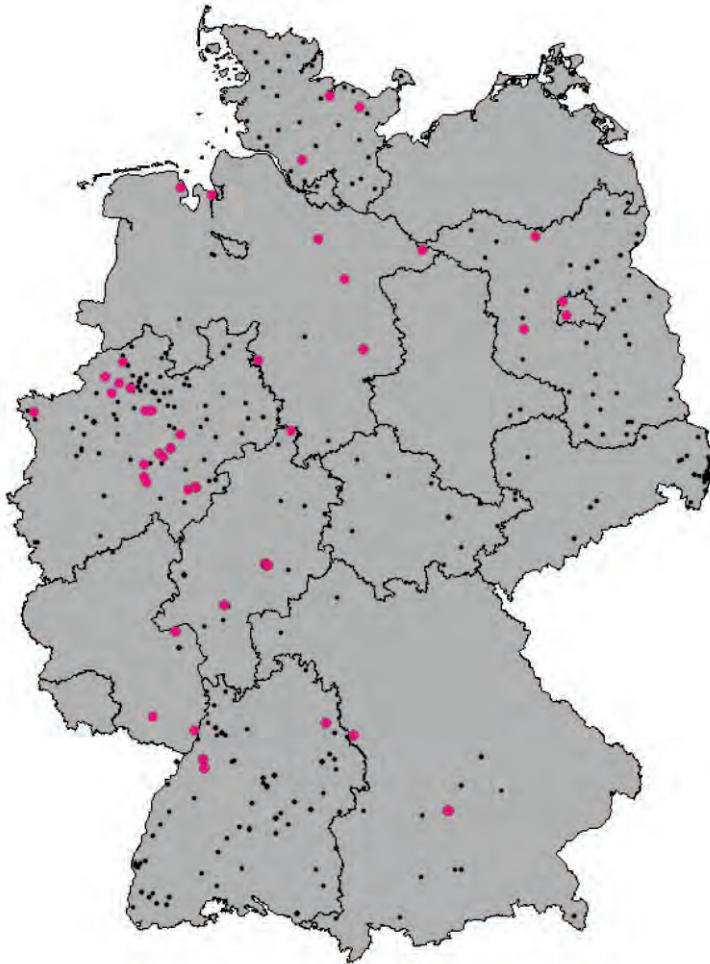


Abb. RW-4: Übersichtskarte des Vorkommens von *Aporrectodea limicola*

Abb. RW-4 stellt die Verteilung der Nachweise von *A. limicola* im Untersuchungsgebiet dar. Auffällig ist, dass die Art nur selten nachgewiesen werden konnte, gerade an 10,9% aller Standorte. Sie tritt am häufigsten auf Laubwaldstandorten auf, doch sind die Unterschiede zwischen dem Vorkommen auf den verschiedenen Nutzungsformen sehr gering und nicht statistisch signifikant (Abb. RW-5 und Abb. RW-6a).

Nachweis von *Aporrectodea limicola* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Aporrectodea limicola*

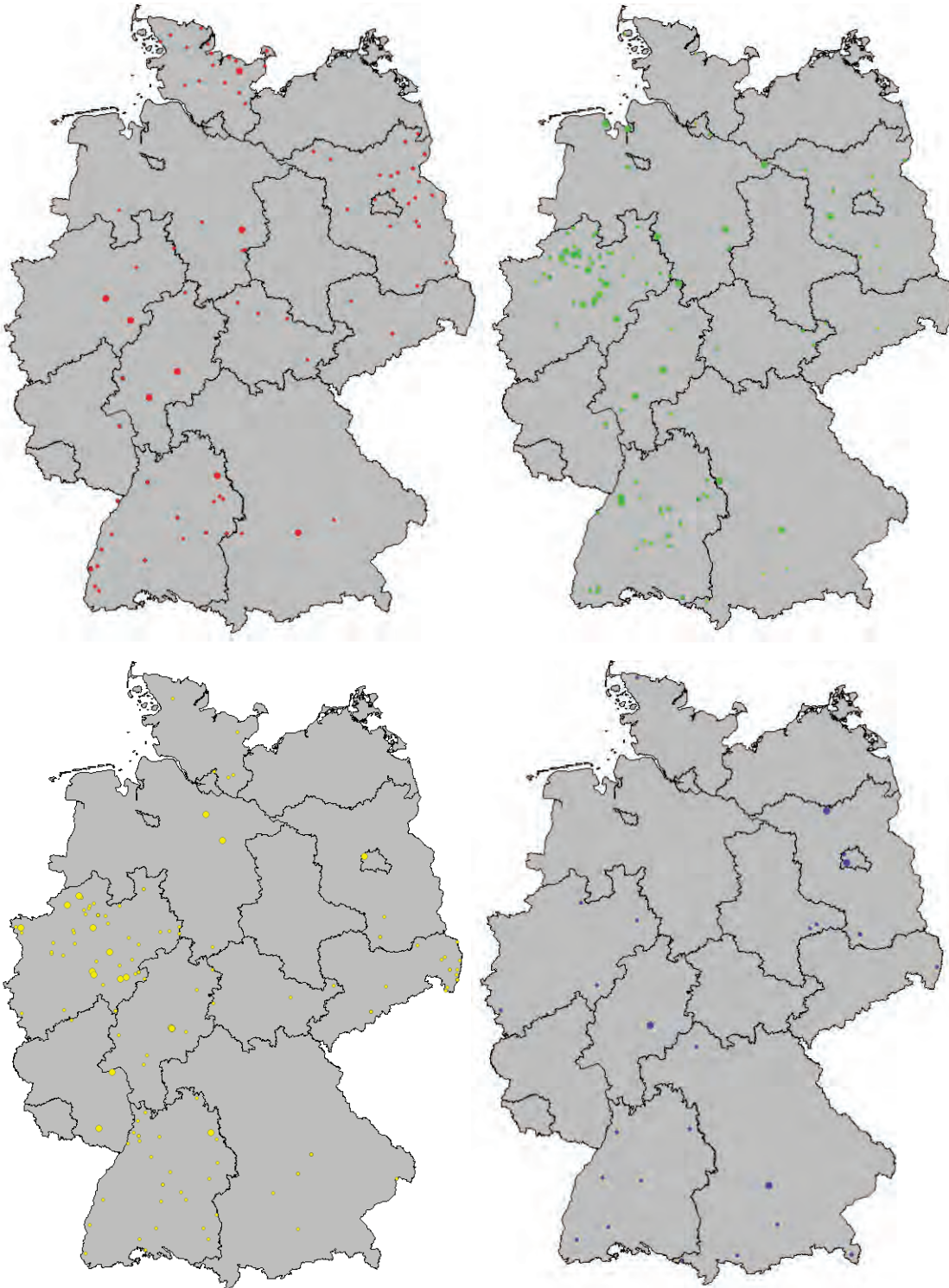


Abb. RW-5: Nachweise von *A. limicola* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

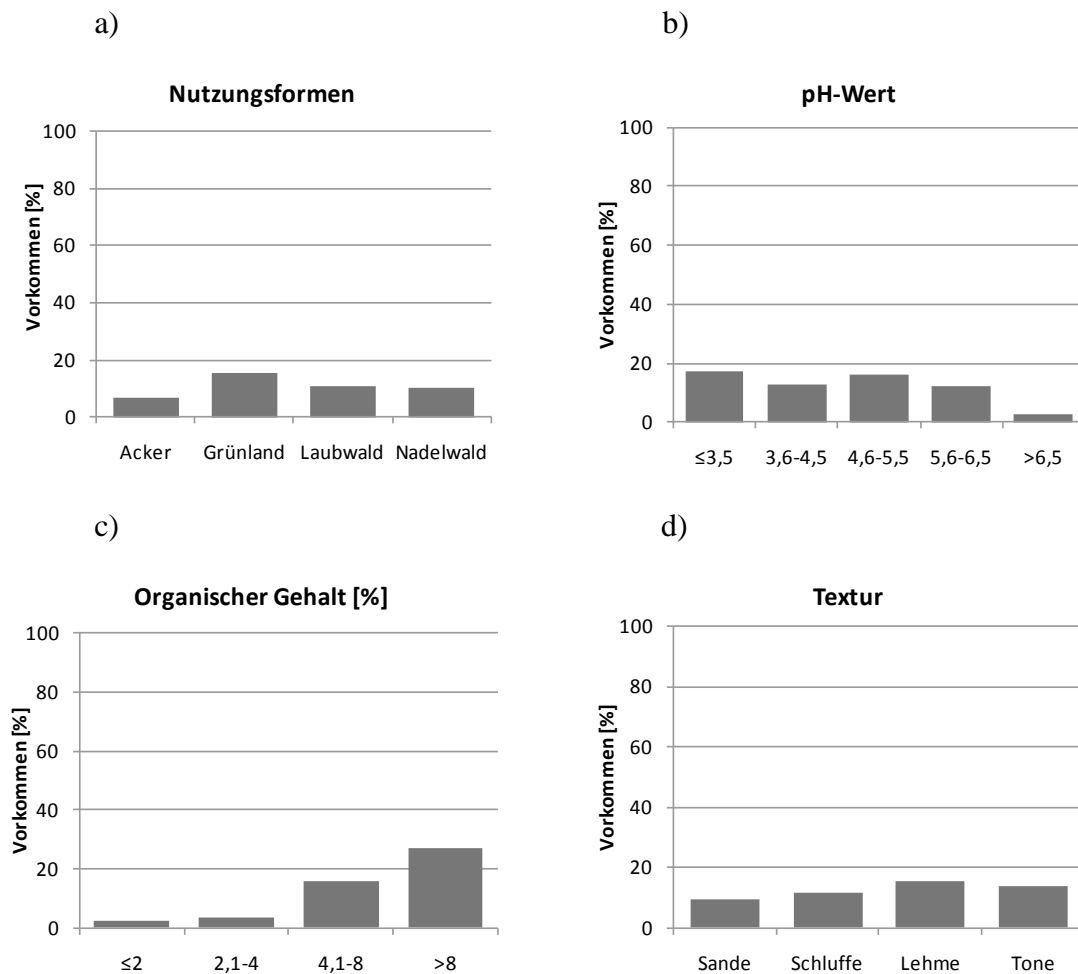


Abb. RW-6: Prozentuales Vorkommen von *A. limicola* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

Das Auftreten von *A. limicola* auf den Standorten der verschiedenen Klassen der drei Umweltfaktoren ist gering (Abb. RW-6), da die Art im gesamten Datensatz nur selten gefunden wurde (Abb. RW-4). Auch die Unterschiede zwischen den prozentualen Vorkommen der Art auf den unterschiedlichen Klassen eines Umweltfaktors sind niedrig und statistisch nicht signifikant, auch wenn sich beim organischen Gehalt eine positive Korrelation zwischen Vorkommen und zunehmendem organischen Gehalt andeutet.

Ein statistisch signifikanter Effekt auf das Vorkommen von *A. limicola* wurde durch keinen der untersuchten Umweltfaktoren oder die Nutzungsform festgestellt. Dies könnte vor allem darauf zurückzuführen sein, dass die Art nur an sehr wenigen Standorten vertreten war und die Menge der Daten so entsprechend gering war. Es lässt sich jedoch eine Tendenz für das pH-Wert-Optimum der Art erkennen: es wurde ein Präferenzbereich zwischen 3,5 und 6,5 identifiziert, der mit der Angabe von Sims & Gerard (1999) - bevorzugter pH-Wert-Bereich

zwischen 3,7 und 7,0 - übereinstimmt. Ebenso kann eine schwache positive Korrelation des Vorkommens der Art mit steigendem organischem Gehalt erkannt werden. Dazu wurden keine Angaben aus der Literatur gefunden. Über die Zusammenhänge des Vorkommens der Art mit Nutzungsform und Bodentextur lassen sich aufgrund der schlechten Datenlage anhand der hier erhobenen Untersuchungen keine Aussagen treffen. Im Rahmen der Literaturanalyse konnten diesbezüglich aber Angaben gefunden werden. Sims & Gerard (1999) beschreiben, dass die Art vornehmlich auf Grün- und Ackerländern gefunden wird und Graff (1953) schildert ein vorrangiges Auftreten von *A. limicola* in lehmigen Böden. Aufgrund der schlechten Datenlage ist es schwierig, das Verhältnis zwischen Literaturdaten und eigenen Ergebnissen einzuschätzen. Es gibt allerdings auch keine eindeutigen Widersprüche zwischen beiden Quellen.

Tab. RW-3: Ökologisches Profil von *Aporrectodea limicola*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Aporrectodea limicola</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • 3,7-7,0 (Sims & Gerard 1999)
	<ul style="list-style-type: none"> • Präferenz für pH-Wert-Klassen 1 - 4 ($\leq 6,5$) • Seltener ab pH-Wert-Klasse 5 ($> 6,5$)
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • In sehr feuchten und lehmigen Böden in der Nähe von Gewässern, auch in Auwäldern (Graff 1953)
	<ul style="list-style-type: none"> • Präferenz ab Corg-Klasse 4 (organischer Gehalt $>8\%$) • Sehr selten in Böden mit organischem Gehalt unter 4% • In lehmigen und tonigen Böden etwas häufiger als in sandigen und schluffigen Böden
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Hauptsächlich gefunden in Mooren und Sümpfen. • Nur gelegentlich in Gräben und Bächen, feuchten Weiden und Ackerland (Sims & Gerard 1999)
	<ul style="list-style-type: none"> • Auf Grünländern, auch in Laub- und Nadelwäldern • Auf Äckern selten
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Nur aus Mitteleuropa bekannt (Graff 1953)
	<ul style="list-style-type: none"> • Schweden, Deutschland, Schweiz, Belgien, Großbritannien, in

die USA eingeschleppt (Sims & Gerard 1999)

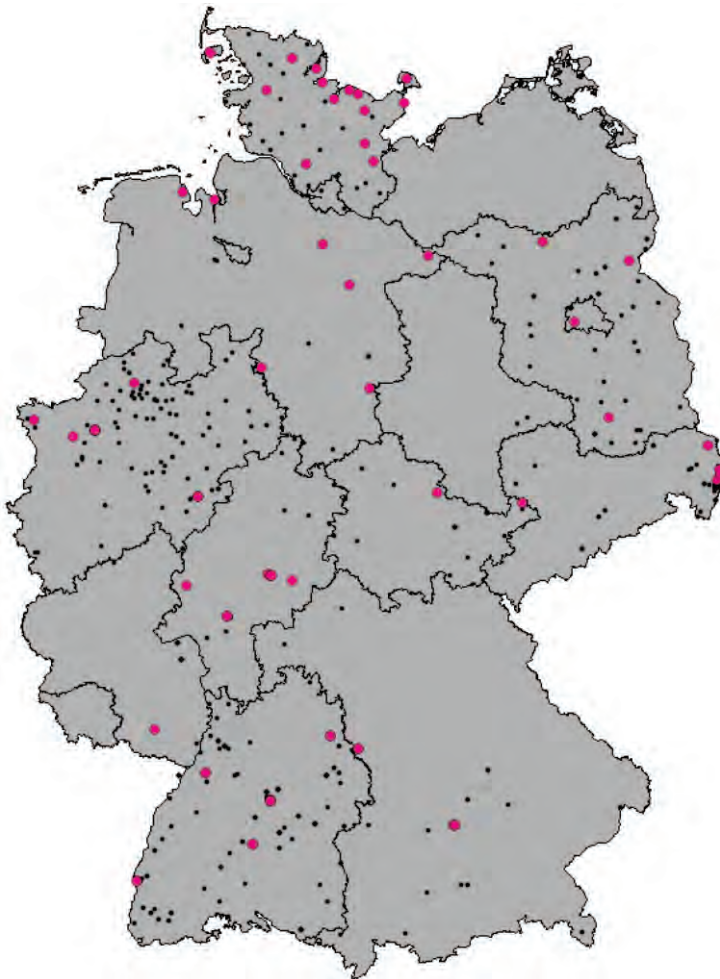
Aporrectodea longa

Abb. RW-7: Übersichtskarte des Vorkommens von *Aporrectodea longa*

Abb. RW-7 zeigt die Standorte im Untersuchungsgebiet, auf denen *A. longa* gefunden wurde. Die Art tritt auf 13,3% aller Standorte auf. Im äußersten Süden der Untersuchungsregion wurde die Art nicht mehr gefunden. Das Vorkommen auf den vier unterschiedlichen Nutzungsformen unterscheidet sich kaum und ist statistisch nicht signifikant (Abb. RW-8 und Abb. RW-9a).

Nachweis von *Aporrectodea longa* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Aporrectodea longa*

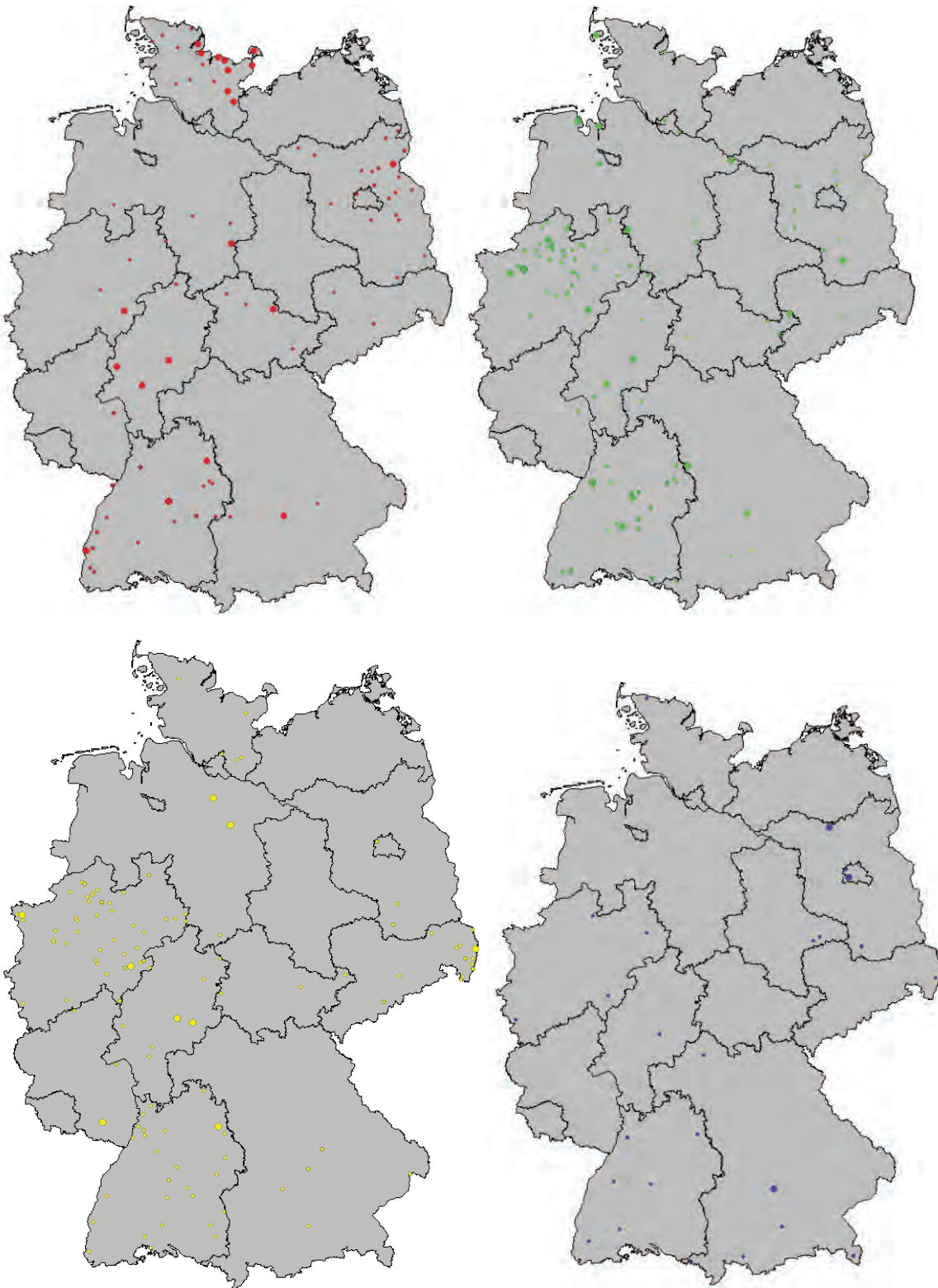


Abb. RW-8: Nachweise von *Aporrectodea longa* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

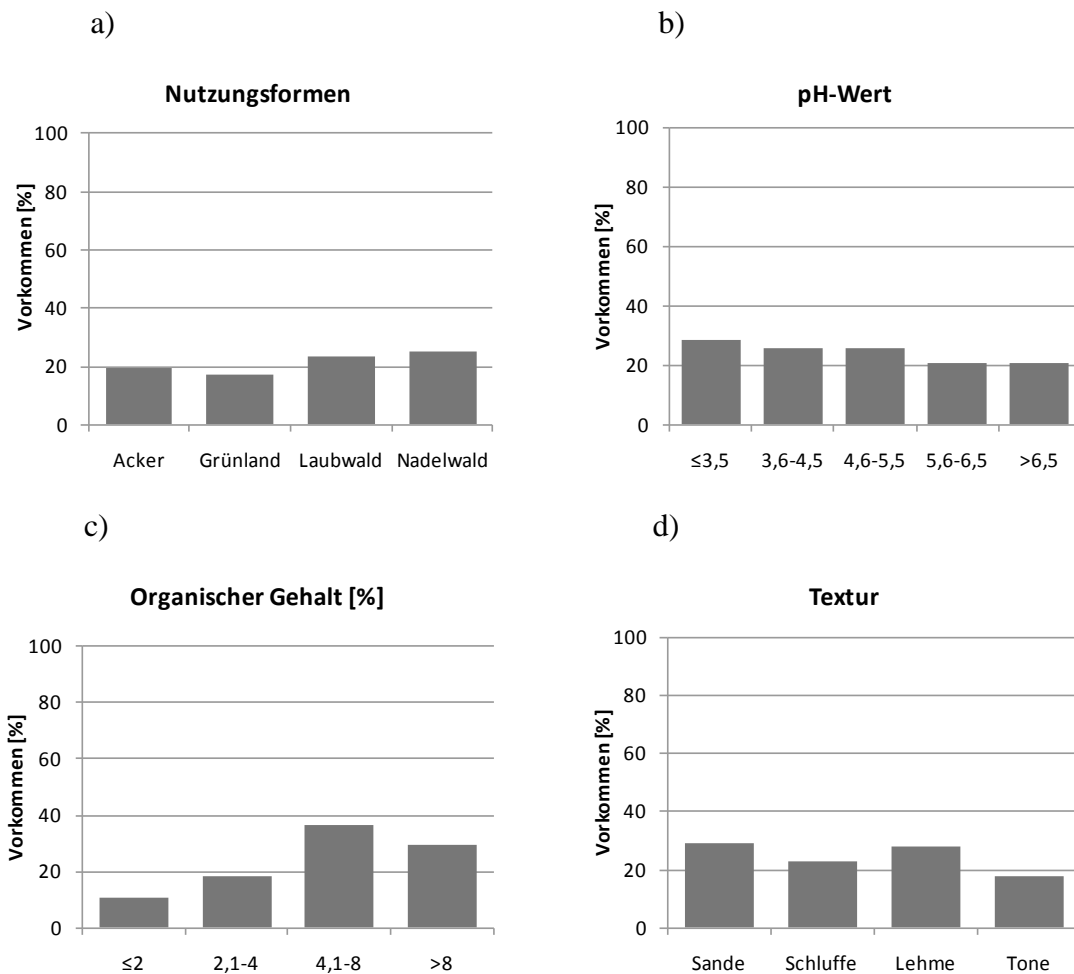


Abb. RW-9: Prozentuales Vorkommen von *A. longa* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

A. longa ist auf den Standorten aller Klassen der drei Umweltfaktoren relativ gleichmäßig vertreten, die Werte liegen zwischen 36% und 18%. Somit sind auch die Unterschiede zwischen den Vorkommen der Art auf den Standorten der Klassen der Umweltfaktoren gering und in allen Fällen statistisch nicht signifikant.

Tab. RW-4: Ökologisches Profil von *A. longa*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Aporrectodea longa</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • Präferenz für neutrale Böden (Nordström & Rundgren 1973) • 4,5-7 (Park, Gras) (Satchell 1955) • 6,7-9,4 (Sims & Gerard 1999) • 6-8 (Daugbjerg 1988) • In Böden mit allen pH-Werten zu finden
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Nicht in flachen Böden, mindestens 25 cm Tiefe (Phillipson et al. 1976) • Korrelation zwischen Abundanz und dem organischen Gehalt in 20-60 cm Tiefe (Nordström & Rundgren 1974) • Selten anzutreffen bei Corg-Klasse 1 und 2 (organischer Gehalt unter 4%) • In Böden aller Texturen nachgewiesen
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • In Grasböden und in Gärten, weniger in Feldern (Graff 1953) • Verbreitet in Gärten und Kulturland, auch in Weiden und Waldgebieten. (Sims & Gerard 1999) • Zahlreich an Flussufern und Seen (Sims & Gerard 1999) • Vorkommen in Laub- und Nadelwäldern etwas häufiger als auf Acker- und Grünländern
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der paläarktischen Region von Skandinavien bis Norditalien, östlich bis Serbien (Sims & Gerard 1999) • Im Osten der USA (Sims & Gerard 1999) • In Mexico, Australien und Neuseeland (Sims & Gerard 1999) • Weit verbreitet in außertropischen Gebieten Australien (Csuzdi & Zicsi 2003) • Verbreitet in Nordeuropa, Nordamerika, Südamerika, Afrika, Asien und Australien (Csuzdi & Zicsi 2003)

Für pH-Wert, Textur und Nutzungsform lässt sich für *A. longa* kein klarer Präferenzbereich definieren. Die in der Literatur mehrfach beschriebene Präferenz für neutrale bis basische

Böden (u.a. Sims & Gerard 1999; Daughjerg 1988) kann durch die Ergebnisse (siehe Abb. RW-9) nicht bestätigt werden. Gleiches gilt für das von Graff (1953) beschriebene vorrangige Auftreten der Art auf Äckern und Grünländern, da die Art in den hier durchgeführten Untersuchungen auf allen Nutzungsformen gefunden wurde, was wiederum durch die Erläuterungen von Sims & Gerard (1999) bestätigt wird. Zu einer bevorzugten Bodentextur von *A. longa* wurde auch in den verschiedenen Literaturquellen keine Angabe gefunden. Die Abhängigkeit des Vorkommens der Art vom organischen Gehalt, die sich in den Resultaten in Abb. RW-9 andeutet, ist nicht statistisch signifikant. Jedoch kann man eine Tendenz erkennen, dass *A. longa* einen organischen Gehalt zwischen 4 und 8% im Boden präferiert. Eine Korrelation zwischen der Abundanz dieser Art und dem organischen Gehalt wird auch von Nordström & Rundgren (1974) beschrieben. Die Angaben in der Literatur und in dem hier zusammen getragenen Datensatz passen nicht gut zusammen. Es ist allerdings nicht bekannt, ob dies auf eine zu geringe Datenmenge, eine Verzerrung aufgrund der Auswahl der Standorte oder der Erfassung einer Artengruppe unter dem gemeinsamen Namen *A. longa* beruht (Fernández et al. 2010).

Aporrectodea rosea

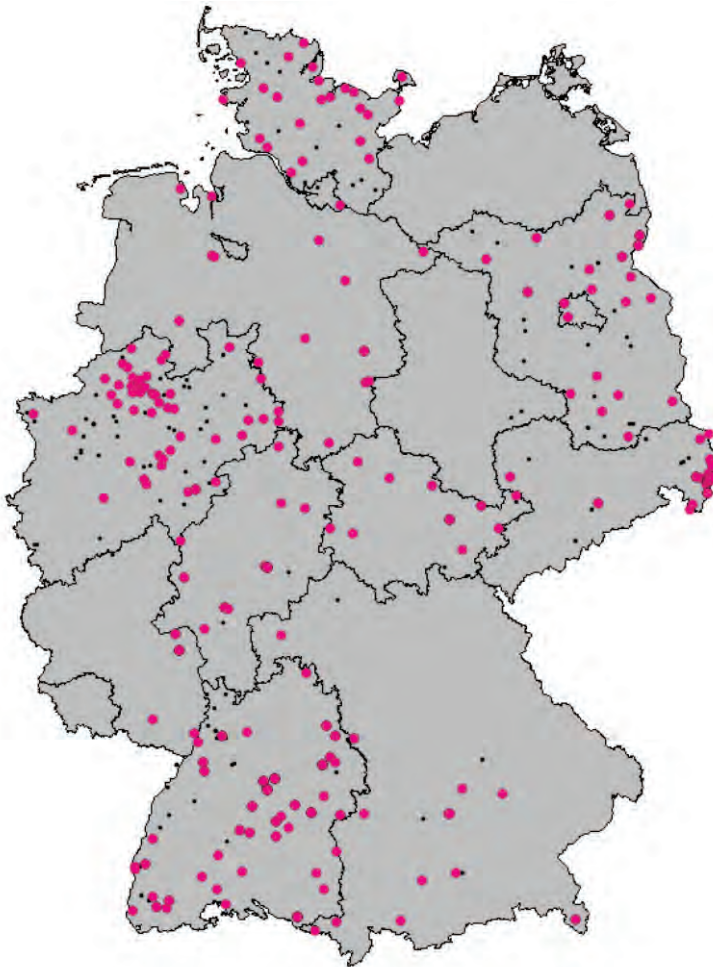


Abbildung RW-10: Übersichtskarte des Vorkommens von *Aporrectodea rosea*

Die Verteilung von *A. rosea* in dem untersuchten Gebiet ist in Abbildung RW-10 dargestellt. Die Art wurde auf 57,4% der untersuchten Standorte nachgewiesen. Abb. RW-11 und Abb. RW-12a zeigen, dass *A. rosea* am häufigsten auf Grünlandstandorten auftritt (76%). Sie ist auf 37,5% der Nadelwaldstandorte gefunden worden; d.h. dass sie bei dieser Nutzungsform am wenigsten häufig vertreten ist (Abb. RW-11). Die Unterschiede des Vorkommens der Art zwischen unterschiedlichen Nutzungsformen sind statistisch signifikant (Abb. RW-12a).

Nachweis von *Aporrectodea rosea* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Aporrectodea rosea*

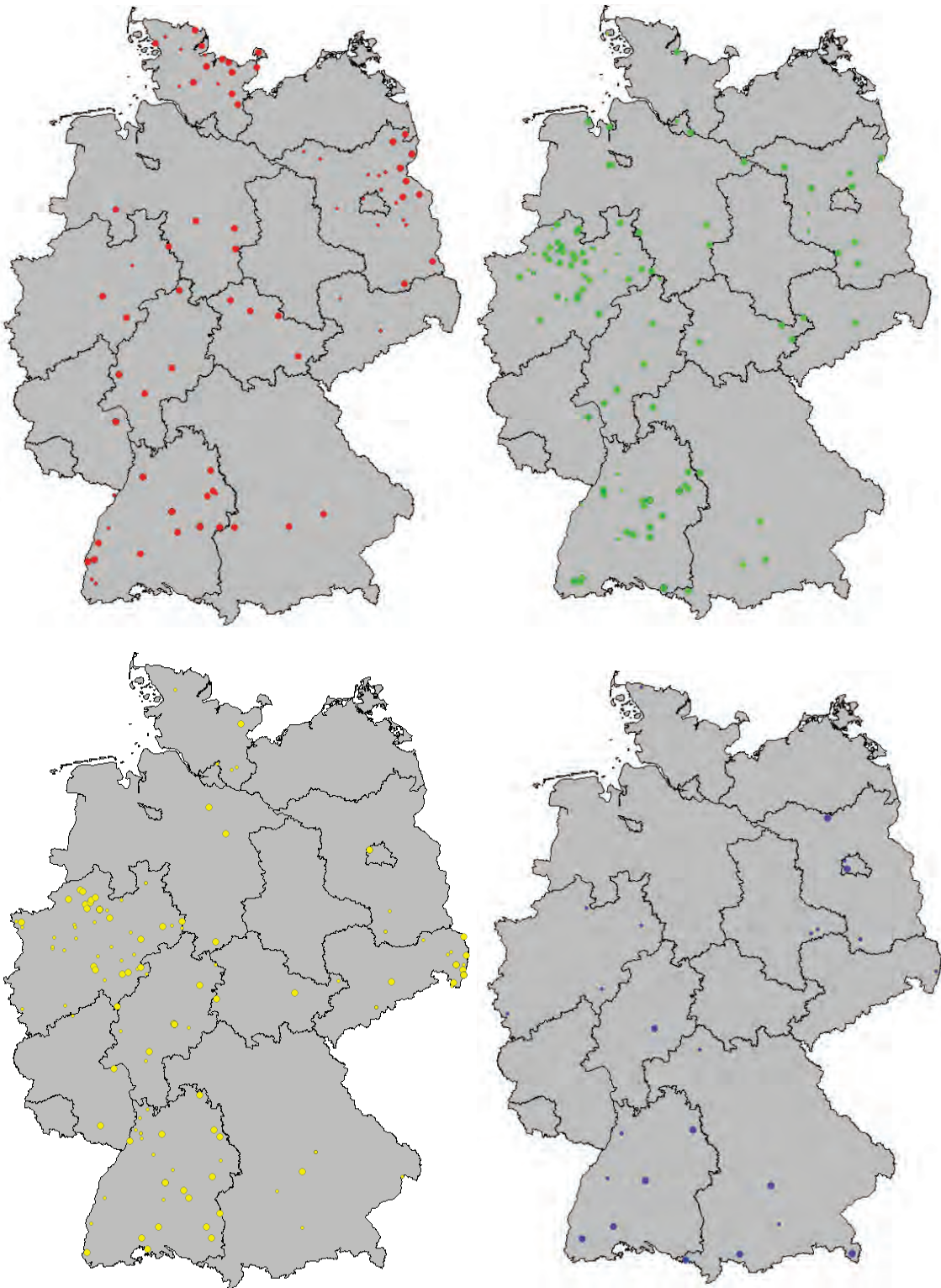


Abb. RW-11: Nachweise von *Aporrectodea rosea* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

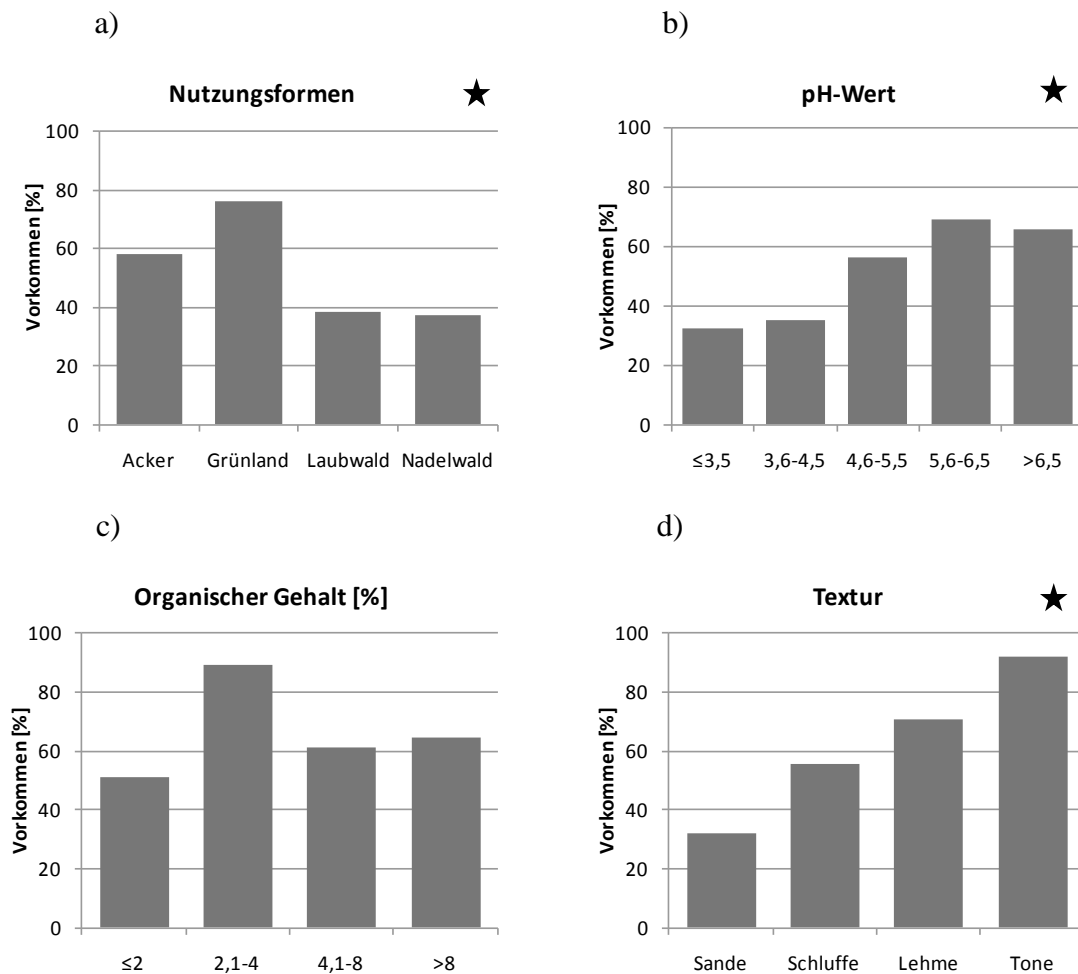


Abb. RW-12: Prozentuales Vorkommen von *A. rosea* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

In Abb. RW-12b wird deutlich, dass zwischen dem Vorkommen von *A. rosea* und dem ansteigenden pH-Wert besteht eine positive Korrelation besteht. Am häufigsten tritt die Art auf Standorten mit einem pH-Wert zwischen 5,6 und 6,5 auf. Die Unterschiede in der Häufigkeit des Auftretens von *A. rosea* zwischen den Klassen sind statistisch signifikant. Dies gilt ebenfalls für die Texturklassen. *A. rosea* kommt am häufigsten auf Tonstandorten vor, sie wurde auf 92% aller Tonstandorte nachgewiesen. Am seltensten tritt die Art in sandigen Böden auf (Abb. RW-12d). *A. rosea* wurde nicht signifikant unterschiedlich häufig auf den unterschiedlich Klassen des organischen Gehalts gefunden, obwohl Abb. RW-12c im Vergleich zu den übrigen Klassen einen deutlich höheren Wert für das Vorkommen der Art auf Böden mit einem organischen Gehalt zwischen 2,1 und 4 % zeigt.

Tab. RW-5: Ökologisches Profil von *Aporrectodea rosea*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Aporrectodea rosea</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • Acidophob (Satchell 1955) • Präferenz 4-7 (Nordström & Rundgren 1973) • 4,5-7,0 (Satchell 1955) • 4,9-9,8 (Sims & Gerard 1999) • Häufig gefunden in Böden ab pH-Wert-Klasse 3 (>4,6)
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Lebt in tonigen, lehmigen und hauptsächlich sandigen Böden (Graff 1953) • Verteilungsmuster im Buchenwald abhängig von Bodentiefe und Dichte, Böden mit weniger als 25 cm Tiefe sind unvorteilhaft (Phillipson et al. 1976) • Am häufigsten in tonigen und lehmigen Böden nachgewiesen • Kommt auch in sandigen und schluffigen Böden vor. • Tritt am häufigsten auf Böden der Corg-Klasse 2 auf (organischer Gehalt zwischen 2,1 und 4%).
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Felder, Grasland, Laubwälder, Flussufer (Graff 1953) • In Acker- Grünland und Wald gleich häufig (Graff 1953) • Unter Blättern, Steinen und Holzscheiten (Sims & Gerard 1999) • Auf Weiden, in Gärten und Wäldern (Sims & Gerard 1999) • Auf Acker- und Grünländern häufiger anzutreffen als in Laub- und Nadelwäldern
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der paläarktischen Region (Csuzdi & Zicsi 2003) • Verbreitet in Nordeuropa, Nordamerika, Südamerika, Afrika, Asien und Australien (Csuzdi & Zicsi 2003) • Kleinasien bis Innerasien und Sibirien, Afrika, Amerika, Australien und Neuseeland (Graff 1953)

Die Ergebnisse in Abb. RW-12 zeigen deutlich, dass der pH-Wert auf das Vorkommen von *A. rosea* signifikant Einfluss nimmt, so dass das pH-Wert-Optimum im Bereich oberhalb von 4,6 liegt. Dieser Wert stimmt mit den von Satchell (1955) und Sims & Gerard (1999)

definierten Werten weitestgehend überein. Die hier angestellten Untersuchungen haben ebenfalls ergeben, dass das Vorkommen der Art durch die Nutzungsform beeinflusst wird. Die Art kommt wesentlich häufiger auf Äckern und Grünländern vor als in den Wäldern. Dies widerspricht der Aussage von Graff (1953), dass das Vorkommen in Acker, Grünland und Wald gleich häufig wäre. Aus Abb. RW-12 kann auch abgelesen werden, dass *A. rosea* am häufigsten in tonigen Böden vertreten ist und nur selten in sandigen. Dies unterscheidet sich teilweise von der Erläuterung von Graff (1953), der die Art zwar auch in lehmigen und tonigen Böden fand, sie aber hauptsächlich den sandigen Böden zuordnet. Zum Vorkommen in Abhängigkeit vom organischen Gehalt konnten keine Literaturangaben gefunden werden. Die – statistisch nicht signifikanten - Ergebnisse dieser Arbeit deuten jedoch darauf hin, dass der Präferenzbereich der Art bei einem organischen Gehalt zwischen 2,1 und 4% liegt. Insgesamt fanden sich einige Unterschiede hinsichtlich der in der Literatur beschriebenen ökologischen Ansprüche dieser Art und den Ergebnissen dieser Arbeit. Aufgrund neuerer Untersuchungen zu den genetischen Unterschieden bei Tieren aus verschiedenen *A. rosea*-Populationen liegt es nahe, dass sich diese Würmer auch ökologisch unterscheiden (Klarica et al. 2010).

Dendrobaena attemsi

- | | |
|---|---|
| ● Nachweis von <i>Dendrobaena attemsi</i> | ● Untersucher Standort ohne Nachweis von <i>Dendrobaena attemsi</i> |
|---|---|

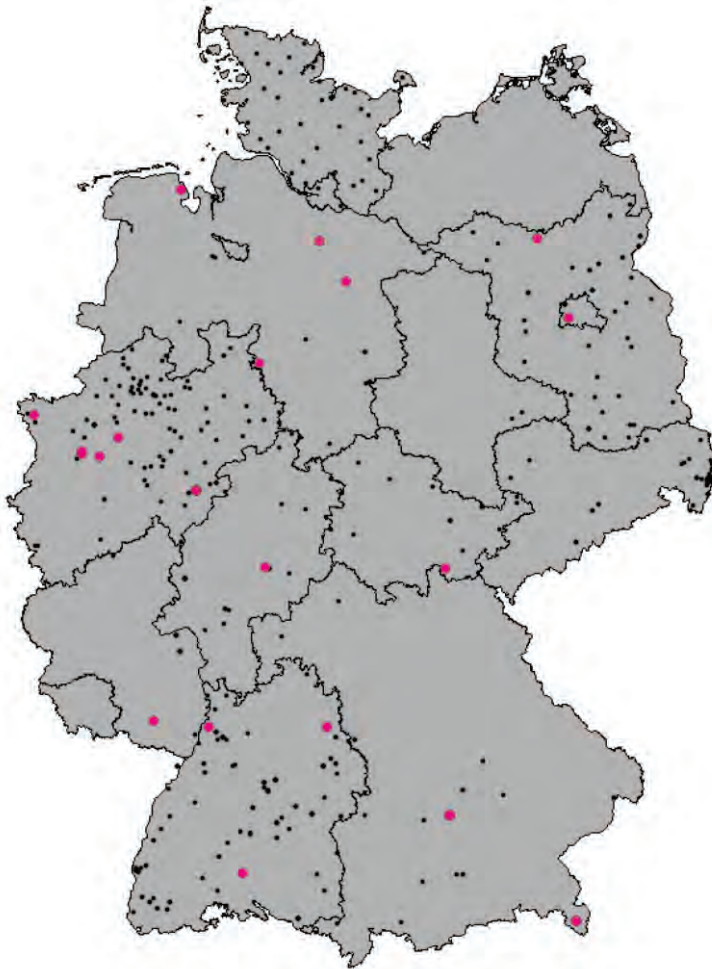


Abbildung RW-13: Übersichtskarte des Vorkommens von *Dendrobaena attemsi*

In Abbildung RW-13 sind alle Nachweise von *D. attemsi* im untersuchten Gebiet dargestellt. Es wird deutlich, dass die Art selten auftritt. Sie wurde auf 4,1% der Standorte gefunden. Die Art ist, wie in Abb. RW-14 und Abb. RW-15a verdeutlicht wird, am häufigsten auf Nadelwaldstandorten vertreten. Sie kommt jedoch nicht statistisch signifikant unterschiedlich häufig auf den unterschiedlichen Nutzungsformen vor.

Nachweis von *Dendrobaena attemsi* auf

- Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten

Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Dendrobaena attemsi*

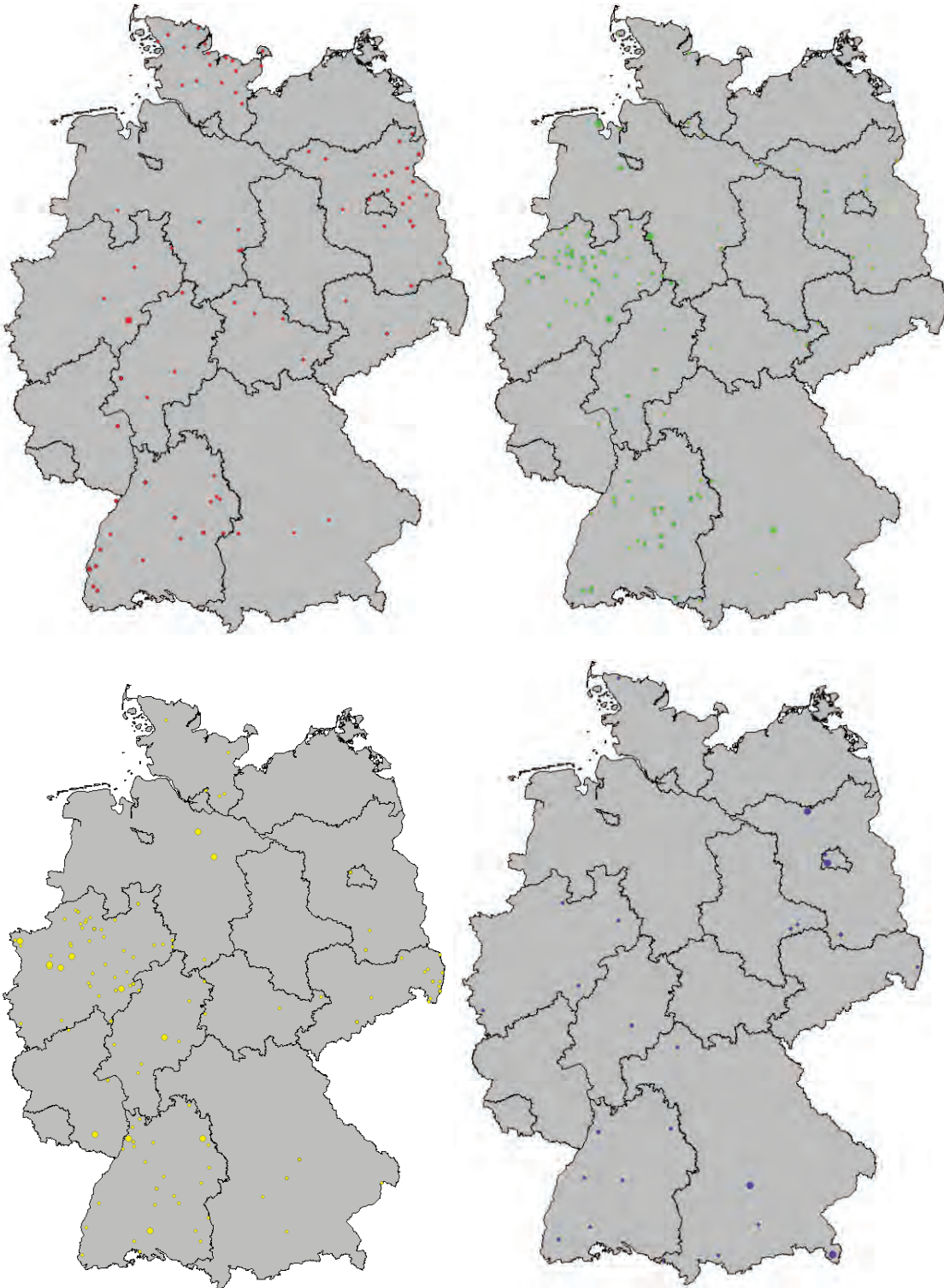


Abb. RW-14: Nachweise von *Dendrobaena attemsi* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

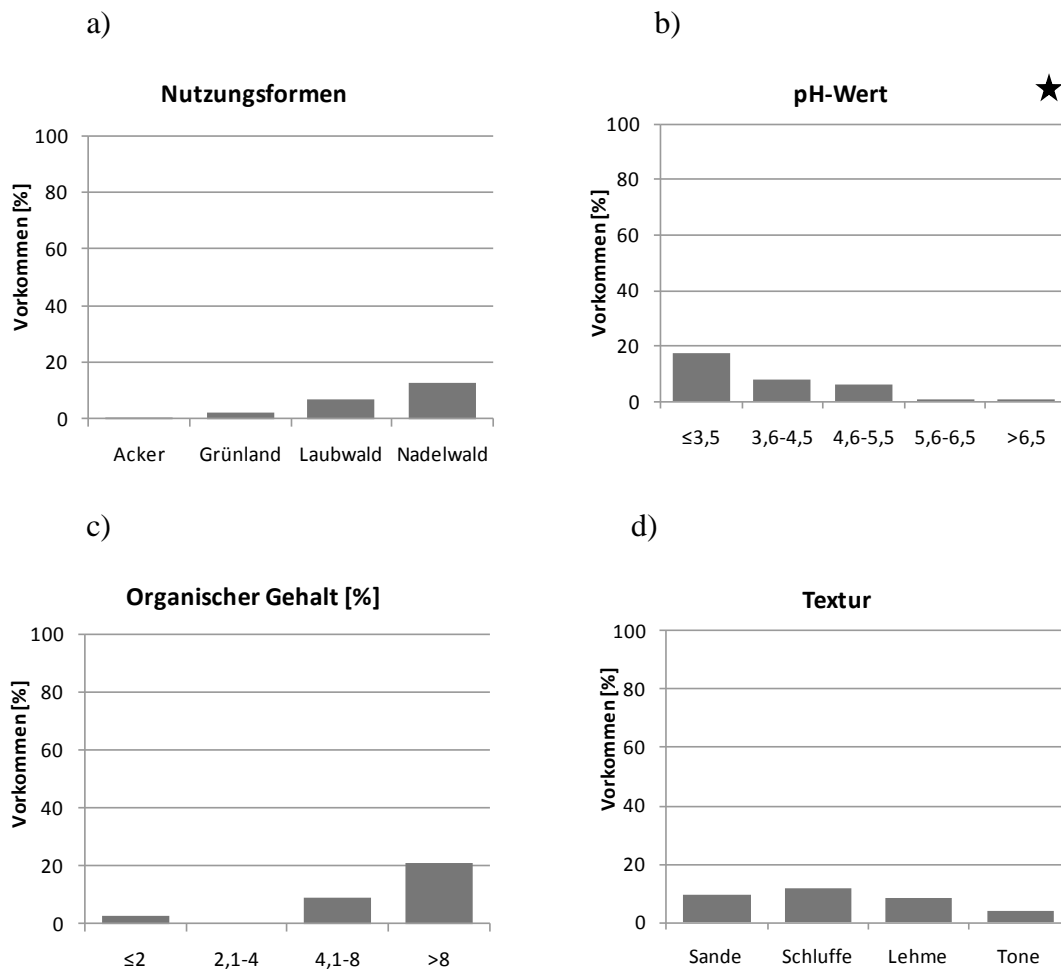


Abb. RW-15: Prozentuales Vorkommen von *D. attemsi* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

Die Unterschiede zwischen den Vorkommen von *D. attemsi* auf den Standorten der unterschiedlichen Klassen von organischem Gehalt und Bodentextur sind ebenfalls statistisch nicht signifikant. In Abbildung RW-15c kann man jedoch den höchsten Wert des Vorkommens auf Standorten mit einem organischen Gehalt von über 8% erkennen. Innerhalb der vier Texturklassen wurde die Art auf Schluffböden am häufigsten nachgewiesen (Abb. RW-15d).

D. attemsi tritt signifikant unterschiedlich häufig auf den Standorten der pH-Wert-Klassen auf, am häufigsten ist sie in der niedrigsten Klasse mit einem pH-Wert kleiner oder gleich 3,5 vertreten. Sie konnte in dieser Klasse auf 17,4% aller Standorte gefunden werden (Abb. RW-15b).

Tab. RW-6: Ökologisches Profil von *Dendrobaena attemsi*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Dendrobaena attemsi</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • 3,5-5,6 (Sims & Gerard 1999) • Präferenz bei pH-Wert-Klasse 1 ($\leq 3,5$)
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • In sauren sandigen und torfigen Böden (Sims & Gerard 1999) • Am häufigsten in Böden der Corg-Klasse 4 (organischer Gehalt über 8%) • In allen Bodentexturen nachgewiesen, selten in tonigen Böden
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Im Humus der Laubwälder (Graff 1953) • Vielfach in Gewächshäuser und Gärtnerbetriebe verschleppt (Graff 1953) • Im Wald unter Moos und in der Streu (Sims & Gerard 1999) • In Gewächshäusern (Sims & Gerard 1999) • Vor allem in Nadelwäldern nachgewiesen, seltener auch in Laubwäldern • Kein Vorkommen auf Ackerland
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Vom Kaukasus über die Balkanhalbinsel bis Österreich (Graff 1953) • In Russland, Österreich, Jugoslawien, Deutschland, Belgien, Frankreich, eingeschleppt in die USA (Sims & Gerard 1999) • Selten (Sims & Gerard 1999)

Die Ergebnisse der Art *D. attemsi* lassen nur wenige Aussagen zur Korrelation des Vorkommens der Art mit einem der Umweltfaktoren zu, da es nur wenige Fundstellen gab. Trotz der schlechten Datenlage zeigte sich, dass vor allem der pH-Wert einen deutlichen Einfluss auf das Vorkommen von *D. attemsi* hat. Daher ist die Art als acidophil zu bezeichnen, da sie am häufigsten im pH-Bereich kleiner 3,5 nachgewiesen wurde. Dies deckt sich nicht gänzlich mit den Angaben von Sims & Gerard (1999), die den Präferenzbereich der Art zwar auch im sauren Bereich ansiedeln, ihn jedoch zwischen pH-Werten von 3,5 und 5,6 definieren. Trotz der niedrigen Anzahl an Nachweisen zeigte sich, dass *D. attemsi* am häufigsten in Nadel- und Laubwäldern gefunden wurde, was durch verschiedene

Literaturangaben bestätigt wird (Graff 1953; Sims & Gerard 1999). Anhand der Ergebnisse dieser Arbeit konnte ein Optimum der Art für einen organischen Gehalt oberhalb von 8% definiert werden. In der Literatur wurden dazu keine Angaben gefunden. Aufgrund der geringen Anzahl an Fundstellen (und des epigäischen Lebensformtyps) lässt sich keine Präferenz einer Bodentextur von *D. attemsi* festlegen, so dass die von Sims & Gerard (1999) beschriebene Präferenz für sandige Böden nicht bestätigt werden kann. Aufgrund der schlechten Datenlage ist es schwierig, das Verhältnis zwischen Literaturdaten und eigenen Ergebnissen einzuschätzen. Es gibt allerdings auch keine eindeutigen Widersprüche zwischen beiden Quellen.

Dendrodrilus rubidus

- | | |
|--|--|
| ● Nachweis von <i>Dendrodrilus rubidus</i> | ● Untersucher Standort ohne Nachweis von <i>Dendrodrilus rubidus</i> |
|--|--|

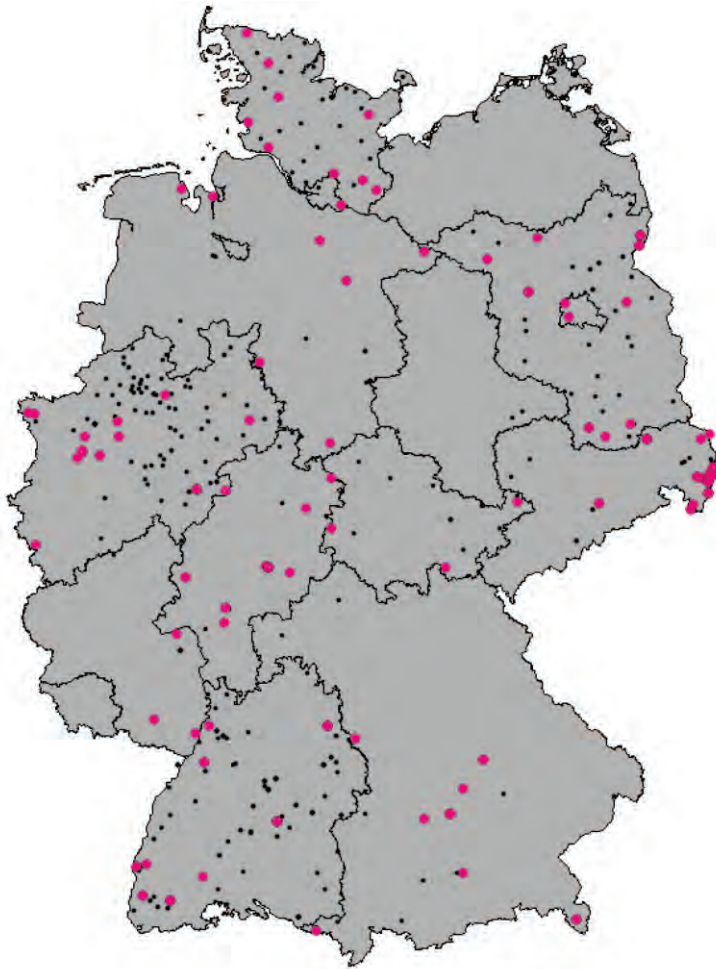


Abbildung RW-16: Übersichtskarte des Vorkommens von *Dendrodrilus rubidus*

Die Verteilung von *D. rubidus* wird in Abbildung vorgestellt. Die Art tritt über das gesamte Untersuchungsgebiet verteilt auf. Sie wurde an 31,7% der Standorte nachgewiesen. Das Vorkommen der Art auf den unterschiedlichen Nutzungsformen ist in Abb. RW-17 abgebildet. Abb. RW-18a verdeutlicht dieses Ergebnis und zeigt, dass *D. rubidus* am häufigsten in Nadelwäldern vertreten ist, wo die Art an 57,5% der Standorte gefunden wurde. Sie kommt auf 47% der Laubwaldstandorte vor. Auf Grünland- und Ackerstandorten konnte *D. rubidus* seltener nachgewiesen werden. Diese Unterschiede des prozentualen Vorkommens der Art auf den unterschiedlichen Nutzungsformen sind statistisch signifikant.

Nachweis von *Dendrodrilus rubidus* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Dendrodrilus rubidus*

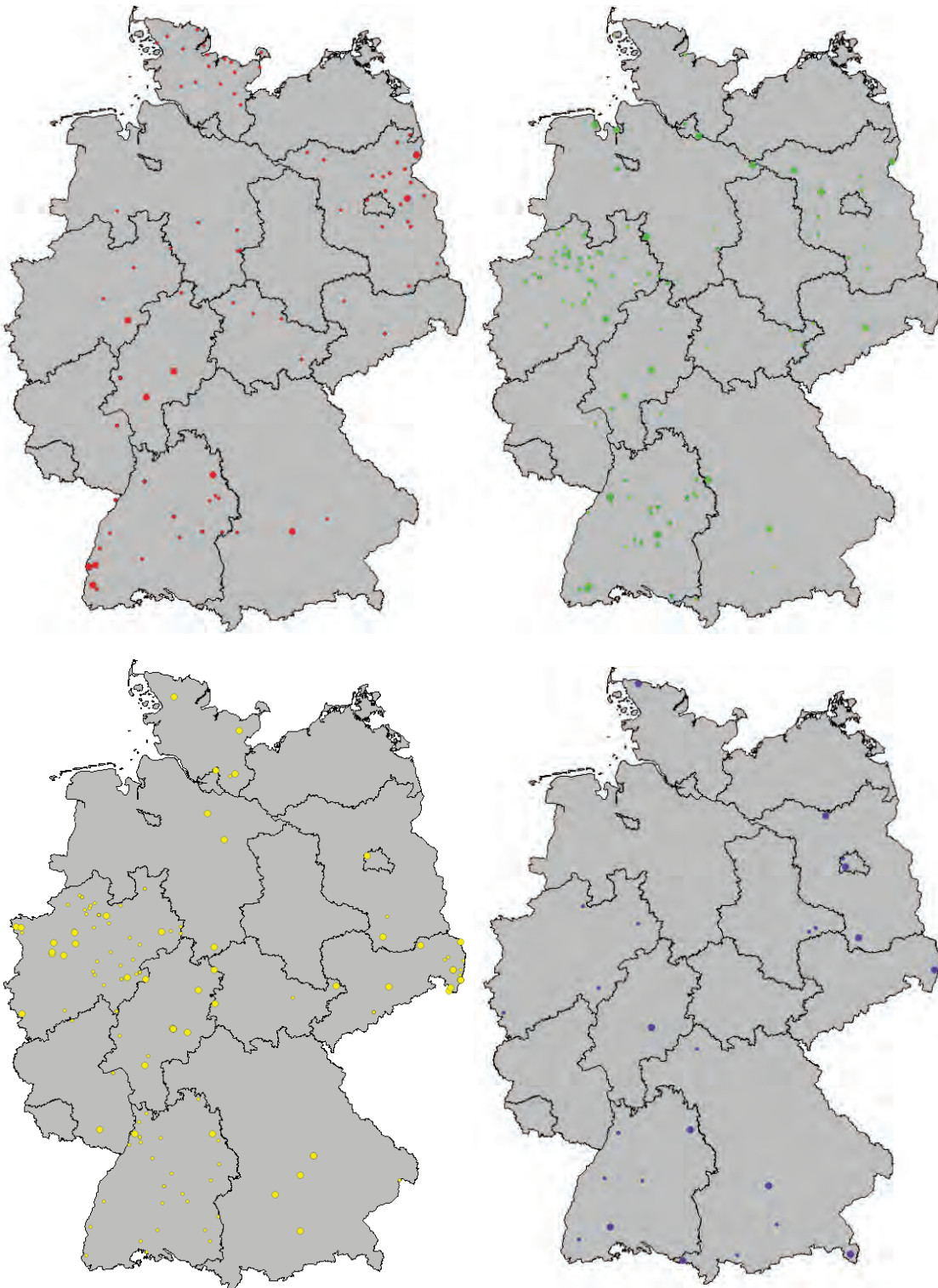


Abb. RW-17: Nachweise von *Dendrodrilus rubidus* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

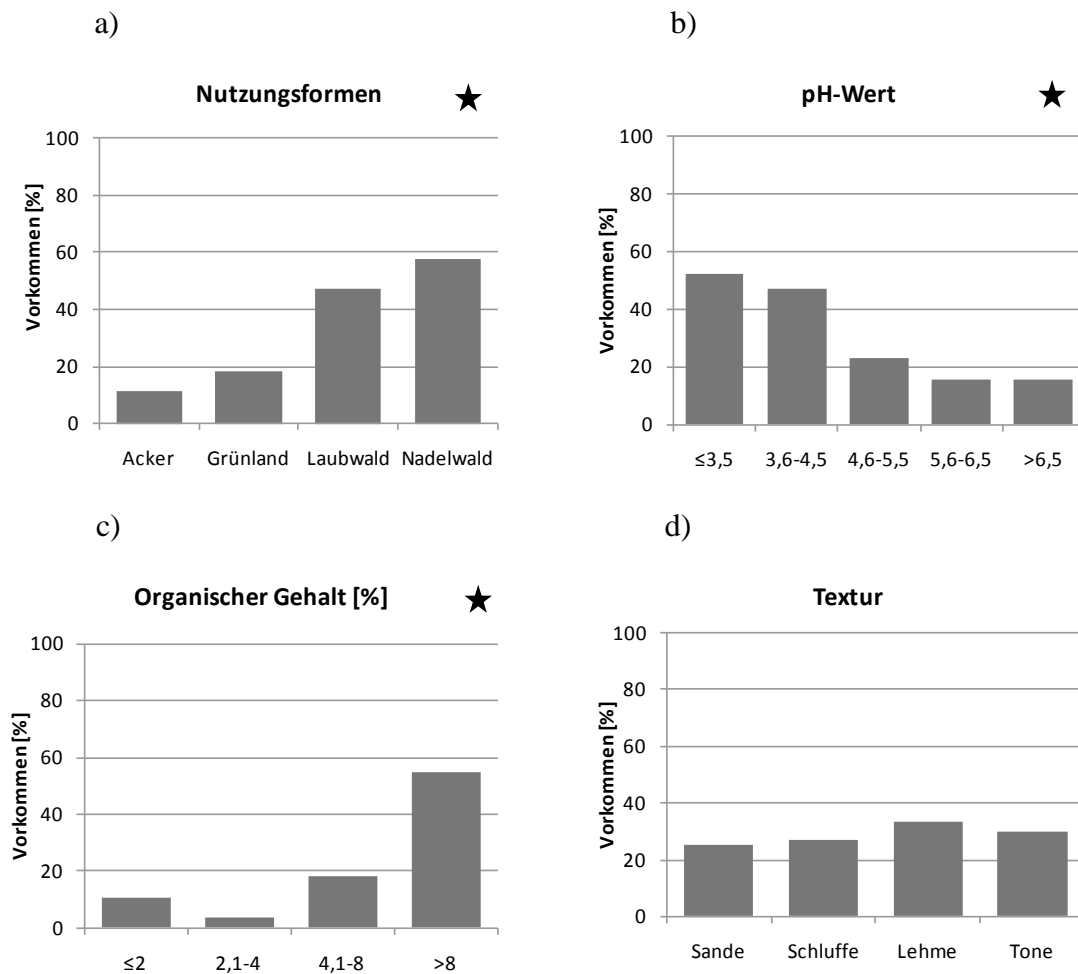


Abb. RW-18: Prozentuales Vorkommen von *Dendrodrilus rubidus* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

Statistisch signifikante Unterschiede bestehen auch zwischen dem prozentualen Vorkommen von *D. rubidus* auf den Standorten der verschiedenen pH-Wert-Klassen (Abb. RW-18b). Die Art tritt am häufigsten auf Standorten der sauersten pH-Wert-Klasse auf, wo sie auf 52,2% der Standorte nachgewiesen werden konnte. Mit steigendem pH-Wert kommt die Art immer seltener vor und konnte in der höchsten Klasse (pH-Wert >6,5) nur noch an 15,4% der Standorte gefunden werden. *D. rubidus* ist am häufigsten auf den Standorten der höchsten Klasse des organischen Gehalts vorhanden. Die Art konnte in dieser Klasse auf 54,9% der Standorte nachgewiesen werden. Auf den übrigen drei Klassen tritt die Art wesentlich seltener auf (Abb. RW-18c). Diese Unterschiede des Vorkommens der Art auf den Standorten der verschiedenen Klassen sind statistisch signifikant.

Das Auftreten der Art auf den vier Bodentextur-Klassen unterscheidet sich nur sehr gering und die Unterschiede sind statistisch nicht signifikant (Abb. RW-18d).

Tab. RW-7: Ökologisches Profil von *Dendrodrilus rubidus*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Dendrodrilus rubidus</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • 3,7-7,0 (Satchell 1955) • Am häufigsten bei pH-Wert-Klassen 1 und 2 ($\leq 4,5$)
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Wird meistens in der oberen Rohhumusschicht gefunden in Laub- und in Nadelwäldern (Stöp-Bowitz 1969) • Unter Steinen, Holz, Moos (Stöp-Bowitz 1969) • Am häufigsten in Böden der Corg-Klasse 4 (organischer Gehalt über 8%) • In Böden aller Texturformen nachgewiesen
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • In Wäldern, z.B. unter Moos und Baumrinde an alten Bäumen und verrottendem Holz (Sims & Gerard 1999) • Verbreitet in feuchter Streu und unter Steinen in feuchten Habitaten (Sims & Gerard 1999) • Auch in Gärten, im Kompost und unter Dung im Grasland (Sims & Gerard 1999) • Vorkommen ist in Nadel- und Laubwäldern am größten. • Selten in Grün- und Ackerländern nachgewiesen
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der paläarktischen Region (Csuzdi & Zicsi 2003) • Durch den Menschen weit verbreitet in außertropischen Gebieten (Csuzdi & Zicsi 2003) • Ganz Europa, Sibirien, Nord- und Südamerika (Graff 1953)

Die negative Korrelation des Vorkommens von *D. rubidus* mit dem steigenden pH-Wert zeigt deutlich den Einfluss dieses Umweltfaktors auf das Vorkommen dieser Art (Abb. RW-18). Dieses Ergebnis stimmt nicht mit der Angabe von Satchell (1955) überein, der den Präferenzrahmen der Art wesentlich weiter definiert, bis zu einem pH-Wert von 7,0. Das hier nachgewiesene vornehmliche Vorkommen auf Laub- und Nadelwäldern wird in der Literatur bestätigt (Stöp-Bowitz 1969). Von Sims und Gerard (1999) wird ihr Vorkommen in Gärten beschrieben, was in dieser Arbeit keine direkte Entsprechung findet, da diese Nutzungsform nicht getrennt ausgewiesen wird.

Zur Präferenz der Art für eine bestimmte Texturform wurden weder in der Literatur noch in dieser Arbeit Angaben gefunden, was der epigäischen Lebensform von *D. rubidus* entspricht. Eine deutliche Wirkung des organischen Gehalts auf das Auftreten von *D. rubidus* konnte jedoch nachgewiesen werden, d.h. das Optimum liegt im Bereich von größer 8% organischem Gehalt. Wie schon bei *D. octaedra* gibt es zwar einige Übereinstimmungen zwischen den verschiedenen Quellen, aber auch offensichtliche Unterschiede (speziell beim pH-Wert). Diese sind aber nicht näher diskutierbar, da die Literaturangaben keine Details zur Herkunft der aufgeführten Präferenzbereiche enthalten.

Eiseniella tetraedra

- | | |
|--|---|
| ● Nachweis von <i>Eiseniella tetraedra</i> | ● Untersuchter Standort ohne Nachweis von <i>Eiseniella tetraedra</i> |
|--|---|

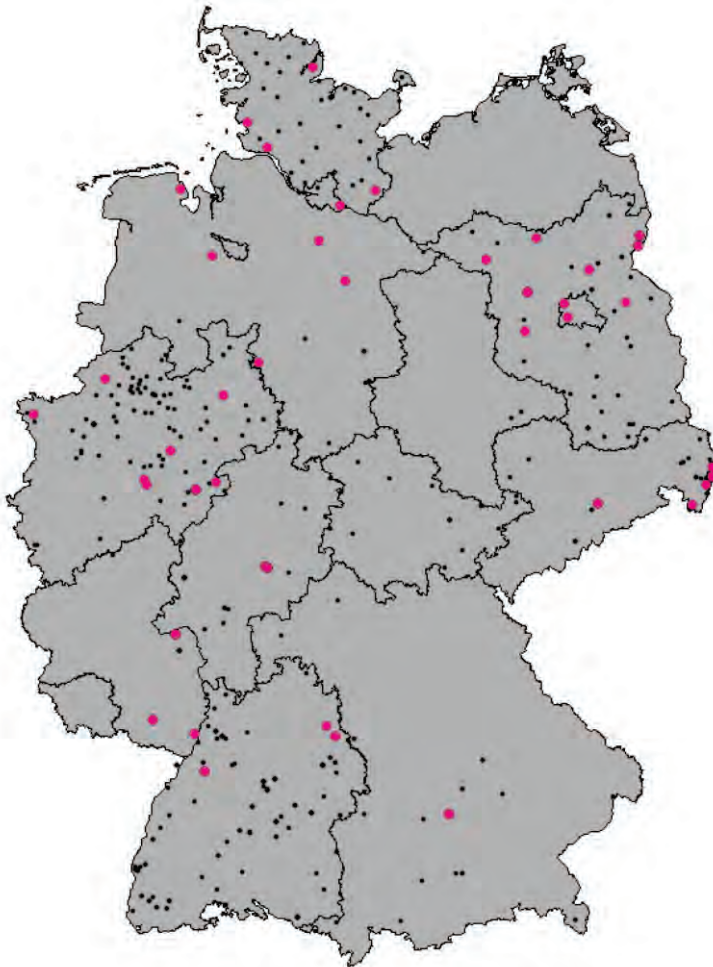


Abbildung RW-19: Übersichtskarte des Vorkommens von *Eiseniella tetraedra*

Die Fundorte von *E. tetraedra* im untersuchten Gebiet sind in Abbildung RW-19 dargestellt. Die Art konnte auf 17,6% der Standorte nachgewiesen werden. Die Karte zeigt eine leichte Abnahme des Vorkommens im äußersten Süddeutschland.

Die Nachweise von *E. tetraedra* auf den Standorten der unterschiedlichen Nutzungsformen sind in Abbildung RW-20 dargestellt. Die Art tritt wesentlich häufiger auf Nadel- und Laubwaldstandorten auf (27,5% und 28,4%), als auf Acker- und Grünlandstandorten (Abb. RW-21a). Die Unterschiede des prozentualen Vorkommens der Art auf den Standorten der vier Nutzungsformen sind statistisch signifikant.

Nachweis von *Eiseniella tetraedra* auf

- Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten

Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Eiseniella tetraedra*

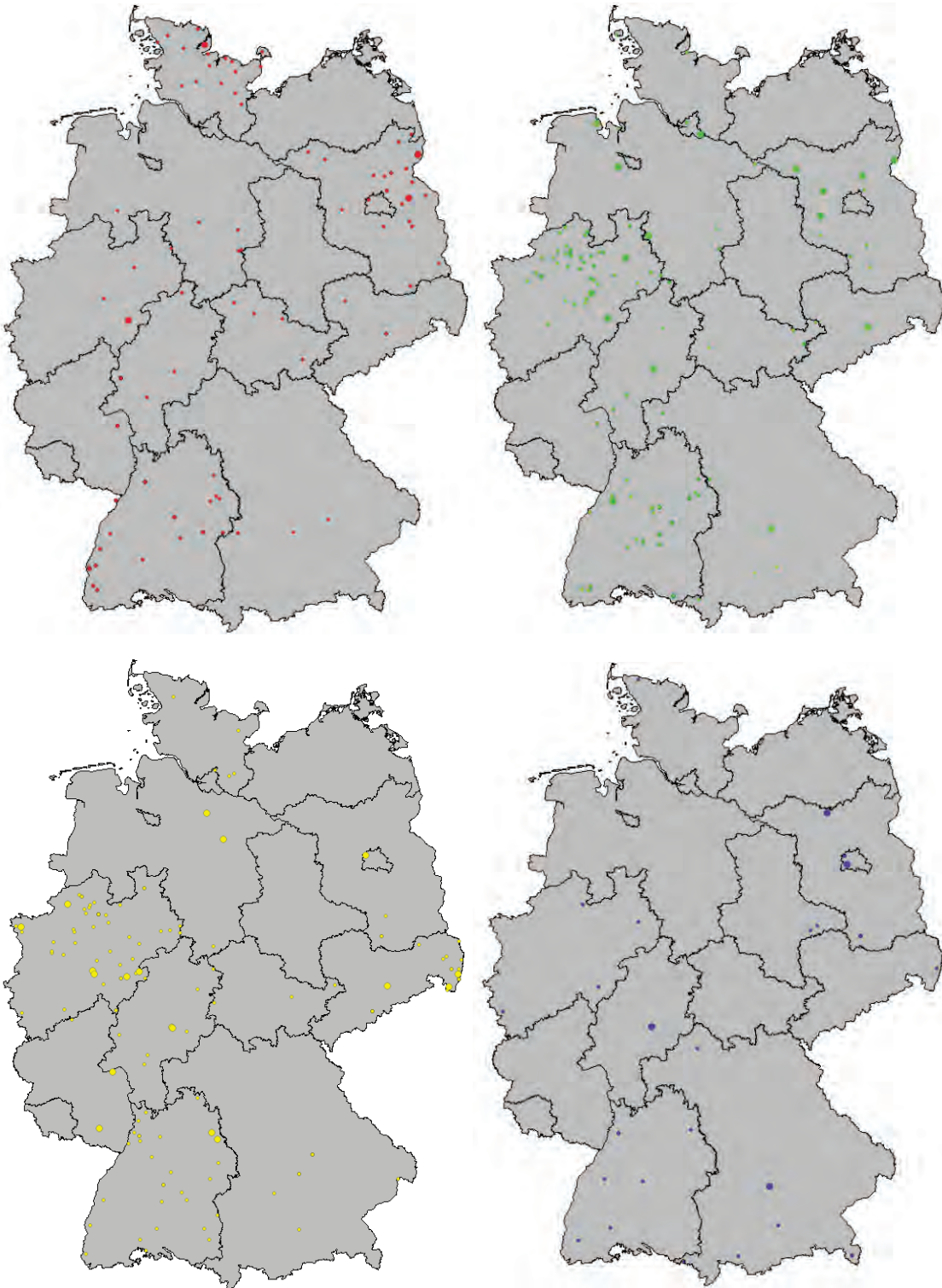


Abbildung RW-20: Nachweise von *Eiseniella tetraedra* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

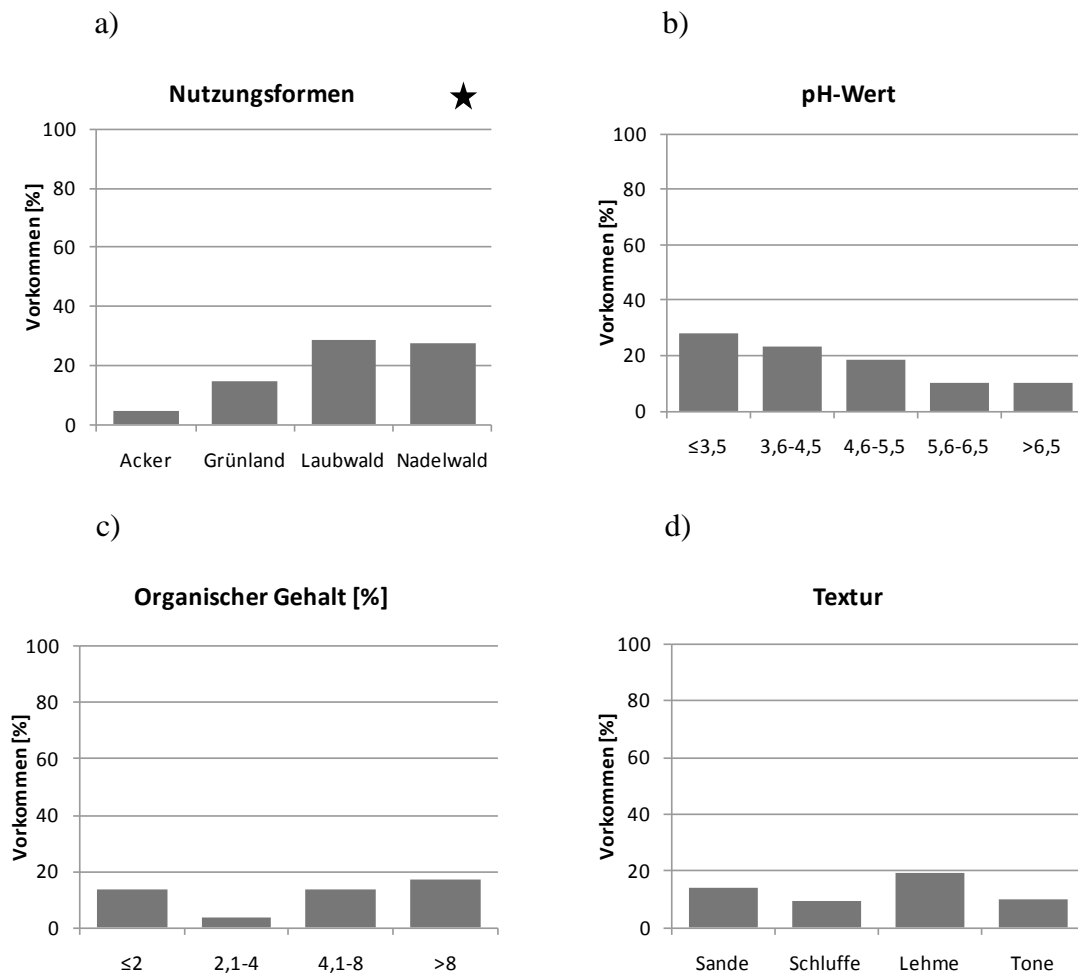


Abb. RW-21: Prozentuales Vorkommen von *Eiseniella tetraedra* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

Obwohl man in Abb. RW-21b eine Abnahme des Vorkommens von *E. tetraedra* auf den Standorten der pH-Wert-Klassen mit steigendem pH-Wert erkennen kann, tritt die Art nicht statistisch signifikant unterschiedlich häufig auf den fünf Klassen des pH-Werts auf.

Auf den Standorten der Klassen der Umweltfaktoren organischer Gehalt und Textur sind die Werte für die Nachweise von *E. tetraedra* sehr ähnlich. Die Unterschiede der Häufigkeit des Auftretens der Art zwischen den Klassen eines Faktors sind statistisch nicht signifikant (Abb. RW-21c; Abb. RW-21d).

Tab. RW-8: Ökologisches Profil von *Eiseniella tetraedra*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Eiseniella tetraedra</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • 4,6-8,5 (Sims & Gerard 1999) • Präferenz für saure Böden mit pH-Wert-Klassen 1-3 ($\leq 5,5$)
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • In Böden in der Nähe von Gewässern (Sims & Gerard 1999) • In verschiedenen Bodentypen von torfig organischen Böden bis zu Sand- und Kiesböden (Sims & Gerard 1999) • Keine Präferenz für Böden einer Texturform oder eines organischen Gehalts feststellbar
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • In fließenden Gewässern, in Seen oder Quellen, unter Steinen oder in der Umgebung der Wurzeln von Wasserpflanzen. (Sims & Gerard 1999) • An den Ufern von Gewässern (Sims & Gerard 1999) • Am Spülsaum von stehenden und fließenden Gewässern, auch am Ostseestrand (Graff 1953) • In Kulturböden ohne Bedeutung (Graff 1953) • Häufig in Laub- und Nadelwäldern nachgewiesen • Tritt seltener in Grünländern auf • Kaum auf Ackerstandorten zu finden
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der paläarktischen Region (Csuzdi & Zicsi 2003, Sims & Gerard 1999) • Durch den Menschen weit verbreitet (Csuzdi & Zicsi 2003) • Eingeschleppt in Südamerika, Südafrika, Australien, Neuseeland (Sims & Gerard 1999) • Ganz Europa, Kleinasien, Nord- und Südamerika, Südafrika, Australien und Neuseeland (Graff 1953)

Die Ergebnisse der Untersuchungen der Verbreitung von *E. tetraedra* zeigen einen deutlichen Einfluss der Nutzungsform (Abb. RW-21). Die Art wurde wesentlich häufiger in Wäldern nachgewiesen als auf Grünländern und Äckern. Es konnte keine Literaturangabe gefunden werden, die diese Aussage stützt. Alle Quellen beziehen sich hauptsächlich auf das Auftreten

der Art in der Nähe von Gewässern, doch wurde dieser Aspekt im Rahmen dieser vorliegenden Arbeit nicht untersucht.

Die pH-Wert-Präferenz von *E. tetraedra* für saure Standorte kann durch die untersuchten Literaturangaben nicht bestätigt werden. Der von Sims & Gerard (1999) definierte Präferenzrahmen ist weit gefasst und reicht vom sauren Bereich bis zu neutralen pH-Werten. In den Ergebnissen sind die Unterschiede des Vorkommens der Art bei den sechs pH-Wert-Klassen zwar statistisch nicht signifikant, doch ist eine Tendenz zu erhöhtem Vorkommen von *E. tetraedra* bei niedrigen pH-Werten deutlich zu erkennen.

Die festgestellte fehlende Präferenz für Böden einer Texturform oder einem bestimmten organischen Gehalt wird auch durch Sims & Gerard (1999) bestätigt. Dieser Zusammenhang wird auch in der Literatur an keiner Stelle erläutert, was wiederum stark mit der speziellen – semiaquatischen - Lebensform dieser Art zusammenhängen dürfte. Wie schon bei den anderen bisher hier charakterisierten epigäischen Arten bleibt unklar, weshalb in der Literatur so breite pH-Präferenzbereiche aufgeführt werden.

Lumbricus castaneus

- | | |
|---|---|
| ● Nachweis von <i>Lumbricus castaneus</i> | ● Untersucher Standort ohne Nachweis von <i>Lumbricus castaneus</i> |
|---|---|

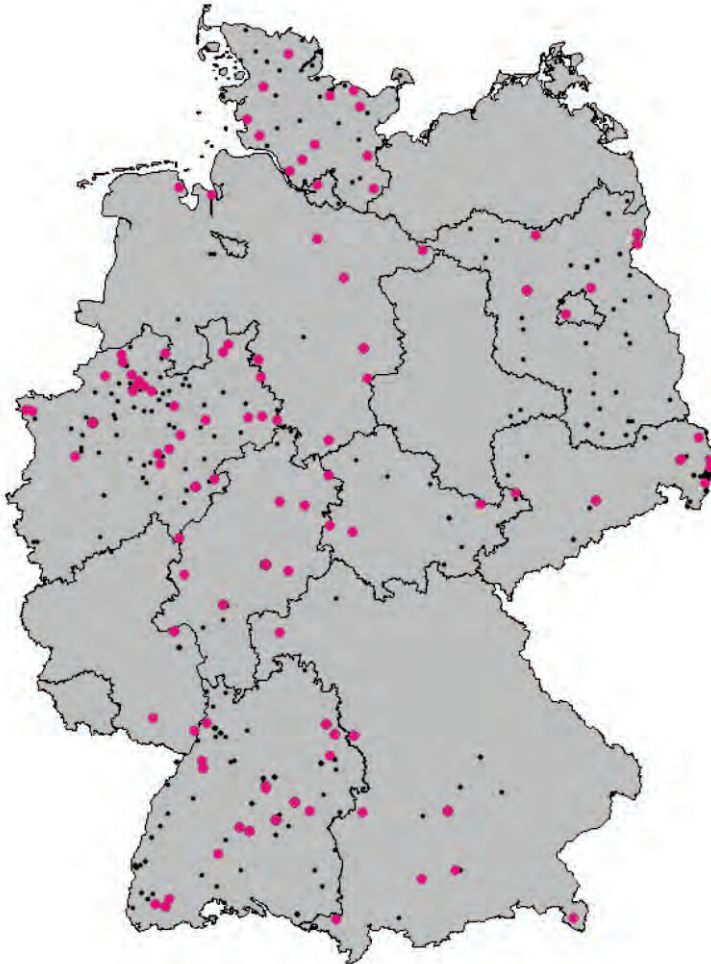


Abbildung RW-22: Übersichtskarte des Vorkommens von *Lumbricus castaneus*

L. castaneus tritt über das gesamte Untersuchungsgebiet verteilt auf 26,4% der Standorte auf (Abbildung RW-22). Das Vorkommen der Art auf den Standorten der verschiedenen Nutzungsformen wird in Abb. RW-23 und Abb. RW-24a dargestellt. Es wird deutlich, dass *L. castaneus* am seltensten auf den Ackerstandorten gefunden wurde (14,5%). Auf dem Grünland wurde sie mit 42,1% Häufigkeit auf wesentlich mehr Standorten nachgewiesen. Auf Standorten der übrigen Nutzungsformen ist die Art etwas seltener vertreten. Die Unterschiede des prozentualen Vorkommens der Art auf den Standorten der unterschiedlichen Nutzungsformen sind statistisch signifikant.

Nachweis von *Lumbricus castaneus* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Lumbricus castaneus*

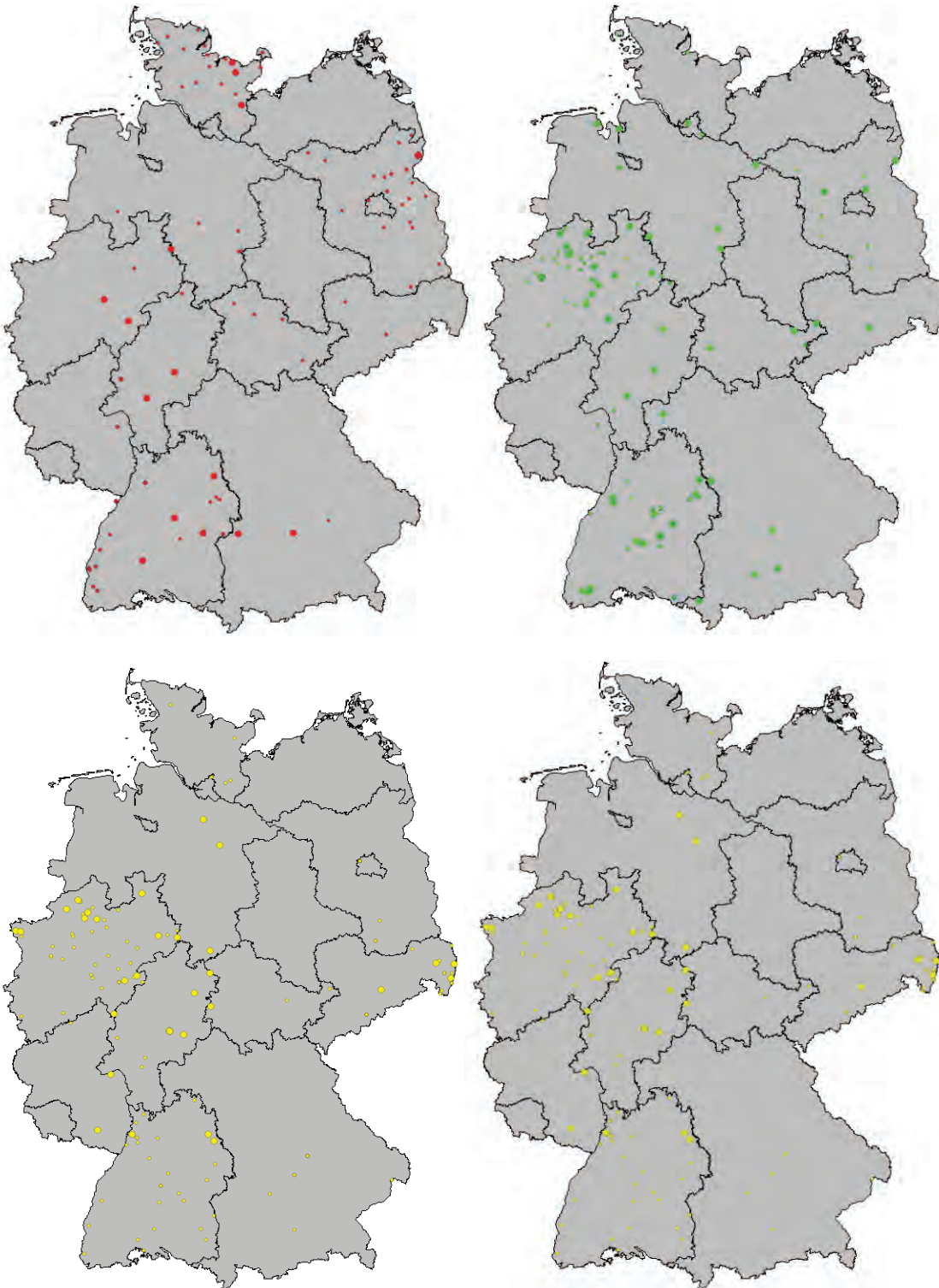


Abb. RW-23: Nachweise von *Lumbricus castaneus* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

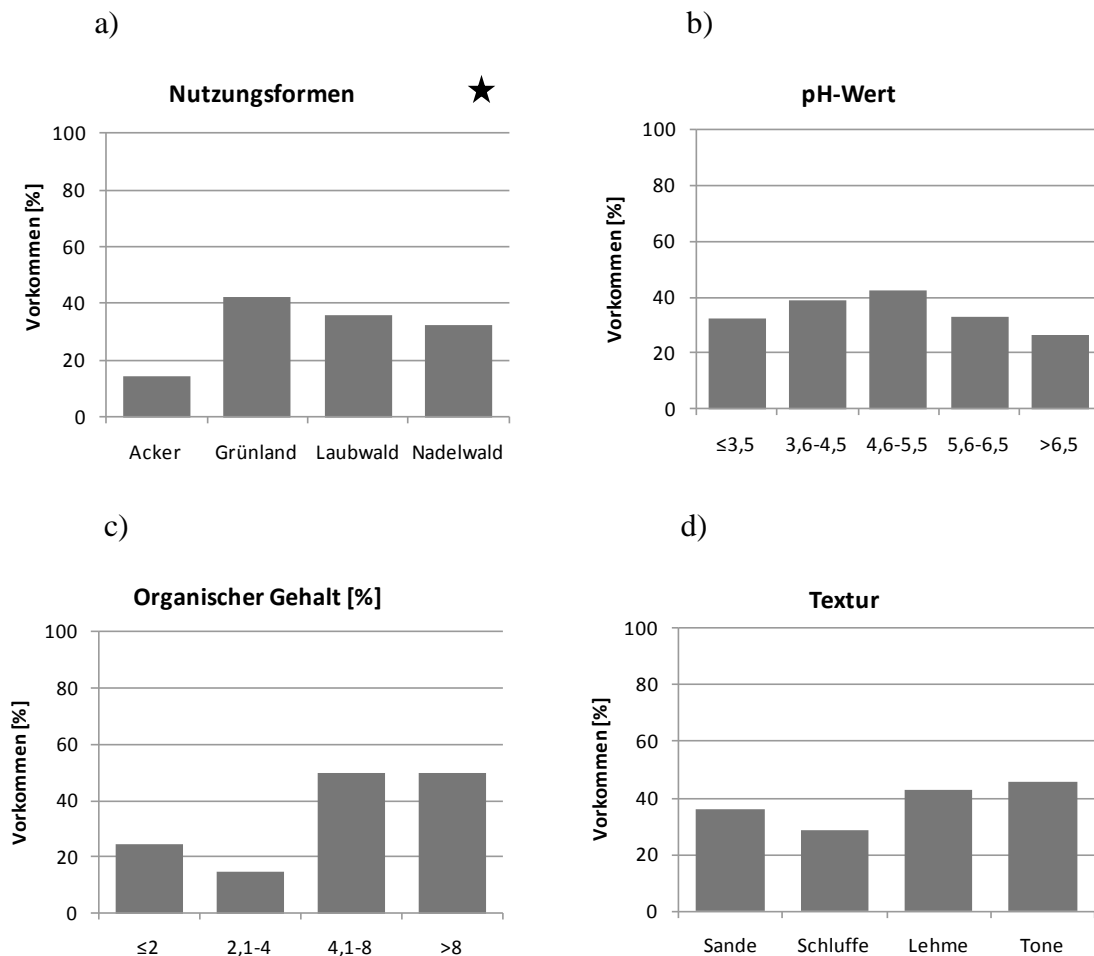


Abb. RW-24: Prozentuales Vorkommen von *Lumbricus castaneus* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

L. castaneus ist nicht signifikant unterschiedlich häufig auf den Standorten der unterschiedlichen Klassen der drei Umweltfaktoren pH-Wert, organischer Gehalt und Textur vorhanden.

In Abb. RW-24b wird jedoch angedeutet, dass die Art auf Standorten der mittleren pH-Wert-Klasse (pH-Wert = 4,6-5,5) am häufigsten auftritt und auf der sauersten und der neutralsten Klasse eine geringere Häufigkeit hat.

In Abb. RW-24c zeigt sich eine deutliche Abnahme des Vorkommens der Art auf Standorten der zweiten Klasse des organischen Gehalts. Die Art ist mit ähnlichen Anteilen auf den Standorten der vier Texturklassen vertreten.

Tab. RW-9: Ökologisches Profil von *Lumbricus castaneus*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Lumbricus castaneus</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • Optimum 5,3-6,6 (Nordström & Rundgren 1974) • 3,9-8,4 (Sims & Gerard 1985) • Indifferent: 4-7 (Satchell 1955) • Vorkommen im gesamten pH-Wertbereich • Am häufigsten nachgewiesen auf Böden der pH-Wert-Klassen 2 und 3 (3,6 - 5,5)
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Höhere Abundanz bei höheren Tongehalt in Laubwäldern (Nordström & Rundgren 1974) • Meistens in Böden mit hohem organischem Gehalt (Sims & Gerard 1999) • Präferenz für Böden ab Corg-Klasse 3 (organischer Gehalt über 4,1%) • Vorkommen in Böden aller Texturklassen
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Laubwald, Grasflächen, Gärten, Ackerland, Weiden, Wälder, unter Steinen und Blättern (Sims & Gerard 1999) • Im Laubwald, auch im Grünland und in Gärten häufig (Graff 1953) • Häufig auf Grünländern und in Wäldern anzutreffen • Tritt selten in Ackerflächen auf
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der paläarktischen Region (Csuzdi & Zicsi 2003) • Durch den Menschen weltweit verbreitet in außertropischen Gebieten (Csuzdi & Zicsi 2003) • Ganz Europa, Sibirien, Nordamerika (Graff 1953)

Die Angabe von Sims & Gerard (1999), dass *L. castaneus* bei allen Nutzungsformen auftritt, wird durch die Ergebnisse in Abb. RW-24 nur teilweise bestätigt: die Art wurde zwar auf allen Nutzungsformen nachgewiesen, tritt aber auf Äckern deutlich seltener auf. Dieses Resultat wird durch Graff (1953) bestätigt.

Die von verschiedenen Autoren definierten pH-Wert Optima unterscheiden sich voneinander im Detail (Nordström & Rundgren 1974; Satchell 1955; Sims & Gerard, 1999), reichen aber alle vom sauren oder schwach sauren bis in den neutralen Bereich. Die statistisch nicht signifikanten Ergebnisse aus Abb. RW-24 bezüglich des Einflusses des pH-Werts auf das Vorkommen von *L. castaneus* zeigen deren Präferenz für pH-Werte zwischen 3,6 und 5,5 und stimmen am besten mit der Beschreibung von Satchell (1955) überein.

Anhand der Resultate wird eine Vorliebe von *L. castaneus* für Böden mit einem organischen Gehalt über 4% deutlich, die trotz der fehlenden statistischen Signifikanz eindeutig erscheint. Dieser Präferenzbereich wird durch Sims & Gerard (1999) bestätigt. Die von Nordström & Rundgren (1974) beschriebene höhere Abundanz der Art bei tonhaltigen Laubwaldböden kann durch die vorliegenden Auswertungen nicht bestätigt werden. Es ergab sich keine klare Texturpräferenz der Art, und obwohl *L. castaneus* auch in Laubwäldern gefunden wurde, waren die wenigsten dieser Laubwaldböden tonig. Insgesamt besteht eine Übereinstimmung zwischen den Literaturangaben und den hier vorgestellten Ergebnissen, wobei sich, wie bei anderen epigäischen Arten auch, Differenzen hinsichtlich der pH-Präferenz zeigen. Überraschend für einen Streuschichtbewohner ist das häufige Auftreten bereits bei einem organischen Gehalt von >4%. Vergleichbare Arten bevorzugen deutlich höhere Werte (> 8%).

Lumbricus rubellus

- | | |
|--|--|
| ● Nachweis von <i>Lumbricus rubellus</i> | ● Untersucher Standort ohne Nachweis von <i>Lumbricus rubellus</i> |
|--|--|

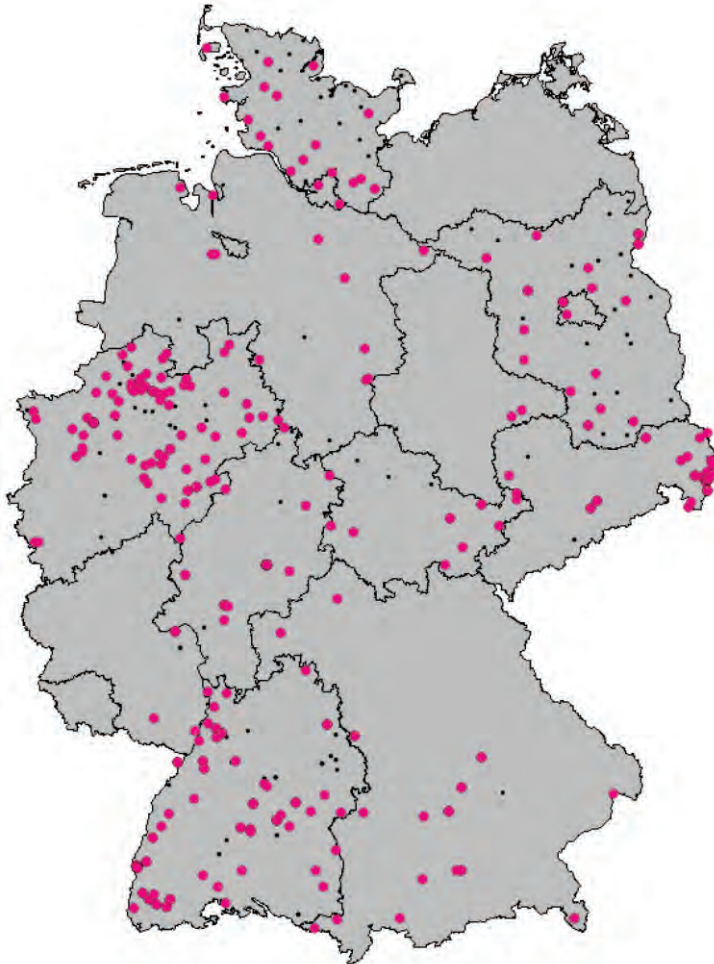


Abbildung RW-25: Übersichtskarte des Vorkommens von *Lumbricus rubellus*

L. rubellus tritt im gesamten untersuchten Gebiet häufig auf und konnte auf 69,7% der Standorte nachgewiesen werden (Abbildung RW-25). Das Vorkommen auf den Standorten der unterschiedlichen Nutzungsformen wird in Abb. RW-26 verdeutlicht. Die Art konnte am häufigsten auf Laub- und Nadelwaldstandorten gefunden werden (86,3% und 82,5%) (Abb. RW-27a). Auf Grünländern hat *L. rubellus* eine wesentlich geringere Häufigkeit, die auf Ackerstandorten noch weiter absinkt. Die Art ist signifikant unterschiedlich häufig auf den Standorten der verschiedenen Nutzungsformen vertreten.

Nachweis von *Lumbricus rubellus* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Lumbricus rubellus*

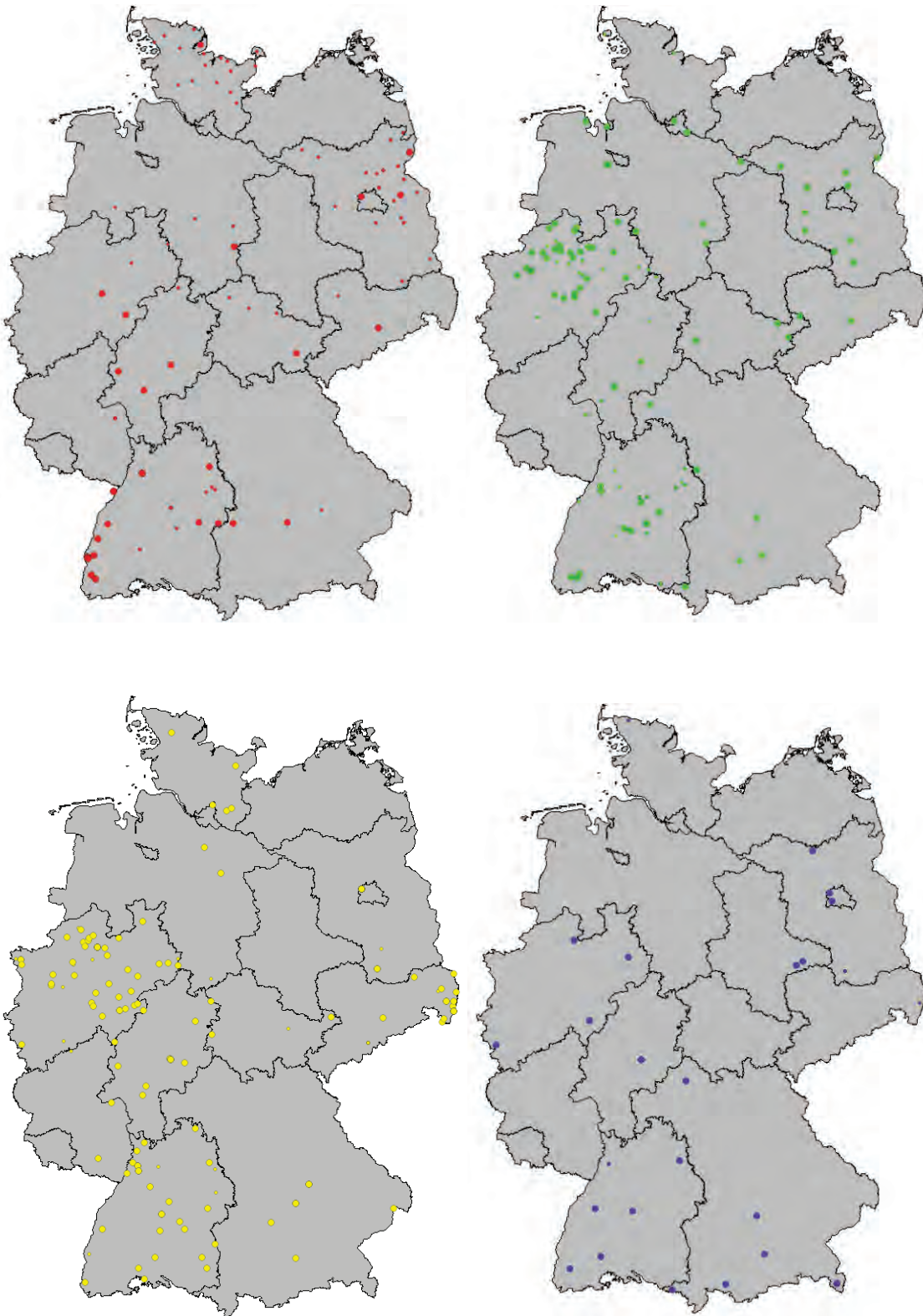


Abb. RW-26: Nachweise von *Lumbricus rubellus* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

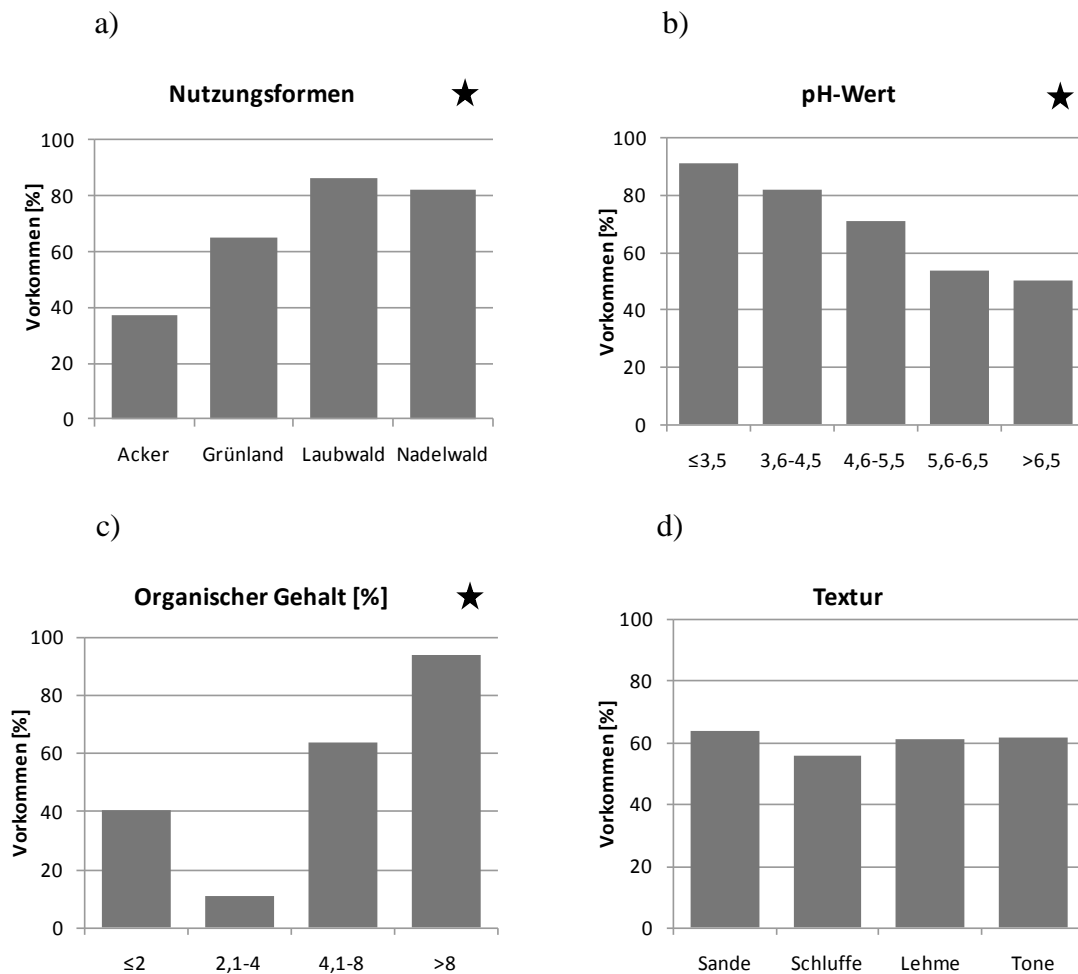


Abb. RW-27: Prozentuales Vorkommen von *L. rubellus* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

L. rubellus tritt am häufigsten auf Standorten der ersten pH-Wert-Klasse (pH-Wert $\leq 3,5$) auf. Das Vorkommen der Art ist negativ mit dem steigenden pH-Wert korreliert (Abb. RW-27b). Die Unterschiede der Häufigkeit der Art auf den Standorten der fünf Klassen sind statistisch signifikant. Dies gilt ebenfalls für das Auftreten von *L. rubellus* auf Standorten der Klassen des organischen Gehalts. Die meisten Funde der Art konnten auf den Standorten der höchsten Klasse des organischen Gehalts (organischer Gehalt $>8\%$) nachgewiesen werden (93,9%). Auf den übrigen Klassen des organischen Gehalts ist die Art seltener vertreten. Am wenigsten Nachweise konnten in der zweiten Klasse erbracht werden (Abb. RW-27c). Die Häufigkeit von *L. rubellus* auf den Standorten der vier Bodentextur-Klassen unterscheidet sich nicht statistisch signifikant voneinander. Die Art konnte auf den Standorten aller Texturklassen mit einer Häufigkeit zwischen 55% und 62% gefunden werden (Abb. RW-27d).

Tab. RW-10: Ökologisches Profil von *Lumbricus rubellus*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Lumbricus rubellus</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • Unempfindlich für pH-Wert (Edwards & Bohlen 1996) • 3,3- 6,6 (Nordström & Rundgren 1974) • Präferenz 3,7-7,0 (Satchell 1955) • 3,5-8,4 (Sims & Gerard 1985) • Vorkommen im gesamten pH-Wert-Bereich nachgewiesen • Tritt am häufigsten im sauren Bereich auf, d.h. bei pH-Wert-Klassen 1 und 2 ($\leq 4,5$).
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Keine Abhängigkeit vom Bodentyp erkennbar (Nordström & Rundgren 1973) • Hoher Tonanteil, organische Böden und Mineralböden mit wenig Ton ebenso, leichte Präferenz für geringen Lehm (Evans & Guild 1948) • In Böden mit hohem organischen Anteil (Gerard 1964) • Kommt häufiger in Böden mit hohem organischen Gehalt der Corg-Klassen 3 und 4 vor (über 4%). • Keine Abhängigkeit des Vorkommens von der Bodentextur nachgewiesen
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Häufig bis dominant in Laubwäldern, häufig im Grünland (Graff 1953) • Im Kompost nach den initialen hohen Temperaturen (Graff 1953) • Auf Weiden und Im Dung (Zajonc 1970 a, b) • In zerfallenden Blättern, unter Steinen und Moos, an Flussufern und Bächen, in Parks, Gärten und auf Weiden (Sims & Gerard 1999) • In Laub- und Nadelwäldern (Graff 1953) • Im Grünland und im Kompost nach Abklingen der hohen Anfangstemperaturen (Graff 1953) • Vorkommen am häufigsten in Laub- und Nadelwäldern • Auch in Grünländern regelmäßig nachgewiesen • Seltener auf Ackerstandorten
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der paläarktischen Region (Csuzdi & Zicsi 2003) • Durch den Menschen weltweit verbreitet in außertropischen Gebieten (Csuzdi & Zicsi 2003) • Ganz Europa, Sibirien, Nordamerika, Neuseeland (Graff 1953)

Der in verschiedenen Literaturquellen beschriebene pH-Wert-Präferenzbereich von *L. rubellus* (z.B. Edwards & Bohlen 1996; Satchell 1955), der mit leichten Unterschieden für einen weiten Bereich von sauer bis neutral definiert wird, kann durch die erhobenen Untersuchungen insofern bestätigt werden, als dass die Art auf Standorten aller pH-Wert-Klassen häufig nachgewiesen wurde. Aus den Ergebnissen war zudem eine deutliche Präferenz für saure Böden ersichtlich, da *L. rubellus* dort signifikant häufiger vorkam als in den schwach sauren oder neutralen Böden. Diese Erkenntnis wurde in der Literatur bisher nicht beschrieben.

Dass *L. rubellus* vor allem auf Waldstandorten und in Grünländern vorkommt (Abb. RW-27) wird durch die Beschreibungen von Graff (1953) bestätigt. Die Art konnte, wenn auch in geringerem Anteil, ebenfalls auf Ackerstandorten nachgewiesen werden, was in keiner der untersuchten literarischen Quellen erwähnt wurde. Die Analyse des Vorkommens von *L. rubellus* auf den vier Klassen des organischen Gehalts hat einen klaren Einfluss dieses Umweltparameters auf die Verbreitung der Art identifiziert und gezeigt, dass die Art vornehmlich auf Böden mit hohem organischen Gehalt auftritt. Dieses Ergebnis stimmt mit den Angaben von Gerard (1964) überein.

Die von Nordström & Rundgren (1973) beschriebene Unabhängigkeit des Vorkommens von *L. rubellus* von der Bodentextur kann durch die Ergebnisse im Rahmen dieser Arbeit bestätigt werden. Insgesamt zeigt sich zum Einen eine gute Übereinstimmung zwischen eigenen Daten und den Literaturangaben. Zudem werden für mehrere Parameter (pH, Nutzungsform) die Präferenzbereiche konkretisiert.

Octolasion cyaneum

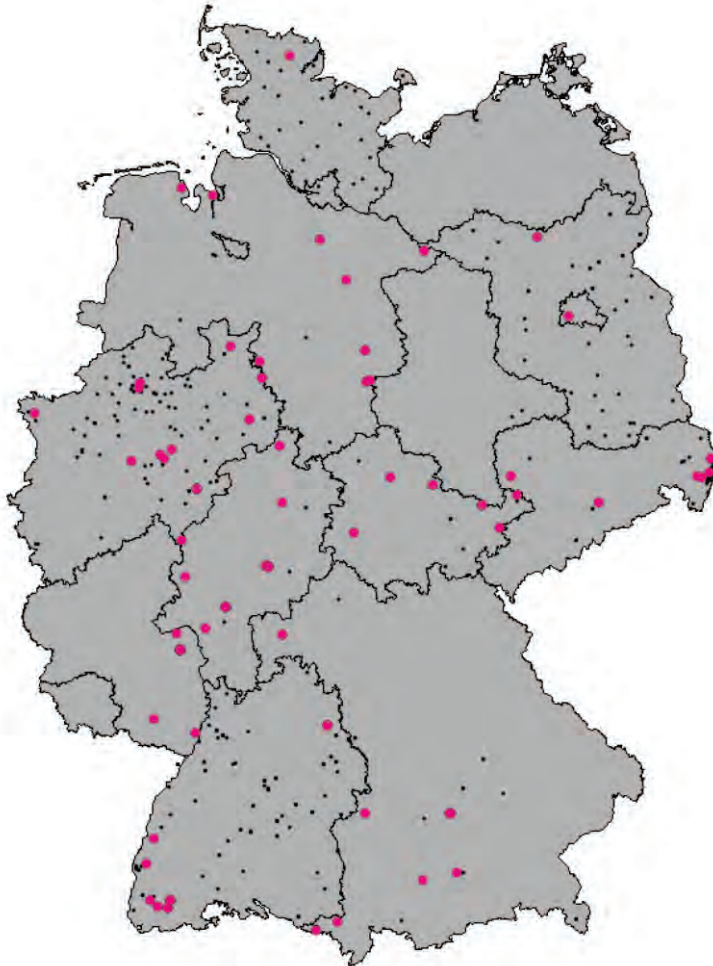


Abb. RW-28: Übersichtskarte des Vorkommens von *Octolasion cyaneum*

Die Nachweise, die für *O. cyaneum* auf den untersuchten Standorten erbracht werden konnten, sind in Abb. RW-28 dargestellt. Die Art kommt auf 14,6% der Standorte vor. *O. cyaneum* tritt nicht signifikant unterschiedlich häufig auf den Standorten der verschiedenen Nutzungsformen auf (Abb. RW-29 und Abb. RW-30a), wobei die Art am häufigsten auf Grünländern gefunden werden konnte. Sie ist auf 21% der Standorte dieser Nutzungsform vertreten.

Nachweis von *Octolasion cyaneum* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Octolasion cyaneum*

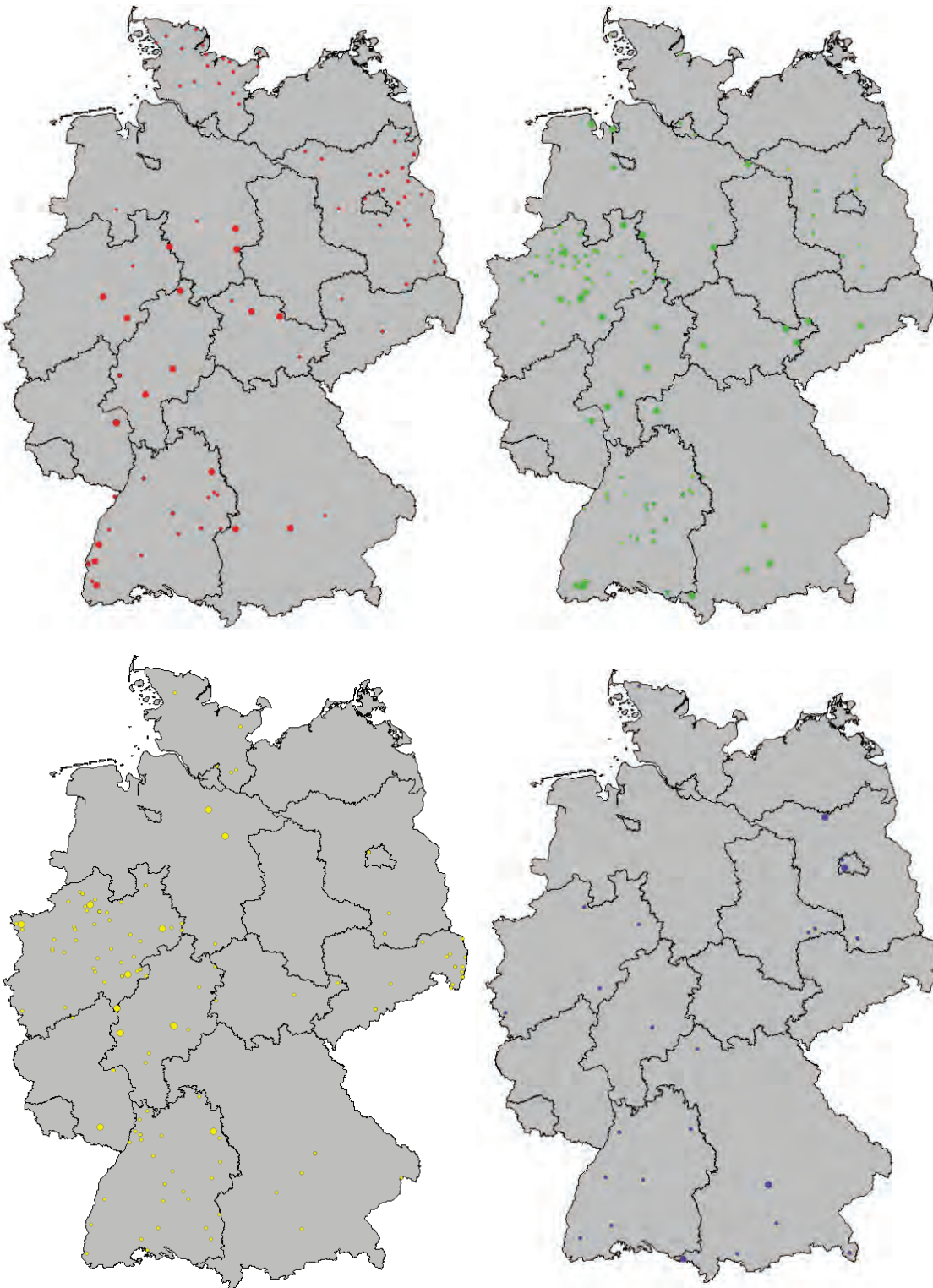


Abb. RW-29: Nachweise von *Octolasion cyaneum* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

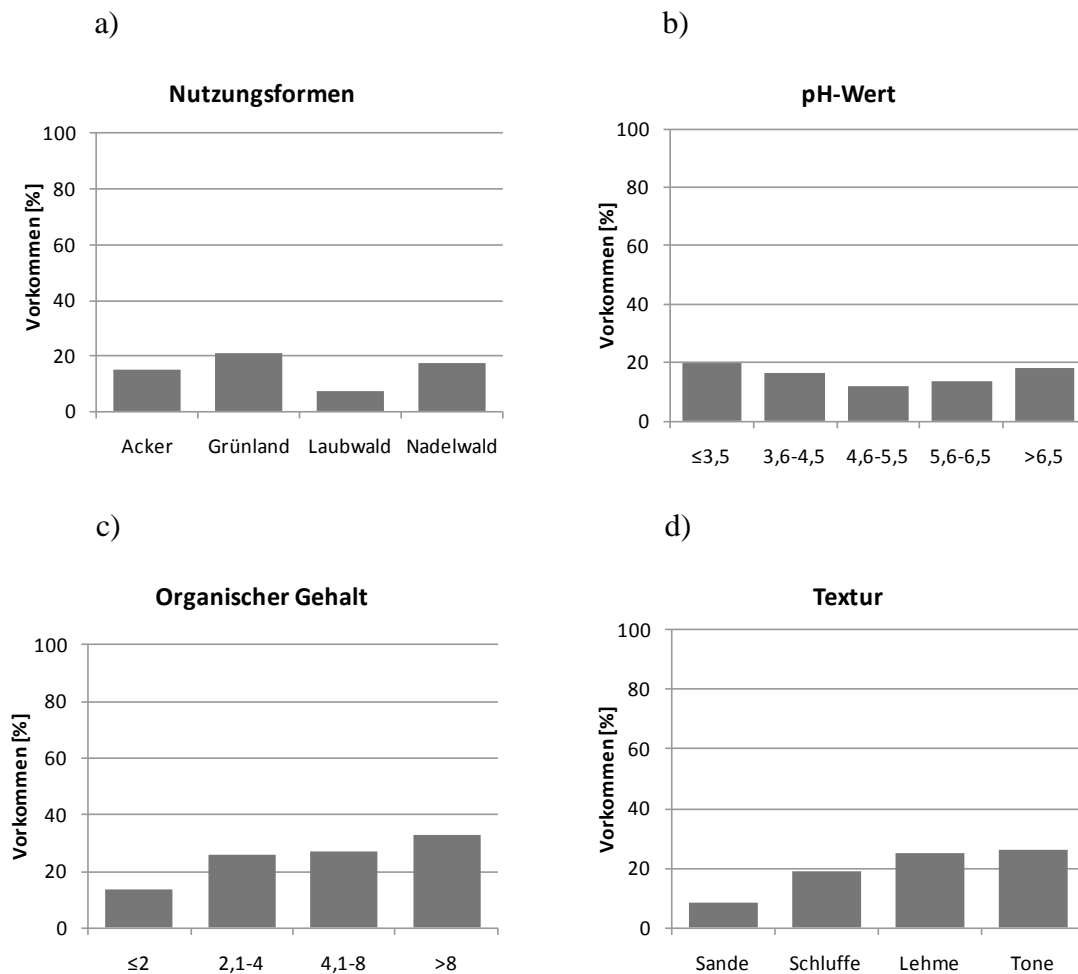


Abb. RW-30: Prozentuales Vorkommen von *O. cyaneum* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant.

Die Häufigkeiten des Vorkommens von *O. cyaneum* auf den Standorten der Klassen aller drei Umweltfaktoren sind nicht statistisch signifikant unterschiedlich. Es zeigt sich keine einheitliche Tendenz der Häufigkeit der Art auf den sechs pH-Wert-Klassen. Man kann jedoch in den Abb. RW-30c und RW-30d erkennen, dass die Art am häufigsten auf Standorten der höchsten Klasse des organischen Gehalts und Standorten mit einer tonigen Bodentextur nachgewiesen werden konnte.

Tab. RW-11: Ökologisches Profil von *Octolasion cyaneum*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Octolasion cyaneum</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • Präferenz bei 3,7 – 7,0 (Satchell 1955) • 3,5 - 8,2 (Wilcke 1967), (Sims & Gerard 1999) • 5,2 – 8,0 (Reynolds 1977) • Keine Präferenz nachweisbar
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Abundant in den meisten tonigen Böden, meist unter Steinen oder unter Moos (Gerard 1967) • Typisch für Humusböden (Bouché 1972) • Tritt auch in kalkigen Böden auf aber in niedrigerer Abundanz (Van Rhee 1970) • Präferiert feuchte Böden, nasse Sande (Sims & Gerard 1999) • Meist nur auf kalkreichen Böden (Graff 1953) • Kein Optimum des organischen Gehalts feststellbar • Häufiger in tonigen und lehmigen Böden als in schluffigen und sandigen Böden
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Selten im Buchenwald (Nordström & Rundgren 1973) • Häufig in Gärten, Weiden, Ackerland, aber niemals dominant (Sims & Gerard 1999) • Unter Steinen im Wasser, im Moos, unter Holzscheiten (Sims & Gerard 1999) • Tritt in Gärten, auf Weiden, Ackerland, im Wald und in Höhlen auf (Sims & Gerard 1999) • In Wäldern, Grünland, in allen Kulturböden (Graff 1953) • Vorkommen in Grünländern am größten • Keine Präferenz für Nutzungsform erkennbar
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der paläarktischen Region (Csuzdi & Zicsi 2003) • Anthropogen weit verbreitet in Europa, Nordamerika, Südamerika, Indien und Australasien (Gates 1972)

Für das Vorkommen von *O. cyaneum* auf Standorten der unterschiedlichen Nutzungsformen kann in den hier erfolgten Untersuchungen und in der analysierten Literatur keine Präferenz identifiziert werden. Es lässt sich ebenfalls kein optimaler pH-Wert für die Art eingrenzen. Sie kommt auf den Standorten aller fünf Klassen in ähnlichen Anteilen vor, wobei der in der Literatur definierte Präferenzbereich meist vom sauren oder schwach sauren bis in den neutralen Bereich, also als sehr weit, angegeben wird.

Der Einfluss des organischen Gehalts auf das Auftreten von *O. cyaneum* ist in Abb. RW-30 deutlich zu sehen. Demnach tritt die Art vornehmlich in Böden mit einem organischen Gehalt oberhalb von 2,1% auf. Obwohl dieses Ergebnis statistisch nicht signifikant ist, wird es von den Beschreibungen von Bouché (1972) gestützt, der die Art vor allem in Humusböden ansiedelt. Die Ergebnisse zeigen einen leichten Anstieg des Vorkommens von *O. cyaneum* auf tonigen Böden, der jedoch statistisch nicht signifikant ist. Dieses Resultat stimmt aber mit den Ausführungen von Gerard (1964) überein. Insgesamt zeigt sich eine gute Übereinstimmung zwischen Literaturangaben und der eigenen Auswertung.

Octolasion tyrtaeum

- | | |
|---|---|
| ● Nachweis von <i>Octolasion tyrtaeum</i> | ● Untersucher Standort ohne Nachweis von <i>Octolasion tyrtaeum</i> |
|---|---|

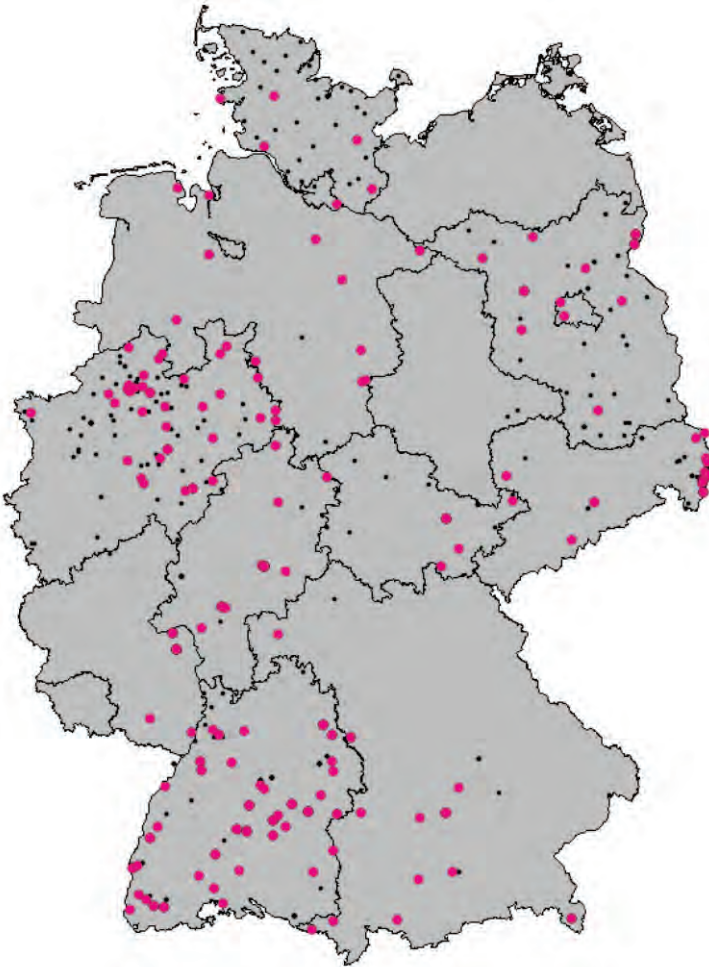


Abb. RW-31: Übersichtskarte des Vorkommens von *Octolasion tyrtaeum*

O. tyrtaeum tritt auf 43,7% der untersuchten Standorte auf. Die Verteilung der Fundorte ist in Abb. RW-31 dargestellt. Die Häufigkeiten des Vorkommens der Art auf den Standorten der verschiedenen Nutzungsformen sind statistisch nicht signifikant unterschiedlich. Am häufigsten konnte *O. tyrtaeum* auf Grünländern nachgewiesen werden. Die Art ist auf 46% der Standorte dieser Nutzungsform vertreten (Abb. 1 und Abb. RW-33).

Nachweis von *Octolasion tyrtaeum* auf
● Ackerstandorten ● Grünlandstandorten ● Laubwaldstandorten ● Nadelwaldstandorten
Kleine Markierungen zeigen die Standorte der jeweiligen Nutzungsform ohne Nachweis von *Octolasion tyrtaeum*

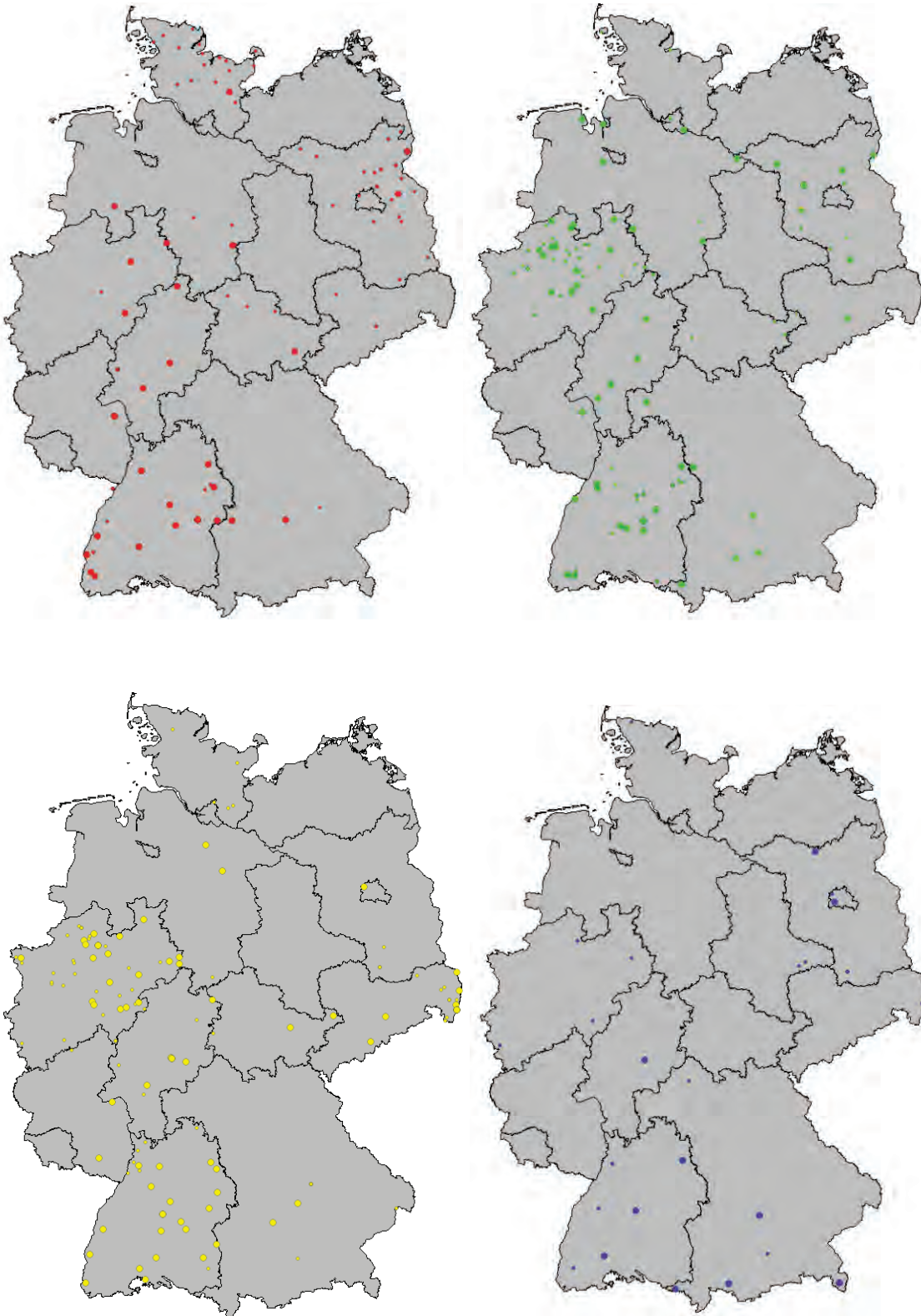


Abb. 1: Nachweise von *O. tyrtaeum* hinsichtlich verschiedener Nutzungsformen

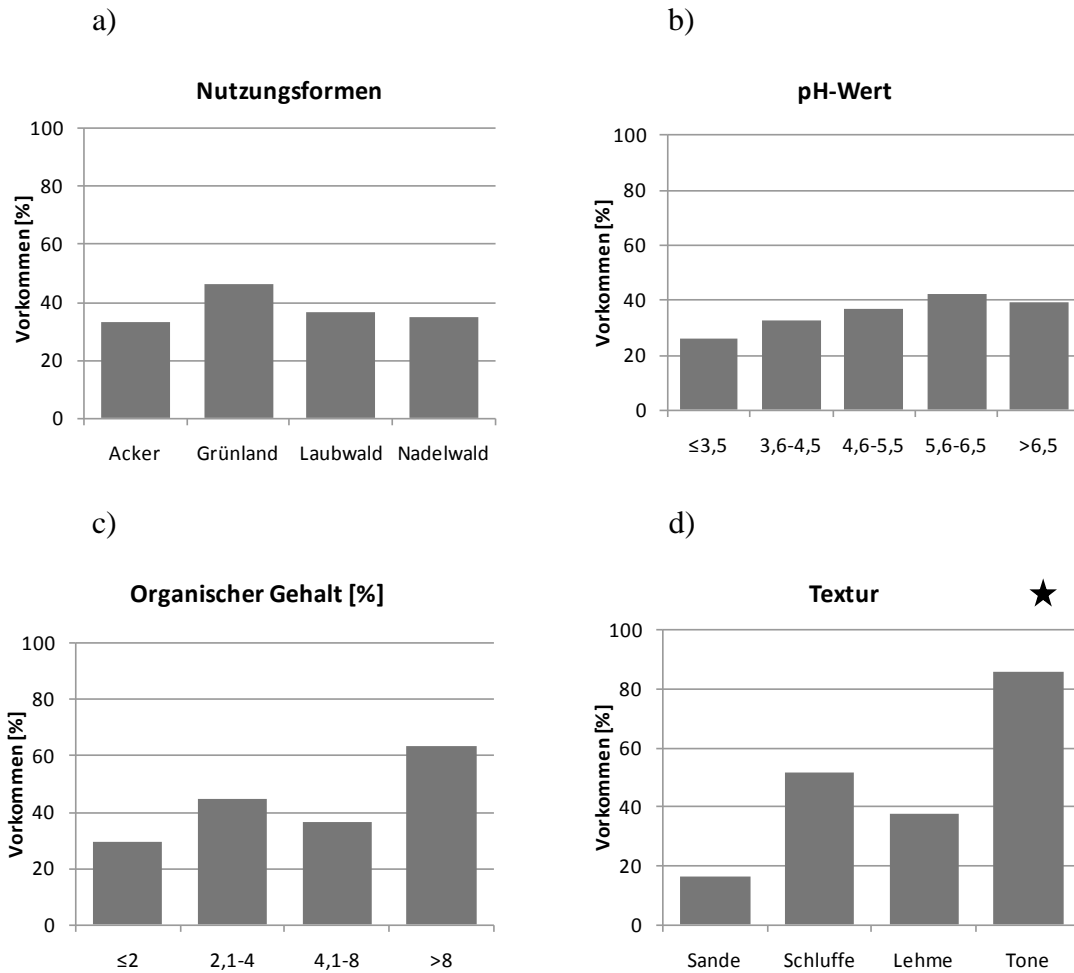


Abb. RW-33: Prozentuales Vorkommen von *O. tyrtaeum* auf den Standorten der Umweltfaktoren- bzw. Nutzungsformklassen. Stern = Unterschiede statistisch signifikant..

Das Vorkommen der Art auf den Standorten der fünf verschiedenen pH-Wert-Klassen unterscheidet sich nicht statistisch signifikant voneinander. Auf Standorten der vierten pH-Wert-Klasse (pH-Wert = 5,6-6,5) konnte *O. tyrtaeum* am häufigsten nachgewiesen werden. Das Auftreten der Art auf den vier Klassen des organischen Gehalts unterscheidet sich ebenfalls nicht statistisch signifikant voneinander. Am häufigsten wurde die Art auf Standorten der vierten Corg-Klasse gefunden (organischer Gehalt >8%). *O. tyrtaeum* ist signifikant unterschiedlich häufig auf den Standorten der Klassen der Bodentextur vorhanden. Die Art konnte auf 86% der Tonböden nachgewiesen werden. Auf den drei anderen Texturklassen ist *O. tyrtaeum* seltener vertreten. Besonders auf den Sandböden gab es nur noch wenige Fundstellen der Art.

Tab. RW-12: Ökologisches Profil von *Octolasion tyrtaeum*. Vergleich von Literaturangaben mit den Ergebnissen aus diesem Projekt (violett unterlegt).

<i>Octolasion tyrtaeum</i>	
pH-Wert	<ul style="list-style-type: none"> • 3,7 – 7,0 (Satchell 1955) • 4,3-8,1 (Sims & Gerard 1999) • 5,3-6,5 (Nordström & Rundgren 1973) • Kommt in allen pH-Wert-Bereichen vor • Vorkommen steigt mit steigendem pH-Wert
Boden	<ul style="list-style-type: none"> • Kann auch kalkhaltige Böden besiedeln (Zicsi 1959) • Ohne Präferenz eines Bodentyps (Graff 1953) • Höhere Abundanz in feuchten Böden (Sims & Gerard 1999) • In nahezu allen Böden mit guter Wasserversorgung, bleibt in Sandböden klein, erreicht in Ton seine größte Masse (Graff 1953) • Präferiert Böden der Corg-Klasse 4 (organischer Gehalt über 8%) • Vorkommen in tonigen Böden am häufigsten • Tritt auch oft in lehmigen und schluffigen Böden auf • Seltener in Böden mit sandiger Textur
Lebensraum	<ul style="list-style-type: none"> • Unter Steinen und Holzscheiten, in zerfallenden Blättern, im Kompost (Sims & Gerard 1999) • Auf Weiden, Ackerland, in Gärten, in größerer Anzahl in feuchten Sümpfen und an Ufern (Sims & Gerard 1999) • Selten in Ackerböden (Graff 1953) • Vorkommen in Grünländern am häufigsten • Auf Äckern und in Laub- und Nadelwäldern
Vorkommen	<ul style="list-style-type: none"> • Heimisch in der Paläarktis (Csuzdi & Zicsi 2003) • Durch den Menschen weit verbreitet in Europa, Nordafrika, Nordamerika, Südamerika, Indien und Australasien (Graff 1953; Gates 1972)

Die Nachweise von *O. tyrtaeum* auf Grün- und Ackerland werden durch die Beschreibungen von Sims & Gerard (1999) bestätigt. Jedoch wurde die Art im Rahmen dieser Arbeit auch in Wäldern zahlreich gefunden (Abb. RW-33). Dies wurde in keiner der untersuchten Quellen

erwähnt. Das Vorkommen von *O. tyrtaeum* korreliert schwach positiv mit dem steigenden pH-Wert. Die Unterschiede des Auftretens der Art auf den verschiedenen Klassen sind jedoch so gering, dass der Präferenzbereich, der aus diesem Ergebnis resultiert, vom sauren bis in den neutralen Bereich reicht. Er stimmt gut mit den Angaben von Satchell (1955) und Sims & Gerard (1999) überein. In keiner der untersuchten Quellen wurden klare Vorlieben der Art für einen Bereich des organischen Gehalts oder eine Texturklasse genannt. Abb. RW-33 zeigt jedoch eine deutliche Wirkung der beiden Faktoren auf ihr Vorkommen: *O. tyrtaeum* konnte am häufigsten auf Standorten mit einem organischen Gehalt über 8% und auf tonigen Böden nachgewiesen werden. Aufgrund der in dieser Arbeit festgestellten Daten lassen sich die ökologischen Präferenzen dieser Art deutlich besser als bisher in der Literatur beschreiben fassen.

ANNEX EN:

**EN-1: Liste der deutschen Enchytraeenarten (126) ohne die marinen Arten (13),
zusammengestellt 2011 von R.M. Schmelz (pers. Mitteilung)**

- Achaeta aberrans* Nielsen & Christensen, 1961
Achaeta abulba Graefe, 1989
Achaeta affinis Nielsen & Christensen, 1959
Achaeta bibulba Graefe, 1989
Achaeta bifollicula Chalpuský, 1992
Achaeta bohemica (Vejdovský, 1879b)
Achaeta bohemica (Vejdovský, 1879b) sensu Nielsen & Christensen (1959)
Achaeta brevivasa Graefe, 1980
Achaeta bulbosa Nielsen & Christensen, 1961
Achaeta camerani (Cognetti, 1899)
Achaeta danica Nielsen & Christensen, 1959
Achaeta diddeni Graefe, 2007
Achaeta eiseni Vejdovský, 1878 ("1877")
Achaeta hallensis Möller, 1976
Achaeta pannonica Graefe, 1989
Achaeta unibulba Graefe, Christensen & Dózsa-Farkas, 2005
Achaeta urbana Heck & Römbke, 1991
Achaeta vesiculata Nielsen & Christensen, 1959
Bryodrilus ehlersi Ude, 1892
Bryodrilus librus (Nielsen & Christensen, 1959)
Buchholzia appendiculata (Buchholz, 1862)
Buchholzia fallax Michaelsen, 1887
Buchholzia simplex Nielsen & Christensen, 1963
Cernosvitoviella aggtelekiensis Dózsa-Farkas, 1970
Cernosvitoviella atrata (Bretscher, 1903)
Cernosvitoviella carpatica Nielsen & Christensen, 1959
Cernosvitoviella minor Dózsa-Farkas, 1990
Cernosvitoviella palustris Healy, 1979b
Cognettia clarae Bauer, 1993

Cognettia cognettii (Issel, 1905c)
Cognettia glandulosa (Michaelsen, 1888a)
Cognettia sphagnetorum (Vejdovský, 1878 ("1877"))
Enchytraeus albidus Henle, 1837
Enchytraeus bigeminus Nielsen & Christensen, 1963
Enchytraeus buchholzi Vejdovský, 1879a
Enchytraeus bulbosus Nielsen & Christensen, 1963
Enchytraeus capitatus von Bülow, 1957
Enchytraeus christenseni Dózsa-Farkas, 1992
Enchytraeus coronatus Nielsen & Christensen, 1959
Enchytraeus dichaeus Schmelz & Collado, 2010
Enchytraeus lacteus Nielsen & Christensen, 1961
Enchytraeus luxuriosus Schmelz & Collado, 1999
Enchytraeus norvegicus Abrahamsen, 1969
Enchytraeus variatus Bougenec & Giani, 1987
Enchytronia annulata Nielsen & Christensen, 1959
Enchytronia parva Nielsen & Christensen, 1959
Fridericia alata Nielsen & Christensen, 1959
Fridericia argillae Schmelz, 2003
Fridericia benti Schmelz, 2002
Fridericia bisetosa (Levinsen, 1884)
Fridericia brunensis Schlaghamerský, 2007
Fridericia bulboides Nielsen & Christensen, 1959
Fridericia christeri Rota & Healy, 1999
Fridericia connata Bretscher, 1902
Fridericia cusanica Schmelz, 2003
Fridericia cylindrica Springett, 1971
Fridericia deformis Möller, 1971
Fridericia discifera Healy, 1975
Fridericia dozsae Schmelz, 2003
Fridericia dura (Eisen, 1879)
Fridericia galba (Hoffmeister, 1843)
Fridericia glandifera Friend, 1913

Fridericia granosa Schmelz, 2003
Fridericia hegemon (Vejdovský, 1878 ("1877"))
Fridericia isseli Rota, 1994
Fridericia lenta Schmelz, 2003
Fridericia maculata Issel, 1905c
Fridericia maculatiformis Dózsa-Farkas, 1972
Fridericia magna Friend, 1899
Fridericia minor Friend, 1913
Fridericia monochaeta Rota, 1995
Fridericia nemoralis Nurminen, 1970b
Fridericia nielseni Möller, 1971
Fridericia nix Rota, 1995
Fridericia parathalassia Schmelz, 2002
Fridericia paroniana Issel, 1904
Fridericia perrieri (Vejdovský, 1878)
Fridericia ratzeli (Eisen, 1872)
Fridericia reducata Dózsa-Farkas, 1974
Fridericia regularis Nielsen & Christensen, 1959
Fridericia semisetosa Dózsa-Farkas, 1970
Fridericia singula Nielsen & Christensen, 1961
Fridericia striata (Levinsen, 1884)
Fridericia sylvatica Healy, 1979b
Fridericia tubulosa Dózsa-Farkas, 1972
Fridericia ulrikae Rota & Healy, 1999
Fridericia waldenstroemi Rota & Healy, 1999
Hemifridericia parva Nielsen & Christensen, 1959
Henlea heleotropha Stephenson, 1922
Henlea jutlandica Nielsen & Christensen, 1959
Henlea nasuta (Eisen, 1878)
Henlea perpusilla Friend, 1911 augm. Černosvitov 1937c
Henlea similis Nielsen & Christensen, 1959
Henlea ventriculosa (d'Udekem, 1854)
Lumbricillus arenarius (Michaelsen, 1889)

Lumbricillus buelowi Nielsen & Christensen, 1959
Lumbricillus fennicus Nurminen, 1964
Lumbricillus kaloensis Nielsen & Christensen, 1959
Lumbricillus lineatus (Müller, 1774)
Lumbricillus pagenstecheri (Ratzel, 1868)
Lumbricillus rivalis Levinsen, 1884
Marionina argentea (Michaelsen, 1889)
Marionina brendae Rota, 1995
Marionina clavata Nielsen & Christensen, 1961
Marionina communis Nielsen & Christensen, 1959
Marionina filiformis Nielsen & Christensen, 1959
Marionina glandulifera Jansson, 1961
Marionina graefei Kossmagk-Stephan, 1983
Marionina hoffbaueri Möller, 1971
Marionina minutissima Healy, 1975
Marionina riparia Bretscher, 1899
Marionina simillima Nielsen & Christensen, 1959
Marionina southerni Černosvitov, 1937d
Marionina subterranea (Knöllner, 1935b)
Mesenchytraeus armatus (Levinsen, 1884)
Mesenchytraeus beumeri (Michaelsen, 1886b)
Mesenchytraeus flavidus Michaelsen, 1887
Mesenchytraeus flavus (Levinsen, 1884)
Mesenchytraeus gaudens Cognetti, 1903a
Mesenchytraeus glandulosus (Levinsen, 1884)
Mesenchytraeus pelicensis Issel, 1905c
Mesenchytraeus sanguineus Nielsen & Christensen, 1959
Oconnorella cambrensis (O'Connor, 1963)
Oconnorella tubifera (Nielsen & Christensen, 1959)
Stercutus niveus Michaelsen, 1888a

EN-2: Verbreitung und Abhängigkeit von Standortfaktoren für 24 Enchytraeenarten

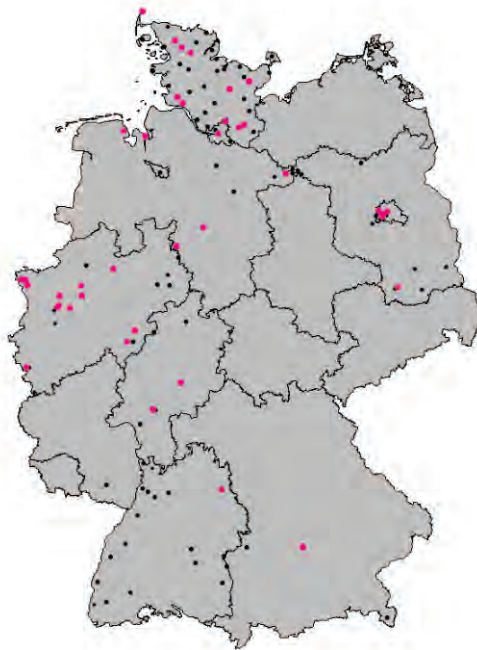


Abb. EN-1: Übersichtskarte des Vorkommens von *Achaeta aberrans*

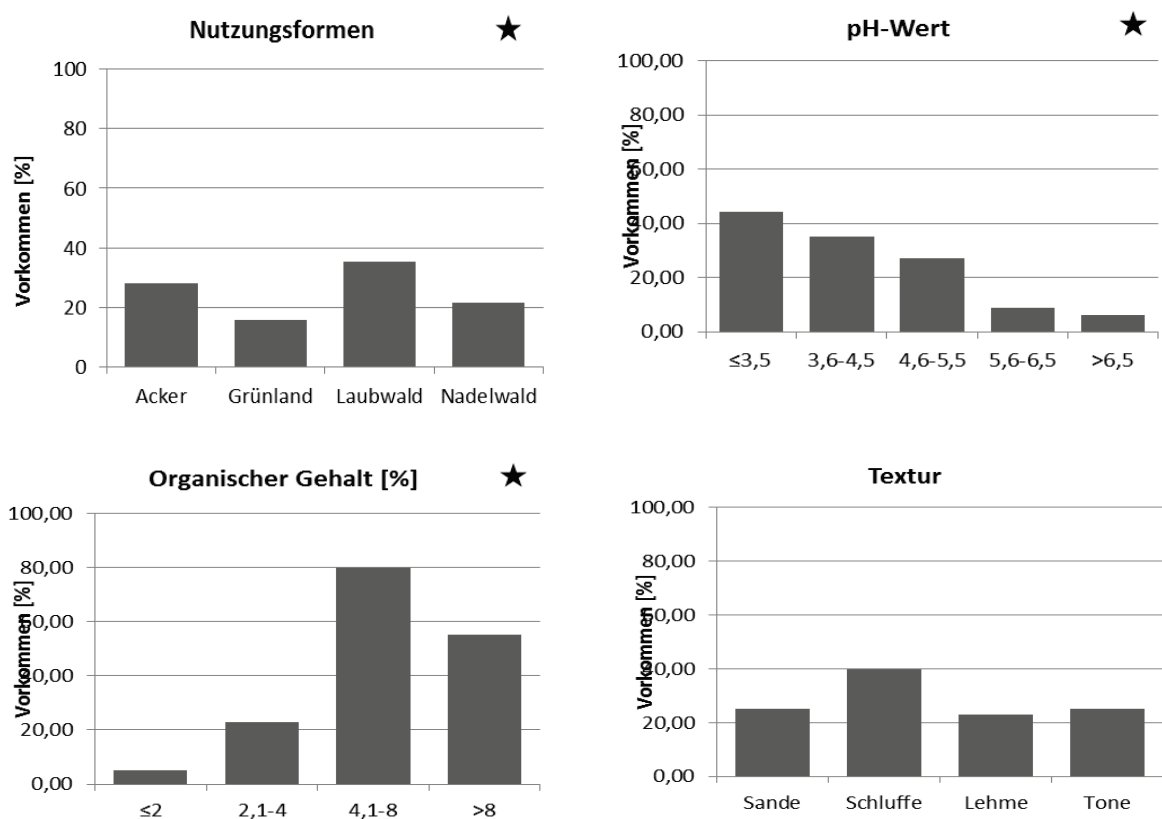
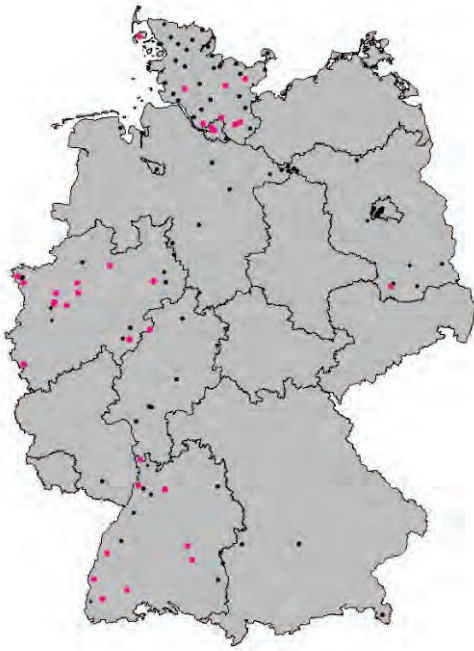
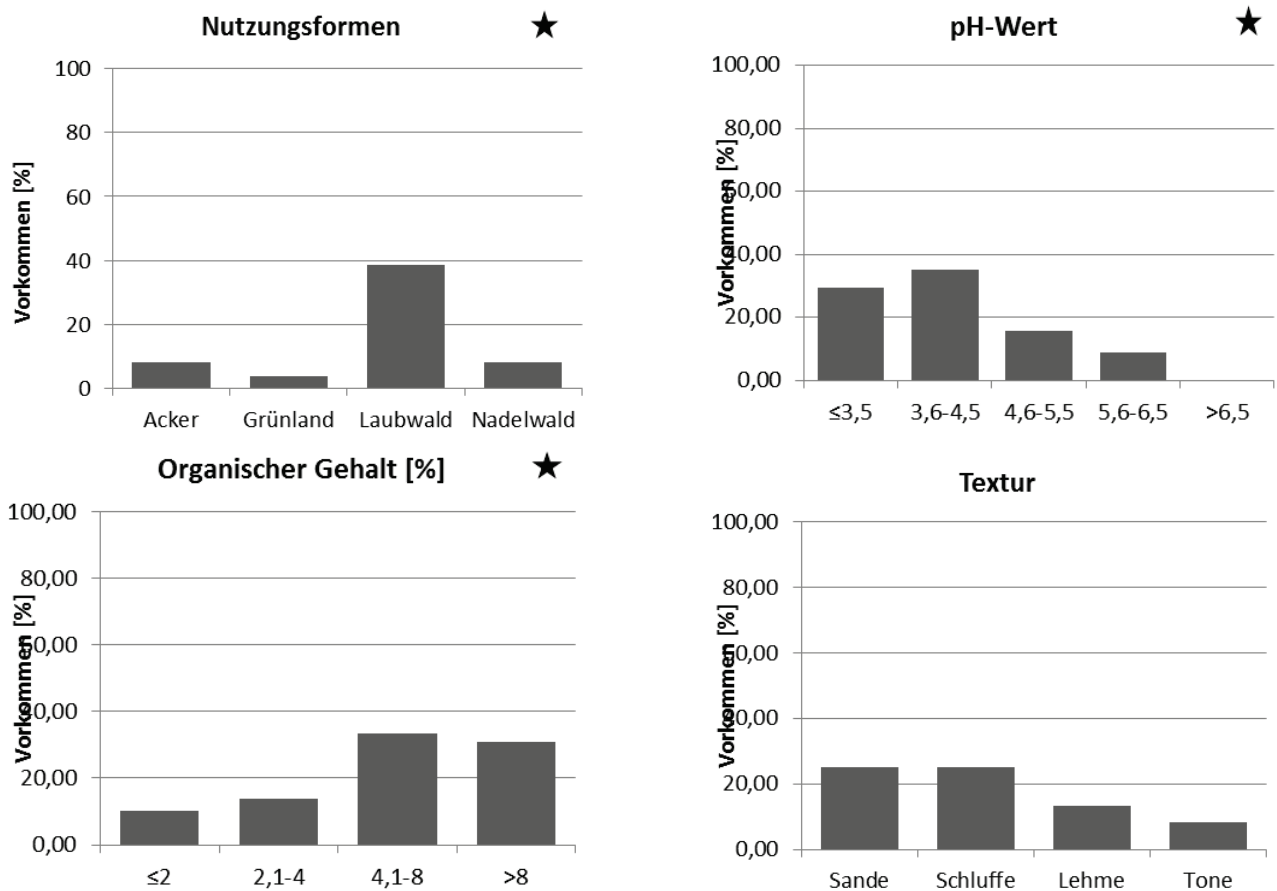


Abb. EN-2: Prozentuales Vorkommen von *A. aberrans* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-3: Übersichtskarte des Vorkommens von *Achaeta affinis*Abb. EN-4: Prozentuales Vorkommen von *A. affinis* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

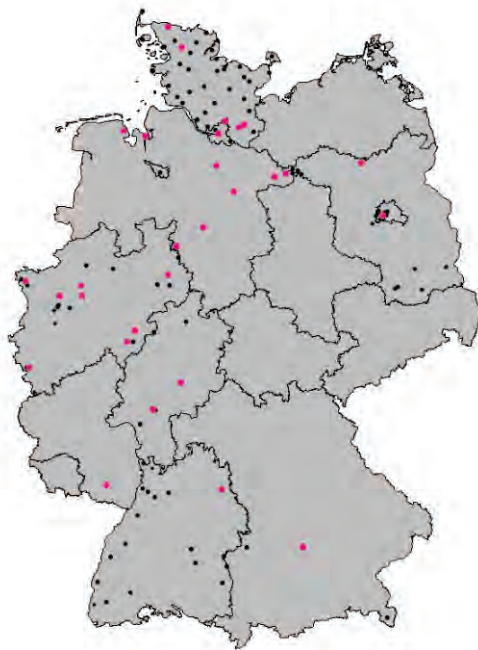


Abb. EN-5: Übersichtskarte des Vorkommens von *Achaeta brevivasa*

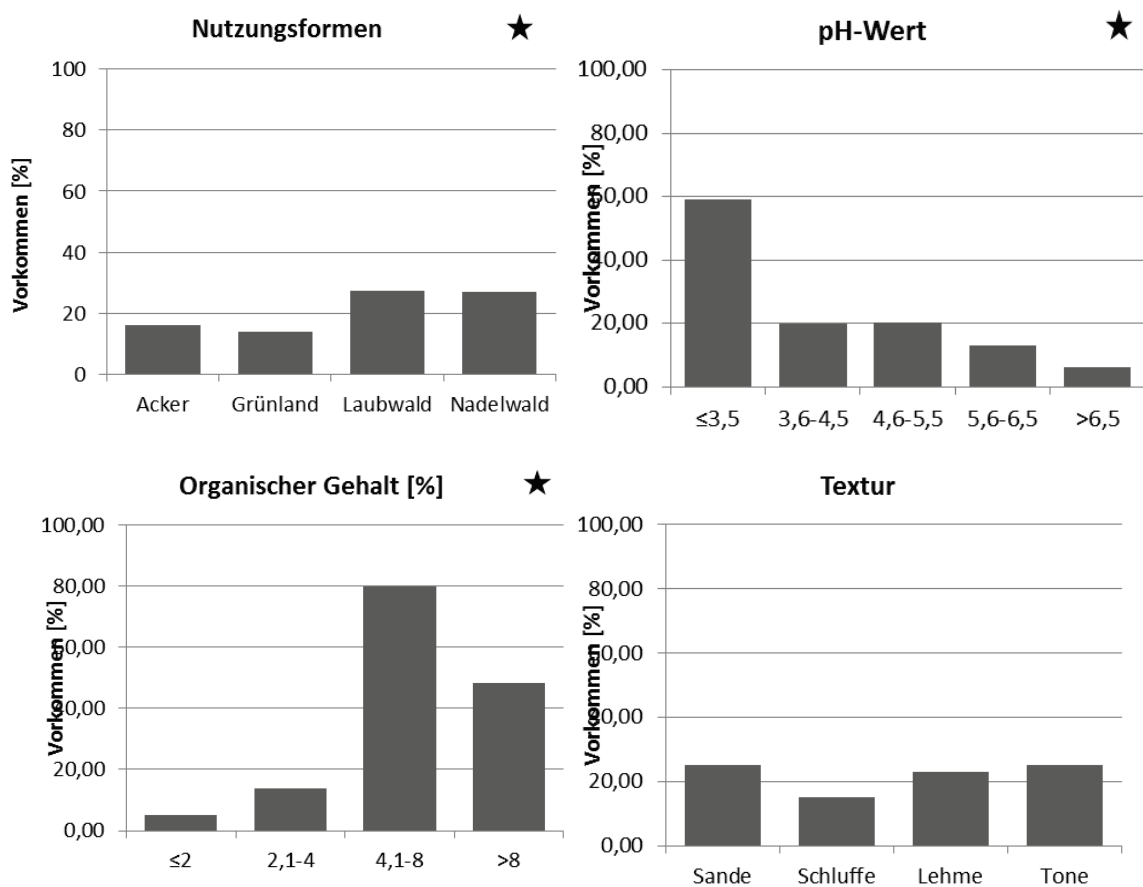
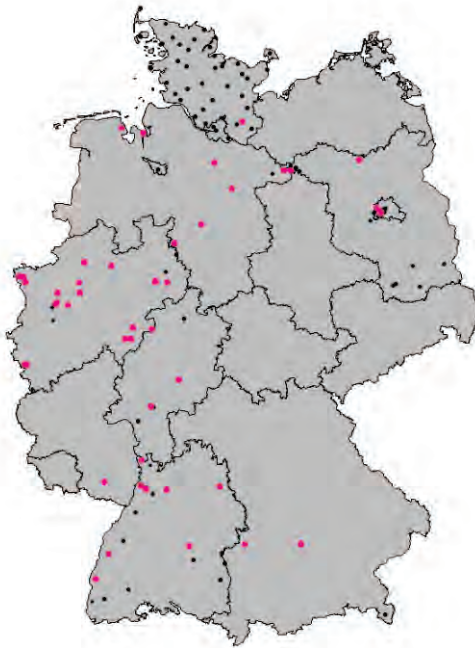
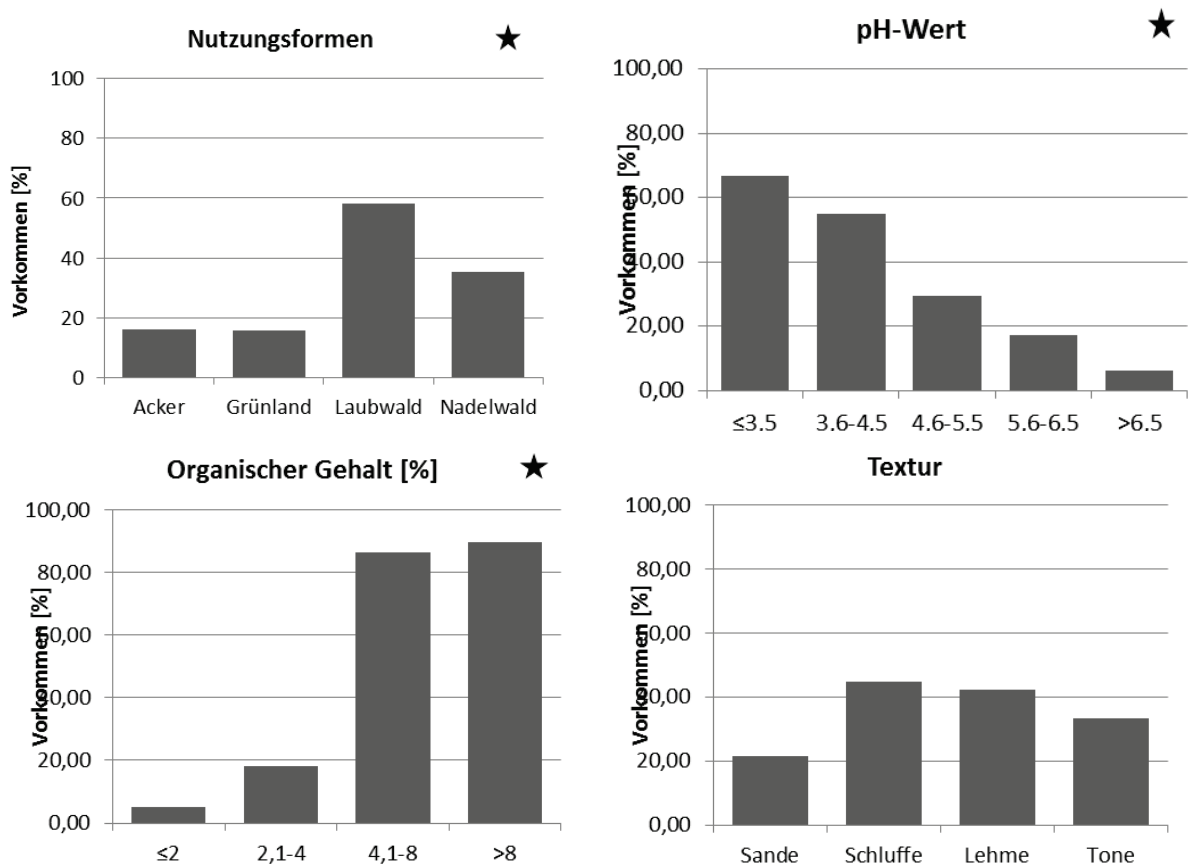


Abb. EN-6: Prozentuales Vorkommen von *A. brevivasa* auf den Standorten der Umweltfaktorenklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-7: Übersichtskarte des Vorkommens von *Achaeta camerani*Abb. EN-8: Prozentuales Vorkommen von *A. camerani* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

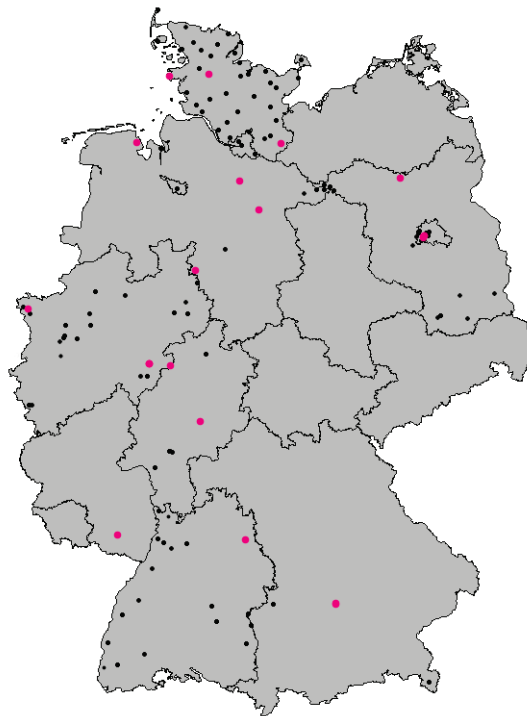


Abb. EN-9: Übersichtskarte des Vorkommens von *Bryodrilus ehlersi*

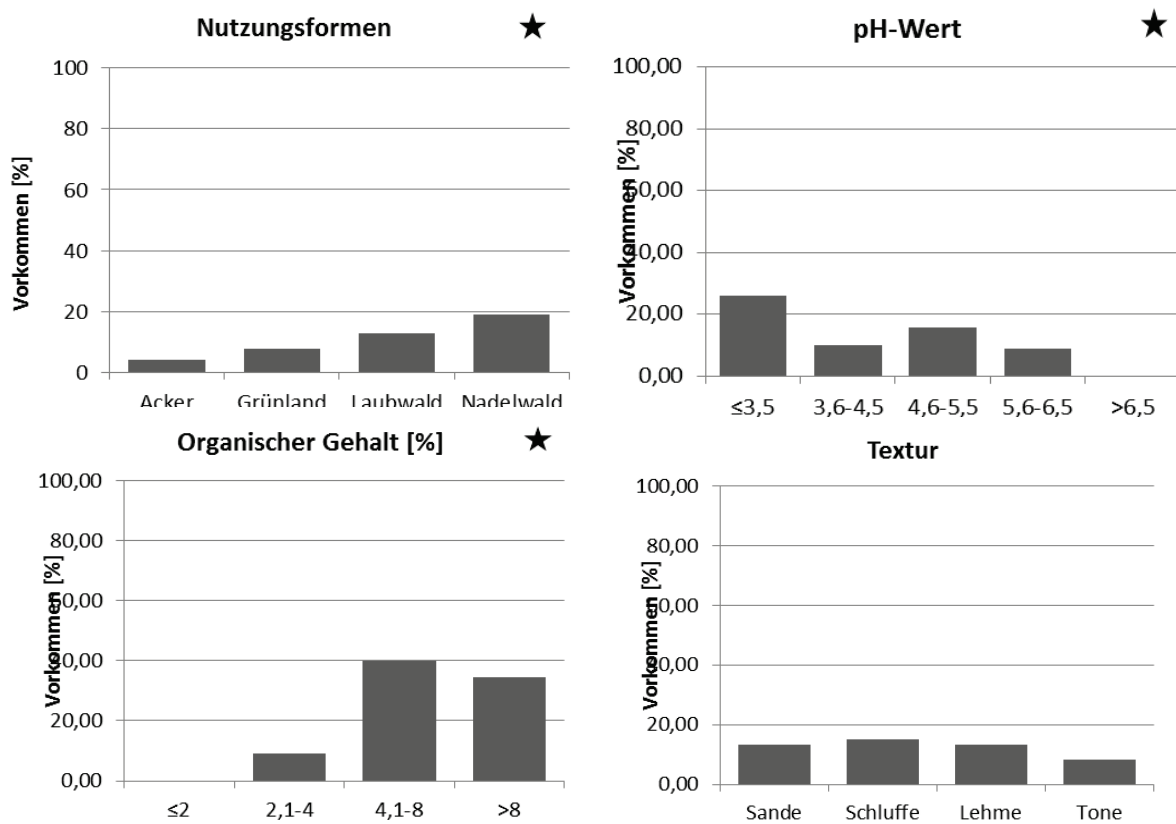
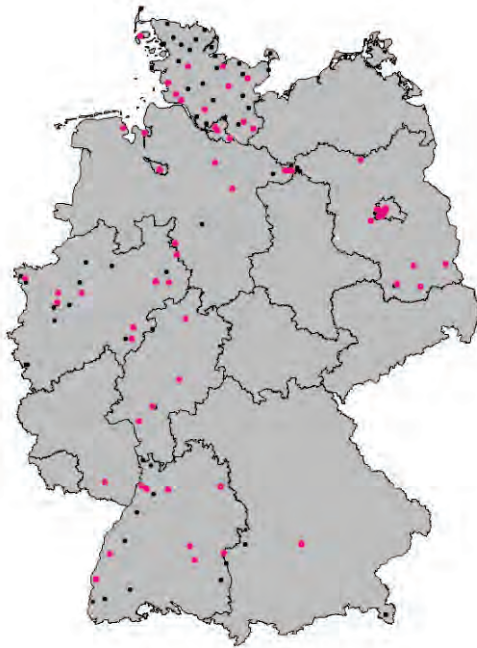
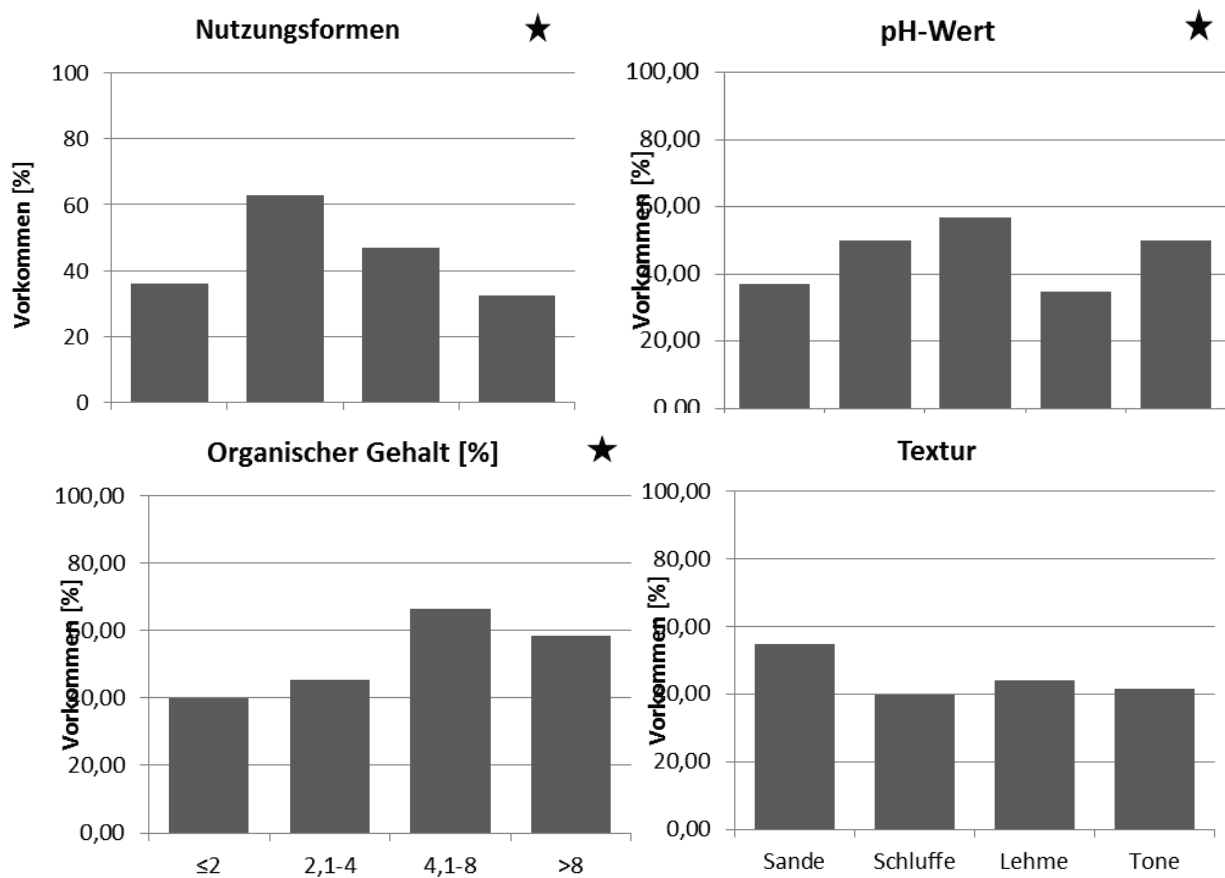


Abb. EN-10: Prozentuales Vorkommen von *B. ehlersi* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-11: Übersichtskarte des Vorkommens von *Buchholzia appendiculata*Abb. EN-12: Prozentuales Vorkommen von *B. appendiculata* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

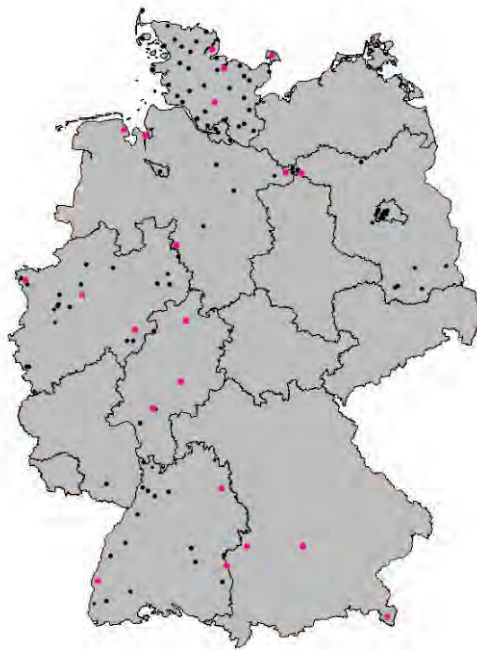


Abb. EN-13: Übersichtskarte des Vorkommens von *Buchholzia fallax*

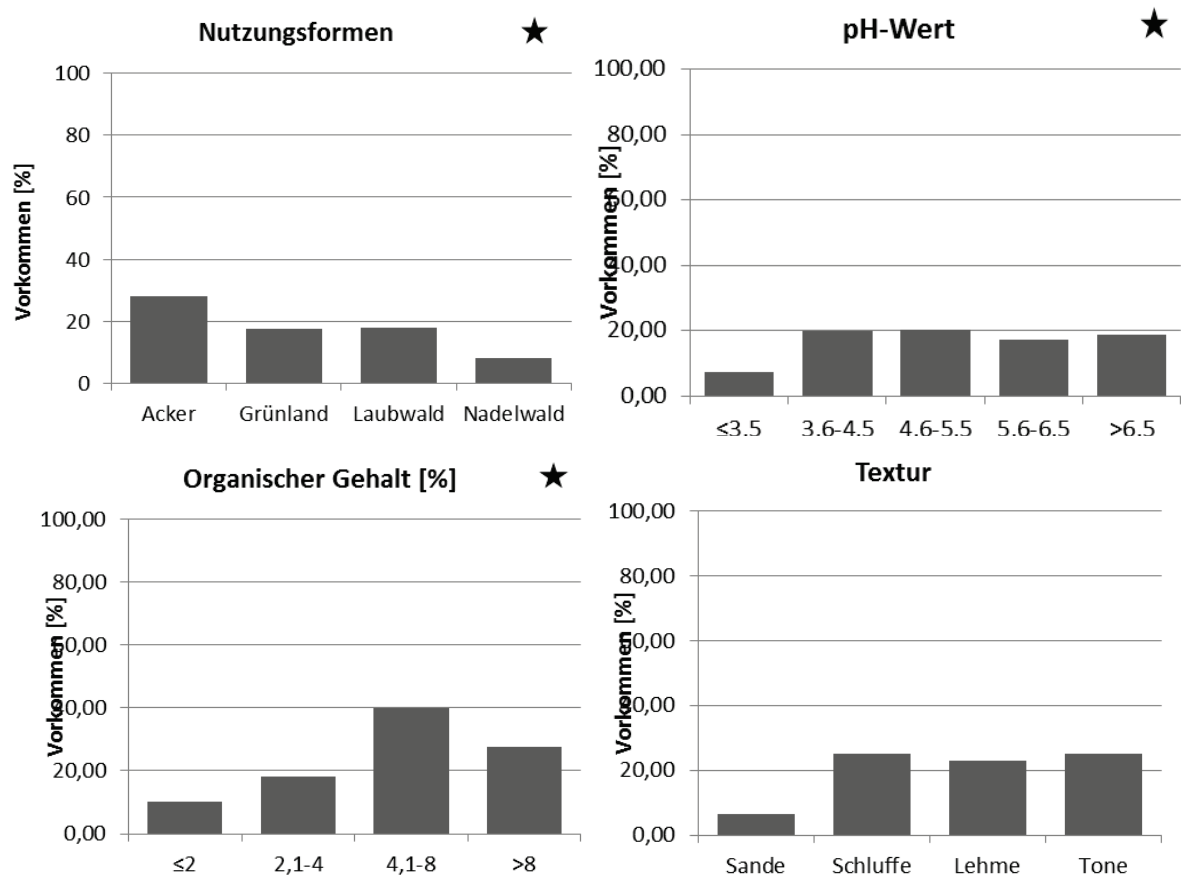
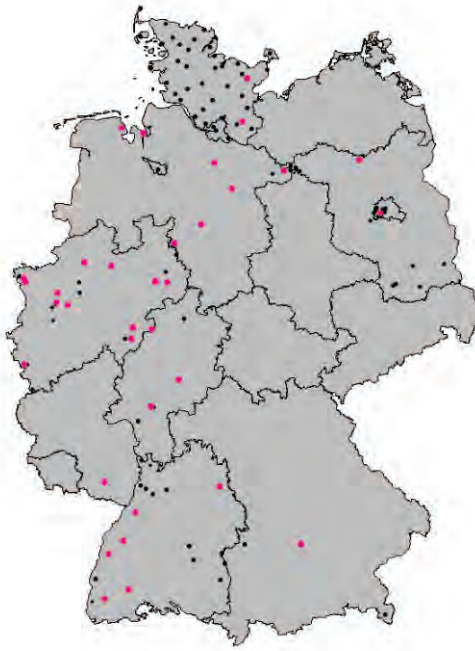
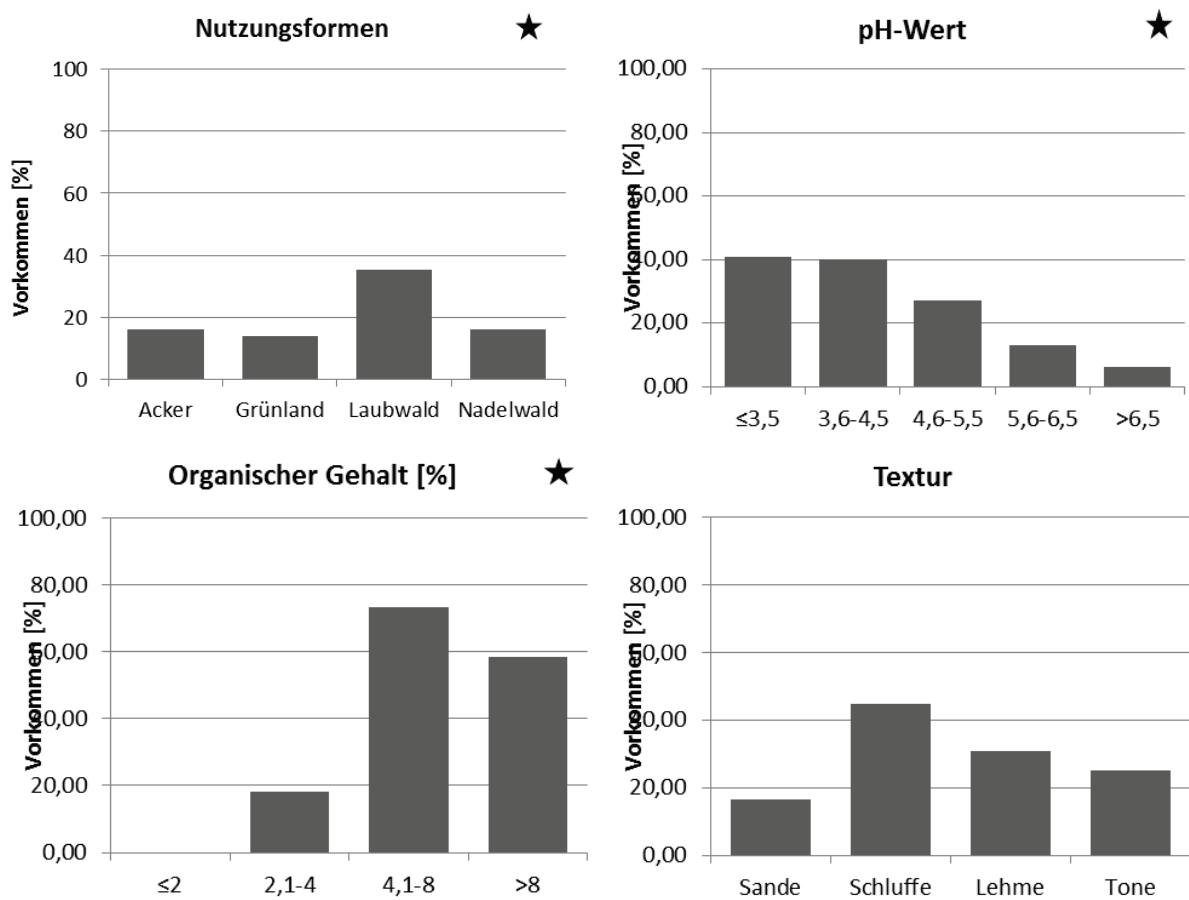


Abb. EN-14: Prozentuales Vorkommen von *B. fallax* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-15: Übersichtskarte des Vorkommens von *Cognettia cognettii*Abb. EN-16: Prozentuales Vorkommen von *C. cognettii* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

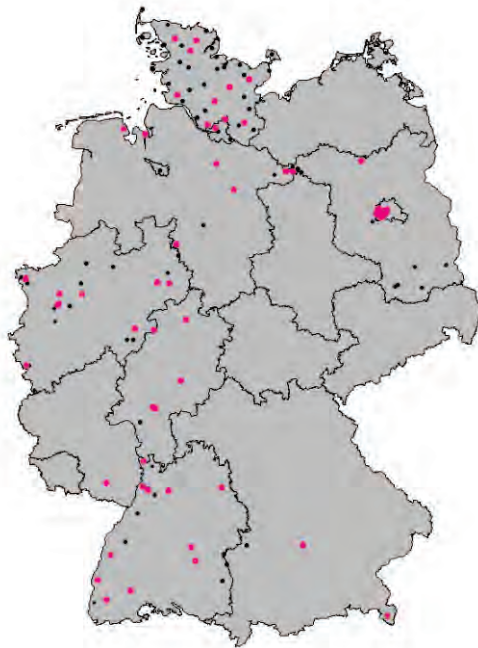


Abb. EN-17: Übersichtskarte des Vorkommens von *Enchytraeus norvegicus*

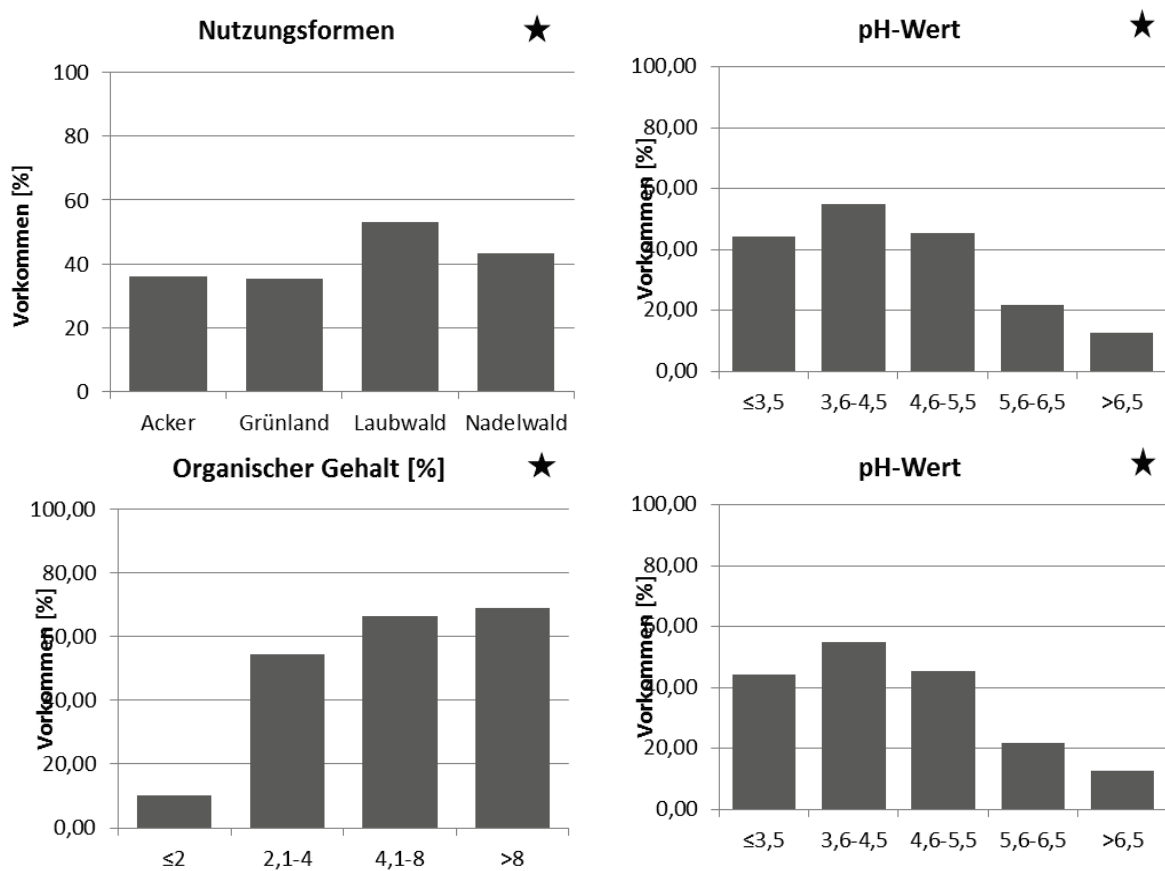
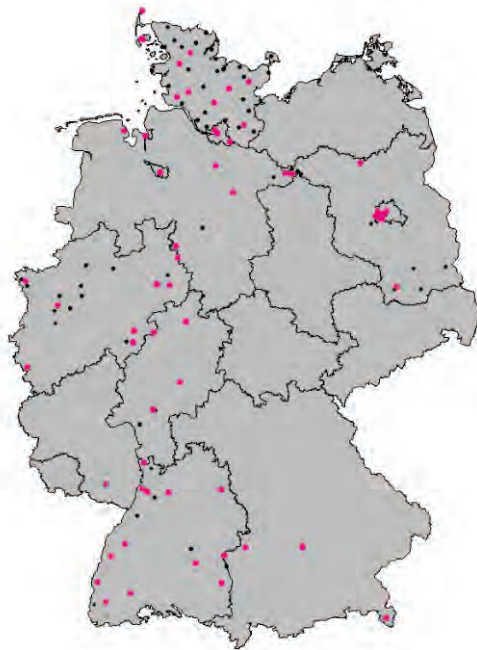
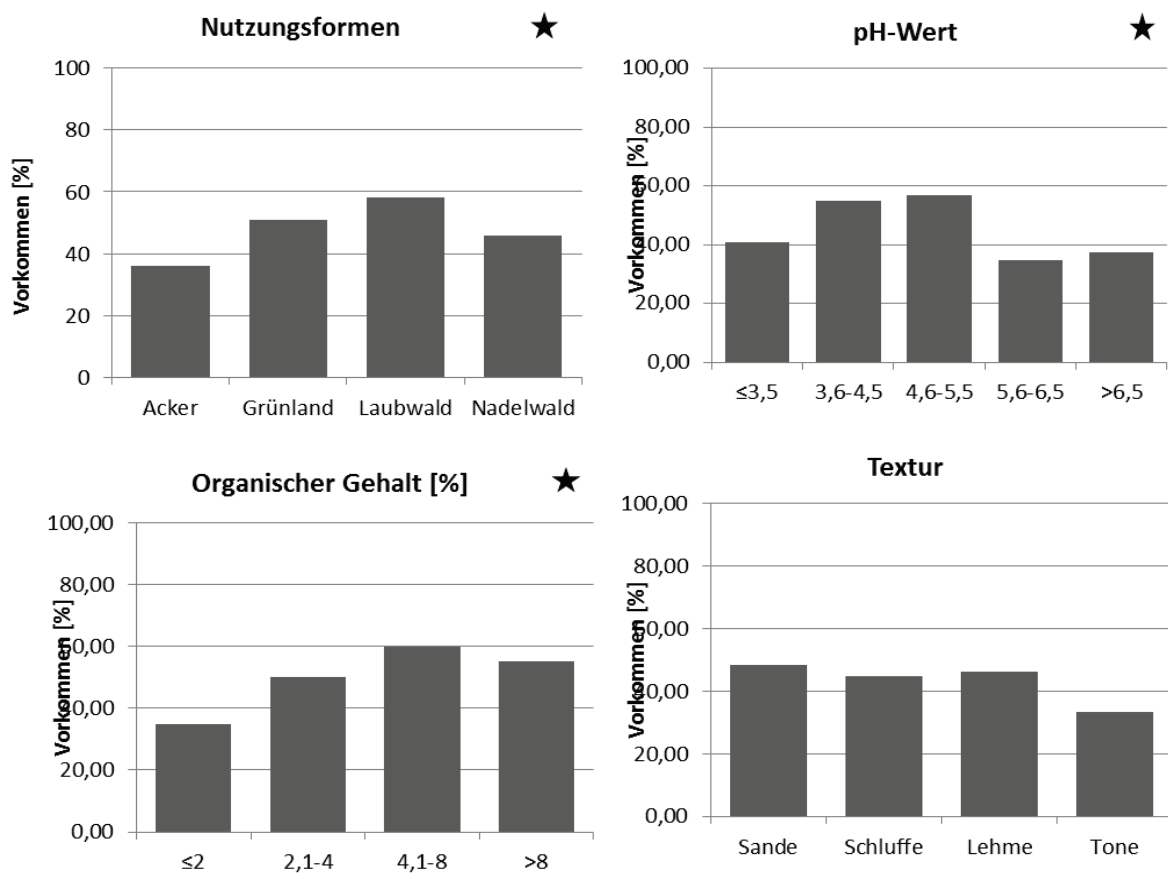


Abb. EN-18: Prozentuales Vorkommen von *E.norvegicus* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-19: Übersichtskarte des Vorkommens von *Enchytronia parva*Abb. EN-20: Prozentuales Vorkommen von *E. parva* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

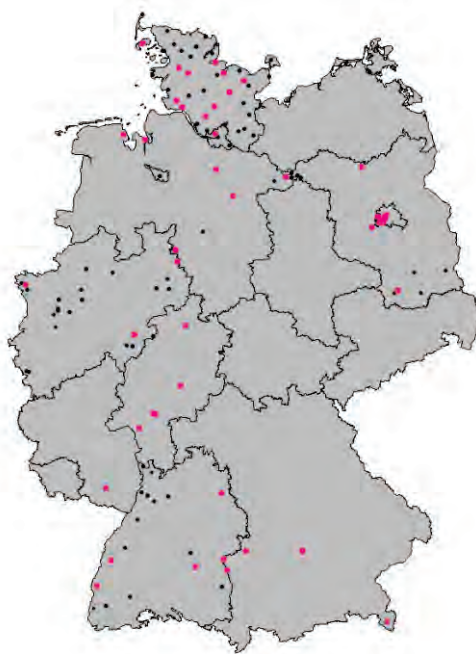


Abb. EN-21: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia bisetosa*

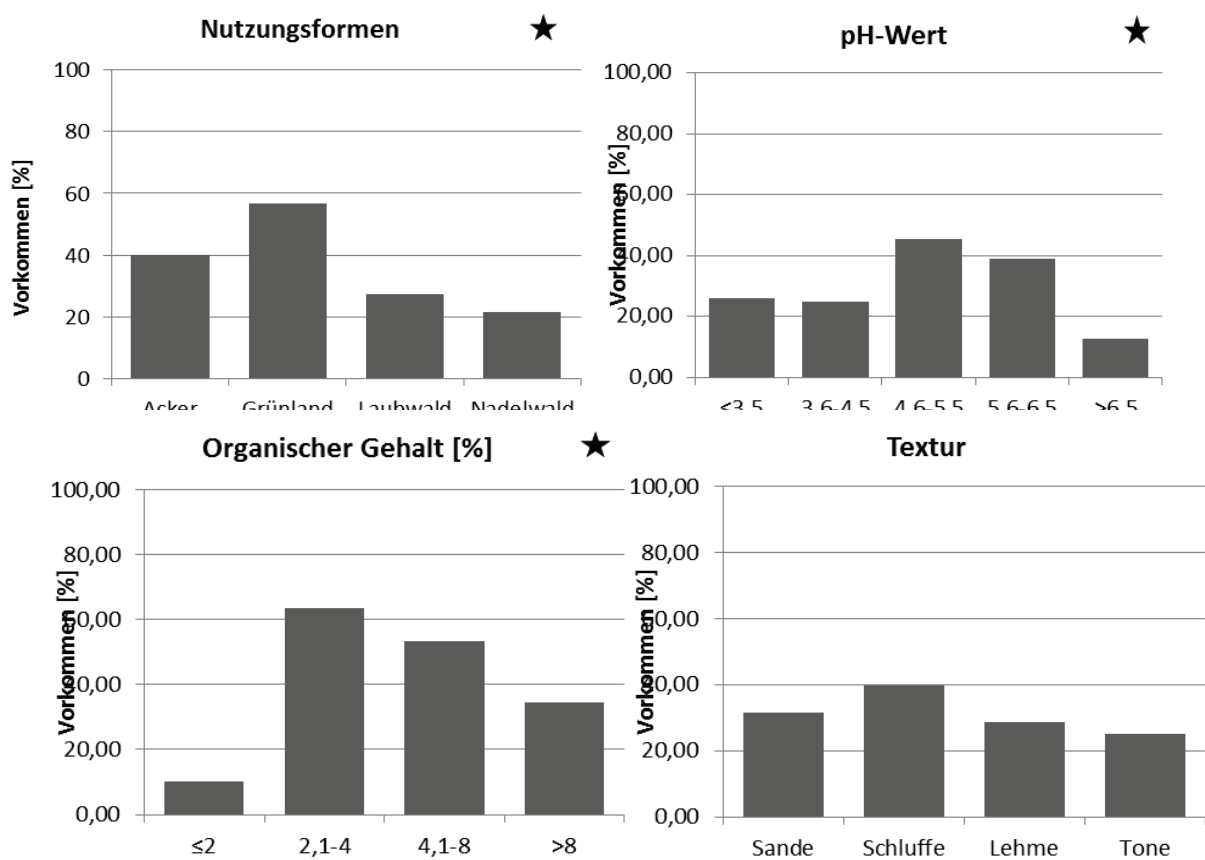
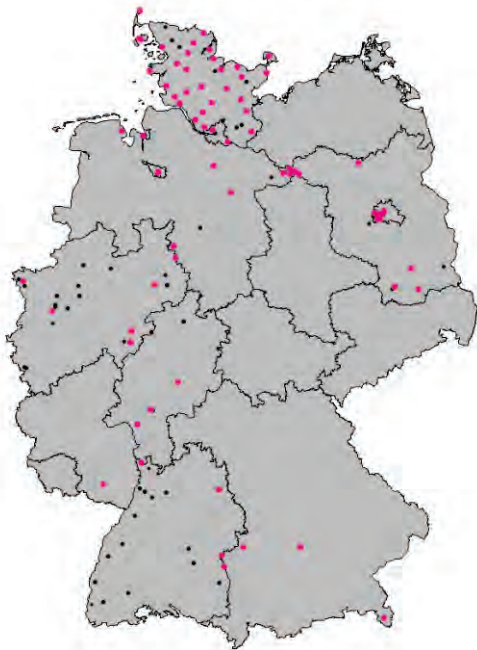
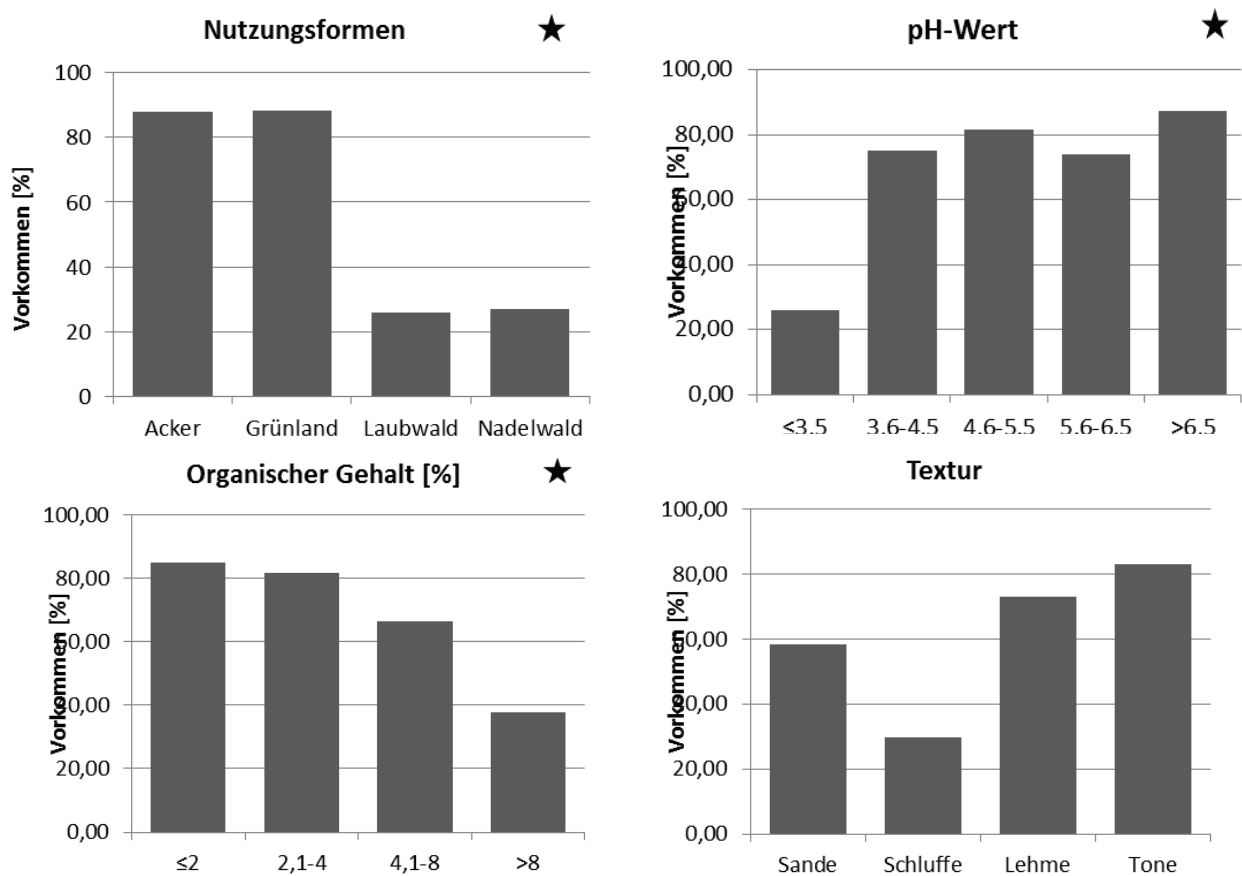


Abb. EN-22: Prozentuales Vorkommen von *F. bisetosa* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-23: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia bulboides*Abb. EN-24: Prozentuales Vorkommen von *F. bulboides* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

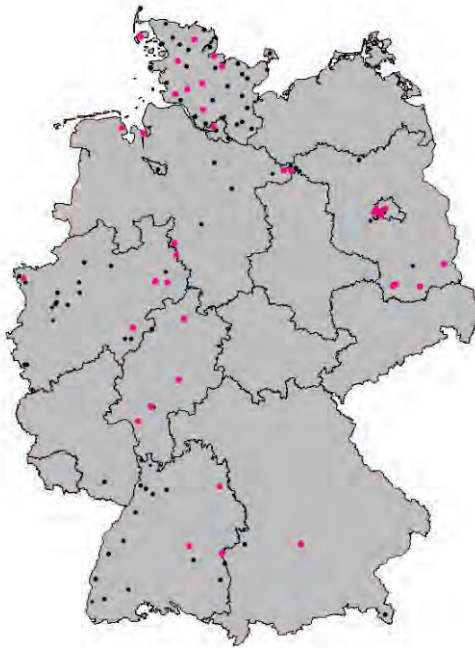


Abb. EN-25: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia connata*

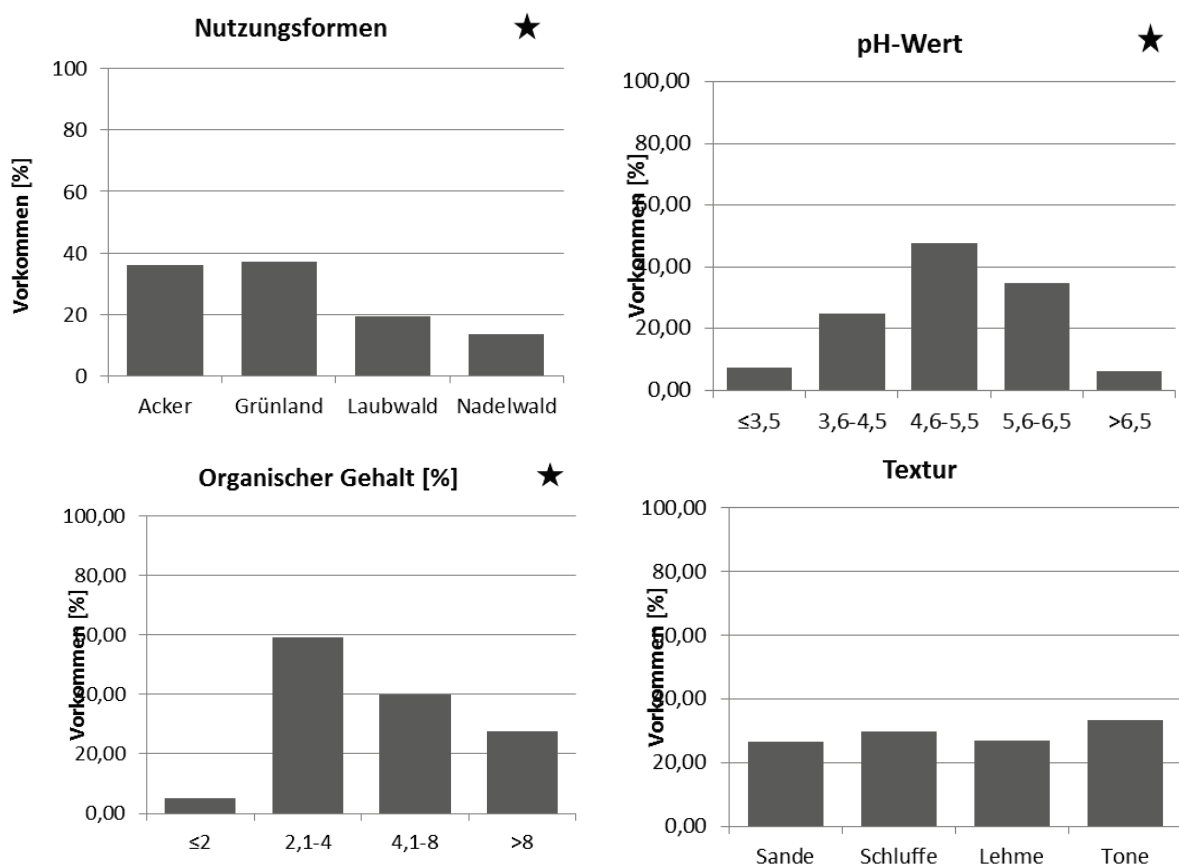
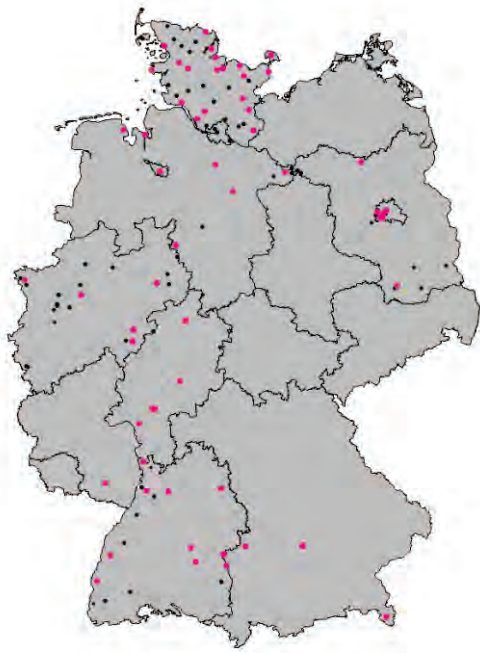
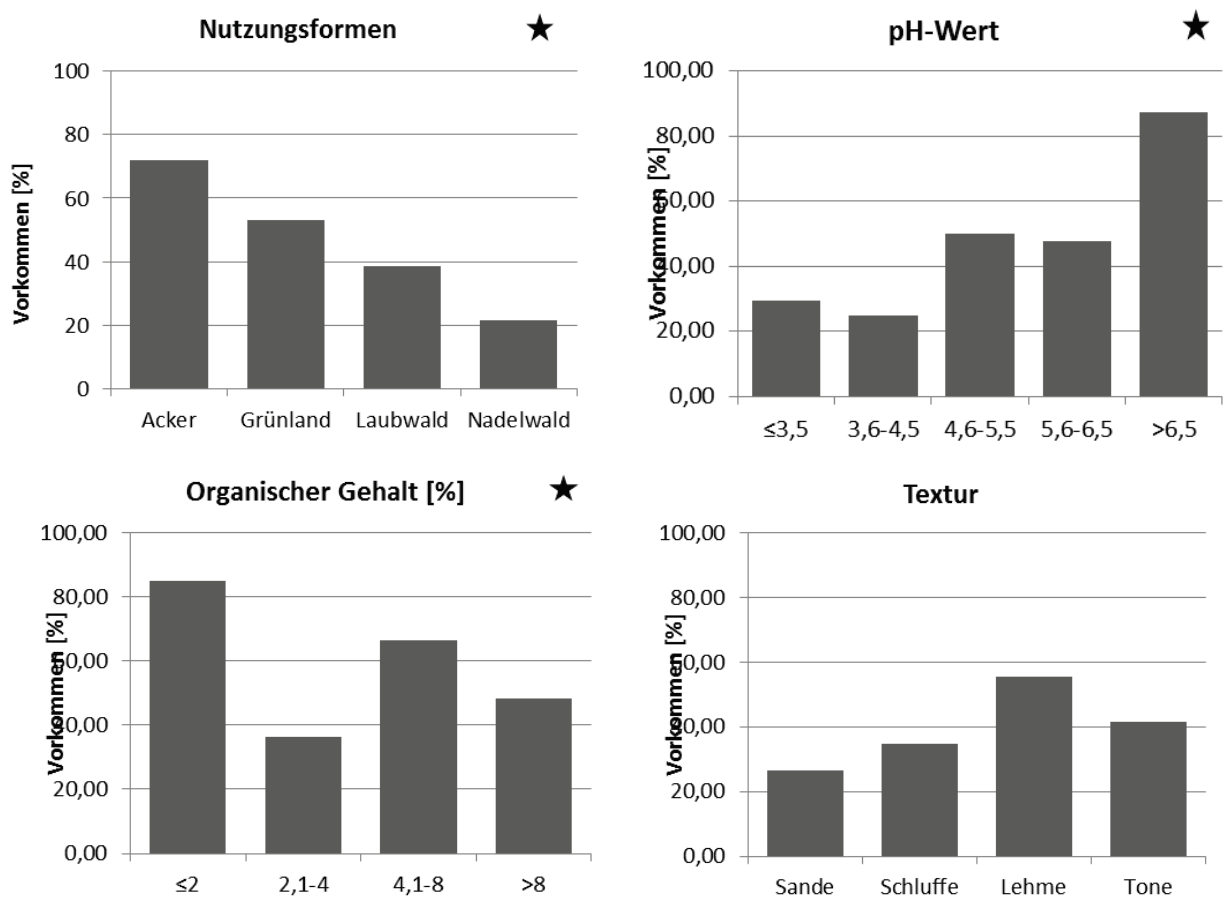


Abb. EN-26: Prozentuales Vorkommen von *F. connata* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-27: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia galba*Abb. EN-28: Prozentuales Vorkommen von *F. galba* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

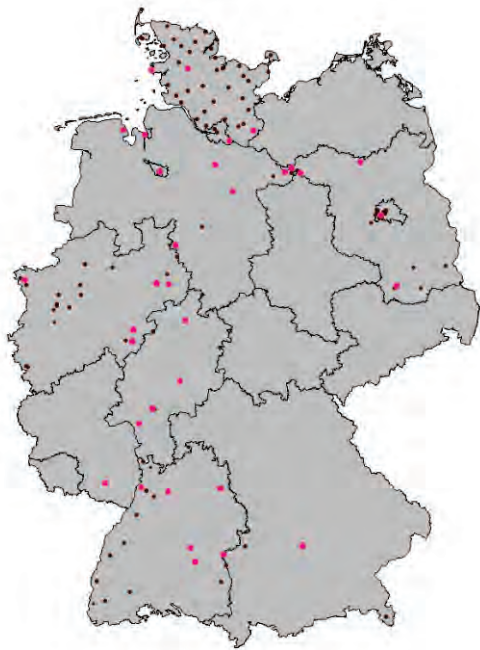


Abb. EN-29: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia perrieri*

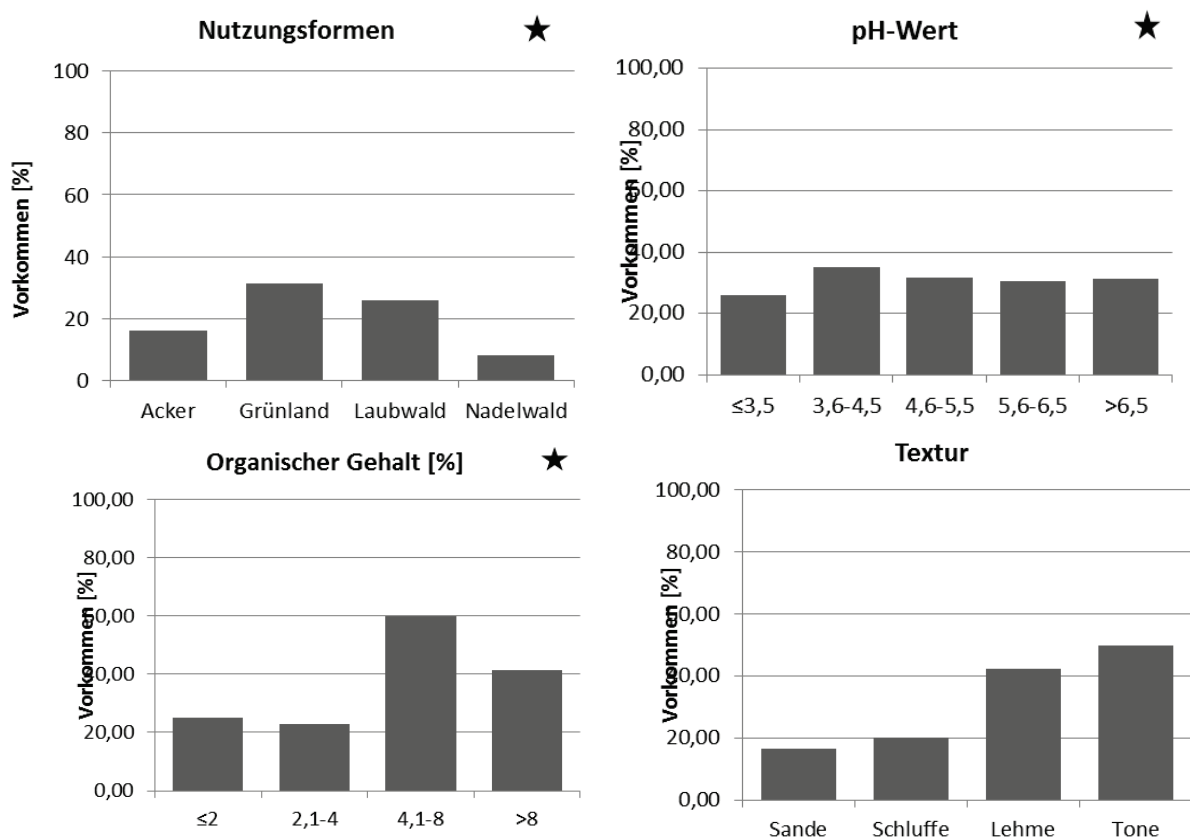
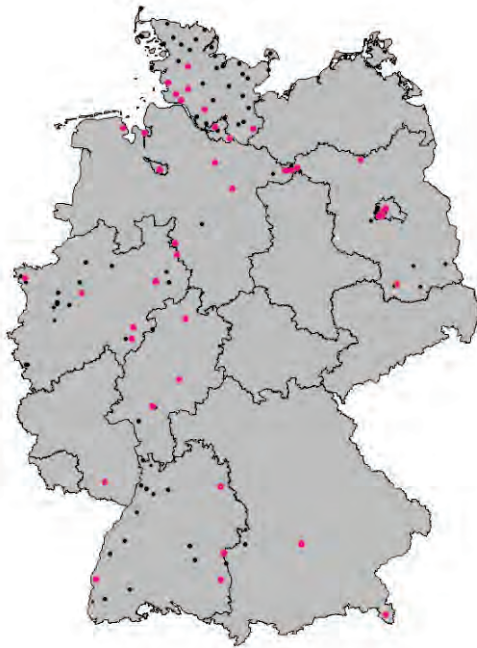
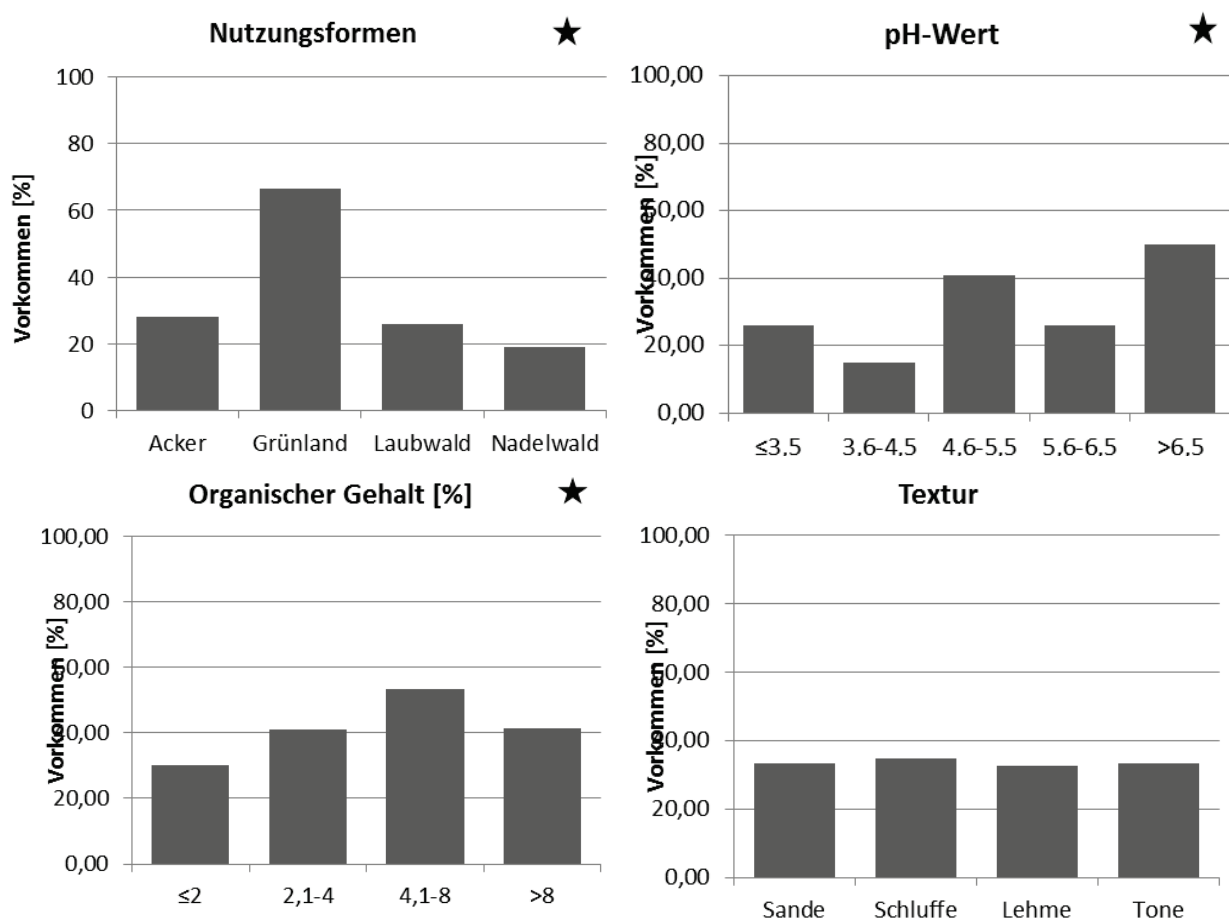


Abb. EN-30: Prozentuales Vorkommen von *F. perrieri* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-31: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia ratzeli*Abb. EN-32: Prozentuales Vorkommen von *F. ratzeli* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

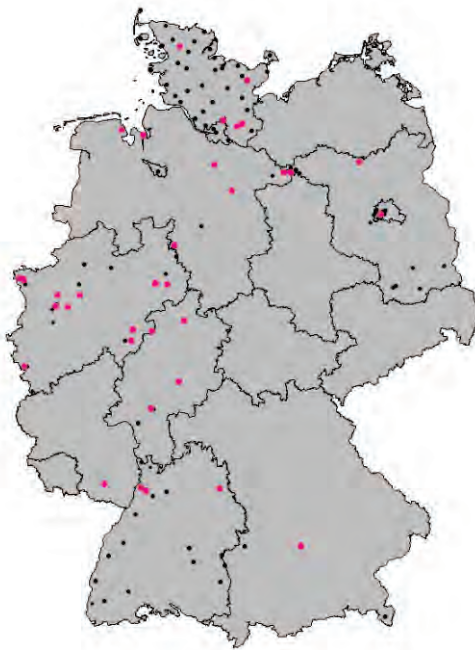


Abb. EN-33: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia striata*

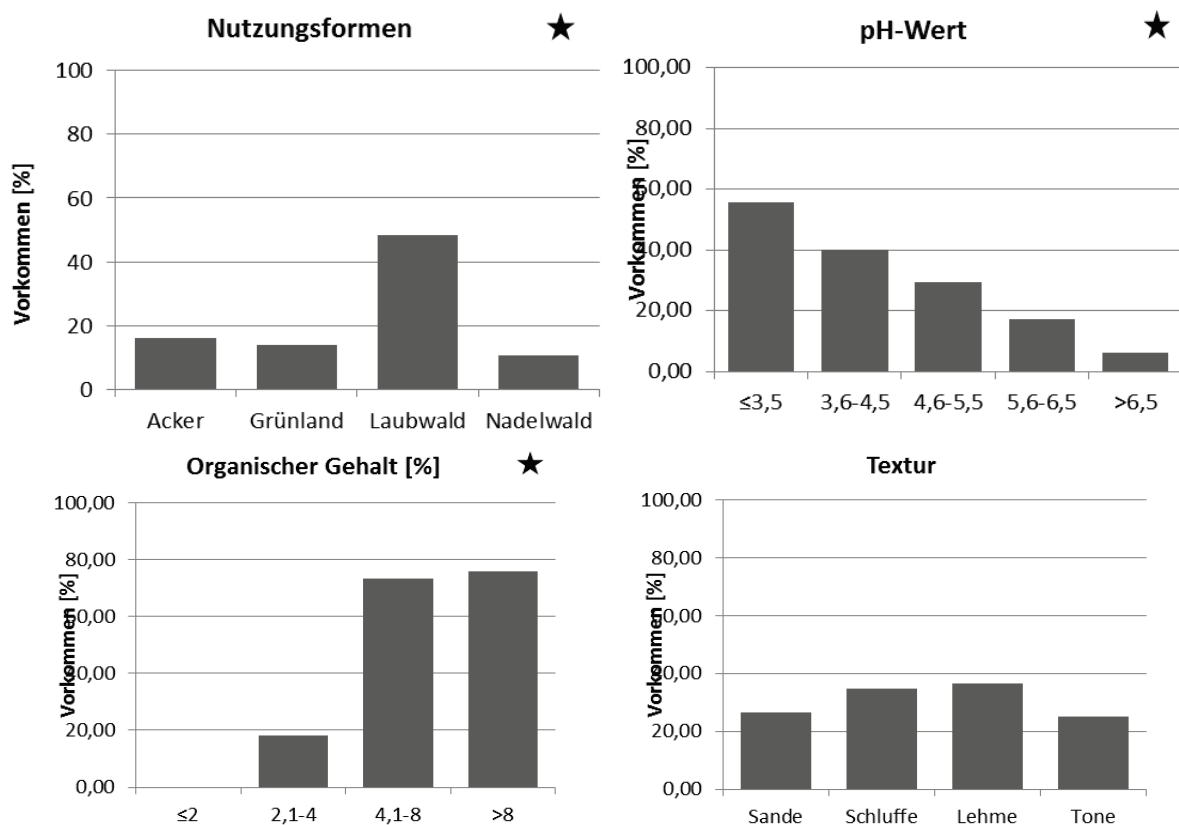


Abb. EN-34: Prozentuales Vorkommen von *F. striata* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

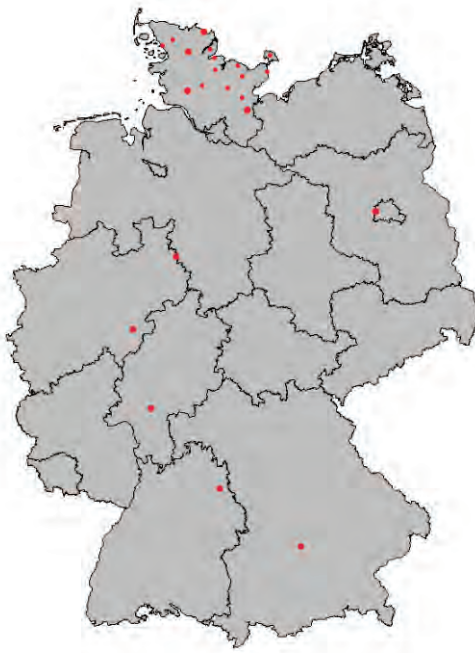


Abb. EN-35: Übersichtskarte des Vorkommens von *Fridericia sylvatica*

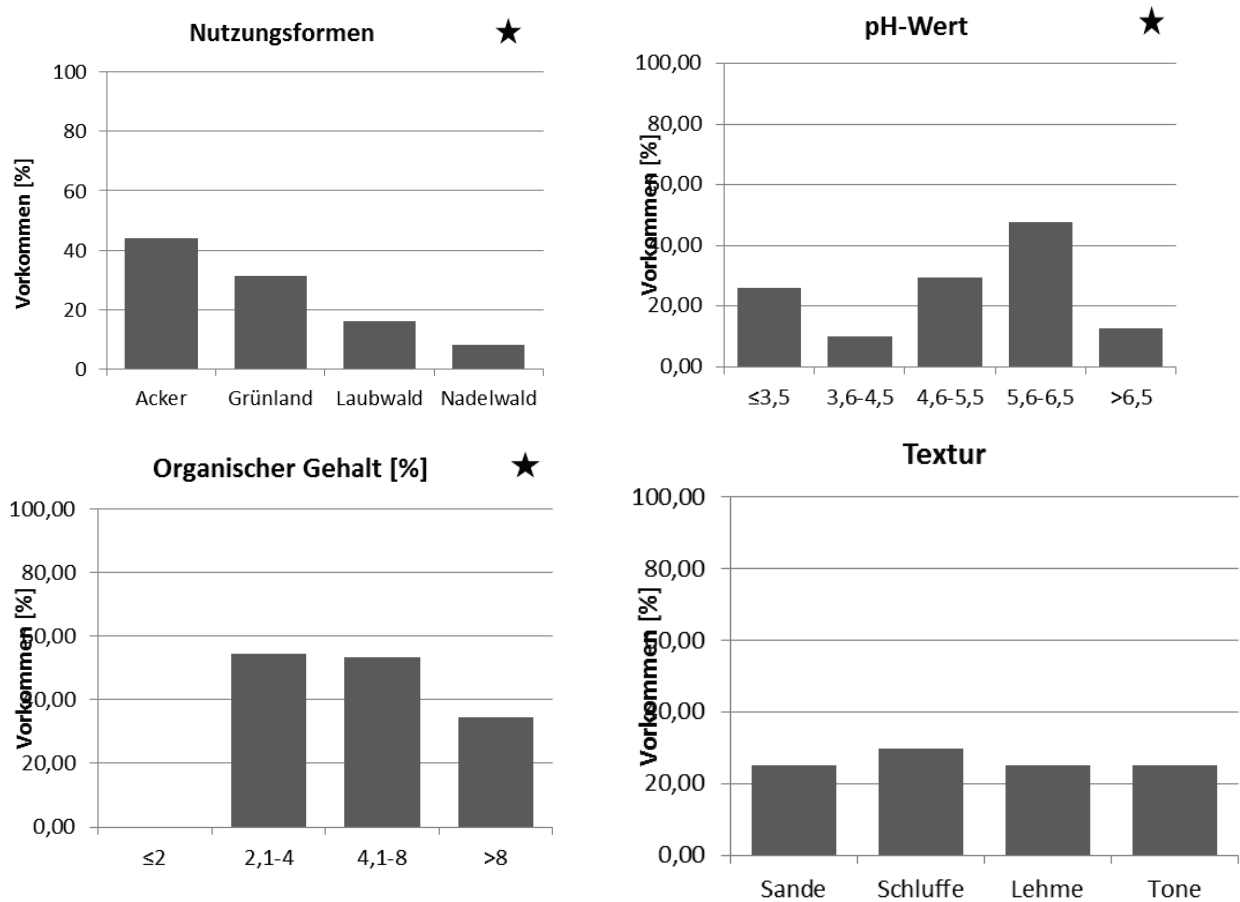


Abb. EN-36: Prozentuales Vorkommen von *F. sylvatica* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

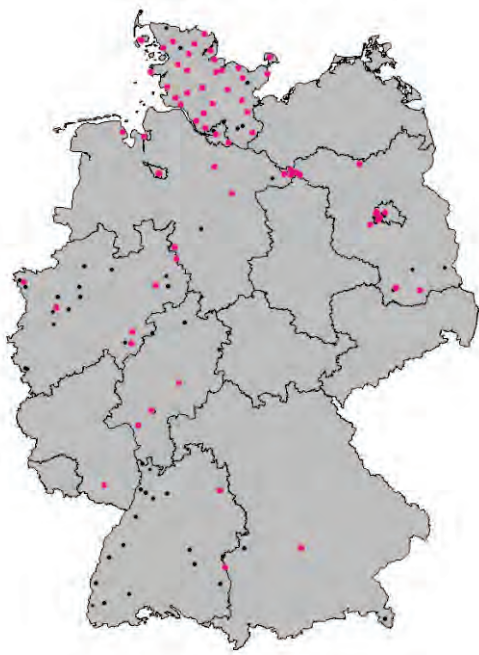


Abb. EN-37: Übersichtskarte des Vorkommens von *Henlea perpusilla*

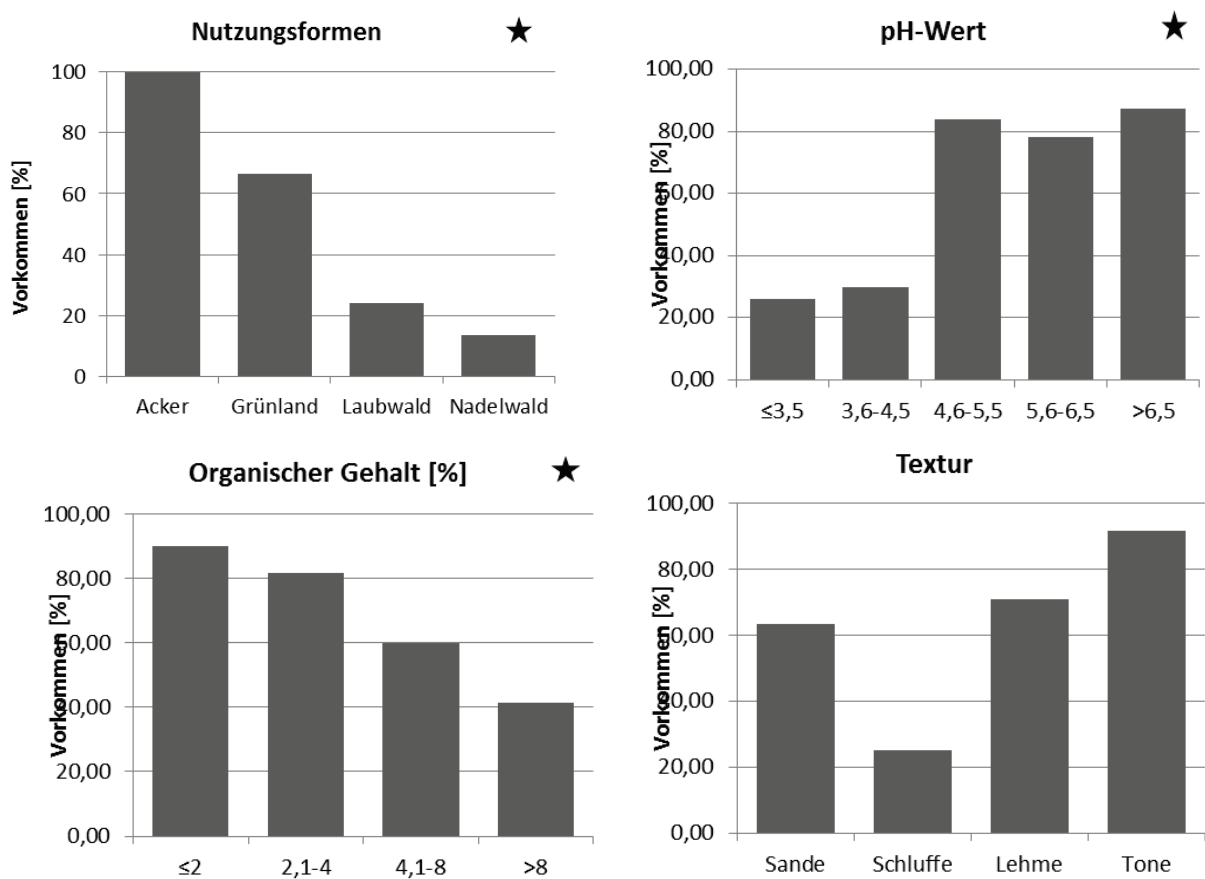
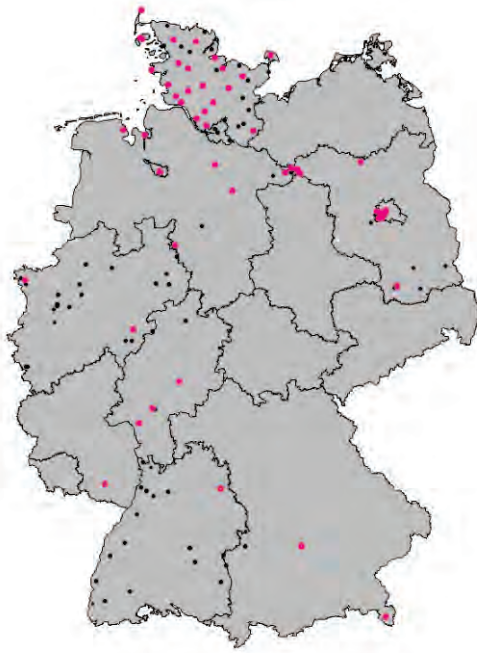
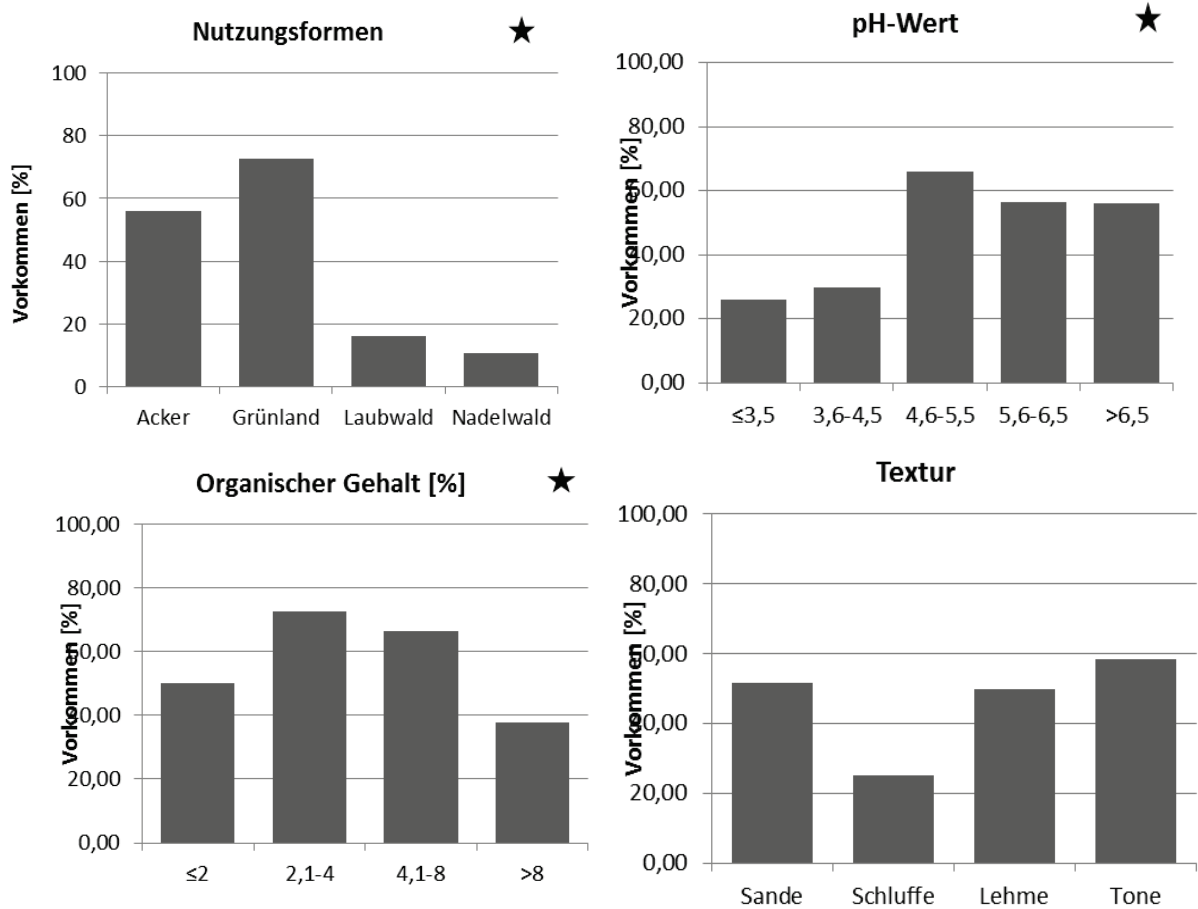


Abb. EN-38: Prozentuales Vorkommen von *H. perpusilla* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-39: Übersichtskarte des Vorkommens von *Henle ventriculosa*Abb. EN-40: Prozentuales Vorkommen von *H. ventriculosa* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

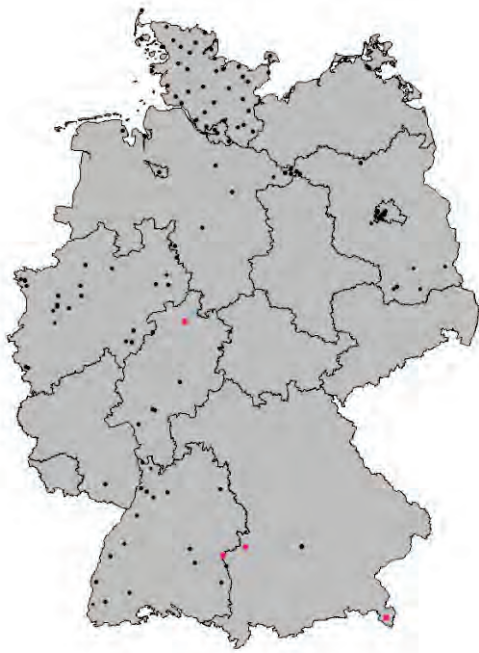


Abb. EN-41: Übersichtskarte des Vorkommens von *Marionina argentea*

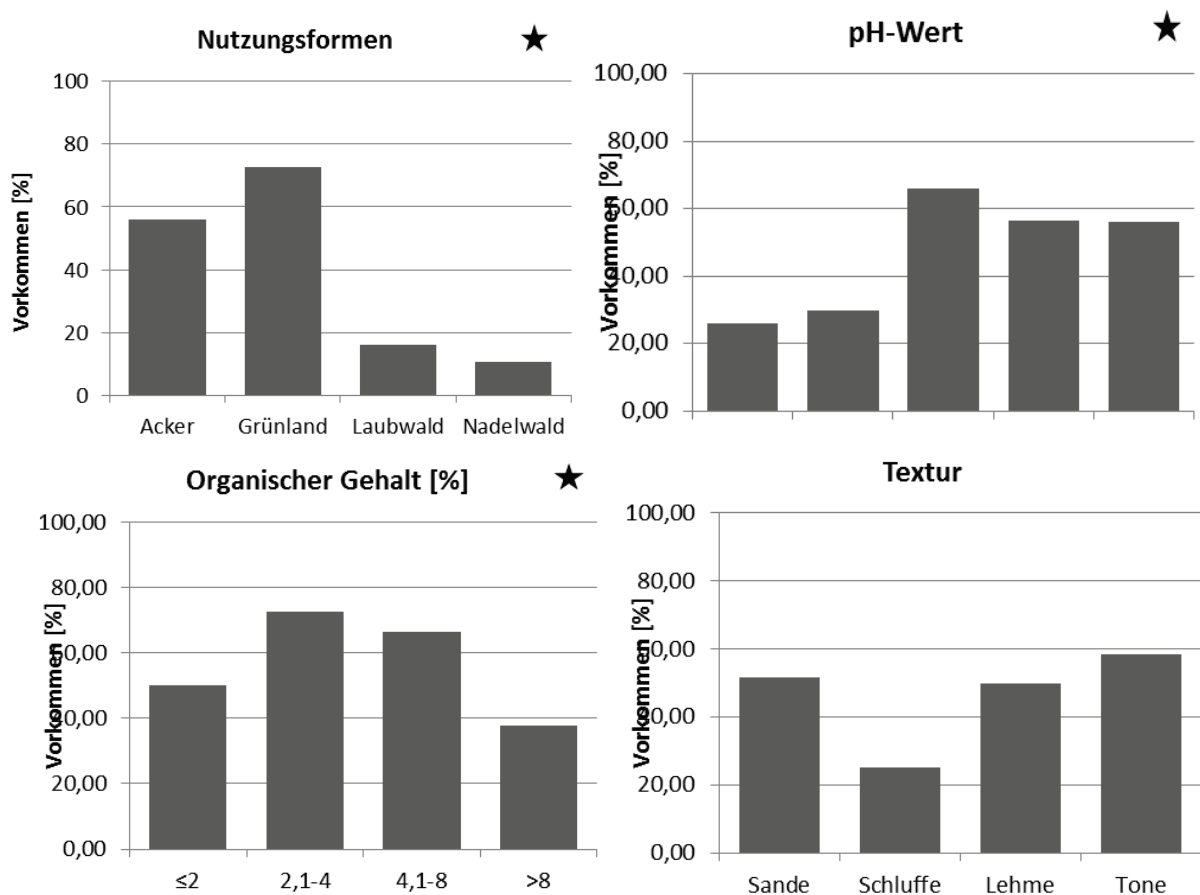
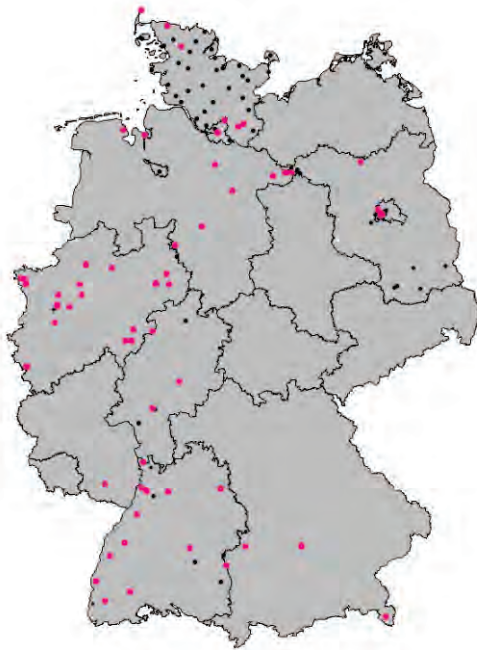
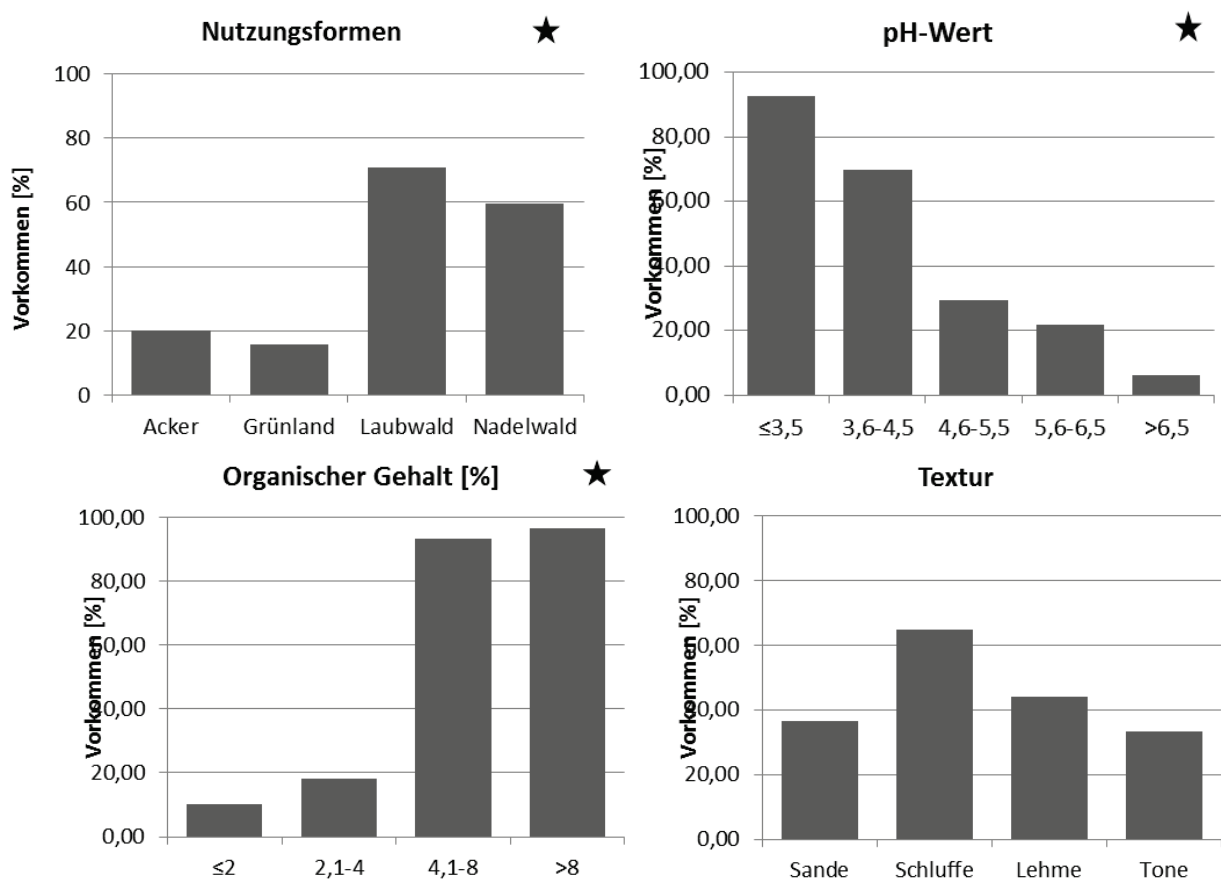


Abb. EN-42: Prozentuales Vorkommen von *M. argentea* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-43: Übersichtskarte des Vorkommens von *Marionina clavata*Abb. EN-44: Prozentuales Vorkommen von *M. clavata* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

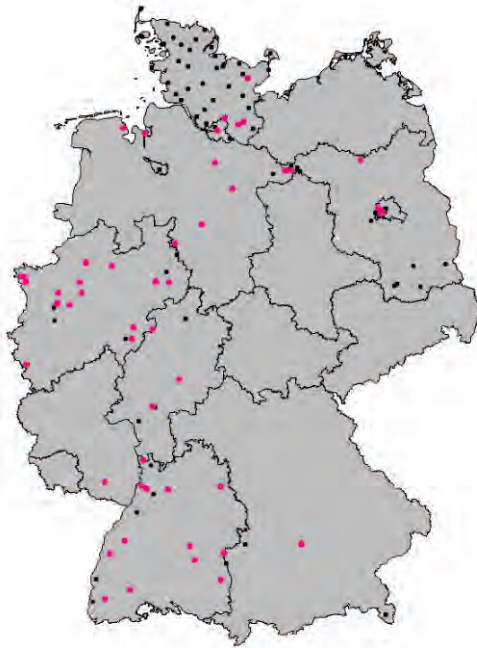


Abb. EN-45: Übersichtskarte des Vorkommens von *Oconnoriella cambrensis*

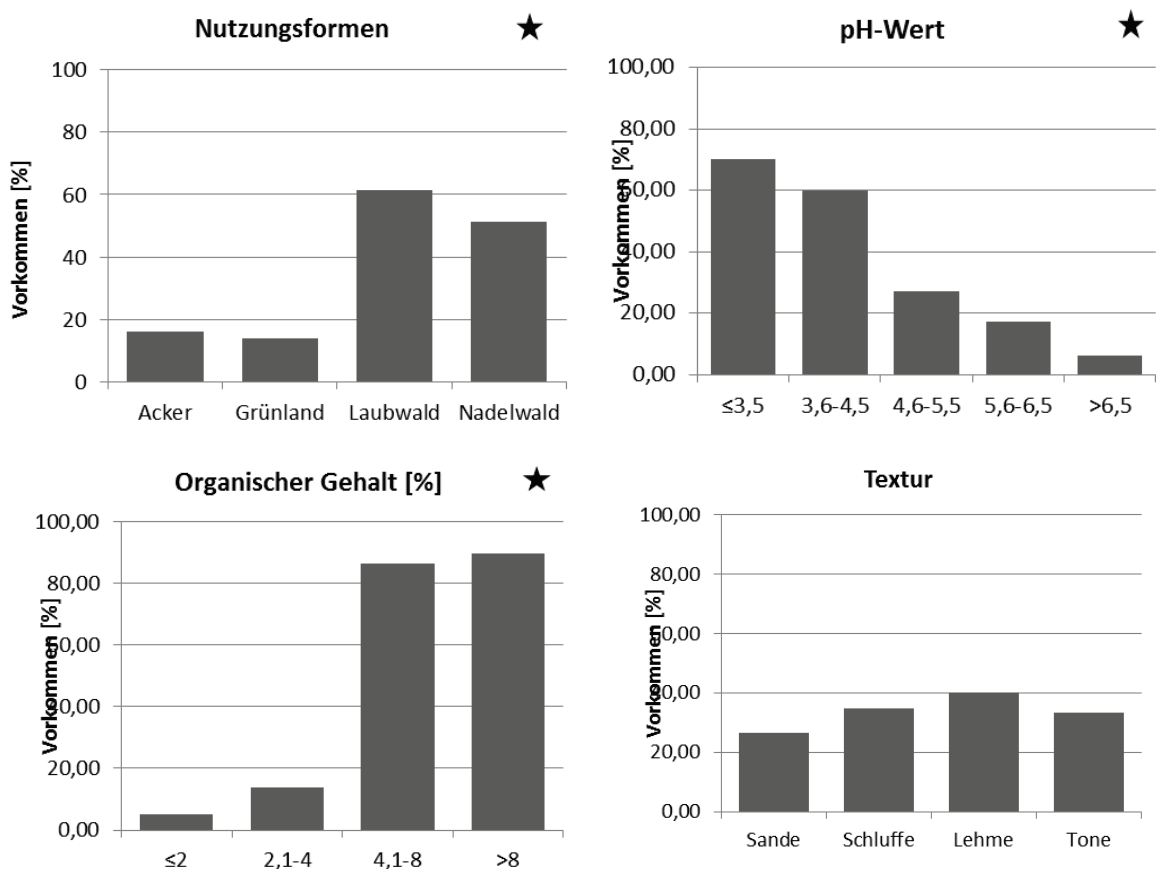
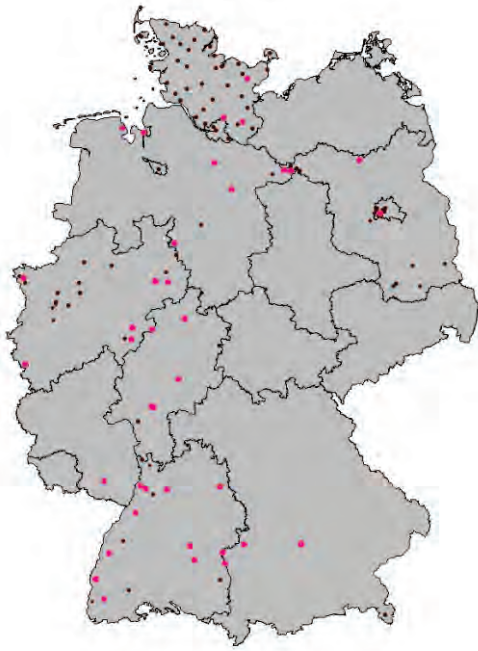
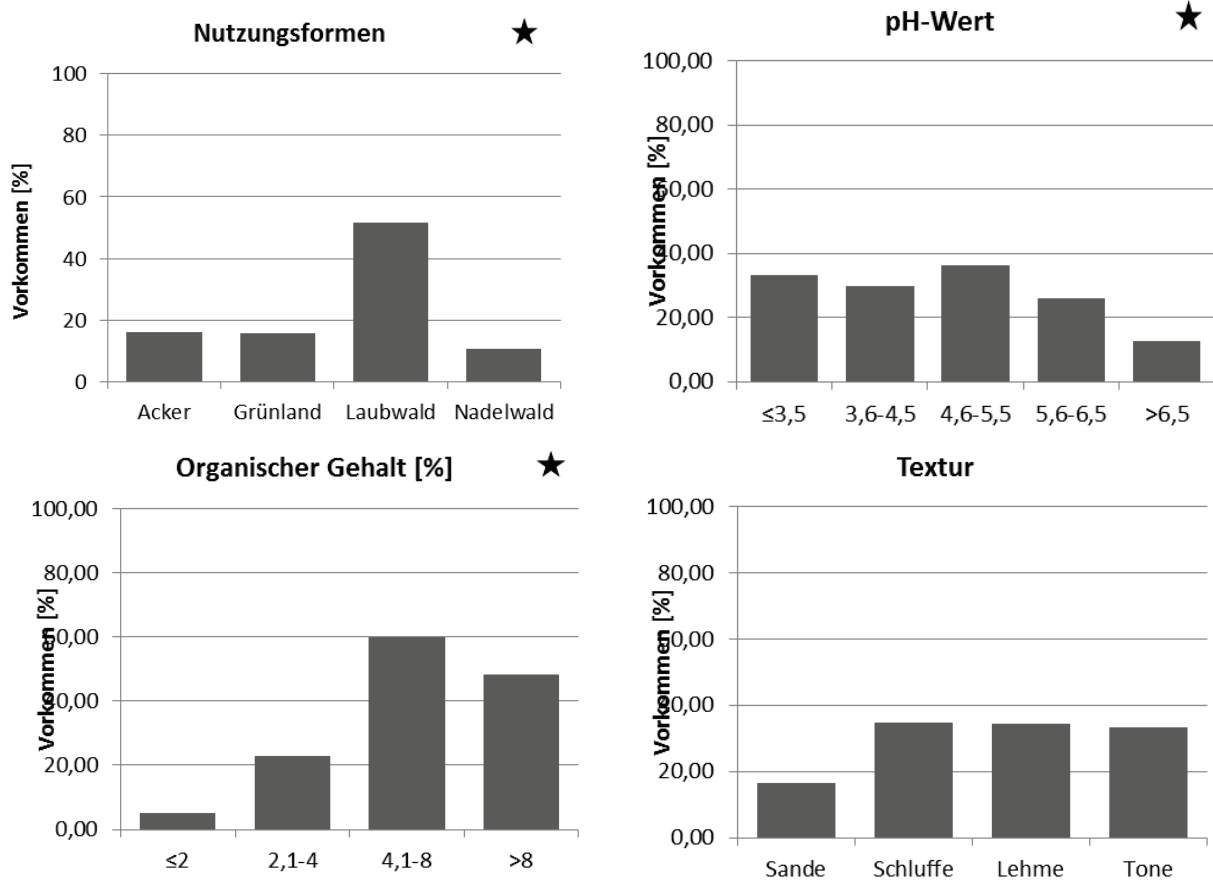


Abb. EN-46: Prozentuales Vorkommen von *O. cambrensis* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

Abb. EN-47: Übersichtskarte des Vorkommens von *Stercutus niveus*Abb. EN-48: Prozentuales Vorkommen von *S. niveus* auf den Standorten der Umweltfaktorklassen bzw. Nutzungsformklassen. * = signifikanter Unterschied

ANNEX MO:

MO-1: Zusammenstellung der Eigenschaften von Tests, die für die Beurteilung der Eignung im Bodenmonitoring relevant sein können

Testkriterium laut Römbke et al. (1996):

- Bedeutung für das Ökosystem
- Messbar in vielen Böden und geographischen Regionen
- Geeignet zum Erfassen verschiedener Stressfaktoren
- Niedrige Kosten (Ausrüstung und Arbeitszeit)
- Geringer Zeitaufwand
- einfach zu standardisieren
- Replizierbar und reproduzierbar
- Validitätskriterien definierbar
- Statistische Auswertung möglich

Testkriterium laut Crane (2004):

- Relevanz im funktionellen Sinn
- Sensitivität Zeitaufwand
- Einfachheit der Ausführung
- Kosteneffektivität
- Vorhandensein von Referenzmaterialien und Prozeduren zur Qualitätskontrolle
- Standardisierung

Testkriterium laut Winding et al. (2005), based on Doran & Safley (1997) and OECD (1993):

- Repräsentativ für integrierte Umwelteigenschaften
- Repräsentativ für Ökosystemprozesse- und Funktionen
- Mit physikalischen, chemischen und biologischen Eigenschaften integriert
- Einfachheit der Ausführung
- Kosteneffektivität
- Reagiert in adäquater Zeit auf Veränderungen von Bodenmanagement und Klima
- Mit bestehenden Bodendatenbanken kompatibel
- Relevant für Politik oder Management (OECD 1993)
- Analytisch solide und messbar (OECD 1993)
-

Testkriterium laut Løkke & Van Gestel (1998):

1. Praktische Argumente

- Durchführbar
- Kosteneffektiv
- Schnell

2. Testakzeptanz

- Standardisierbar / standardisiert
- Reproduzierbar
- Statistisch valide
- Good Laboratory Practice
- Reagiert auf eine breite Palette von chemischen Stressoren

3. Ökologische Signifikanz

- Sensitivität
- Ökologisch realistisch
- Biologisch valide

Testkriterium laut Schouten et al. (1997):

- Messbarkeit
- Kosteneffektivität
- Eignung für den Einsatz im Bodenmonitoring
- Einsatz bei verschiedenen Bodentypen möglich
- Relevant für den Status des Ökosystems
- Relevant für Management-Entscheidungen
- Daten zu Referenzflächen existieren
- Verfügbarkeit von Modellen zur Vorhersage eines Umweltthemas

Testkriterium laut Black (2008):

- Einsatz bei verschiedenen Bodentypen möglich
- Unterscheidungspotential
- Probendurchsatz
- Probenaufbewahrung möglich
- Probenarchivierung möglich
- Schnelle Probenahme möglich

- Hardware-Kosten
- Arbeitskosten
- (Potenzielle) Referenzmaterialien
- Teststatus: Akkreditierung, Standardisierung?
- Internationale Vergleiche möglich

Tab. MO-1: Kriterien, anhand derer Methoden verglichen werden können sowie mögliche Gründe, die gegen ihre Aufnahme als Parameter für das Bodendiversitätsmonitoring sprechen

Testkriterien	Gründe für den Ausschluss vom Kriterien-Set
Ökologische Aussagekraft	
Repräsentanz für die Zielgruppe	
Relevanz	Weil hier nur Methoden zur Messung der mikrobiellen Diversität verglichen werden, gibt es keinen Unterschied bzgl. ihrer Relevanz
Sensitivität für Umweltparameter und Umweltstressoren	Hängt weniger von der Testmethode als vom Einsatz auf unterschiedliche taxonomische / funktionelle Ebenen ab – siehe Kap. 9.4
Ökologisch realistisch	Bedeutung für Diversitätsanalysen unklar
Biologisch valide	Bedeutung für Diversitätsanalysen unklar
Akzeptanz des Testes	
Standardisierung	
Reproduzierbarkeit	Wird kombiniert mit statistischer Validität
statistische Validität	
Wiederholbarkeit	Wiederholbarkeit ist im Prinzip bei allen dargestellten Methoden gegeben, so lange davon ausgegangen wird, dass Böden eingefroren aufbewahrt werden können
GLP	GLP hängt eher mit der Qualität der ausführenden Labore als mit der Qualität des Testes zusammen
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	

Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	
Relevanz für Bodenpolitik- und Management	Hauptsächlich bestimmt durch die Repräsentanz, daher kombiniert
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	
Praktische Argumente	
Machbarkeit / Messbarkeit	
Kosteneffektivität	
Zeitbedarf	
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	
Bodenaufbewahrung	
Archivierbarkeit	
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	
Analytisch solide	Unklare Definition

MO-2: Detaillierte Bewertung: Diversitäts-Tests (nicht-molekular): PLFA

Testkriterium	Phospholipid-Fettsäurenanalyse	Bewertung
Testprinzip	PLFA untersucht Unterschiede in der Fettsäurekomposition von Phospholipiden in Zellmembranen. Das Ergebnis sind Abundanzen von bis zu 30 Fettsäuren in einer Probe (Bakterien / Pilze) (Frostegård et al. 2011) . Die totale Menge an PLFA zeigt die Biomasse an.	
Kurze Testbeschreibung	Für PLFA-Analysen werden Phospholipide aus Bodenproben extrahiert und nach Derivatisierung mit einem Gaschromatographen getrennt und quantifiziert.	
Ökologische Aussagekraft		
Repräsentanz für die Zielgruppe	PLFA hat im Vergleich zu DGGE und TRFLP eine geringere taxonomische Auflösung (Singh et al. 2006). Informationen über die Diversität können nur begrenzt gewonnen werden, weil nur einzelne PLFA als Indikatoren für (Gruppen von) Bakterien, Pilzen und Archebakterien verwendet werden (Frostegård et al. 2011).	Geringe Auflösung, wenig taxonomische Informationen
Akzeptanz des Testes		
Standardisierung	Für PLFA- und Phospholipidether-Analysen liegt ein ISO-Standard vor (ISO 29843-1:2010), ein Standard zur Analyse von Phospholipiden wird vorbereitet (ISO 29843-2).	ISO
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Reproduzierbarkeit von PLFA wird als gut angesehen (Widmer et al. 2001). Es liegen nur wenige detaillierte Untersuchungen zur Reproduzierbarkeit von PLFA vor.	Hoch

Testkriterium	Phospholipid-Fettsäurenanalyse	Bewertung
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Es bestehen keine Ansätze, Referenzproben in die Analysen aufzunehmen.	Möglich
Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	PLFA wrde als einer von 13 Indikatoren gelistet, die in Grossbritannien für den Einsatz im Bodenmonitoring zum Testen empfohlen wurden (Black 2008).	Nein
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Es liegen noch keine Daten zu Referenzflächen vor.	Nein
Praktische Argumente		
Machbarkeit / Messbarkeit	PLFA wird als Routineanalyse für Böden eingesetzt und ist daher messbar.	Durchschnitts-labor
Kosteneffektivität	PLFA ist im Vergleich zu TRFLP und DGGE leicht teurer (Black 2008), die Kosten pro Probe liegen unter 10 E.	Hoch (<10€ / Probe); GC-MS Apparatur notwendig
Zeitbedarf	Mit PLFA können mehr als 100 Proben pro Woche bearbeitet werden.	>=100 Proben pro Woche
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	PLFA hat viele Einzelschritte, die aber technisch nicht problematisch sind. Die Durchführung von PLFA erfordert Gaschromatographen	Mit Einarbeitung einfach
Bodenaufbewahrung	Laut ISO können Proben bei -20 aufbewahrt werden (ISO (International Organization for Standardization) 2010)	Möglich

Testkriterium	Phospholipid-Fettsäurenanalyse	Bewertung
Archivierbarkeit	Nur vereinzelt wurden Studien zu den Folgen von Archivierung von Bodenproben für PLFA-Profile durchgeführt. Gefriertrocknung und Aufbewahrung bei -70 Grad kann zu einer Abnahme in der Zahl der PLFA und der Gesamtlipidmasse führen(Wu et al. 2009).	Wahrscheinlich möglich
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Es liegen keine systematischen Studien zur Anwendung von PLFA in verschiedenen Bodentypen vor.	Wahrscheinlich möglich

MO-3: Detaillierte Bewertung: Molekulare Techniken zur Messung von Diversität DGGE

Testkriterium	Denaturing Gradient Gel-Elektrophorese	Bewertung
Testprinzip	DGGEs detektieren 16S-rRNA Gen-Fragmente: Polymorphismen in der Basenpaar-Sequenz der 16S rRNA Gene zwischen unterschiedlichen Bakterien führen zu 16S rRNA PCR Fragmenten mit unterschiedlicher Basenpaar-zusammensetzung (Gehalt an GC-Basen). Die (bis zu 50-80) Fragmente geben Aufschluss über die relative Abundanz der häufigsten Arten einer Bodenprobe, aber nicht über ihre Phylogenie	

Testkriterium	Denaturing Gradient Gel-Elektrophorese	Bewertung
Kurze Testbeschreibung	Nach DNA / RNA -Extraktion werden 16S rRNA Gene mit selektiven Primern amplifiziert. Die PCR-Produkte werden in einer Denaturie-rende Gradienten-Gelelektrophorese (DGGE) anhand ihres unterschiedlichen Schmelzpunktes getrennt. Nach Färbung des Gels erfolgt eine Auswertung mit grafischen Programmen. Bei Interesse an der Phylogenie der Arten ist es möglich, die "Banden" zu sequenzieren.	
Ökologische Aussagekraft		
Repräsentanz für die Zielgruppe	Nur die meist abundanten Arten einer Bodenprobe (1%, (Gelsomino et al. 1999)) können detektiert werden. Die Identität dieser Arten kann durch Sequenzierung untersucht werden.	Mittlere Auflösung, taxonomische Informationen können gewonnen werden
Akzeptanz des Testes		
Standardisierung	Es liegen keine Ansätze zur Standardisierung von DGGE-Protokollen vor.	Nein
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Reproduzierbarkeit von DGGE-Gelen ist nicht ideal (Nakatsu 2007), obwohl einige Labore gute Reproduzierbarkeit berichten (Gelsomino et al. 1999). Im schlechtesten Fall ist die Methode beschränkt auf die Anzahl Proben, die auf ein Gel geladen werden kann (Smalla et al. 2007).	Durchschnittlich
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Referenzmaterialien: Es gibt keine Ansätze, DGGEs mit Referenzmaterialien durchzuführen.	Möglich

Testkriterium	Denaturing Gradient Gel-Elektrophorese	Bewertung
Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	DGGEs wurden in den Niederlanden im Bodenmonitoring eingesetzt (e.g. (Mulder et al. 2004, Schouten et al. 2000), M. Rutgers, persönliche Mitteilung).	Ja (NL)
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Für einige Bodennutzungskategorien wurden in den Niederlanden Daten in Referenzstandorten erhoben (Rutgers et al. 2005).	Ja (NL)
Praktische Argumente		
Machbarkeit / Messbarkeit	DGGE gehört zu einer der weit verbreiteten Techniken in der mikrobiellen Ökologie und ist damit messbar.	Durchschnitts-labor
Kosteneffektivität	Die Kosten pro Probe liegen unter 10 E.	Hoch (<10€ / Probe)
Zeitbedarf	Mit DGGE können 50 – 100 Proben pro Woche bearbeitet werden, abhängig von der Anzahl der Gelelektrophorese-Apparatur.	50-100 Proben pro Woche
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	Die Verfertigung der DGGE-Gele und die statistische Analyse erfordert einige Erfahrung. Die Durchführung erfordert spezielle Gelelektrophorese-Apparatur.	gemittelt
Bodenaufbewahrung	Es liegen keine systematischen Studien zum Einfluss der Bodenaufbewahrung vor. Es wird davon ausgegangen, dass Bodenproben bei niedrigen Temperaturen (-80 Grad) aufbewahrt werden können.	Möglich

Testkriterium	Denaturing Gradient Gel-Elektrophorese	Bewertung
Archivierbarkeit	Nur vereinzelt wurden Studien zu den Folgen von Archivierung von Bodenproben für DGGE-Profile durchgeführt. Laut (Campbell 2009) ist luftgetrocknete Archivierung für feuchte und Humusreiche Böden problematischer als für Böden mit wenig organischem Kohlenstoff. Laut (Tzeneva et al. 2009) kann der Effekt von verschiedenen Bodenparametern (pH, Nutrienten) auch in luftgetrockneten und gelagerten (3 Monate) Böden festgestellt werden. Allerdings führt die Lagerung zu Veränderungen in den Profilen im Vergleich mit frischen Böden. Allgemein wird angenommen, dass Lagerung bei -80 Grad möglich ist.	Wahrscheinlich möglich
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Es liegen keine systematischen Studien zur Anwendung von DGGE in verschiedenen Bodentypen vor.	Wahrscheinlich möglich

T-RFLP

Testkriterium	Terminal restriction fragment length polymorphism	Bewertung
Testprinzip	Polymorphismen in der Basenpaar-Sequenz der 16S rRNA Gene zwischen unterschiedlichen Bakterien führen zu unterschiedlich langen Fragmenten in Restriktions-Analysen. Die (bis zu 50-80) Fragmente geben Aufschluss über die relative Abundanz der häufigsten Arten einer Bodenprobe, aber nicht über ihre Phylogenie.	

Testkriterium	Terminal restriction fragment length polymorphism	Bewertung
Kurze Testbeschreibung	Nach DNA / RNA -Extraktion werden 16S rDNA Gene mit selektiven Primern amplifiziert. Danach werden die PCR-Produkte mit Restriktionsenzymen in kleinere Fragmente geschnitten. Die Fragmente werden entweder durch Gelelektrophorese sichtbar gemacht (RFLP), oder in einem Sequencer analysiert (T-RFLP). T-RFLP erfordert die Markierung der terminalen Fragmente durch Verwendung von Primern mit einem Fluoreszenzfarbstoff.	
Ökologische Aussagekraft		
Repräsentanz für die Zielgruppe	Nur die meist abundanten Arten einer Bodenprobe (>0.1-1%, (Dunbar et al. 2000)) können detektiert werden. Die Identität der Arten kann durch Vergleich mit Datenbanken untersucht werden (begrenzt möglich).	Mittlere Auflösung, begrenzte taxonomische Informationen
Akzeptanz des Testes		
Standardisierung	Bisher liegen keine Ansätze zur Standardisierung vor, aber sie wird in der ISO vorbereitet.	Nein
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Reproduzierbarkeit von T-RFLP Profilen ist höher als die von DGGEs (Hirsch et al. 2010, Smalla et al. 2007) und wird im Allgemeinen als hoch angesehen.	Hoch
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Es bestehen keine Ansätze, Referenzproben in die Analysen aufzunehmen.	Möglich
Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	TRFLP von Bakterien wird in England im Bodenmonitoring eingesetzt (Griffiths et al. 2011).	UK

Testkriterium	Terminal restriction fragment length polymorphism	Bewertung
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Es liegen noch keine Daten zu Referenzflächen vor, diese könnten aber aus Daten anderer Länder erarbeitet werden (GB)	Nein
Praktische Argumente		
Machbarkeit / Messbarkeit	TRFLP ist eine der verbreitetsten Techniken in der mikrobiellen Ökologie.	Durchschnittslabor
Kosteneffektivität	Die Kosten pro Probe liegen unter 10 E.	Sequencer notwendig
Zeitbedarf	Mit TRFLP können mehr als 100 Proben pro Woche bearbeitet werden.	>=100 Proben pro Woche
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	T-RFLP hat viele Einzelschritte, die aber technisch nicht problematisch sind. Die statistische Auswertung erfordert einige Erfahrung. Die Durchführung von T-RFLP erfordert Sequencer.	Mit Einarbeitung einfach
Bodenaufbewahrung	Es liegen keine systematischen Studien zum Einfluss der Bodenlagerung vor. Es ist davon auszugehen, dass Bodenproben bei -80 Grad aufbewahrt werden können.	Möglich
Archivierbarkeit	Wahrscheinlich kann Boden bei niedrigen Temperaturen archiviert werden. Es scheint, dass RFLP-Analysen von Bakterien nur wenig durch Einfrieren / Auftauen beeinflusst werden (Pesaro 2003)..	Wahrscheinlich möglich
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Es liegen keine systematischen Studien zur Anwendung von TRFLP in verschiedenen Bodentypen vor.	Wahrscheinlich möglich

ARISA

Testkriterium	ARISA	Bewertung
Testprinzip	Polymorphismen in der Basenpaar-Sequenz der Gene zwischen den 16S- und 23S-Genen (intergenic spacer) zwischen unterschiedlichen Bakterien führen zu unterschiedlich langen PCR Fragmenten. Die 50 -1500 bp Fragmente geben Aufschluss über die relative Abundanz der häufigsten Arten einer Bodenprobe, aber nicht über ihre Phylogenie.	
Kurze Testbeschreibung	Nach DNA / RNA -Extraktion wird die inter-genic spacer region (zwischen den 16S und 23S rDNA Genen) mit selektiven Primern amplifi-ziert, von denen einer einen fluoreszenten Marker enthält. Danach werden die PCR-Produkte in einem Sequencer analysiert und anhand ihrer unterschiedlichen Länge detektiert.	
Ökologische Aussagekraft		
Repräsentanz für die Zielgruppe	Nur die meist abundanten Arten einer Boden-probe (0.1-50%, (Cardinale et al. 2004) können detektiert werden. Die Identität der Arten kann durch Vergleich mit Datenbanken untersucht werden (begrenzt möglich, Datenbanken klein).	Mittlere Auflösung, begrenzte taxonomische Informationen
Akzeptanz des Testes		
Standardisierung	Bisher gibt es keinen Standardisierungs-Ansatz.	Nein
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Reproduzierbarkeit von ARISA-Profilen ist hoch (Ranjard et al. 2001).	Hoch
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Es bestehen keine Ansätze, Referenzproben in die Analysen aufzunehmen.	Möglich

Testkriterium	ARISA	Bewertung
Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	In der ECOMIC-RMSQ Initiative in Frankreich wird ARISA eingesetzt (Dequiedt et al. 2009), http://www2.dijon.inra.fr/plateforme_genosol/en/services/anamol.php). ARISA wird/wurde auch im aquatischen Monitoring eingesetzt, u.a. im "Microbial Observatory" in England und in Neuseeland (Lear & Lewis 2009).	Frankreich
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Es liegen noch keine Daten zu Referenzflächen vor, diese könnten aber aus Daten anderer Länder erarbeitet werden (F).	Nein
Praktische Argumente		
Machbarkeit / Messbarkeit	ARISA wird weniger häufig eingesetzt als DGGE und TRFLP, ist aber weitverbreitet und ist damit gut messbar.	Wenige Laboratorien
Kosteneffektivität	Die Kosten pro Probe liegen unter 10 E.	Sequencer notwendig
Zeitbedarf	Mit ARISA können 100 bis 200 Proben pro Woche bearbeitet werden.	>=100 Proben pro Woche
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	ARISA hat einige Einzelschritte, die aber technisch nicht problematisch sind. Die statistische Auswertung erfordert einige Erfahrung. Die Durchführung von ARISA erfordert Sequencer.	Mit Einarbeitung einfach
Bodenaufbewahrung	Systematische Studien zum Einfluss der Bodenaufbewahrung fehlen. Wahrscheinlich können Bodenproben bei -80 Grad aufbewahrt werden.	Möglich
Archivierbarkeit	Es wurden keine Studien zur Archivierbarkeit von Bodenproben für ARISA gefunden. Generell wird angenommen, dass Bodenproben eingefroren aufbewahrt werden können.	Wahrscheinlich möglich

Testkriterium	ARISA	Bewertung
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Es liegen keine systematischen Studien zur Anwendung von ARISA in verschiedenen Bodentypen vor.	Wahrscheinlich möglich

Klonierung und Sequenzierung

Testkriterium	Klonierung und Sequenzierung	Bewertung
Testprinzip	Beim Klonieren werden 16S-rRNA Genfragmente in Plasmidvektoren gebracht, in E. coli-Stämmen kultiviert und deren Basenpaarsequenz bestimmt. Die Sequenzen können in einem Stammbaum wiedergegeben werden und mit bekannten Sequenzen verglichen werden. So können Klassen und Arten der vorhandenen Bakterien bestimmt werden.	
Kurze Testbeschreibung	Nach DNA / RNA-Extraktion werden 16S rDNA Gene mit selektiven Primern amplifiziert. Danach werden einzelne PCR-Produkte mit Hilfe von Plasmidvektoren in E. coli-Stämme eingebracht (Klonierung). Die Sequenz der 16S-Genfragmente wird durch Sanger-Sequenzierung bestimmt. Die Zahl der Sequenzen hängt von der Zahl der analysierten Klone ab und beträgt meist einige 100.	
Ökologische Aussagekraft		
Repräsentanz für die Zielgruppe	Abhängig von der Tiefe der Sequenzierung (= Zahl der untersuchten Klone) können nur die häufigsten Bakterien bestimmt werden, aber mit detaillierter taxonomischer Information.	Mittlere Auflösung,
Akzeptanz des Testes		

Testkriterium	Klonierung und Sequenzierung	Bewertung
Standardisierung	Bisher liegen keine Ansätze zur Standardisierung vor.	Nein
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Reproduzierbarkeit von Klonbanken wurde so gut wie nicht untersucht.	Wenig untersucht
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Es bestehen keine Ansätze, Referenzproben in die Analysen aufzunehmen. Interne Qualitätskontrollen sind vorhanden.	Möglich
Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	Bisher gibt es keine Anwendung von Klonierung und Sequenzierung in Monitoringssystemen.	Nein
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Es liegen noch keine Daten zu Referenzflächen vor.	Nein
Praktische Argumente		
Machbarkeit / Messbarkeit	Klonierung und Sequenzierung ist eine weit verbreitete Technik in der Bodenmikrobiologie und ist damit messbar	Durchschnitts-labor
Kosteneffektivität	Der Preis für eine Probe liegt bei über 200 €, abhängig von der Tiefe der Sequenzierung können die Kosten ein Vielfaches betragen	Niedrig (>100 € / Probe)
Zeitbedarf	Mit Klonierung und Sequenzierung können < als 10 Proben pro Woche bearbeitet werden.	<10 Proben pro Woche
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	Für die Klonierung und Sequenzierung sind mehrere, aber nicht schwierige Einzelschritte, nötig. Die statistische Auswertung erfordert Erfahrung. Die Durchführung von Klonierung und Sequenzierung erfordert Sequencer.	Gemittelt
Bodenaufbewahrung	Es liegen keine systematischen Studien zum Einfluss der Bodenlagerung vor. Es wird davon ausgegangen, dass Bodenproben bei -80 Grad aufbewahrt werden können.	Möglich

Testkriterium	Klonierung und Sequenzierung	Bewertung
Archivierbarkeit	Es wurden keine Studien zur Archivierbarkeit von Bodenproben für Klonierung und Sequenzierung gefunden. Es ist aber für Pilze möglich (Moonvan der Staay et al. 2006).	Wahrscheinlich möglich
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Es liegen keine systematischen Studien zur Anwendung von Klonierung und Sequenzierung in verschiedenen Bodentypen vor.	Wahrscheinlich möglich

High throughput-Sequenzierung

Testkriterium	High throughput sequenzierung	Bewertung
Testprinzip	Die Basenpaarsequenz von relativ kurzen 16S-rRNA Fragmenten (bis zu 400 Basenpaare in GS454 Sequencern – bis zu 100 Basenpaare in Illumina Sequencern) werden in einem High throughput-Sequencer analysiert. Die Sequenzen können in einem Stammbaum wiedergegeben werden und mit bekannten Sequenzen verglichen werden. Mit High throughput Sequenzierung können momentell Gattungen von Bakterien aufgelöst werden.	
Kurze Testbeschreibung	Nach DNA / RNA-Extraktion werden 16S rDNA Gene mit selektiven Primern amplifiziert. Die Sequenz der 16S-Genfragmente wird durch High-Throughput-Sequenzierung bestimmt, wobei mehrere tausend Sequenzen pro Probe gewonnen werden können. Statistische Analyse führt zu einem Vergleich der Sequenzen mit bisher bekannten Bakterien und zu einem Vergleich der Proben untereinander.	

Testkriterium	High throughput sequenzierung	Bewertung
Ökologische Aussagekraft		
Repräsentanz für die Zielgruppe	Durch die grosse Tiefe der Sequenzierung können sehr viele Bakterienarten in einer Probe bestimmt werden (Arten mit einer Abundanz >0.01-0.1%), allerdings etwas gröber als beim Klonieren und Sequenzieren. Die Repräsentanz und Tiefe hängt von der Anzahl der Sequenzen pro Probe ab (Lemos et al. 2011). Mit high throughput Sequenzierung können auch heute noch nicht bekannte Arten detektiert werden.	Hohe Auflösung, mittlere- tiefe taxonomische Informationen
Akzeptanz des Testes		
Standardisierung	Standardisierungsansätze betreffen die Aufbewahrung von Metainformationen, wie zum Beispiel Ort und Zeit der Probenahme, Bodentyp und andere. Standardisierung wird koordiniert durch das 'Genomic Standards Consortium' (http://gensc.org)	Nein
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Reproduzierbarkeit von high throughput sequencing wurde bis jetzt nur wenig untersucht. Sie hängt von der Anzahl der Sequenzen pro Probe ab (Lemos et al. 2011), auch die verwendeten „barcodes“ und Primer spielen eine Rolle (Caporaso et al. 2011). Da Zufallsprozesse besonders bei der Erfassung von Arten mit einer geringen Abundanz eine Rolle spielen, ist die Reproduzierbarkeit der Detektion dieser Arten gering {Zhou, 2011 #419}.	Wenig untersucht

Testkriterium	High throughput sequenzierung	Bewertung
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Es bestehen keine Ansätze, Referenzproben in die Analysen aufzunehmen. Interne Qualitätskontrollen sind vorhanden. Da die Daten z.T. öffentlich zugänglich sind, kann die Datenbearbeitung an neueste Standards angepasst werden	Möglich
Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	Bisher gibt es keine Anwendung von high-throughput Sequenzierung in Monitoringsystemen.	Nein
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Da Daten z.T. öffentlich zugänglich sind, können darüber Referenzflächen definiert werden	Nein
Praktische Argumente		
Machbarkeit / Messbarkeit	Proof of principle Studien zeigen, dass High throughput sequencing machbar / messbar ist. Es ist anzunehmen, dass High throughput sequenzierung in stets steigendem Masse in der Bodenmikrobiologie eingesetzt wird.	Wenige Laboratorien
Kosteneffektivität	Bezogen auf die Vielzahl der untersuchten Gene ist high throughput sequencing kostengünstig. Bezogen auf die Kosten einer Probenahme ist high throughput sequencing teuer (ca. 100-150 E pro Probe abhängig von der Tiefe der Analyse). Es ist anzunehmen, dass der Preis erheblich fallen wird.	Niedrig (100-150 € / Probe); High throughput sequencer und Computerhardware notwendig
Zeitbedarf	Mit high throughput Sequenzierung können mehr als 100 Proben pro Woche sequenziert werden. Die Datenanalyse erfordert einige Tage.	>=50 Proben pro Woche

Testkriterium	High throughput sequenzierung	Bewertung
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	High throughput sequencing is experimentell nicht schwierig. Ein Sequencer ist erforderlich. Die Datenanalyse erfordert Kenntnisse im Umgang mit grossen Datenmengen und Methoden der Bioinformatik und befindet sich noch in Entwicklung.	Mittel (Datenanalyse fortschreitend, Bioinformatik erforderlich)
Bodenaufbewahrung	Es liegen nur vereinzelt Untersuchungen zur Probenaufbewahrung vor. Laut (Lauber et al. 2010) haben Temperaturen zwischen -80 und 20 Grad über 14 Tage nur geringe Auswirkungen auf die Profile der Bodenproben.	Wahrscheinlich möglich
Archivierbarkeit	Längere Zeiträume sind noch nicht untersucht worden. Es wird angenommen, dass Bodenproben eingefroren aufbewahrt werden können.	Wahrscheinlich möglich
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Bezüglich auf die DNA-Extraktion kann eine Methodenoptimisierung für besonders humushaltige Böden notwendig sein. Die Vergleichbarkeit von Böden mit unterschiedlichen Eigenschaften ist noch nicht vollständig untersucht.	Wahrscheinlich möglich

Microarrays für phylogenetische Gene

Testkriterium	Microarrays für phylogenetische Identifizierung	Bewertung
Testprinzip	Gleichzeitige Messung von Gen-Fragmenten in DNA der gesamten Gemeinschaft, die spezifisch für einzelne bakterielle Arten und Stämme sind. Das Resultat ist eine semi-quantitative Bestimmung der Bakterien, die in einer Bodenprobe vorkommen (nahezu 9000 Arten / Gattungen (DeSantis et al. 2007)).	

Testkriterium	Microarrays für phylogenetische Identifizierung	Bewertung
Kurze Testbeschreibung	DNA wird mit spezifischen Primern für phylogenetische Gene amplifiziert, und auf einem Mikrochip (microarray) mit bis zu mehreren Tausend Genproben hybridisiert (gebunden), die in bekannten phylogenetischen Genen (meist den 16S rRNA Genen) vorkommen. Phylogenetische Microarrays enthalten meist kurze Genproben (18-24 Basenpaare). Längere Proben werden für Microarrays verwendet, die einzelne Gruppen Bakterien spezifisch messen können. Das Auslesen des Chips führt zu Aussagen zur Präsenz von Genen in der untersuchten Probe.	
Ökologische Aussagekraft		
Repräsentanz für die Zielgruppe	Phylogenetische Microarrays sind (abhängig vom Design und der Zahl der auf dem Array lokalisierten Genproben) repräsentativ für nahezu alle bisher bekannten Arten – bis jetzt unbekannte Arten können aber nicht detektiert werden. Die Detektionsgrenze von einzelnen Arten kann 1-5% der Gemeinschaft betragen, (Bodrossy & Sessitsch 2004, Loy et al. 2005), es wurden jedoch auch niedrigere Werte (0.01%) gefunden (Brodie et al. 2007, K. M. DeAngelis et al. 2009). Es ist nicht klar, inwiefern Micro-arrays quantitative Aussagen zur absoluten Häufigkeit von Arten liefern können (Brodie et al. 2007, Kyselkova et al. 2009, Yergeau 2009). Die Spezifität der Proben für eine Art ist bei Arrays mit vielen Proben nur theoretisch festzustellen und hängt von den experimentellen Bedingungen ab (Gentry et al. 2006).	Hohe - mittlere Auflösung, detaillierte taxonomische Informationen

Testkriterium	Microarrays für phylogenetische Identifizierung	Bewertung
Akzeptanz des Testes		
Standardisierung	Bisher gibt es keine internationale Standardisierung für Phylogenetische Microarrays. Vor allem das Design der verwendeten microarrays (Zahl und Sequenzen der Proben) sowie die Probenvorbereitung variiert. Für die Datensicherung von Microarrays liegen erste Ansätze zur Standardisierung vor (Brazma et al. 2001).	Nein
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Reproduzierbarkeit von phylogenetischen Microarrays ist wenig untersucht – einige Publikationen zeigen eine gute Reproduzierbarkeit (DeAngelis 2009), der Variationskoeffizient kann 10% betragen (Hazen et al. 2010).	Wenig untersucht
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Qualitätskontrolle: Das Design der Mikroarrays ist so ausgeführt, dass mehrere Proben für ein Gen kodieren, um die Wahrscheinlichkeit zufälliger Hits zu verkleinern. Referenzmaterialien: Während viele Studien Unterschiede von verschiedenen Proben zu einer Referenz behandeln, gibt es noch keinen international anerkannten Referenzboden.	Möglich
Anwendung in bestehenden Monitorings-systemen	In der ECOMIC-RMSQ Initiative in Frankreich werden zukünftig Microarrays eingesetzt.	Frankreich
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Erste Ergebnisse von Microarray-Auslesungen wurden in Datenbanken aufgenommen (e.g. Gene expression omnibus, GEO; NCBI: www.ncbi.nlm.nih.gov/geo), allerdings noch nicht für Umweltexperimente. Eventuell können Referenzflächen in Frankreich definiert werden	Nein
Praktische Argumente		

Testkriterium	Microarrays für phylogenetische Identifizierung	Bewertung
Machbarkeit / Messbarkeit	Die Anwendung von phylogenetischen Micro-arrays ist in der mikrobiellen Ökologie relativ weit verbreitet.	Wenige Laboratorien
Kosteneffektivität	Bezogen auf die Vielzahl der untersuchten Gene sind phylochips kostengünstig. Bezogen auf die Kosten einer Probenahme sind phylochips teuer (ca. 120 E pro Probe)	Niedrig (≥ 100 € / Probe)
Zeitbedarf	Mit Microarrays können zwischen 10 und 100 Proben pro Woche bearbeitet werden.	10-100 Proben pro Woche
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	Die Arbeit mit phylochips erfordert als technische Geräte einen Reader, und wenn sie selbst hergestellt werden, einen 'spotter'. Die Datenanalyse von Microarrays erfordert statistisches Expertenwissen.	Einfach / gemittelt
Bodenaufbewahrung	Es liegen keine systematischen Studien zum Einfluss der Bodenlagerung vor. Es wird davon ausgegangen, dass bei -80 Grad aufbewahrt werden können.	Möglich
Archivierbarkeit	Es wurden keine Studien zur Archivierbarkeit von Bodenproben für diese Analysen gefunden.	Wahrscheinlich möglich
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Für besonders humushaltige Böden kann eine Optimierung der DNA-Extraktion nötig sein. Die Vergleichbarkeit von Böden mit unterschiedlichen Eigenschaften ist noch nicht klar.	Wahrscheinlich möglich

Detaillierte Bewertung: Molekulare Diversität funktioneller Gene**Microarrays mit funktionellen Genen**

Testkriterium	Microarrays für funktionelle Gene (FGA)	Bewertung
Testprinzip	Gleichzeitige Messung von Gen-Familien die für bekannte mikrobielle Funktionen kodieren in DNA der gesamten Bodengemeinschaft. Das Ergebnis ist eine semiquantitative Bestimmung von bis zu 540 Genfamilien in einer Probe {He, 2011 #418}.	
Kurze Testbeschreibung	Zuerst wird eine DNA oder RNA-Extraktion aus der Bodengemeinschaft durchgeführt. Danach wird die DNA auf einem Mikrochip (microarray) mit bis zu mehreren Tausend Genproben hybridisiert (gebunden), die in bekannten funktionellen Genen vorkommen. Meist werden funktionelle Microarrays ohne vorhergehende Amplifikation der DNA eingesetzt.	

Ökologische Aussagekraft

Repräsentanz für die Zielgruppe	FGA sind (abhängig vom Design des Arrays) repräsentativ für nahezu alle bisher bekannten funktionellen Gene. Sie enthalten keine Information zur Phylogenie der Bodengemeinschaft, aber zur Diversität der Gene, die für Funktionen kodieren. FGAs können Gene detektieren, die in > 5% der gesamten Gemeinschaft vorliegen {He, 2011 #418}. . Um die Sensitivität zu erhöhen, kann eine „whole genome amplification“ ausgeführt werden (He et al. 2011). Weiter können sie nur bekannte Gene abbilden und weisen daher Lücken auf, deren Grösse nicht bekannt ist (besonders relevant für Bodenpilze).	Mittlere Auflösung, detaillierte funktionelle Informationen
---------------------------------	--	---

Testkriterium	Microarrays für funktionelle Gene (FGA)	Bewertung
Akzeptanz des Testes		
Standardisierung	Bisher gibt es keine internationale Standardisierung für FGA. Vor allem das Design der verwendeten microarrays (Zahl und Sequenzen der Proben) sowie die Probenvorbereitung variiert. Für die Datensicherung von Microarrays im Allgemeinen liegen erste Ansätze zur Standardisierung vor (Brazma et al. 2001).	Nein
Reproduzierbarkeit / statistische Validität	Die Es wurden keine Publikationen zu systematischen Untersuchungen der Reproduzierbarkeit von funktionellen Microarrays gefunden.	Wenig untersucht
Vorhandensein von Prozeduren zur Qualitätskontrolle und von Referenzmaterial	Qualitätskontrolle: Das Design der Mikroarrays ist so ausgeführt, dass mehrere Proben für ein Gen kodieren, um die Wahrscheinlichkeit zufälliger Hits zu verkleinern. Referenzmaterialien: Während viele Studien Unterschiede von verschiedenen Proben zu einer Referenz behandeln, gibt es noch keinen international anerkannten Referenzboden.	Möglich
Anwendung in bestehenden Monitoringssystemen	Bisher gibt es keine Anwendung von Microarrays in Monitoringssystemen.	Nein
Vorhandensein von Daten zu Referenzflächen	Erste Anstrengungen, die Ergebnisse von Microarray-Auslesungen in Datenbanken aufzunehmen, existieren (e.g. Gene expression omnibus, GEO, at NCBI: www.ncbi.nlm.nih.gov/geo), allerdings noch nicht für Umweltbezogene Experimente.	Nein
Praktische Argumente		

Testkriterium	Microarrays für funktionelle Gene (FGA)	Bewertung
Machbarkeit / Messbarkeit	Die Anwendung von funktionellen Microarrays ist in der mikrobiellen Ökologie noch nicht weit verbreitet, aber nicht auf wenige Labors beschränkt.	Wenige Laboratorien
Kosteneffektivität	Bezogen auf die Vielzahl der untersuchten Gene sind FGA kostengünstig. Bezogen auf die Kosten einer Probenahme sind FGA teuer (ca.	Niedrig (>=100 € / Probe)
Zeitbedarf	Mit Microarrays können zwischen 10 und 50 Proben pro Woche bearbeitet werden.	10-100 Proben pro Woche
Schwierigkeitsgrad der Durchführung	Die Arbeit mit FGA erfordert als technische Geräte einen Reader, und wenn sie selbst hergestellt werden, einen 'spotter'. Die Datenanalyse von Microarrays erfordert Kenntnis im Umgang mit grossen Datenmengen und Statistik.	Einfach / gemittelt
Bodenaufbewahrung	Es liegen keine systematischen Studien zum Einfluss der Bodenaufbewahrung vor. Es wird davon ausgegangen, dass Bodenproben bei niedrigen Temperaturen (-80 Grad) aufbewahrt werden können.	Möglich
Archivierbarkeit	Generell wird angenommen, dass Bodenproben (zumindest für DNA-Analysen) eingefroren aufbewahrt werden können. Allerdings liegen noch keine Veröffentlichungen vor, die belegen, dass dies keinen Einfluss auf Microarray-Analysen hat.	Wahrscheinlich möglich

Testkriterium	Microarrays für funktionelle Gene (FGA)	Bewertung
Anwendbarkeit in verschiedenen Bodentypen und Regionen	Bezüglich auf die DNA-Extraktion kann eine Methodenoptimisierung für besonders humushaltige Böden notwendig sein. Die Vergleichbarkeit von Böden mit unterschiedlichen Eigenschaften ist noch nicht vollständig untersucht.	Wahrscheinlich möglich

Einfluss von Bodenparametern auf die Zusammenstellung von Archebakterien-Gemeinschaften.

In der Literaturdatenbank Scopus wurden die folgenden Suchstrategien durchgeführt:

- TITLE-ABS-KEY(dgge OR trflp OR arisa OR sscp OR T-RFLP) AND TITLE-ABS-KEY(soil) AND TITLE-ABS-KEY(archae*),
- bzw. TITLE-ABS-KEY("cloning and sequencing" OR "clone library" OR "high-throughput sequencing") AND TITLE-ABS-KEY(soil) AND TITLE-ABS-KEY(archae*).

Quelle	Habitat	Methode	Untersuchte Parameter	Parameter mit Effekt auf die Archeen-Gemeinschaft
Perez-Leblic et al. in press	Deponie	DGGE		
Kao-Kniffin J, 2010	Rhizosphäre	T-RFLP		
Grossman et al. 2010	“Terra preta” und normale Böden in Amazonien	DGGE, T-RFLP	historische und aktuelle Landnutzung, Bodentyp	historische Landnutzung (kein Effekt der heutigen Landnutzung)

Quelle	Habitat	Methode	Untersuchte Parameter	Parameter mit Effekt auf die Archeengemeinschaft
Dong et al. 2010	Mikrokosmen	T-RFLP	Humussäuren und Harnstoff	Humussäuren, Harnstoff, Inkubationszeit
Yarwood et al. 2010	Waldböden	T-RFLP	Gebiet, Baumbestand	pH, dominante Bäume, Gebiet
Mitchell et al. 2010	Gradient: Buschland / Laubwald	T-RFLP	Bodenchemie, Vegetation	Bodenchemie, Vegetation
Angel et al. 2010	Niederschlags-Gradient	T-RFLP	Niederschlag, Ökosystem	Ökosystem / Niederschlag
Taketani et al., 2010	“Terra preta” und normale Böden in Amazonien	Klonierung und Genbank	historische und aktuelle Landnutzung, Bodentyp	Gebiet, pH, Schwefel, OM (kein Effekt der heutigen Landnutzung)
Ayton et al. 2010	minerale + ornithogene Böden in Antarktika	Klonierung und Genbank	Bodenchemie, Wassergehalt	Bodenchemie, Wassergehalt
Cadillo-Quiroz 2010	Torfmoor	Klonierung und Genbank	Vegetation	Vegetation, Gebiet, Zeit
Lehtovirta et al., 2009	pH Gradient	DGGE: Crenarchaeota	pH, Habitat, Bodentyp	pH
Soule et al., 2009	Bodenkrusten in trockenen Gebieten	DGGE, Klonierung und Genbank	Region	
Putkinen 2009	Torfmoor-Sedimente			
Andronov et al. 2009	Mikrokosmen mit Kulturboden	T-RFLP	Inokulation mit GMO	kein Effekt der Inokulation

Quelle	Habitat	Methode	Untersuchte Parameter	Parameter mit Effekt auf die Archeengemeinschaft
Yergeau et al. 2009	Breitengradient in Antarktika	Phylog. Mikroarray, Klonierung und Genbank	Vegetation	Breitengrad
K.M DeAngelis et al. 2009	Wiesenboden	Phylog. Mikroarray	Rhizosphäre	Unterschiede zwischen Rhizosphäre- und Boden-Gemeinschaften
Nishizawa et al. 2008	Hochland-Reisanbau	T-RFLP	Bodenbearbeitung	Effekt der Bodenbearbeitung auf einzelne Arten
Steven et al. 2008	Permafrost-Bodenprofil	Klonierung und Genbank	Bodentiefe	Bodentiefe
Stres et al. 2008	Sumpfggebiet			
Macdonald et al. 2008	Grasland	T-RFLP	Applikation von Klärschlamm (metallhaltig)	Cu / Zn-Gehalt
Cadillo-Quiroz et al. 2008	Torfmoor	T-RFLP		
Valenzuela-Encinas et al. 2008	hypersalines, trockenes Sediment			
Høj et al. 2008	Mikrokosmen mit arktischem Moor	DGGE	Temperatur	Temperatur, Inkubationszeit
Thummes et al. 2007	Kompost + Bioaerosole daraus	SSCP		

Quelle	Habitat	Methode	Untersuchte Parameter	Parameter mit Effekt auf die Archeengemeinschaft
Bomberg & Timonen 2007	temperierte Wälder	DGGE		Unterschiede zwischen Rhizosphäre- und Humus-Gemeinschaften
Macdonald et al. 2007	Grasland	T-RFLP	Applikation von Klärschlamm (metallhaltig)	Cu / Zn-Gehalt
Clementino et al. 2007	tropische Habitate (Deponie, Kulturboden)	Klonierung und Genbank		
Kemnitz et al. 2007	Waldboden gemässigten Klimats	T-RFLP, Klonierung und Genbank	Bodentiefe	Bodentiefe
Rooney-Varga et al. 2007	Moore	DGGE	Bodenchemie, Vegetation, Breitengrad	Vegetation
Nicol et al. 2007	Vegetationsgradient: Moor bis Nadelwald	DGGE	Vegetation	Vegetation
Poplawski et al. 2007	Kulturboden	DGGE	Bodentiefe, Bodenfraktion und Jahreszeit	kein Effekt von Bodentiefe, Bodenfraktion oder Jahreszeit
Ruppel et al. 2007	Kulturboden	DGGE	Applikation von Stickstoffhaltigen Düngern	Mineralischer Stickstoff, Gülle und Ernteabfälle
Nicol et al. 2006	Gletschervorland	DGGE	Bodenalter	Bodenalter
Høj et al. 2006	arktische Böden	DGGE	Boden-Wasserhaushalt	Boden-Wasserhaushalt

Quelle	Habitat	Methode	Untersuchte Parameter	Parameter mit Effekt auf die Archeen-Gemeinschaft
Stafford et al. 2005	Rhizosphäre von endemischen Pflanzen	DGGE		Unterschiede zwischen Rhizosphäre- und Boden-Gemeinschaften
Nicol et al. 2005	Gletschervorland	DGGE	Bodenalter, Vegetation	Bodenalter
Kemnitz et al. 2004	Auen	T-RFLP		
Pesaro et al. 2004	Kulturböden-Mikrokosmen	T-RFLP	Bodenlagerung: Bodentrocknung	Bodentrocknung
Nicol et al. 2003b)		DGGE	Makro- und Mikrogradienten	Gemeinschaften im Abstand von 8 x 8 cm können verschieden sein
Nicol et al. 2003a	Grasland-Mikrokosmen	DGGE	Gemeinschaften in anaeroben Mikrokosmen	natürliche und bewirtschaftete Wiesen
Pesaro et al. 2003	Kulturböden-Mikrokosmen	RFLP	Bodenaufbewahrung: Einfrieren	Einfrieren (Archae empfindlicher als Eukarya und Bakterien)
Chen et al. 2003	Deponie	Klonierung und Genbank	Deponietiefe	
Nicol et al. 2003)	Grasland	DGGE	Bodenmanagement, Gebiet	Bodenmanagement
Norris et al. 2002	Geothermischer Temperaturgradient	DGGE	Temperatur	Temperatur
Chelius & Triplett 2001	(Oberfläche von) Maiswurzeln	Klonierung und Genbank		

Quelle	Habitat	Methode	Untersuchte Parameter	Parameter mit Effekt auf die Archeen-Gemeinschaft
Nakatsu et al. 2000	Kulturböden	DGGE	Gebiet, Bodenmanagement, PAH-Kontamination	Gebiet

Literatur:

- Andronov, E.E., Petrova, S.N., Chizhevskaya, E.P., Korostik, E.V., Akhtemova, G.A. & Pinaev, A.G. (2009): Influence of introducing the genetically modified strain *Sinorhizobium meliloti* ACH-5 on the structure of the soil microbial community. *Microbiology* 78: 474-482.
- Angel, R., Soares, M.I.M., Ungar, E.D. & Gillor, O. (2010): Biogeography of soil archaea and bacteria along a steep precipitation gradient. *ISME Journal* 4: 553-563.
- Ayton, J., Aislabie, J., Barker, G.M., Saul, D. & Turner, S. (2010): Crenarchaeota affiliated with group 1.1b are prevalent in coastal mineral soils of the Ross Sea region of Antarctica. *Environ Microbiol* 12: 689-703.
- Bodrossy, L. & Sessitsch, A. (2004): Oligonucleotide microarrays in microbial diagnostics. *Current Opinion in Microbiology* 7: 245-254.
- Bomberg, M. & Timonen, S. (2007): Distribution of cren- and euryarchaeota in scots pine mycorrhizospheres and boreal forest humus. *Microbial Ecology* 54: 406-416.
- Brazma, A., Hingamp, P., Quackenbush, J., Sherlock, G., Spellman, P., Stoeckert, C., Aach, J., Ansorge, W., Ball, C.A., Causton, H.C., Gaasterland, T., Glenisson, P., Holstege, F.C., Kim, I.F., Markowitz, V., Matese, J.C., Parkinson, H., Robinson, A., Sarkans, U., Schulze-Kremer, S., Stewart, J., Taylor, R., Vilo, J. & Vingron, M. (2001): Minimum information about a microarray experiment (MIAME)-toward standards for microarray data. *Nat Genet* 29: 365-371.
- Brodie, E.L., DeSantis, T.Z., Parker, J.P., Zubietta, I.X., Piceno, Y.M. & Andersen, G.L. (2007): Urban aerosols harbor diverse and dynamic bacterial populations. *Proc Natl Acad Sci U S A* 104: 299-304.

- Cadillo-Quiroz, H. (2010): Diversity and community structure of Archaea inhabiting the rhizoplane of two contrasting plants from an acidic bog. *Microbial Ecology* 59: 757-767.
- Cadillo-Quiroz, H., Yashiro, E., Yavitt, J.B. & Zinder, S.H. (2008): Characterization of the archaeal community in a minerotrophic fen and terminal restriction fragment length polymorphism-directed isolation of a novel hydrogenotrophic methanogen. *Applied and Environmental Microbiology* 74: 2059-2068.
- Caporaso, J.G., Lauber, C.L., Walters, W.A., Berg-Lyons, D., Lozupone, C.A., Turnbaugh, P.J., Fierer, N. & Knight, R. (2011): Global patterns of 16S rRNA diversity at a depth of millions of sequences per sample. *Proc Natl Acad Sci U S A* 108 Suppl 1: 4516-4522.
- Cardinale, M., Brusetti, L., Quatrini, P., Borin, S., Puglia, A.M., Rizzi, A., Zanardini, E., Sorlini, C., Corselli, C. & Daffonchio, D. (2004): Comparison of Different Primer Sets for Use in Automated Ribosomal Intergenic Spacer Analysis of Complex Bacterial Communities. *Applied and Environmental Microbiology* 70: 6147-6156.
- Chelius, M.K. & Triplett, E.W. (2001): The diversity of archaea and bacteria in association with the roots of *Zea mays* L. *Microbial Ecology* 41: 252-263.
- Chen, A.C., Imachi, H., Sekiguchi, Y., Ohashi, A. & Harada, H. (2003): Archaeal community compositions at different depths (up to 30 m) of a municipal solid waste landfill in Taiwan as revealed by 16S rDNA cloning analyses. *Biotechnology Letters* 25: 719-724.
- Clementino, M.M., Fernandes, C.C., Vieira, R.P., Cardoso, A.M., Polycarpo, C.R. & Martins, O.B. (2007): Archaeal diversity in naturally occurring and impacted environments from a tropical region. *Journal of Applied Microbiology* 103: 141-151.
- DeAngelis, K.M. (2009): Selective progressive response of soil microbial community to wild oat roots. *ISME Journal* 3: 168-178.
- DeAngelis, K.M., Brodie, E.L., DeSantis, T.Z., Andersen, G.L., Lindow, S.E. & Firestone, M.K. (2009): Selective progressive response of soil microbial community to wild oat roots. *ISME J* 3: 168-178.
- DeAngelis, K.M., Brodie, E.L., DeSantis, T.Z., Andersen, G.L., Lindow, S.E. & K., F.M. (2009): Selective progressive response of soil microbial community to wild oat roots. *ISME Journal* 3: 168-178.

- Dequiedt, S., Thioulouse, J., Jolivet, C., Saby, N.P.A., Lelievre, M., Maron, P.-A., Martin, M.P., Prévost-Bouré, N.C., Toutain, B., Arrouays, D., Lemanceau, P. & Ranjard, L. (2009): Biogeographical patterns of soil bacterial communities. *Environmental Microbiology Reports* 1: 251-255.
- DeSantis, T.Z., Brodie, E.L., Moberg, J.P., Zubietta, I.X., Piceno, Y.M. & Andersen, G.L. (2007): High-density universal 16S rRNA microarray analysis reveals broader diversity than typical clone library when sampling the environment. *Microb Ecol* 53: 371-383.
- Dong, L., Li, B., Yuan, H. & Scow, K.M. (2010): Effect of lignite humic acid on soil ammonia oxidizing archaea community. *Wei sheng wu xue bao = Acta microbiologica Sinica* 50: 780-787.
- Dunbar, J., Ticknor, L.O. & Kuske, C.R. (2000): Assessment of microbial diversity in four southwestern United States soils by 16S rRNA gene terminal restriction fragment analysis. *Appl Environ Microbiol* 66: 2943-2950.
- Frostegård, Å., Tunlid, A. & Bååth, E. (2011): Use and misuse of PLFA measurements in soils. *Soil Biology and Biochemistry* 43: 1621-1625.
- Gelsomino, A., Keijzer-Wolters, A.C., Cacco, G. & van Elsas, J.D. (1999): Assessment of bacterial community structure in soil by polymerase chain reaction and denaturing gradient gel electrophoresis. *Journal of Microbiological Methods* 38: 1-15.
- Gentry, T.J., Wickham, G.S., Schadt, C.W., He, Z. & Zhou, J. (2006): Microarray applications in microbial ecology research. *Microb Ecol* 52: 159-175.
- Griffiths, R.I., Thomson, B.C., James, P., Bell, T., Bailey, M. & Whiteley, A.S. (2011): The bacterial biogeography of British soils. *Environmental Microbiology* 13: 1642-1654.
- Grossman, J.M., O'Neill, B.E., Tsai, S.M., Liang, B., Neves, E., Lehmann, J. & Thies, J.E. (2010): Amazonian anthrosols support similar microbial communities that differ distinctly from those extant in adjacent, unmodified soils of the same mineralogy. *Microbial Ecology* 60: 192-205.
- Hazen, T.C., Dubinsky, E.A., DeSantis, T.Z., Andersen, G.L., Piceno, Y.M., Singh, N., Jansson, J.K., Probst, A., Borglin, S.E., Fortney, J.L., Stringfellow, W.T., Bill, M., Conrad, M.E., Tom, L.M., Chavarria, K.L., Alusi, T.R., Lamendella, R., Joyner, D.C., Spier, C., Baelum, J., Auer, M., Zemla, M.L., Chakraborty, R., Sonnenthal, E.L., D'Haeseleer, P., Holman, H.Y., Osman, S., Lu, Z., Van Nostrand, J.D., Deng, Y.,

- Zhou, J. & Mason, O.U. (2010): Deep-sea oil plume enriches indigenous oil-degrading bacteria. *Science* 330: 204-208.
- He, Z., Deng, Y., Van Nostrand, J.D., Tu, Q., Xu, M., Hemme, C.L., Li, X., Wu, L., Gentry, T.J., Yin, Y., Liebich, J., Hazen, T.C. & Zhou, J. (2010): GeoChip 3.0 as a high-throughput tool for analyzing microbial community composition, structure and functional activity. *The ISME Journal* 4: 1167-1179.
- He, Z.L., Van Nostrand, J.D., Deng, Y. & Zhou, J.Z. (2011): Development and applications of functional gene microarrays in the analysis of the functional diversity, composition, and structure of microbial communities. *Frontiers of Environmental Science & Engineering in China* 5: 1-20.
- Hirsch, P.R., Mauchline, T.H. & Clark, I.M. (2010): Culture-independent molecular techniques for soil microbial ecology. *Soil Biology and Biochemistry* 42: 878-887.
- Høj, L., Olsen, R.A. & Torsvik, V.L. (2008): Effects of temperature on the diversity and community structure of known methanogenic groups and other archaea in high Arctic peat. *ISME Journal* 2: 37-48.
- Høj, L., Rusten, M., Haugen, L.E., Olsen, R.A. & L., T.V. (2006): Effects of water regime on archaeal community composition in Arctic soils. *Environmental Microbiology* 8: 984-996.
- ISO (International Organization for Standardization). (2010): Soil quality - Determination of microbial diversity - Part 1: Method by phospholipid fatty acid analysis (PLFA) and phospholipid ether lipids (PLEL) analysis (Vol. ISO/TS 29843-1:2010).
- Kemnitz, D., Chin, K.J., Bodelier, P. & Conrad, R. (2004): Community analysis of methanogenic archaea within a riparian flooding gradient. *Environmental Microbiology* 6: 449-461.
- Kemnitz, D., Kolb, S. & Conrad, R. (2007): High abundance of Crenarchaeota in a temperate acidic forest soil. *FEMS Microbiology Ecology* 60: 442-448.
- Kyselkova, M., Kopecky, J., Sagova-Mareckova, M., Grundmann, G.L. & Moenne-Loccoz, Y. (2009): Oligonucleotide microarray methodology for taxonomic and functional monitoring of microbial community composition. *Plant Soil and Environment* 55: 379-388.
- Lauber, C.L., Zhou, N., Gordon, J.I., Knight, R. & Fierer, N. (2010): Effect of storage conditions on the assessment of bacterial community structure in soil and human-associated samples. *FEMS Microbiology Letters* 307: 80-86.

- Lear, G. & Lewis, G.D. (2009): Impact of catchment land use on bacterial communities within stream biofilms. *Ecological Indicators* 9: 848-855.
- Lemos, L.N., Fulthorpe, R.R., Triplett, E.W. & Roesch, L.F. (2011): Rethinking microbial diversity analysis in the high throughput sequencing era. *J Microbiol Methods* 86: 42-51.
- Loy, A., Schulz, C., Lucker, S., Schopfer-Wendels, A., Stoecker, K., Baranyi, C., Lehner, A. & Wagner, M. (2005): 16S rRNA Gene-Based Oligonucleotide Microarray for Environmental Monitoring of the Betaproteobacterial Order "Rhodocyclales". *Applied and Environmental Microbiology* 71: 1373-1386.
- Macdonald, C.A., Campbell, C.D., Bacon, J.R. & Singh, B.K. (2008): Multiple profiling of soil microbial communities identifies potential genetic markers of metal-enriched sewage sludge. *FEMS Microbiology Ecology* 65: 555-564.
- Macdonald, C.A., Singh, B.K., Peck, J.A., van Schaik, A.P., Hunter, L.C., Horswell, J., Campbell, C.D. & Speir, T.W. (2007): Long-term exposure to Zn-spiked sewage sludge alters soil community structure. *Soil Biology and Biochemistry* 39: 2576-2586.
- Mitchell, R.J., Hester, A.J., Campbell, C.D., Chapman, S.J., Cameron, C.M., Hewison, R.L. & Potts, J.M. (2010): Is vegetation composition or soil chemistry the best predictor of the soil microbial community? *Plant and Soil* 333: 417-430.
- Moon-van der Staay, S.Y., Tzeneva, V.A., Van Der Staay, G.W.M., De Vos, W.M., Smidt, H. & Hackstein, J.H.P. (2006): Eukaryotic diversity in historical soil samples. *FEMS Microbiology Ecology* 57: 420-428.
- Mulder, C., Cohen, J.E., Setälä, H., Bloem, J. & Breure, A.M. (2004): Bacterial traits, organism mass, and numerical abundance in the detrital soil food web of Dutch agricultural grasslands. *Ecology Letters* 8: 80-90.
- Nakatsu, C.H. (2007): Soil Microbial Community Analysis Using Denaturing Gradient Gel Electrophoresis. *Soil Science Society of America Journal* 71: 562.
- Nakatsu, C.H., Torsvik, V. & Øvreås, L. (2000): Soil community analysis using DGGE of 16S rDNA polymerase chain reaction products. *Soil Science Society of America Journal* 64: 1382-1388.
- Nicol, G.W., Campbell, C.D., Chapman, S.J. & Prosser, J.I. (2007): Afforestation of moorland leads to changes in crenarchaeal community structure. *FEMS Microbiology Ecology* 60: 51-59.

- Nicol, G.W., Glover, L.A. & I., P.J. (2003): The impact of grassland management on archaeal community structure in upland pasture rhizosphere soil. *Environmental Microbiology* 5: 152-162.
- Nicol, G.W., Glover, L.A. & Prosser, J.I. (2003a): Molecular analysis of methanogenic archaeal communities in managed and natural upland pasture soils. *Global Change Biology* 9: 1451-1457.
- Nicol, G.W., Glover, L.A. & Prosser, J.I. (2003b): Spatial Analysis of Archaeal Community Structure in Grassland Soil. *Applied and Environmental Microbiology* 69: 7420-7429.
- Nicol, G.W., Tschirko, D., Chang, L., Hammesfahr, U. & Prosser, J.I. (2006): Crenarchaeal community assembly and microdiversity in developing soils at two sites associated with deglaciation. *Environmental Microbiology* 8: 1382-1393.
- Nicol, G.W., Tschirko, D., Embley, T.M. & Prosser, J.I. (2005): Primary succession of soil Crenarchaeota across a receding glacier foreland. *Environmental Microbiology* 7: 337-347.
- Nishizawa, T., Komatsuzaki, M., Kaneko, N. & Ohta, H. (2008): Archaeal diversity of upland rice field soils assessed by the terminal restriction fragment length polymorphism method combined with real time quantitative-pcr and a clone library analysis. *Microbes and Environments* 23: 237-243.
- Norris, T.B., Wraith, J.M., Castenholz, R.W. & McDermott, T.R. (2002): Soil microbial community structure across a thermal gradient following a geothermal heating event. *Applied and Environmental Microbiology* 68: 6300-6309.
- Perez-Leblic, M.I., Turmero, A., Hernandez, M., Hernandez, A.J., Pastor, J., Ball, A.S., Rodriguez, J. & Arias, M.E. (in press): Influence of xenobiotic contaminants on landfill soil microbial activity and diversity. *J Environ Management*.
- Pesaro, M. (2003): Effects of freeze-thaw stress during soil storage on microbial communities and methidathion degradation. *Soil Biology and Biochemistry* 35: 1049-1061.
- Pesaro, M., Nicollier, G., Zeyer, J. & Widmer, F. (2004): Impact of soil drying-rewetting stress on microbial communities and activities and on degradation of two crop protection products. *Applied and Environmental Microbiology* 70: 2577-2587.
- Pesaro, M., Widmer, F., Nicollier, G. & Zeyer, J. (2003): Effects of freeze-thaw stress during soil storage on microbial communities and methidathion degradation. *Soil Biology & Biochemistry* 35: 1049-1061.

- Poplawski, A.B., Mårtensson, L., Warttinen, I. & Rasmussen, U. (2007): Archaeal diversity and community structure in a Swedish barley field: Specificity of the EK510R/(EURY498) 16S rDNA primer. *Journal of Microbiological Methods* 69: 161-173.
- Putkinen, A. (2009): Archaeal rRNA diversity and methane production in deep boreal peat. *FEMS Microbiology Ecology* 70: 87-98.
- Ranjard, L., Poly, F., Lata, J.C., Mougel, C., Thioulouse, J. & Nazaret, S. (2001): Characterization of Bacterial and Fungal Soil Communities by Automated Ribosomal Intergenic Spacer Analysis Fingerprints: Biological and Methodological Variability. *Applied and Environmental Microbiology* 67: 4479-4487.
- Rooney-Varga, J.N., Giewat, M.W., Duddleston, K.N., Chanton, J.P. & Hines, M.E. (2007): Links between archaeal community structure, vegetation type and methanogenic pathway in Alaskan peatlands. *FEMS Microbiology Ecology* 60: 240-251.
- Ruppel, S., Torsvik, V., Daae, F.L., Øvreås, L. & Rühlmann, J. (2007): Nitrogen availability decreases prokaryotic diversity in sandy soils. *Biology and Fertility of Soils* 43: 449-459.
- Rutgers, M., Mulder, C., Schouten, A.J., Bogte, J.J., Breure, A.M., Bloem, J., Jagers op Akkerhuis, G.A.J.M., Faber, J.H., van Eekeren, N., Smeding, F.W., Keidel, H., de Goede, R.G.M. & Brussaard, L. (2005). *Typeringen van bodemecosystemen*. Bilthoven: National Institute for Public Health and the Environment - RIVM;.
- Schouten, A.J., Bloem, J., Breure, A.M., Didden, W.A.M., van Esbroek, M., de Ruiter, P.C., Rutgers, M., Siepel, H. & Velvis, H. (2000). *Pilotproject Bodembiologische Indicator voor Life Support Functies van de bodem*: National Institute for Public Health and the Environment - RIVM;.
- Singh, B.K., Munro, S., Reid, E., Ord, B., Potts, J.M., Paterson, E. & Millard, P. (2006): Investigating microbial community structure in soils by physiological, biochemical and molecular fingerprinting methods. *European Journal of Soil Science* 57: 72-82.
- Smalla, K., Oros-Sichler, M., Milling, A., Heuer, H., Baumgarte, S., Becker, R., Neuber, G., Kropf, S., Ulrich, A. & Tebbe, C.C. (2007): Bacterial diversity of soils assessed by DGGE, T-RFLP and SSCP fingerprints of PCR-amplified 16S rRNA gene fragments: Do the different methods provide similar results? *Journal of Microbiological Methods* 69: 470-479.

- Stafford, W.H.L., Baker, G.C., Brown, S.A., Burton, S.G. & Cowan, D.A. (2005): Bacterial diversity in the rhizosphere of Proteaceae species. *Environmental Microbiology* 7: 1755-1768.
- Steven, B., Pollard, W.H., Greer, C.W. & Whyte, L.G. (2008): Microbial diversity and activity through a permafrost/ground ice core profile from the Canadian high Arctic. *Environ Microbiol* 10: 3388-3403.
- Stres, B., Danevčič, T., Pal, L., Fuka, M.M., Resman, L., Leskovec, S., Hacin, J., Stopar, D., Mahne, I. & Mandic-Mulec, I. (2008): Influence of temperature and soil water content on bacterial, archaeal and denitrifying microbial communities in drained fen grassland soil microcosms. *FEMS Microbiology Ecology* 66: 110-122.
- Thummes, K., Schäfer, J., Kämpfer, P. & Jäckel, U. (2007): Thermophilic methanogenic Archaea in compost material: Occurrence, persistence and possible mechanisms for their distribution to other environments. *Systematic and Applied Microbiology* 30: 634-643.
- Tzeneva, V.A., Salles, J.F., Naumova, N., de Vos, W.M., Kuikman, P.J., Dolfing, J. & Smidt, H. (2009): Effect of soil sample preservation, compared to the effect of other environmental variables, on bacterial and eukaryotic diversity. *Research in Microbiology* 160: 89-98.
- Valenzuela-Encinas, C., Neria-Gonzalez, I., Alcantara-Hernandez, R.J., Enriquez-Aragon, J.A., Estrada-Alvarado, I., Hernandez-Rodriguez, C., Dendooven, L. & Marsch, R. (2008): Phylogenetic analysis of the archaeal community in an alkaline-saline soil of the former lake Texcoco (Mexico). *Extremophiles* 12: 247-254.
- Widmer, F., Fließbach, A., Laczko, E., Schulze-Aurich, J. & Zeyer, J. (2001): Assessing soil biological characteristics: a comparison of bulk soil community DNA-, PLFA-, and Biolog™-analyses. *Soil Biology and Biochemistry* 33: 1029-1036.
- Wu, Y., Ding, N., Wang, G., Xu, J., Wu, J. & Brookes, P.C. (2009): Effects of different soil weights, storage times and extraction methods on soil phospholipid fatty acid analyses. *Geoderma* 150: 171-178.
- Yarwood, S.A., Bottomley, P.J. & Myrold, D.D. (2010): Soil Microbial Communities Associated with Douglas-fir and Red Alder Stands at High- and Low-Productivity Forest Sites in Oregon, USA. *Microbial Ecology* 60: 606-617.
- Yergeau, E. (2009): Environmental microarray analyses of Antarctic soil microbial communities. *ISME Journal* 3: 340-351.

Yergeau, E., Schoondermark-Stolk, S.A., Brodie, E.L., Dejean, S., DeSantis, T.Z., Goncalves, O., Piceno, Y.M., Andersen, G.L. & Kowalchuk, G.A. (2009): Environmental microarray analyses of Antarctic soil microbial communities. *ISME J* 3: 340-351.