

# **Ameisen in einem mediterranen Agrarökosystem – funktionelle Gruppen und trophische Interaktionen**

Dissertation

zur Erlangung des Doktorgrades (Dr. rer. nat.)  
der Fakultät für Biologie der Universität Bielefeld

vorgelegt von

**Katrin Brewitt**

betreut durch

Prof. Dr. W. Beyschlag

Dr. C. Platner

Bielefeld

November 2013



*Formica subrufa* auf Mandarinenblatt



*Messor barbarus* Major Arbeiterin



*Messor barbarus* an *Cynodon dactylon*



*Lasius grandis*



*Camponotus* sp. an *Malva parviflora*



*Pheidole pallidula* mit Kekskrümel



*Messor barbarus* mit Insektenbeute



*Formica subrufa* und *Aphis* sp.

# Inhaltsverzeichnis

<b>1</b>	<b>Zusammenfassung</b> .....	<b>4</b>
1.1	Zusammenfassung.....	4
<b>2</b>	<b>Einleitung</b> .....	<b>5</b>
2.1	Fragestellung und Kapitelübersicht .....	5
2.2	Ökosysteme und ihre Leistungen .....	7
2.3	Anthropogener Einfluss auf Agrarökosysteme.....	7
2.4	Ameisen als wichtige Ökosystemingenieure .....	8
2.5	Funktionelle Diversität.....	10
2.6	Einteilungssysteme bei Ameisen .....	11
<b>3</b>	<b>Das untersuchte System in La Selva del Camp (Spanien) und allgemeine Methodik</b> .....	<b>17</b>
3.1	Das untersuchte System .....	17
3.1.1	Mediterrane Agrarökosysteme .....	17
3.1.2	Die Plantage .....	18
3.1.3	Kriterien für die Auswahl dieser spezifischen Plantage .....	20
3.1.4	Mangel an Studien in mediterranen Agrarökosystemen.....	20
3.1.5	Klima.....	21
3.1.6	Die untersuchten Arten.....	21
3.1.6.1	Die Ameisenarten der Plantage.....	21
3.1.6.2	Blattläuse.....	27
3.2	Allgemeine Methodik.....	30
3.2.1	Erfassungsmethoden der Ameisen- und Arthropodendiversität .....	30
3.2.1.1	Erfassung der Ameisen durch Beobachten .....	31
3.2.1.2	Erfassung durch Köder.....	31
3.2.1.3	Erfassung mit der Berlese-Apparatur bei Bodenameisen .....	32
3.2.1.4	Erfassung mit der Klopfmethode .....	32
3.2.1.5	Bodenfallen.....	32
3.2.1.6	Aktivitätszählung am Stamm .....	32
3.2.1.7	Vergleich der Methoden Zusammenfassung .....	33
3.2.2	Mikroklimamessungen.....	33
3.2.3	Stabile Isotope <sup>13</sup> C und <sup>15</sup> N in Nahrungsbeziehungen.....	39
<b>4</b>	<b>Auswirkungen der Konservierungsmethoden auf die Isotopenverhältnisse C und N bei verschiedenen Arthropodengruppen</b> .....	<b>42</b>
4.1	Auswirkungen verschiedener Konservierungsmethoden.....	42
4.1.1	Einleitung .....	42
4.1.1.1	Trocknen.....	43
4.1.1.2	Ethanol .....	43
4.1.1.3	Dauer der Lagerung .....	44
4.1.1.4	Körperteile.....	44
4.1.1.5	Einfrieren.....	44
4.1.2	Methoden .....	46
4.1.2.1	Untersuchungsfläche.....	46
4.1.2.2	Sammeln der Proben.....	46
4.1.2.3	Behandlung der Proben/ Arten der Konservierung .....	47

4.1.2.4	Elementar-und Isotopenanalyse .....	48
4.1.2.5	Datenanalyse .....	49
4.1.3	Ergebnisse .....	49
4.1.3.1	Welche Konservierungs- und Behandlungs-Methoden zeigen signifikante Auswirkungen? .....	49
4.1.3.2	Anreicherung oder Abreicherung?.....	53
4.1.4	Diskussion.....	57
4.1.4.1	Welche Konservierungs- und Behandlungs-Methoden zeigen signifikante Auswirkungen? .....	57
4.1.4.2	Anreicherung oder Abreicherung?.....	59
4.1.5	Zusammenfassung .....	61
<b>5</b>	<b>Die Bedeutung der Trophobie für Ameisen als Maß für die Einteilung in verschiedene funktionelle Gruppen– eine Analyse mit stabilen Isotopen.....</b>	<b>62</b>
5.1	Funktionelle Gruppen und Trophobie .....	62
5.1.1	Einleitung .....	62
5.1.2	Methoden .....	65
5.1.2.1	Sammeln der Proben.....	65
5.1.2.2	Aufbereitung der Proben und Isotopenanalyse .....	67
5.1.2.3	Datenanalyse .....	67
5.1.3	Ergebnisse .....	68
5.1.3.1	(1) Momentaufnahme der Diversität der trophischen Interaktionen.....	68
5.1.3.2	(2) Effekt des Düngers auf die trophischen Ebenen .....	70
5.1.3.3	(3) Die trophischen Ebenen und ihre Korrelation.....	74
5.1.3.4	(4) Funktionelle Gruppen der einzelnen Ameisenarten.....	77
5.1.4	Diskussion.....	78
5.1.4.1	(1) Momentaufnahme der Diversität der trophischen Interaktionen.....	78
5.1.4.2	(2) Effekt des Düngers auf die trophischen Ebenen .....	79
5.1.4.3	(3) Die trophischen Ebenen und ihre Korrelationen .....	80
5.1.4.4	(4) Funktionelle Gruppen der einzelnen Ameisenarten.....	81
5.1.5	Schlussfolgerungen .....	83
5.1.6	Zusammenfassung .....	84
<b>6</b>	<b>Nahrungssuchverhalten verschiedener trophischer Gruppen der Ameisen bei Vorhandensein verschiedener Vegetationsschichten .....</b>	<b>85</b>
6.1	Mahd und Nahrungssuchverhalten.....	85
6.1.1	Einleitung .....	85
6.1.1.1	Vorversuch Ameisenaktivität Juni 2010.....	86
6.1.2	Methoden .....	89
6.1.2.1	Design des Freiland-Experiments.....	89
6.1.2.2	Erfassung der Ameisennester .....	92
6.1.2.3	Mikroklima .....	92
6.1.2.4	Ameisenaktivität in den Baumkronen.....	92
6.1.2.5	Ameisenaktivität in Boden- und Krautschicht .....	93
6.1.2.6	Vegetation.....	93
6.1.2.7	Blattlaus-Dichte.....	93
6.1.2.8	Ertrag.....	94

6.1.2.9	Datenauswertung.....	94
6.1.3	Ergebnisse .....	95
6.1.3.1	Erfassung der Nester .....	95
6.1.3.2	Mikroklima (Frage 3) .....	95
6.1.3.3	Ameisenaktivität insgesamt in Baumkronen und Boden-und Krautschicht (Frage 1) ...	96
6.1.3.4	Die phytophagen Ameisen (Frage 2a) .....	100
6.1.3.5	Die pantophagen Ameisen (Frage 2b) .....	104
6.1.3.6	Die zoophagen Ameisen (Frage 2c).....	109
6.1.3.7	Vegetation (Frage 3) .....	110
6.1.3.8	Blattlaus-Dichte (Frage 3) .....	111
6.1.3.9	Ertrag (Frage 4) .....	113
6.1.4	Diskussion.....	113
6.1.4.1	Begleitdaten zu Mikroklima und Vegetation (Frage 3).....	113
6.1.4.2	Ameisenaktivität insgesamt in Baumkronen und Boden-und Krautschicht (Frage 1) .	113
6.1.4.3	Die phytophagen Ameisen (Frage 2a) .....	114
6.1.4.4	Die pantophagen Ameisen (Frage 2b) .....	115
6.1.4.5	Die zoophage Ameisen (Frage 2c).....	116
6.1.4.6	Ertrag (Frage 4) .....	116
6.1.5	Schlussfolgerungen .....	117
6.1.6	Zusammenfassung .....	117
<b>7</b>	<b>Synthese und Schlussfolgerungen .....</b>	<b>119</b>
7.1	Synthese Trophische Gruppen .....	119
7.2	Zusammenführung der Ergebnisse.....	121
7.3	Schlussfolgerungen und Ausblick.....	127
<b>8</b>	<b>Literatur .....</b>	<b>129</b>
8.1	Literaturverzeichnis .....	129
<b>9</b>	<b>Anhang .....</b>	<b>139</b>
9.1	Kapitel 4.....	139
9.2	Kapitel 5.....	146
9.3	Kapitel 6.....	149
9.4	Zoophage Ameisen (ergänzende Untersuchung) .....	160
9.4.1	Einleitung .....	160
9.4.2	Methode .....	161
9.4.3	Ergebnisse .....	162
9.4.4	Diskussion.....	163
<b>10</b>	<b>Formales.....</b>	<b>164</b>
10.1	Abkürzungsverzeichnis .....	164
10.2	Danksagung .....	165
10.3	Publikationen.....	166
10.4	Erklärung .....	167

# 1 Zusammenfassung

## 1.1 Zusammenfassung

Ameisen haben als wichtige Ökosystemingenieure eine große Bedeutung für das Funktionieren von Ökosystemen. Um die ökologischen Mechanismen klarer und strukturierter beurteilen zu können, können die verschiedenen Ameisenarten zu funktionellen Gruppen zusammengefasst werden. Die Einteilung der Ameisen erfolgt nach Ernährungsweise, benötigten ökologischen Bedingungen, aber auch nach Reaktion auf Umweltstress. Wenn man diese Zusammenhänge besser versteht, kann man in Zukunft auch genauere Aussagen zur Funktion der jeweiligen Ökosysteme machen. Um einen Beitrag zur Einteilung der Ameisen zu leisten, wurden in den Jahren 2010 bis 2012 verschiedene Untersuchungen auf einer ökologisch bewirtschafteten Mandarinenplantage in Nord-Ost-Spanien durchgeführt.

**Die Hauptziele dieser Arbeit waren:**

**(1) Eine methodische Basisuntersuchung, in deren Rahmen verschiedene Lagerungs- und Behandlungsmöglichkeiten von Insektenproben und deren Einfluss auf die Werte ihrer Isotopenzusammensetzung untersucht wurde.** Diese Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope zur Analyse von Nahrungsnetzen ist ein wichtiger Bestandteil dieser Untersuchung. Hier konnten keine Unterschiede zwischen den Methoden der getrockneten Lagerung und der Lagerung in Ethanol (verschiedene Konzentrationen, unterschiedliche Dauer) gefunden werden. Bei Einhaltung einiger weiterer Regeln kann eine gute Vergleichbarkeit der Daten mit denen bereits vorhandener Untersuchungen erreicht werden.

**(2) Die Aufdeckung der trophischen Ebenen der in Trophobiose mit Blattläusen lebenden Ameisenarten durch die Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotope in Kombination mit direkter Beobachtung.** Die Symbiose mit Blattläusen und Nutzung des durch sie produzierten Honigtaus (Trophobiose) scheint für Ameisen zumindest zu bestimmten Zeitpunkten im Jahr eine sehr wichtige Ernährungsform zu sein. Diese Form der Symbiose ist eine wichtige Kraft im Ökosystem und verantwortlich für Nährstoffflüsse. Die verschiedenen Ameisenarten lassen sich gut den verschiedenen trophischen Ebenen zuordnen. Sie unterscheiden sich bezüglich ihrer Isotopenmuster signifikant und artspezifisch von den Blattläusen. Dies kann bei einigen eher pantophagen und zoophagen Arten auch als Hinweis auf weitere Nahrungsquellen angesehen werden.

**(3) Die Beurteilung des Nahrungssuchverhaltens von Ameisen als weiterer wichtiger Hinweis auf die Zugehörigkeit zu funktionellen Gruppen.** Dazu wurde in einem Freiland-Experiment das *optimal foraging*-Verhalten wichtiger Ameisenarten durch Vergleich ihrer Aktivität in unterschiedlich strukturierten Vegetationsbereichen (mit und ohne Krautschicht) untersucht. Als Ergebnis konnte insgesamt ein deutlicher Einfluss einer zusätzlichen Krautschicht auf das Verhalten der Ameisen beobachtet werden, da sie eine zusätzliche Nahrungsquelle für die Ameisen darstellt. Je weniger stark

eine Krautschicht vorhanden war, desto eher fand die Nahrungssuche in den Kronen der Plantagenbäumen statt. Dagegen konnte ein Einfluss auf den Ertrag an Mandarinen nicht festgestellt werden.

Die in dieser Arbeit erzielten Ergebnisse liefern in ihrer Synthese neue Erkenntnisse über die Ameisenarten des Untersuchungsgebietes, die aus einer Kombination von neuen Erkenntnissen zur trophischen Ebene und von neuen Erkenntnissen zum Nahrungssuchverhalten bestehen. Ein Einteilungssystem nach trophischer Ebenen der Ameise wird entwickelt, das eine Diskussion der Nutzung von Ameisen als Bioindikatoren bei der Beurteilung des Zustandes von mediterranen Ökosystemen erlaubt.

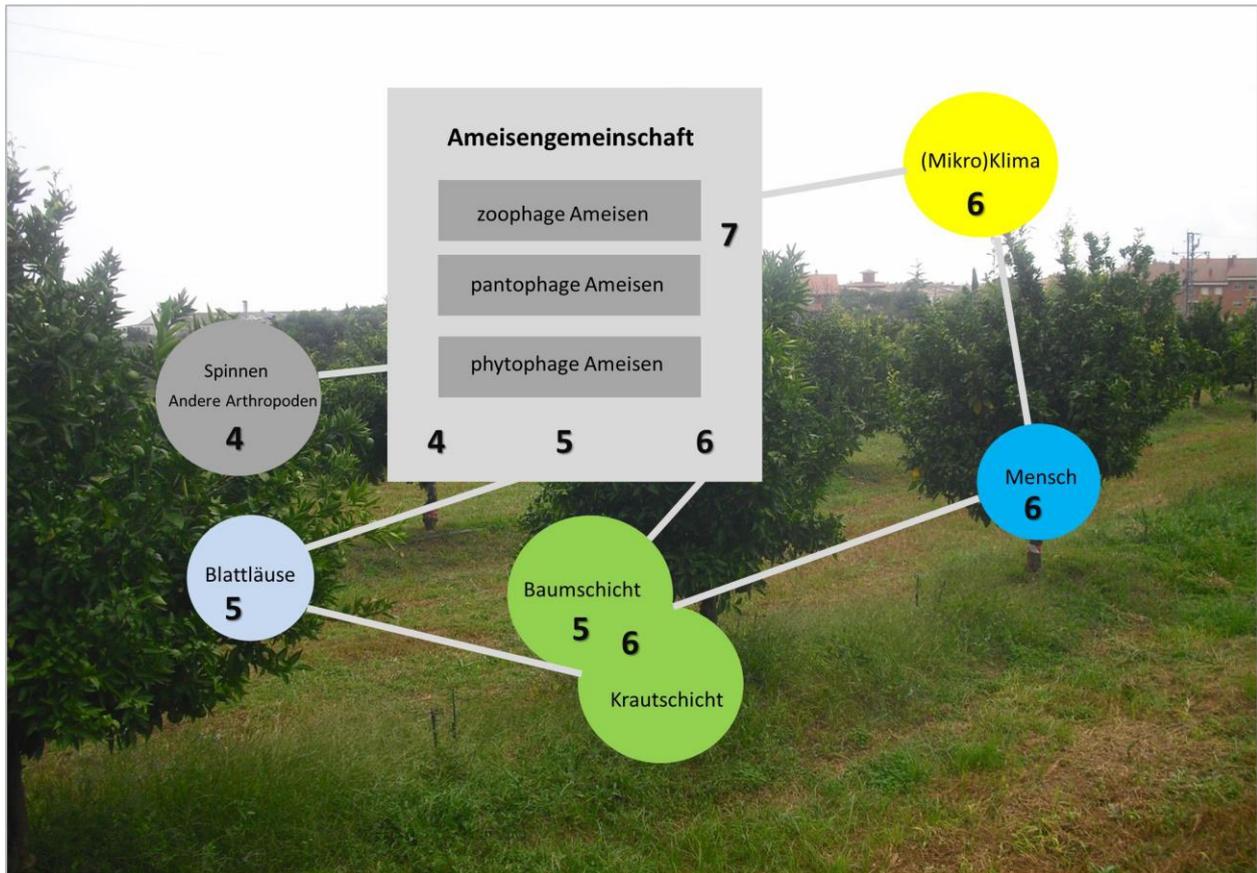
## **2 Einleitung**

Ökosysteme stellen verschiedene Leistungen bereit, die auch dem Menschen nutzen. Diese Leistungen hängen wesentlich von der Artendiversität des Ökosystems und den interspezifischen Beziehungen ab. Um diese Beziehungen leichter zu verstehen, kann man Arten zur Vereinfachung funktionellen Gruppen zuordnen. Viele Ökosysteme stehen unter dem Einfluss des Menschen, besonders auch Agrarökosysteme, die der Produktion von Lebensmitteln dienen. Mit dem „Zustand“ eines Ökosystems ist der Grad der Störung gemeint, im Gegensatz zum Klimaxzustand als relativen stabilen Endzustand eines Systems, der sich im Laufe der Sukzession eines Ökosystems bildet und die Zusammensetzung der Lebensgemeinschaft mit ihren Interaktionen. Es ist wichtig, den Zustand abschätzen zu können, da davon die Bereitstellung der Leistungen abhängen kann. Hier ist es für den Menschen existentiell wichtig, die Zusammenhänge zu verstehen und Methoden zu entwickeln, die der Abschätzung dieser Leistungen dienen können. In diesem Zusammenhang spielen Ameisen als Modellorganismen eine wichtige Rolle, da sie weltweit eine sehr hohe Biomasse erreichen, gut zu beobachten und zu untersuchen sind und weil sie als Ökosystemingenieure wichtige Funktionen in Ökosystemen übernehmen (Hölldobler & Wilson 1990). Für einige Gebiete wurde schon eine Einteilung der Ameisen in funktionelle Gruppen durchgeführt (Andersen 1997, Majer et al. 2007, Hernández-Ruiz et al. 2009). Für den mediterranen Raum dagegen fehlen derartige Studien noch weitgehend, obwohl es sich hier um ein seit Jahrtausenden vom Menschen besiedeltes und für die Landwirtschaft genutztes Gebiet handelt, in dem die Bedingungen für den Anbau von Kulturpflanzen ideal sind. Es erscheint daher sinnvoll, Untersuchungen zu einem solchen System der funktionellen Gruppen auch für die mediterranen Ameisen vorzunehmen.

### **2.1 Fragestellung und Kapitelübersicht**

Die vorliegende Arbeit untersucht Ameisenarten einer Mandarinenplantage in Spanien, die stellvertretend für ein mediterranes Agrarökosystem steht. Als Hauptziel der Arbeit (Abb. 2.1) soll die Ameisengesellschaft der Plantage quantitativ und qualitativ in einige trophische Gruppen (phytophage, pantophage und zoophage Ameisen) eingeteilt und in ihrem Ernährungsverhalten genauer untersucht werden. Ein erst vor kurzem für Spanien entwickeltes System (Roig & Espadaler 2010) der Einteilung der Arten mit Fokussierung auf die Störungsindikation soll eher auf die Funktion der Arten in Ökosystemen

ausgerichtet werden. Das soll einen Beitrag zur Erweiterung des Wissens zu Eigenschaften der Ameisen leisten, die sich eventuell zur Nutzung der Ameisen als Bioindikatoren für die Agrarwirtschaft eignen. Wichtig ist dabei aber auch, wie diese Gruppen auf den Einfluss der Menschen reagieren, z.B. auf die Veränderung des Mikroklimas durch Maßnahmen der Bewirtschaftung. Auch Interaktionen mit der Vegetation sollen betrachtet werden. Die Studie soll insgesamt mit den anderen Studien, die auf derselben Plantage durchgeführt wurden, vergleichbar gemacht werden. Dazu stand am Beginn der Arbeit ein methodenvergleichendes Experiment.



**Abbildung 2.1** Themenübersicht: 4 = Kapitel 4 (Auswirkungen der Konservierungsmethoden und Vergleichbarkeit mit anderen Studien) 5 = Kapitel 5 (Funktionelle Gruppen und Trophobie), 6 = Kapitel 6 (Mahd und Nahrungssuchverhalten)

**Ziel dieser Arbeit war es, die folgenden Fragen zu beantworten:**

- (1) Wie beeinflussen Konservierung und Behandlungsmethoden von Arthropoden deren Isotopenverhältnisse  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  und was bedeutet das für die Vergleichbarkeit mit verschiedenen anderen auf derselben Plantage durchgeführten Untersuchungen? (**Kapitel 4**)
- (2) Welche funktionellen Gruppen der Ameisen sind auf der Plantage zu finden und wie wichtig ist die Trophobie für die Ameisengesellschaft der Plantage? (**Kapitel 5**)
- (3) Wie werden verschiedene funktionelle Gruppen der Ameisen vom Vorhandensein einer zusätzlichen Vegetationsschicht (Kräuter und Gräser) neben der Baumkronenschicht in ihrem Nahrungssuchverhalten beeinflusst (*optimal foraging*)? (**Kapitel 6**)

## **2.2 Ökosysteme und ihre Leistungen**

Menschen sind abhängig vom Funktionieren der Ökosysteme (z.B. Tilman 2000, Worm et al. 2006) und von den Leistungen, die Ökosysteme bereitstellen. Ökosystemdienstleistungen sind u.a. die Bereitstellung von Nahrung und Wasser, Heilpflanzen, Baustoffen (IUCN 2008). Auch die Primärproduktion von Biomasse für die Landwirtschaft (Tilman et al. 2001), die Sauerstoffbereitstellung, Bestäubung, Regulation des Wasserhaushaltes, Schädlingsbekämpfung (Hooper et al. 2005), Stickstoff-Fixierung und Samentransport, Abbau von organischen Stoffen durch Destruenten oder die Funktionen von Ökosystemingenieuren sind wichtige Leistungen von Ökosystemen. Anzahl und Art der vorhandenen Lebewesen in einem Ökosystem beeinflussen die Stabilität des Systems (Ehrlich & Ehrlich 1981, Tilman et al. 1997) und damit die Prozesse und Dienstleistungen des Ökosystems. (Myers 1996, Chapin III et al. 2000, McCann 2000). Interaktionen zwischen Arten sind für alle Ökosystemprozesse entscheidend, Ökosystemleistungen hängen vom Zusammenspiel der Arten ab, beispielweise bei der Bestäubung oder in Symbiosen oder bei der Schädlingskontrolle. Wenn eine Art verloren geht, sind auch alle ihre Interaktionen mit anderen Arten gefährdet (Kearns et al. 1998, Van der Putten et al. 2004). Den materiellen Wert von Biodiversität zeigen Costanza et al. (1997) sehr eindrücklich. Die Erhaltung der Prozesse ist erforderlich, um auch in Zukunft die Dienstleistungen der Ökosysteme nutzen zu können.

## **2.3 Anthropogener Einfluss auf Agrarökosysteme**

Agrarökosysteme unterliegen neben den natürlichen Einflüssen wie Klima auch anthropogenen Einflüssen, sie werden auf verschiedene Arten für den Kulturpflanzenanbau modifiziert. Kultursysteme wie Weide- und Ackerland und Süßwasser-Aquakulturen bedecken rund 24% der gesamten terrestrischen Fläche (Corvalan et al. 2005). Der mediterrane Raum ist schon seit 6-10 Jahrtausenden ein Agrargebiet (Walter & Breckle 1991), die Bedingungen sind hier durch die ganzjährigen milden Temperaturen ideal für den Anbau von pflanzlichen Produkten. Der einschränkende Faktor ist allerdings in manchen Regionen der geringe Niederschlag. Durch Bewässerung und Düngung werden Erträge optimiert, Mahd und Schädlingsbekämpfung sind weitere Maßnahmen, die die Pflanzen und damit das Mikroklima und die gesamte Lebensgemeinschaft eines Agrarökosystems wechselwirkend beeinflussen. Das Mikroklima ist ein wichtiger Faktor für die Arthropodengemeinschaft. Es kann sich stark vom grundsätzlichen Klima an einem Ort unterscheiden und wird von Vegetationsstrukturen, Bodenverhältnissen, Bewässerung und Mahd bestimmt. Wan et al. (2002) untersuchten den Einfluss von Wärme und Entfernen der Vegetation in einem Experiment und konnten den Einfluss auf das Mikroklima zeigen. Im ökologischen Anbau wird auf die Maßnahme der chemisch-synthetischen Schädlingsbekämpfung verzichtet und deshalb werden Beobachtungen zum Schädlingsverhalten und zu alternativen Schädlingsbekämpfungsmethoden umso wichtiger. Ameisen, die in Trophobiose mit den Blattläusen leben, können das Vorkommen dieser Schädlinge beeinflussen (Stadler & Dixon, 2005). Obstbauplantagen sind im Vergleich zu Äckern relativ stabile Ökosysteme, was für Ameisen, die ja durch ihre Nester meist ortsstabil sind, ein wichtiger

Faktor ist. Auf Äckern dagegen müssen sich durch die ständige vollständige Störung Lebensgemeinschaften immer wieder reorganisieren. Hier fehlen Arten mit langsamem Populationsaufbau wie beispielsweise Ameisen oft ganz (Tscharntke 2012).

## 2.4 Ameisen als wichtige Ökosystemingenieure

Weltweit gibt es rezent 12.761 Ameisenarten (Agosti & Johnson 2005), wobei die größte Vielfalt in den tropischen Regenwäldern zu finden sein dürfte (Seifert 1996). Schätzungen gehen von mehr als 15.000 Arten aus, in Mitteleuropa gibt es nach Seifert (2007) annähernd 150 bekannte Arten. Verschiedene Autoren belegen im November 2013 für verschiedene Regionen weltweit (Fisher 2013) die folgenden Artenzahlen (Tab. 2.1).

**Tabelle 2.1** Anzahl bekannter Ameisenarten in ausgewählten Regionen weltweit (Fisher 2013), fett: mediterrane Regionen (Spanien: Gómez & Espadaler 2007).

Region	Bekannte Arten (Nov. 2013)	
Neu Guinea	ca. 800	mehr erwartet, mind. 545 endemische Arten, 88 Gattungen
Indien	745	mehr erwartet, 96 Gattungen
Kenia	573	62 Gattungen
Madagaskar	mind. 418	davon sind 379 endemische Arten und 25 invasive Arten
Philippinen	545	Weil noch nicht alle Regionen erforscht wurden, wird eine ungefähre Artenzahl von 1000 geschätzt. 90 Gattungen
<b>Griechenland</b>	<b>299</b>	46 Gattungen
<b>Spanien</b>	<b>271</b>	40 Gattungen
<b>Kalifornien</b>	<b>290</b>	245 native, 25 eingeführte Arten, 44 Gattungen
<b>Frankreich</b>	<b>215</b>	41 Gattungen
Österreich	135	wahrscheinlich sind alle Arten beschrieben
Belgien	86	davon sind 9 Arten wahrscheinlich ausgestorben, da sie seit 50 Jahren nicht mehr beobachtet wurden
British Columbia (Kanada)	83	58 Formicinae, 22 Myrmicinae
Louisiana	128	41 Gattungen
Hawaii	57	24 Gattungen
Galapagos Island	48	21 Gattungen, 4 endemische Arten, 30 eingeführte Arten

Für Spanien wurden 271 Arten in 40 Gattungen dokumentiert (Gómez & Espadaler 2007) bzw. 300 Arten in 45 Gattungen gefunden, einige Arten davon sind noch unbeschrieben (Roig & Espadaler 2010). Die hier aufgeführten mediterranen Regionen zeigen ähnliche Artenzahlen von 215 bis 299 Arten (Tab. 2.1, fett hervorgehoben).

Ameisen sind hoch entwickelte, eusoziale Insekten und stellen die artenreichste und ökologisch diverseste Gruppe sozialer Insekten dar (Hölldobler & Wilson 1990, Engel & Grimaldi 2005). Sie sind neben dem Menschen die vorherrschenden Landorganismen überhaupt, sogar auf die Biomasse bezogen (Hölldobler & Wilson 1990). Ameisen sind in fast allen terrestrischen Ökosystemen zu finden, von den Tropen bis zum Polarkreis und von der Küste bis zum Hochgebirge und zu den Wüsten (Hölldobler & Wilson 1990). Seit mindestens 50 Millionen Jahren sind Kolonien der sozialen Insekten (Ameisen, Bienen, Wespen, Termiten) in Bezug auf Biomasse und Einfluss auf die Ökosysteme die dominanten Elemente der meisten

Landhabitats (Hölldobler & Wilson 1990). Nach Schultz (2000) entfallen 15-20% der terrestrischen, tierischen Biomasse auf Ameisen. Dieser Erfolg hat unterschiedlichste Ursachen: (1) Ameisen sind vielfältig durch ihre Anatomie und ihr Verhalten spezialisiert und können dadurch die unterschiedlichsten ökologischen Nischen besetzen (Wheeler 1910, Andersen 1995, 1997, 2000, Hölldobler & Wilson 1990, Seifert 2007). (2) Als eusoziale Insekten können sie geeignete Ressourcen dominieren und außerdem im gewissen Rahmen schneller auf Veränderungen der Umwelt reagieren als einzeln lebende Insekten. Einzeln lebende Insekten werden eher aus optimalen Bereichen verdrängt (Wilson & Southwood 1990). Eusoziale Insekten wie Ameisen, Bienen, Wespen und Termiten zeigen dabei folgende drei Hauptmerkmale (Hölldobler & Wilson 1990): a. Aufteilung in fortpflanzungsfähige Kaste und Arbeiterinnen-Kaste mit keiner oder eingeschränkter Fortpflanzung; b. Erwachsene Tiere zweier oder mehrerer Generationen leben in einem Nest, c. Arbeiterinnen versorgen die Jungen. (3) Ameisen erfüllen als Ökosystem-Ingenieure ähnlich wie Regenwürmer und Termiten wichtige Funktionen in fast allen terrestrischen Lebensräumen der Erde (Martius 2001), indem sie die physikalische Umwelt für die anderen Organismen im System wesentlich gestalten. Beispielsweise können sie durch Anlage ihrer Nester die Bodeneigenschaften (Fruchtbarkeit, Regen-Infiltration, strukturellen Eigenschaften wie Bodendichte) verändern, indem sie Nahrung aus einem größeren Umkreis in ihr Nest eintragen (Hölldobler & Wilson 1990, Jones et al. 1994, Cammeraat et al. 2002).

Mit all diesen Eigenschaften haben Ameisen auch einen großen Einfluss auf andere Tiere und Pflanzen in ihren Lebensräumen, beispielsweise als Prädatoren (top-down Kontrolle in trophischer Kaskade), Aasfresser (sie entsorgen 90% der toten Tiere, Miersch 2008), „Landwirte“ (Pilzzucht bei Blattschneideameisen), Ernteameisen (Verbreiter von Pflanzensamen) und als Trophobiose-Partner (großer Einfluss auf Abundanz anderer Arthropoden, u.a. auch auf Schädlinge der Kulturpflanzen, Van Mele & Cuc 2000, Cerdá & Dejean 2011). Sie leben phytophag oder pantophag und zeigen Lebensformen wie Sozialparasitismus (einzelne Arten machen sich das Sozialsystem anderer ebenfalls eusozialer Arten zunutze und kommunizieren mit diesen anderen Arten), teilweise kommt es zu Sklavenhaltung (Seifert 2007). Untersuchungen des Stickstoff-Isotopenverhältnisses von Ameisen machten deutlich, dass Ameisen in einem viel größerem Maße als bislang vermutet, direkt oder indirekt herbivor leben (Davidson et al. 2003). Viele Ameisen leben aber auch sozusagen als „Viehhirten“ in mutualistischen Beziehungen mit anderen Arthropoden. Diese wichtige Mutualismusform ist die Trophobiose, bei der die trophobiotischen Ameisen mit phloemsaftaugenden Hemiptera (z.B. Blattläuse) assoziiert sind und im Tausch gegen Schutz der Blattläuse deren zuckerhaltige Ausscheidungen (*honeydew*, Honigtau) erhalten und damit ihren Kohlenstoffbedarf decken (Stadler & Dixon 2005, Way 1963). Ameisen-Hemipteren Interaktionen sind nach Styrsky & Eubanks (2007) „*keystone interactions*“ für die Arthropoden-Gemeinschaft und die Wirtspflanzen. Aus symbiotischen Beziehungen kann sowohl ein Schutz von Pflanzen als auch von Trophobiosepartnern resultieren (Way 1963). Durch die Anwesenheit von Ameisen können die Blattläuse mehr Honigtau abgeben und die Zusammensetzung des Honigtaus kann verändert

werden, Blattläuse können so aktiv durch höhere Attraktivität für Ameisen den Schutz vor Prädation erhöhen (Fischer et al. 2005). Solch positive Interaktionen zwischen Organismen, wie die Trophobiose als Form der Symbiose, gelten als treibende Kräfte für evolutionäre Innovationen in terrestrischen Ökosystemen (Vernon & Paracer 2000; Monran 2006), z.B. die Endosymbionten-Theorie der Evolution der Eukaryoten (Margulis 1970), die Koevolution zwischen Angiospermen und Bestäubern (Müller 1873, Labandeira et al. 2002).

Ameisen zeigen also eine hohe funktionelle Diversität, d.h. sie erfüllen in Ökosystemen und in Lebensgemeinschaften verschiedenste Aufgaben. Manchmal nutzt man die enge Beziehung zwischen einer funktionellen Gruppe und den Faktoren, die sie benötigen, als Bioindikator, um Umweltbedingungen in einem Ökosystem besser beurteilen zu können (z.B. auch Zeigerwerte nach Ellenberg (1991) bei Pflanzen). Andersen (1997) und Hernández-Ruiz et al. (2009) untersuchten dazu auch die Ameisendiversität in anthropogen benutzten Lebensräumen. In Mexico untersuchten Hernández-Ruiz et al. (2009) Ameisen als Indikatoren für die nichtlandwirtschaftlichen und bewässerten Gebiete und fanden in nichtlandwirtschaftlichen Bereichen die höchste Dichte und Diversität von Ameisen. Majer et al. 2007 untersuchten Ameisen im Vergleich zu anderen Organismen in einer Sandgrube in Australien als potentielle Bio/Umweltindikatoren. Anforderungen an gute Bioindikatoren sind nach Roig & Espadaler (2010): (1) ausreichende Verteilung, Abundanz und Diversität, (2) funktionelle Bedeutung im Ökosystem, (3) Sensibilität Veränderungen der Umwelt gegenüber, (4) einfache Probenahme, Identifizierung und Klassifikation und (5) Zulassen der Interpretation der beobachteten Veränderungen. Ameisen als Ökosystemingenieure erfüllen diese Kriterien.

## 2.5 Funktionelle Diversität

Lawton (1994) regte an, dass die Frage nach der Funktion in Ökosystemen, also eine Einteilung der Arten nach funktionellen Gruppen, manchmal wichtiger ist als die Frage nach einzelnen Arten in einem Ökosystem. Ökosysteme können durch anthropogenen Einfluss verändert werden und auch um diese Vorgänge besser erkennen zu können, sind Vereinfachungen hilfreich. Die methodische Vereinfachung zeigt den Einfluss verschiedener Funktionen in einem Ökosystem überschaubarer an, andererseits gehen vielleicht auch Besonderheiten der Einzelarten verloren. Dies ist ein Konflikt zwischen Übersichtlichkeit und Genauigkeit (auch in Andersen 2000). Die Einteilung in funktionelle Gruppen (*functional group*) kommt also fast ohne die Benennung der Arten aus, was aber nicht heißt, dass die spezifischen Arten unwichtig werden. Zum Beispiel können zwar Effekte, die die Ameisengemeinschaft betreffen auf Familienebene bei Ameisen erkannt werden, aber gegensätzliche Reaktionen verwandter Arten werden nicht erkannt (Mestre et al. 2013). Eingeteilt wird dabei meist nach ökologisch relevanter Funktion, die die Mitglieder einer funktionellen Gruppe erfüllen. Eine funktionelle Gruppe ist „eine Gruppe von konkret in der Natur angetroffenen Organismen, welche sich in einem bestimmten Gebiet, Zeitraum, oder Datensatz ökologisch ähnlich verhält bzw. spezifische Mechanismen ähnlich beeinflusst,“ (Nentwig et al. 2004). In einer funktionellen Gruppe sind also Arten in einer Gruppe zusammengefasst, die ähnliche

Eigenschaften in Funktion und Struktur haben (Schaefer 2003). Je nach Fragestellung können die Arten nach verschiedenen Kriterien sortiert werden. Ernährungsweise und Nahrungserwerb sind dabei wichtige Kategorien. Hawkins & MacMahon beschrieben 1989 den Begriff Gilde (nach Root 1967), zeigten aber auch die Vielfalt an Kategorien, mit denen Arten in verschiedenen Studien zu Gruppen zusammengefasst werden (trophische Ebene, Ernährungstyp, Nahrungsquelle, taxonomische Beziehungen u.a.). Arten werden für die Bestimmung der funktionellen Diversität eines Lebensraumes verschiedenen funktionellen Gruppen zugeordnet und die Zahl der in einem Lebensraum vorkommenden Gruppen als Maß für die funktionelle Diversität genommen. Auch die relative Abundanz der einzelnen Gruppen kann dabei berücksichtigt werden (Nentwig et al. 2011). Crist (2009) beschreibt die Funktionen der verschiedenen funktionellen Gruppen (u.a. Mutualisten mit pflanzensaftsaugenden Insekten, Samenverbreitung der Ameisen) bei Veränderung von Ökosystemen. Blaum et al. (2011) beschreiben die Notwendigkeit, Wissen, das bei einzelnen Arten gewonnen wurde, auf mehr generalisierte Gruppen wie ökologische Gruppen, funktionelle Gruppen oder Gilden zu übertragen. Dabei werden in Studien zum Tierreich hauptsächlich die Begriffen *Gilde* (zu 69%) benutzt, im Pflanzenreich dagegen eher die Begriffe *funktionaler Typ* (zu 38%). Blaum et al. (2011) empfehlen die Etablierung des Begriffs der „ökologischen Gruppen“ im Tierreich.

### **2.6 Einteilungssysteme bei Ameisen**

Organismen können nach trophischen Strukturen bzw. nach der Hierarchie der Ernährungsabhängigkeiten in Primärproduzenten, Konsumenten und Destruenten eingeteilt werden. Weiterhin kann eingeteilt werden nach phänologischen, morphologischen und physiologischen Kriterien, oder auch nach klimatischen Bedingungen, die eine Art benötigt und wie eine Art Ressourcen nutzt, auf Störung oder auf Veränderungen der Umweltbedingungen reagiert und ihre Stresstoleranz (Andersen 2000).

Grundsätzlich unterscheidet man die Konsumenten nach Herbivoren/Phytophagen (Primärproduzenten), Karnivoren/Zoophagen (Sekundärkonsumenten) und Omnivoren/Pantophagen (Fraß an mehr als 2 trophische Ebenen, Nentwig et al. 2004). Es kann aber jeweils noch weiter aufgeteilt werden in Spezialisten (auf spezielle Nahrung, d.h. auf wenige Tier- oder Pflanzenarten als Nahrungsquelle angewiesen), Generalisten (auf vielseitige Nahrungsquellen angewiesen; Tiere, die ein breites Spektrum pflanzlicher und tierischer Nahrung aufnehmen können) und Opportunisten (können vielseitige Nahrung aufnehmen, begnügen sich aber mit der leicht erreichbaren). Generalisten zeigen eine geringere Abhängigkeit von der Ausgewogenheit der Ernährung im Vergleich zu Spezialisten, deshalb werden sie manchmal auch mit Opportunisten zusammen betrachtet. Weiterhin gibt es kryptische Arten (unklare Ernährung, da verborgener Lebensraum).

Zu Beginn der Strukturierung der funktionellen Diversität bei den Ameisen stand die Untersuchungen von Wheeler (1910) zur Struktur und zum Sozialleben und Verhalten der Ameisen. Greenslade (1976) hat damit begonnen, für Australien eine Einteilung der vorkommenden Ameisen als Bioindikatoren für

verschiedene Land- bzw. Ökosystemformen zu definieren. Die funktionellen Gruppen basierten bei ihm auf 1. Konkurrenz und Interaktion, 2. Ansprüchen an den Lebensraum und 3. auf der Evolutionsgeschichte (Greenslade 1978 in Andersen 1995). Weiterhin beurteilte er die Auswirkungen von Störungen und verschiedenen Vegetationsformen auf die Zusammensetzung der Ameisenfauna am Boden (Greenslade 1976).

Andersen 1995 definierte funktionelle Gruppen der Ameisen in Australien analog zu Raunkiaer's (1934) Einteilung der Pflanzen in funktionelle Gruppen, die Körpergröße oder anderer morphologischer Merkmale der einzelnen Arten werden dabei aber nicht beachtet. Andersen (1995) definiert entsprechend drei wichtige Gruppen in Analogie zu Pflanzen: (1) Die dominanten Dolichoderinae DD (analog zu den Bäumen) haben Module (Wurzeln) zur Nahrungssuche, die weit entfernt vom Nest (Basis des Baumes) aggressiv und weit verzweigt sind und die weitverbreitet mit ihrer Biomasse die anderen Arten unter günstigen Bedingungen dominieren. (2) Generalistische Myrmicinae GM (analog zu den Kräutern) sind subdominant in Bezug auf DD (wie Sträucher subdominant sind in Bezug auf Bäume) und haben eine sehr viel begrenztere Einflusszone und erreichen nie die Biomassen der DD. Sie haben aber eine wesentlich breitere Verbreitung bei Stress und Störungen. (3) Ruderale Opportunisten OPP (analog zu den Gräsern) ähneln Gräsern in dem Sinne, dass in der Etablierungsphase beide schlecht konkurrenzfähig gegenüber dominanten und subdominanten Arten sind. Sie dominieren nur unter Stress und Störung (was dominante und subdominante Arten einschränkt), und sind die wichtigsten funktionellen Gruppe in ruderalen Lebensräumen. Auch für den Nordamerikanischen Raum (bis Mexico) hat Andersen (1997) die Ameisenarten in seine Gruppen eingeteilt, in Europa wäre die Einteilung bis auf die dort fehlenden tropischen Arten (Tab. 2.2) ähnlich. Die wichtigsten Faktoren für die Einteilung bleiben bei Andersen (2000) 1. Klimatische Vorlieben und 2. Dominanzverhalten. Das Ernährungsverhalten ergebe sich aus diesen beiden Faktoren und sei daher kein eigener Hinweis für eine Einteilung.

**Tabelle 2.2** Nordamerika: Funktionelle Gruppen der Ameisen in Bezug auf Stress und Störung (nach Andersen 1997), fett: Gattungen, die auch in dieser Untersucheng vorkommen

<b>Funktionelle Gruppe</b>	<b>Eigenschaften</b>	<b>wichtige Gattungen</b>	
Dominante Dolichoderinae <b>DD</b>	Abundante, sehr aktive und aggressive Arten, die einen dominanten Einfluss auf andere Ameisenarten in für sie optimalen (heiß und offen mit weniger Stress und Störung) Habitaten haben global dominant	<i>Azteca</i> , <i>Iridomyrmex</i> , <i>Anonchomyrma</i> , <i>u.a.</i>	
Subordinate Camponotini <b>SC</b>	kommen oft gemeinsam mit DD vor, sind ihnen aber oft unterlegen, oft mit auffälliger Größe und nachtaktiv	<b><i>Camponotus</i></b> , <i>Polyrachis</i> <i>u.a.</i>	
Generalistische Myrmicinae <b>GM</b>	weltweite Verbreitung in wärmeren Regionen der Erde, subdominant, aber zahlreich in fast allen Habitaten vorkommend	<i>Crematogaster</i> , <i>Monomorium</i> , <b><i>Pheidole</i></b>	
Opportunisten <b>O</b>	unspezialisierte, wenig konkurrenzfähige, ursprüngliche Arten, geringe Habitat-Anforderungen, meist in Gebieten, in denen Stress und Störungen für andere Arten zu viel wären: gestörte Gebiete mit geringerer Ameisendiversität und ohne DD	<i>Formica fusca</i> <i>Myrmica</i>	
Climate specialists	Hot <b>HCS</b>	spezielle Anpassungen an Gebiete mit trocken-heißem Klima, also eigentlich Gebiete der DD, die Arten haben daher spezielle morphologische, physiologische und verhaltensmäßige Anpassungen, die ihre Interaktion mit DD verringern. ernährungsmäßig meist wenig spezialisiert	<i>Pogonomyrmex</i> , <b><i>Solenopsis</i></b> , <i>Myrmecocystus</i>
	Cold <b>CCS*</b>	spezielle Anpassungen an feucht- kaltes Klima (wenn man Australien als Bezug nimmt!), hier gibt es meist keine DD, da der Klimastress zu groß ist meist wenig spezialisiert	<b><i>Formica</i></b> , <b><i>Lasius</i></b> , <i>Leptothorax</i>
	tropical <b>TSC</b>	spezielle Anpassungen an tropisches Klima, hier gibt es meist keine DD, da der Klimastress zu groß ist für sie, ernährungsmäßig meist wenig spezialisiert geringe Abundanz bei hoher Diversität	Viele Arten!
kryptische Arten <b>C</b>	kleine bis winzige Arten, nisten vorrangig in Boden, Laub und Totholz, am häufigsten und vielfältigsten in Waldgebieten, wichtige Laubstreu-Ameise in den Tropen	überwiegend Myrmicines und Ponerines <b><i>Hypoponera</i></b> <b><i>Solenopsis</i></b>	
Spezialisierte Prädatoren <b>SP</b>	auf andere Arthropoden spezialisierte Prädatoren, mittelgroße bis große Ameisenarten, außer zur Jagd wenig Interaktion mit anderen Ameisen geringe Verbreitungsdichte	<i>Dinoponera</i> , <i>Leptogenys</i> , <i>Polyergus</i>	

\*aus der Sicht eines Australiers beschrieben! Europa zählt fast vollständig in diese Kategorie

Für den mediterranen und speziell den spanischen Raum haben Roig & Espadaler (2010) die Einteilung von Andersen angepasst und noch zusätzlich invasive Arten, Totholzspezialisten und Sozialparasiten aufgenommen und die tropischen Arten herausgenommen; die Gruppen „Generalized Myrmicinae“ und

„Opportunists“ wurden zu GO (Generalisten/Opportunisten) zusammengefasst (Tab. 2.3). Sie teilten 300 Ameisenarten der iberischen Halbinsel in diese acht funktionellen Gruppen ein. Generalisten und invasive Arten werden von ihnen als Zeiger für Störungen gewertet, die übrigen Gruppen zeigen eher den Klimaxzustand (*maturity, madurez*) eines Standortes an.

**Tabelle 2.3** Anpassung, Adaptation und Modifikation der 9 Original-funktionellen Gruppen (Andersen 2000) auf die Ameisen in Spanien (mit Balearen) und ihre Einteilung in 8 Gruppen nach Funktion im Ökosystem/Bioindikatoren (Störung und Reife) nach Roig & Espadaler 2010, die spanischen Gruppen 1. und 2. sind dabei Indikatorarten für Störungen, die anderen Gruppen 3. bis 7. sind Indikatoren für den Klimaxzustand eines Ökosystems. Abk.: Abkürzung

Andersen Original	Abk.	in Spanien	Abk.	Zeiger für:
		<b>1. Invasoren / exóticas</b>	<b>IE</b>	Störung
1. Dominant Dolichoderine	DD*			
2. Subordinate Camponotini	SC*			
3. Generalized Myrmicinae	GM	<b>2. Generalisten/Opportunisten</b>	<b>GO</b>	Störung
4. Opportunists	O			
		<b>3. Especialistas madera muerta, Coarse woody debris specialists</b>	<b>CWDS</b>	Klimax
5. Cold climate specialists	CCS	<b>4. Cold climate specialists and/or shadow habitats</b>	<b>CCS/SH</b>	Klimax
6. Hot climate specialists	HCS	<b>5. Hot climate specialists and/or open habitats</b>	<b>HCS/OH</b>	Klimax
7. Tropical climate specialists	TCS*			
8. Specialist Predators	SP	<b>6. Specialist predators</b>	<b>SP</b>	Klimax
		<b>7. Social parasites</b>	<b>P</b>	Klimax
9. Cryptic species	C	<b>8. Cryptic species</b>	<b>C</b>	Klimax

\*diese Gruppen gibt es nicht in Spanien

Bihn et al. (2010) teilte die 99 Ameisenarten eines Sekundärwalds in Brasilien auch nach morphologischen Kriterien (wie Körpergröße, relative Augengröße, relative Beinlänge) und nach ihrer trophischen Position ein und beschrieb insgesamt 54 funktionelle Gruppen. Damit nähert er sich fast wieder der artspezifischen Betrachtungsweise.

Nichtsdestotrotz gibt es aber auch immer noch die Möglichkeit der Einteilung der Ameisen nach ihrer Ernährungsstrategien in die Gruppen Jäger und Aasverwerter, Viehzüchter, Körnersammler und Pilzzüchter (Seifert 2007). Für Ameisen sind vielfältige Ernährungsformen bekannt. Die wichtigste Nahrung sind dabei nach Carroll und Janzen (1973) andere lebende Insekten, Pflanzensamen, andere

vegetative Pflanzenteile und tote Tiere. Seifert (2007) nennt verschiedene Ernährungsstrategien (für Mitteleuropa):

1. **Zoophage Ameisen** (Jäger und Aasverwerter) können im Vergleich zu anderen räuberischen Insekten gemeinsam auch größere Beutetiere überwältigen. Eine rein zoophage Lebensweise ist aber selten in Mitteleuropa.

2. **Nektarivore Ameisen** nutzen direkt die verschiedenen Säfte (beispielsweise Phloemsaft), Früchte und den Nektar von Pflanzen. Einige Pflanzen besitzen extraflorale oder florale Nektarien (Drüsengewebe bei Blütenpflanzen), die Pflanzennektar für die Ameisen bereitstellen. Diese Form der Symbiose ist häufig und bietet der Pflanze durch die Anwesenheit der Ameisen Schutz vor Fraßfeinden.

3. **Granivore Ameisen** (Ernteameisen) leben hauptsächlich in wärmeren Gebieten. Beim Fund mehrerer Samen an einer Stelle wird mit Duftpheromonen der Transportweg markiert. Es entstehen auffällige Ameisenstraßen. Die Samen werden oft zerstört, da sie ganz gefressen bzw. verfüttert werden. Für das Öffnen der Samen sind die Major-Arbeiterinnen mit ihren starken Mandibeln zuständig. Granivore Ameisen beeinflussen durch den Transport von Pflanzensamen, die nicht bis in ihr Nest gelangen, aber auch die Vegetation des jeweiligen Ökosystems (z.B. Arnan et al. 2010).

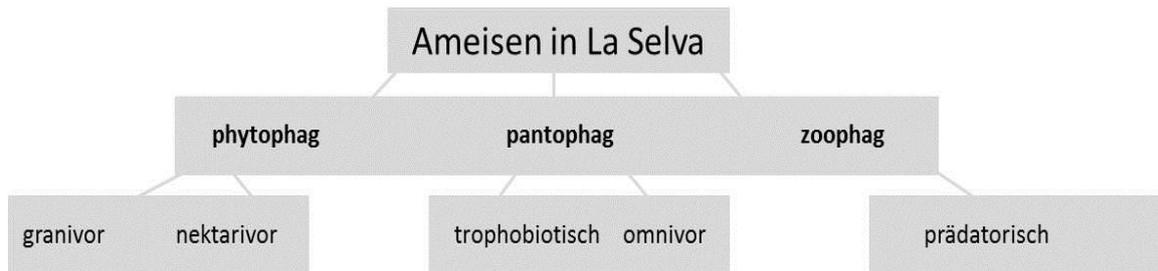
4. **Trophobiotische Ameisen** leben in einer der erfolgreichsten Symbiosen der Landökosysteme (Hölldobler & Wilson 1990), der Trophobiose, einer besonderen ernährungsbezogenen Form des Mutualismus. Die häufigsten und wichtigsten Symbionten der Ameisen sind in den gemäßigten Zonen dabei die Blattläuse (Hölldobler & Wilson 1990). Blattläuse als Insekten, die sich von Pflanzensäften ernähren, saugen am Phloemsaft der Pflanzen und geben die überschüssigen Kohlenhydrate in Form von Honigtau ab (z.B. Way 1963). Dafür bekommen sie durch die Ameisen Schutz vor Fraßfeinden und andere Vorteile.

5. **Myrmecochorie** beschreibt das Verbreiten von Samen durch Ameisen. Der Samen soll – im Gegensatz zum Fraß durch die Ernteameisen – durch die Ameisen verbreitet werden, ohne dass er zerstört oder gefressen wird. Dazu bildet die Pflanzen Elaiosomen an ihren Samen, die reich an Nährstoffen (Lipide, Kohlenhydrat, Proteine, Stärke, Vitamine) und damit für die Ameisen sehr attraktiv sind. Nur das Elaiosom wird von den Ameisen verzehrt oder verfüttert. Der Samen wird so transportiert.

6. **Kleptobionten** (Gelegenheitsdiebe und echte Diebsameisen) sind meist schnelle und sehr gut sehende Ameisen. Die Diebsameise verfolgt die langsameren, beutetragenden Ameisenarten und schnappt sich die Beute in einem geeigneten Moment. Hochangepasste Kleptobionten (*Solenopsis fugax*) graben sich in die Nähe anderer Nester und rauben dann gezielt Eier, Larven und Puppen. Sie graben so enge Gänge, dass die Beraubten ihnen nicht folgen können.

Die Art der Ernährung (Trophie-Form) kann als eine Funktion von Arten im Ökosystem gelten. Eine Einteilung in trophischen Ebene ist deshalb Ziel der vorliegende Arbeit – auch besonders in Bezug auf die benutzte Methode der Aufdeckung der Nahrungsbeziehungen durch Analyse der Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotopenverhältnisse (Kapitel 3.2.3). Hierbei werden die Ameisen mit diversen Untergruppen

(Abb. 2.2) in die phytophagen Ameisen auf der untersten trophischen Ebene, in die pantophagen Ameisen, die an verschiedenen Ebenen beteiligt sind und in die zoophagen Ameisen auf der höchsten trophischen Ebene eingeteilt.



**Abbildung 2.2** Einteilung der Ameisen in die trophischen Ebenen mit diversen Untergruppen, Mandarinenplantage in La Selva del Camp (Spanien)

Am Ende sollte es möglich sein, die untersuchten Arten der Plantage auch durch die Synthese mit Ergebnissen der anderen Studien den trophischen Ebenen zuzuteilen und so Hinweise auf die Funktion im Ökosystem zu erhalten.

### **3 Das untersuchte System in La Selva del Camp (Spanien) und allgemeine Methodik**

#### **3.1 Das untersuchte System**

##### **3.1.1 Mediterrane Agrarökosysteme**

Die mediterrane Vegetation ist stark durch den Menschen geprägt, die natürlich vorkommende Vegetation wurde schon seit mindestens den letzten 5000 Jahren durch die vom Menschen geprägte Kulturlandschaft ersetzt, nur sehr selten findet man noch Gebiete mit der potentiell natürlichen Vegetation des mediterranen Zonobioms, den immergrünen Hartlaubwäldern, z.B. Korkeichenwäldern (Walter & Breckle 1991). Mit dem Ölbaum (*Olea europaea* var. *europaea*) hat der mediterrane Raum seine wichtigste Kulturpflanze und seine Leitpflanze; die Abgrenzung des mediterranen Raumes lässt sich gut mit den Verbreitungsgrenzen des Ölbaums übereinander bringen. In den besiedelten Gebieten sind von der natürlichen Vegetation nur niedrige Gehölze übrig geblieben (Walter & Breckle 1991). Viele Pflanzenarten gelangten ursprünglich aus Asien schon in der Antike in den Mittelmeerraum und prägen jetzt in ihrem neuen Anbaugebiet die Kulturlandschaft. Diese vom Menschen seit Jahrhunderten genutzten Pflanzen sind zum Beispiel: Mandelbaum (*Prunus dulcis*), Pfirsichbaum, und auch die Zitrusfrüchte (Ramón-Laca 2003). Insgesamt zeigt sich eine hohe Diversität im Vergleich zu nord- und mitteleuropäischen Gebieten: Der Mittelmeerraum ist Lebensraum für ca. 25.000 Pflanzenarten, während in Mittel- und Nordeuropa, einer Region, die viermal größer ist, nur ungefähr 6000 Blütenpflanzen und Farne gefunden werden. Fünfzig Prozent der mediterranen Flora sind endemisch in der Region (Scarascia-Mugnozza et al. 2000).

Auch heute ist Spanien geprägt von der Landwirtschaft, sie ist dort ein wichtiger Wirtschaftsfaktor. Mehr als die Hälfte der Landesfläche wird von der Landwirtschaft in irgendeiner Art und Weise genutzt, davon werden mehr als 20% künstlich bewässert. Im Jahr 2005 haben insgesamt 959.000 landwirtschaftliche Betriebe 23,7 Mio. ha bewirtschaftet (Benoist & Marquer 2007). Auch der ökologische Landbau spielt in Spanien eine wichtige Rolle: Im Jahr 2009 ist die Fläche auf 1,6 Mio. ha angestiegen. Innerhalb der EU liegt Spanien mit dem Anteil der ökologisch genutzten Anbaufläche an der Spitze. Im Jahr 2009 gab es mehr als 27.000 Betriebe, die ökologische Landwirtschaft betrieben (BMELV Mai 2011). Die steigenden Exportzahlen für Obst und Gemüse, Wein, Schweinefleisch und Olivenöl sind für Spanien in der Finanzkrise ein wichtiger Faktor der Gesamtwirtschaft (BMELV April 2013). Ein großes Problem für Spanien ist die Desertifikation, die eine Ursache im hohen Wasserverbrauch der intensiven Landwirtschaft und der Erosion verdichteter, vegetationsfreier Böden hat. 40% der Landesfläche sind offiziell von der Desertifikation betroffen (Streck 2007).

### 3.1.2 Die Plantage

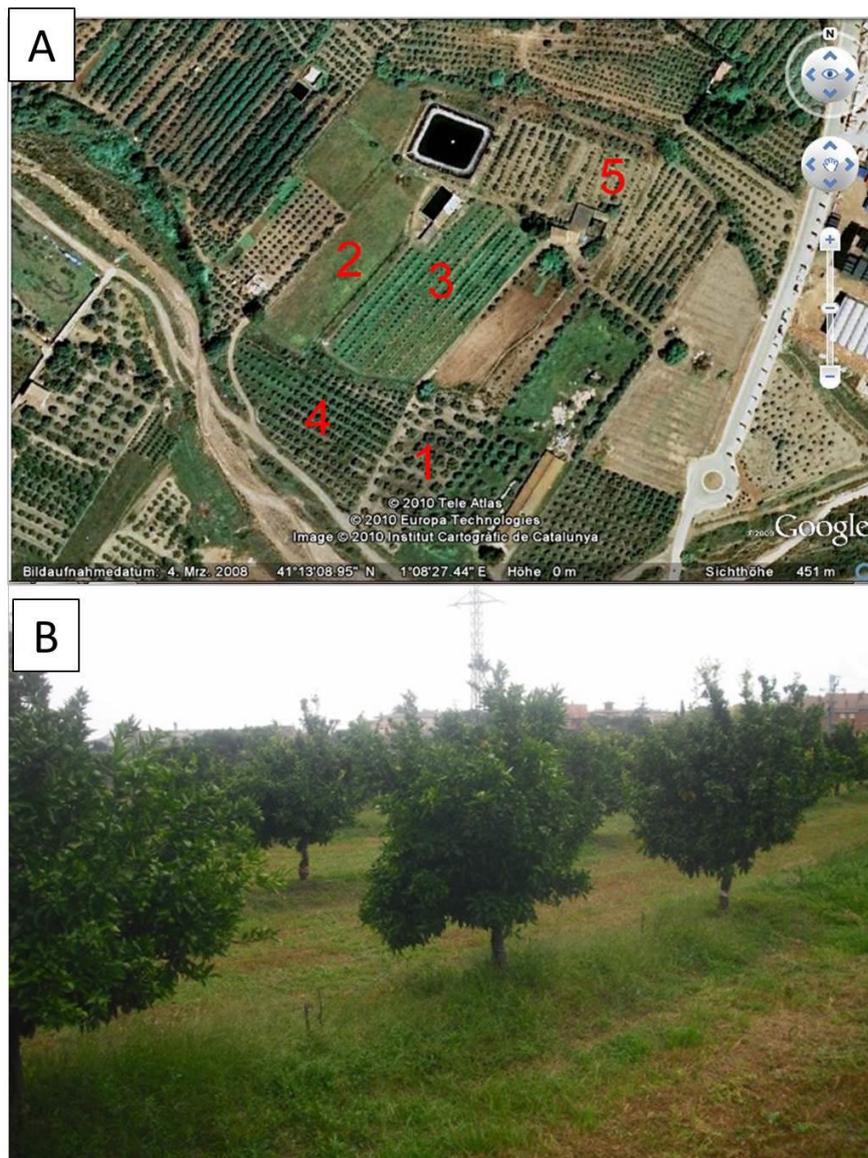
Das Untersuchungsgebiet liegt im Nordosten von Spanien (Abb. 3.1A und 3.1B) in der Nähe von Tarragona (Costa Dorada) am nördlichen Rande der Ortschaft La Selva del Camp (41°13'07"N, 1°08'35"). Es handelt sich um eine ökologisch bewirtschaftete Mandarinenplantage.



**Abbildung 3.1** Untersuchungsgebiet: A= Europa mit Nord-Ost-Spanien (rot); B= Nord-Ost-Spanien mit La Selva del Camp (A=La Selva del Camp) ungefähr 130 km südwestlich von Barcelona, (Quellen: A. mr-kartographie Ingenieurbüro und Verlag <http://www.mr-kartographie.de> (22.09.2013), B: google maps)

Auf der Plantage wachsen ungefähr 300, im Jahr 1999 gepflanzte Mandarinenbäume (*Citrus clementina* var. *Clemenules*), die auf den Wurzelstock von *Carrizo citrange* (*Poncirus trifoliata* (L.) Raf. x *Citrus sinensis* (L.) Osb.) aufgepfropft wurden (Abb. 3.2B). Die Bäume sind in Reihen auf einem kleinen Wall im Abstand von 3,30 m gepflanzt und waren zum Zeitpunkt der Untersuchung durchschnittlich 2 m hoch. Der Abstand zwischen den Baumreihen beträgt 5,50 m. Die Plantage (Abb. 3.2A, Bereich 3), wird seit 2002 ökologisch bewirtschaftet, es wird auf Insektizide, Pestizide und Fungizide verzichtet, ein organischer Dünger (Fe Biológico Pellet, Agrimartin) benutzt und eine regelmäßige und ausreichende Bewässerung der Mandarinenbäume durchgeführt (Piñol et al. 2008). Die Bewässerung wird aus einem

Regenwasser-Speicherbecken (Abb. 3.2A, nördlich der Plantage) gespeist und automatisch nach Bedarf jede zweite Nacht für ca. 1 h gestartet, die Sprinkler sind jeweils zwischen zwei Bäumen in den Reihen installiert und bewässern oberirdisch den Bereich direkt unter den Kronen der Mandarinenbäumen. Der Dünger wird in Pellet-Form auch nur direkt unter die Bäume gegeben. Die Krautschicht wird innerhalb der Reihen per Hand und dazwischen maschinell 5-6 mal pro Jahr komplett gemäht.



**Abbildung 3.2** A=Die verschiedenen Bereiche der Plantage am nördlichen Rand von La Selva del Camp: 1=Olivenhain, bewirtschaftet, 2=Brachwiese, 3=Mandarinenplantage, 4=Olivenhain, unbewirtschaftet, 5=Haselnussplantage; B=Blick auf Mandarinenbäume (Bereich 3) der Plantage nach Süden (Quelle: A: google maps, B: Katrin Brewitt 2011)

Weiterhin liegen benachbart zwei Olivenplantagen (*Olea europaea*), sowohl eine konventionell bewirtschaftete Fläche (1) als auch eine zur Zeit unbewirtschaftete Fläche (4), eine Brachwiese (2) und einen Bereich (5) mit Haselnussbäumen (*Corylus avellana*). Die Untersuchungen konzentrieren sich auf die Mandarinenplantage, für einzelne Fragen werden aber auch Bereiche der anderen Teilstücke mit

herangezogen. Auf der Mandarinenplantage ist der anthropogene Einfluss kleinräumig ein wichtiger Faktor für die Pflanzen, die Plantage wird im Gegensatz zur Umgebung gemäht und punktuell gewässert und gedüngt. Es entstehen so viele verschiedene Mikroklimabereiche und damit eine große Zahl von möglichen Nischen für die Pflanzen. Eine umfassende Aufnahme der Vegetation des gesamten Plantagebereichs (Abb. 3.2A) führte Kindermann (2010) sowohl auf der Mandarinenplantage als auch auf den angrenzenden Olivenplantagen und Brachwiesen durch. Neben den prägenden angepflanzten Zitruspflanzen (und Olivenbäumen auf den benachbarten Plantagenbereichen) wurden fast 80 weitere meist krautige Pflanzen und Gräser gefunden.

### **3.1.3 Kriterien für die Auswahl dieser spezifischen Plantage**

Die Mandarinenplantage im Nordosten von Spanien wurde als geeignete Forschungsfläche ausgewählt, da hier bereits verschiedene Freilandstudien und andere langjährige Studien zur Arthropodenfauna (Spinnen, andere Arthropoden Abb. 2.1) durchgeführt wurden, unter anderem auch mit dem angewandten Aspekt, das Verständnis zur Dynamik der Gemeinschaft und die Schädlingskontrolle und damit den Ernteertrag zu erhöhen (u.a. Piñol et al. 2008, 2009, 2010, 2012, Kindermann 2010, Platner et al. 2012, Mestre et al. 2013). Ein fest etabliertes Kodierungssystem der Plantagenbäume erlaubt eine optimale Vergleichbarkeit zwischen verschiedenen Studien. Die Plantage im mediterranen Agrarökosystem bietet aber auch durch die Anwesenheit von bis jetzt 26 gefundenen Ameisenarten eine gute Basis für Untersuchungen funktioneller Gruppen in Ökosystemen. Im Vergleich zu mitteleuropäischen Regionen zeigt sich hier mit den zusätzlichen funktionellen Gruppen der „Spezialisten für heißen Klima (HCS)“ und „Spezialisierten Prädatoren (SP)“ eine erhöhte Anzahl an funktionellen Gruppen. Die zu diesen Gruppen gehörenden Arten kommen fast nur südlich der Alpen vor (Seifert 2007). Trotzdem ist die Anzahl der Arten überschaubar, einige waldbewohnende Arten fehlen. Die Plantage bietet durch die kontrollierten und trotzdem heterogenen Bedingungen der Bewirtschaftung sehr gute Möglichkeiten, um zum Beispiel die Einflüsse des Mikroklimas zu analysieren oder Feldversuche wie Verzicht auf Mahd der Krautschicht einfach durchzuführen. Es bieten sich viele Vorteile, wenn ökologische Manipulationsexperimente in künstlichen Systemen wie Plantagen statt in natürlichen Systemen durchgeführt werden. Neben der praktischen Durchführbarkeit ist hier oft der Nachweis funktioneller Beziehungen einfacher, die in natürlichen Systemen durch eine Anzahl von komplexen Wechselwirkungen verdeckt werden könnten (Greenstone & Sunderland 1999, Polis 2000).

### **3.1.4 Mangel an Studien in mediterranen Agrarökosystemen**

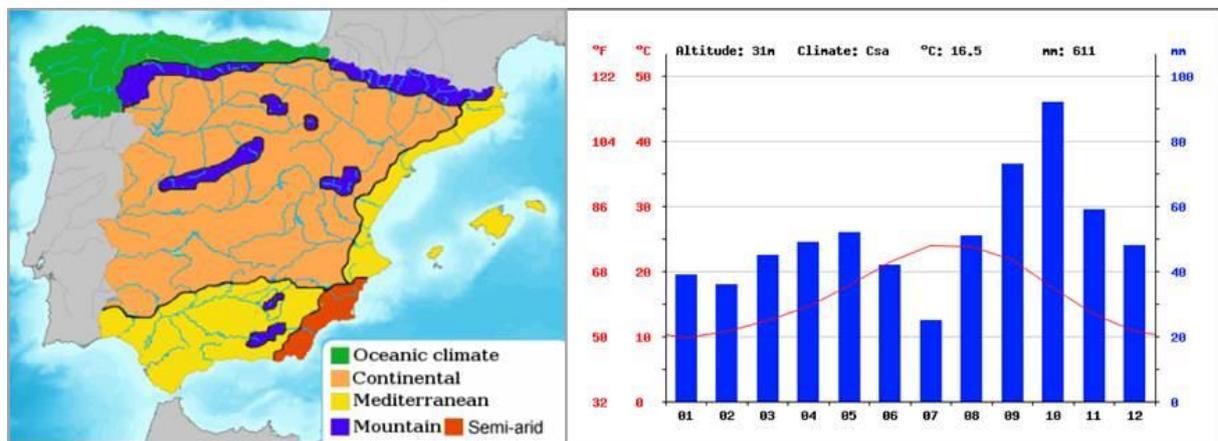
Die Untersuchung der funktionellen Vielfalt der Ameisen kann einen wichtigen Beitrag zur Beurteilung der ökologischen Funktion von Biodiversität liefern (Bihn et al. 2010). Für die Tropen existieren mehrere Studien zur funktionellen Diversität der Ameisen (Wheeler 1910, Greenslade & Greenslade 1976, Hölldobler & Wilson 1990, Andersen 1995, 1997, 2000, Blüthgen et al. 2003, Bihn et al. 2010), ebenso für die temperierte Zone (Tillberg et al. 2006, Fiedler et al. 2007, Sanders & Platner 2007, O’Grady et al. 2010). Für den mediterranen Raum gibt es dagegen kaum Studien zur funktionellen Diversität bei

Ameisen (Ottonetti et al. 2008). Roig & Espadaler fassten allerdings 2010 die bekannten Arten zusammen und Platner et al. (2012) konnten durch Analyse der Isotopenverhältnisse zu verschiedenen Jahreszeiten die Ameisen auf der untersuchten Mandarinenplantage verschiedenen trophischen Gruppen zuordnen. Es fehlen aber Studien, die die Arten direkt auf ihre Funktion in Ökosysteme hin untersuchen. Feldhaar et al. (2010) weisen in einem aktuellen Review auf die Notwendigkeit hin, weitere Studien zur trophischen Einnischung in Ameisen- und Arthropodengemeinschaften durchzuführen – auch auf einer breiten geographischen Skala.

Im Mittelmeerraum gibt es relativ viele Ameisenarten, und da dieses mediterrane Gebiet sehr lange und sehr intensiv landwirtschaftlich genutzt wurde und wird, wäre es auch für die spanische Agrarwirtschaft – als wichtigstem Wirtschaftszweig – von großer Bedeutung, die Ameisen als Ökosystemingenieure mit ihren Funktionen und Prozessen in Ökosystem besser zu verstehen.

### 3.1.5 Klima

Der Nordosten von Spanien gehört zum mediterranen Klimagebiet (Abb. 3.3) mit einem typischen aridohumiden Klima: Die Sommer sind heiß und trocken, im Winter gibt es dagegen Regenfälle bei kühlen Temperaturen. Das Jahresmittel der Niederschläge beträgt im mediterranen Gebiet 300-1000 mm, es kann aber von Jahr zu Jahr große Schwankungen geben. Die mittleren Wintertemperaturen liegen bei 7-13°C, die Sommer haben durchschnittliche Temperaturen von über 25°C (Walter & Breckle 1991). Die Durchschnittstemperaturen in Tarragona liegen bei 17,4°C und in Barcelona bei 16°C (Abb. 3.3).



**Abbildung 3.3** links: Klimazonen in Spanien (Quelle: Bertsch <http://www.spanien-urlauber.com/infos/wetter-klima/>, 22.09.2013) rechts: Klimadiagramm Barcelona (Quelle: AmbiWeb GmbH, <http://de.climate-data.org>, 23.09.2013)

### 3.1.6 Die untersuchten Arten

#### 3.1.6.1 Die Ameisenarten der Plantage

Insgesamt wurden auf der untersuchten Plantage bis Juni 2010 26 Ameisenarten (Tab. 3.1) aus 15 Gattungen gefunden. Im Vergleich dazu wurden 2002-2006 auf der gerade erst auf ökologischen Anbau umgestellten Plantage nur die 10 Ameisenarten *Lasius grandis* (44%), *Plagiolepis pygmaea*

(23,6%), *Formica rufibarbis* (15%), *Pheidole pallidula* (8,7%), *Formica subrufa* (6,8%) und zu einem sehr geringen Anteil *Tapinoma nigerrimum*, *Camponotus sylvaticus*, *Camponotus cruentatus*, *Tetramorium semilaeve* und *Camponotus foreli* gefunden (Piñol et al. 2008). Die bisher in La Selva del Camp gefundenen 26 Arten lassen sich den Unterfamilien Formicinae (11 Arten), den Myrmicinae (13 Arten), den Dolichoderinae (1 Art) und den Ponerinae (1 Art) zuordnen (Tab 3.1). Die 26 Arten wurden nach Roig & Espadaler (2010) 6 verschiedenen funktionellen Gruppen zugeordnet, es fehlen nur die Gruppe der invasiven Arten (IE) und die Gruppe der Totholz-Spezialisten (CWDS) (Tab. 2.3).

**Tabelle 3.1** Alle 26 bisher gefundenen Ameisenarten auf der ökologischen Mandarinenplantage in La Selva del Camp und ihre Zuordnung zu funktionellen Gruppen (Roig & Espadaler 2010) und ihr bisher bekanntes Ernährungsverhalten, nach Angaben von Xavier Espadaler, Abkürzungen: HCS/OH: hot climate specialists, open habitats; CCS/SH: cold climate specialists, closed habitats (shadow loving); GO: generalists, opportunists; SP: specialized predators; C: cryptic; P: Social parasit (Gómez & Espadaler 2007)

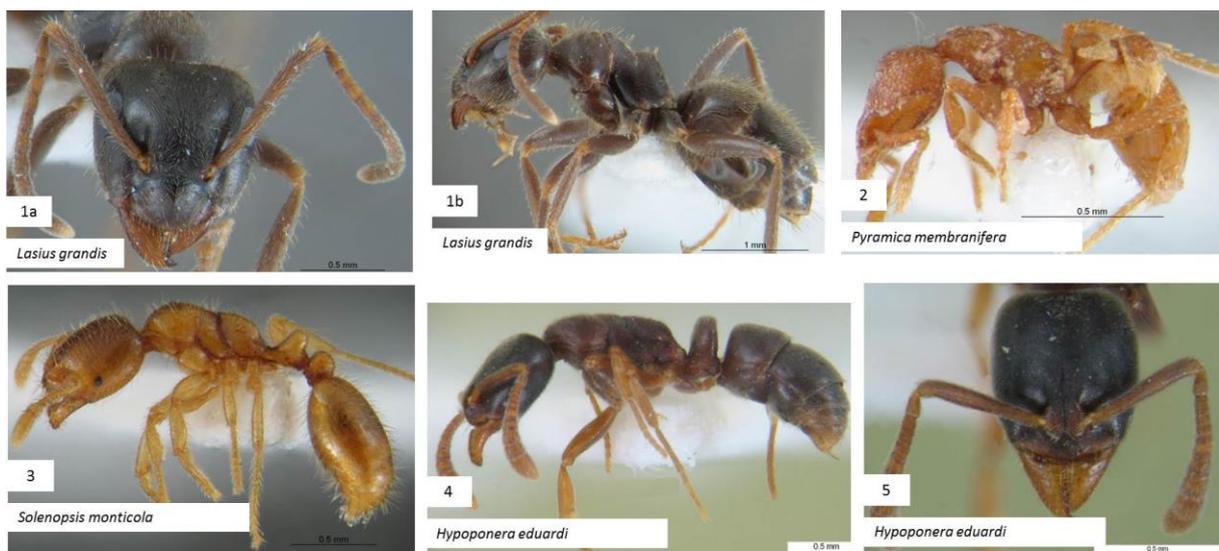
Art	Nr. in Abb. 3.4 bis 3.7	Familie	Funktionelle Gruppe	Ernährungsverhalten
<i>Camponotus aethiops</i> (Latreille 1798)	14a 14b	Formicinae	HCS/OH	trophobiotisch, nektarivor
<i>Camponotus cruentatus</i> (Latreille 1802)		Formicinae	HCS/OH	trophobiotisch, nektarivor Kot kleiner Wirbeltiere
<i>Camponotus foreli</i> Emery 1881	16a 16b	Formicinae	HCS/OH	trophobiotisch, nektarivor
<i>Camponotus pilicornis</i> (Roger 1859)		Formicinae	HCS/OH	trophobiotisch, nektarivor
<i>Camponotus sylvaticus</i> (Olivier 1792)	15a	Formicinae	HCS/OH	trophobiotisch, nektarivor
<i>Cardiocondyla mauritanica</i> Fabricius 1793		Myrmicinae	GO	zoonekrophag, granivor, nektarivor
<i>Cataglyphis ibericus</i> (Emery 1906)		Formicinae	HCS/OH	
<i>Crematogaster scutellaris</i> (Olivier 1792)		Myrmicinae	GO	
<i>Formica rufibarbis</i> Fabricius 1793	6	Formicinae	GO	Arthropoden-Kadaver, vor allem von anderen Ameisen, aber auch von anderen Insekten Samen, wahrscheinlich wegen der Elaiosomen Nektar und Pflanzensäfte
<i>Formica subrufa</i> Roger 1859	11a 11b	Formicinae	HCS/OH	Arthropoden-Kadaver, vor allem von anderen Ameisen, aber auch von anderen Insekten Samen, wahrscheinlich wegen der Elaiosomen Nektar und Pflanzensäfte

<i>Hypoponera eduardi</i> (Forel 1894)	5	Ponerinae	SP	prädatorisch (kleine hypogäische Arthropoden)
<i>Lasius grandis</i> Forel 1909	1a 1b	Formicinae	CCS/SH	trophobiotisch Je nach Zeit im Jahr sammeln auch einige Individuen (10%) Insekten (meist Psocoptera und Blattläuse) als Beute.
<i>Messor barbarus</i> (Linnaeus 1767)	13a 13b	Myrmicinae	HCS/OH	granivor; manchmal auch predatorisch (andere Insekten, wenn nicht andere Ameisenarten diese Beute schneller erbeuten)
<i>Messor bouvieri</i> Bondroit 1918		Myrmicinae	HCS/OH	granivor; manchmal auch predatorisch (andere Insekten, wenn nicht andere Ameisenarten diese Beute schneller erbeuten)
<i>Messor structor</i> (Latreille 1798)	12a 12b	Myrmicinae	HCS/OH	granivor; manchmal auch predatorisch (andere Insekten, wenn nicht andere Ameisenarten diese Beute schneller erbeuten)
<i>Pheidole pallidula</i> (Nylander 1849)	8a 8b	Myrmicinae	GO	prädatorisch (Collembolen und andere eher weiche Bodenarthropoden) detritivor (tierische und pflanzliche Reste zu gleichen Anteilen)
<i>Plagiolepis pygmaea</i> (Latreille 1798)	7	Formicinae	GO	nektarivor
<i>Plagiolepis xene</i> Stärcke 1936		Formicinae	P	Sozialparasit
<i>Pyramica membranifera</i> (Emery 1869)	2	Myrmicinae	SP	prädatorisch (Collembolen und andere eher weiche Bodenarthropoden)
<i>Solenopsis sp.</i>	3	Myrmicinae	C	Diebs-Ameise: Sie stehlen wohl aus den Gängen anderer Ameisen ihre Nahrung.
<i>Tapinoma nigerrimum</i> (Nylander 1856)	9	Dolichoderinae	GO	trophobiotisch, nektarivor, andere Flüssigkeiten aus Pflanzen, zerstörten Früchten, Schnecken und Insekten.
<i>Temnothorax niger</i> (Forel 1894)		Myrmicinae	C	
<i>Temnothorax rabaudi</i> (Bondroit 1918)		Myrmicinae	C	
<i>Temnothorax recedens</i> (Nylander 1856)		Myrmicinae	C	detritivor
<i>Tetramorium caespitum</i> cf. (Linnaeus 1758)		Myrmicinae	GO	
<i>Tetramorium semilaeve</i> (André, 1883)	10	Myrmicinae	GO	detritivor (tierische und pflanzliche Reste zu gleichen Anteilen)

Die wichtigsten Arten dieser Untersuchung werden im Folgenden kurz vorgestellt:

### *Cold Climate Specialists (CCS), Specialized Predators (SP) und Cryptic Species (C)*

Die Art *Lasius grandis* wird der Gruppe der Cold Climate Specialists (CCS, Abb. 3.4) zugeordnet, die eher beschattete Bereiche (SH=shadow habitat) bevorzugen. *Lasius grandis* lebt in Trophobiose mit Blattläusen, aber einige Individuen der Arbeiterinnen eines Nestes erbeuten nach Gómez & Espadaler (2007) auch andere Insekten (Staubläuse und Blattläuse). *Pyramica membranifera* und *Hypoponera eduardi* sind spezialisierte Räuber (SP=specialized predators, Abb. 3.4), die sich von bodenlebenden (hypogäischen) kleinen Arthropoden (z.B. Collembolen) ernähren. Arten der Gattung *Pyramica* als kryptische Arten sind extrem langsam und beobachten in der Laubstreuenschicht ihre Beute, bis die sich in einem ausreichend nahen Abstand befindet (Gómez & Espadaler 2007). Nester haben nur einige wenige Arbeiterinnen. *Hypoconera* als zoophage Gattung ernährt sich auch von toten Insekten und anderen organischen Abfällen. Die Arbeiterinnen dieser europäischen Arten sind klein mit nicht mehr als 3 mm in der Länge und leben hypogäisch. Die „kryptische“ Art (C, Abb. 3.4) *Solenopsis* sp. lebt im Boden und ihr (Ernährungs-) Verhalten ist noch nicht wirklich bekannt (Gómez & Espadaler 2007).

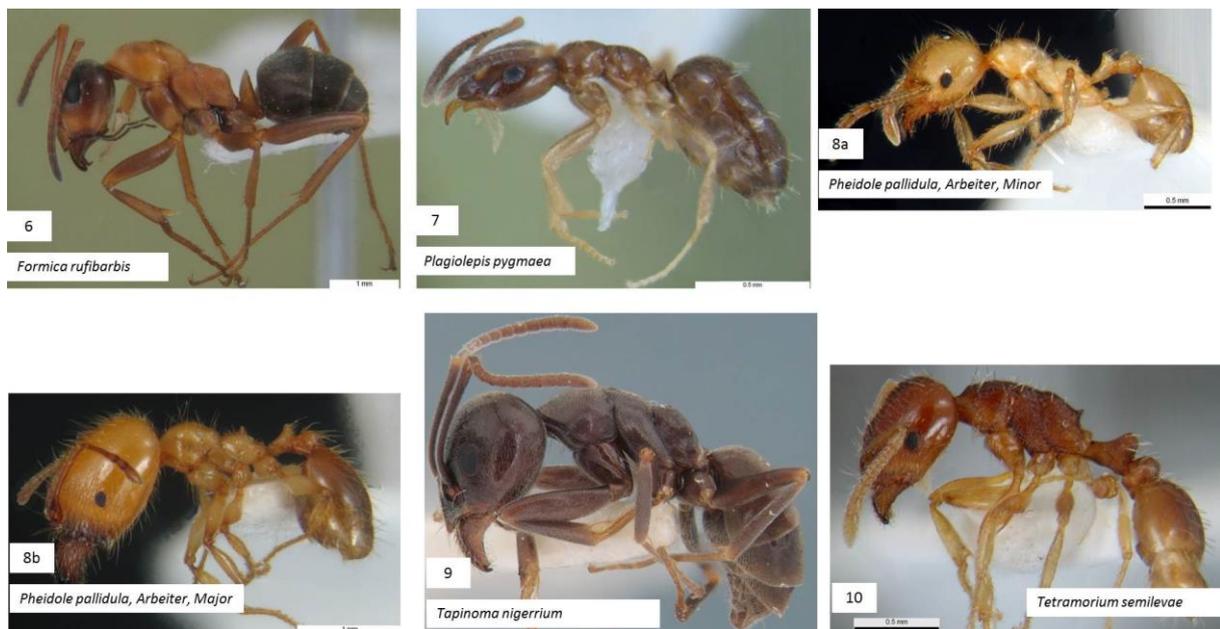


**Abbildung 3.4** Einzelne Gruppen (CCS, SP, C) La Selva del Camp *Solenopsis monticola* wird hier beispielhaft gezeigt für die *Solenopsis*-Art in La Selva, die nicht genau bestimmt ist. (Bilder: Gómez & Espadaler 2007).

### *Generalisten/Opportunisten (GO)*

Die Art *Formica rufibarbis* (Abb. 3.5) wird an Blattläusen beobachtet, aber auch an toten Insekten und anderen toten Ameisen, außerdem fressen sie auch an Samen (mit Elaiosomen), Nektar und Pflanzensäften. Sie ist eine sehr häufige Art, die Nester mit einem einzigen Eingang unter Steinen oder im Boden bewohnt. Die Arbeiterinnen sind sehr aggressiv und greifen andere Ameisenarten und Insekten an (Gómez & Espadaler 2007). Die Art *Plagiolepis pygmaea* (Abb. 3.5) ernährt sich auch nektarivor, *Tapinoma nigerrimum* wird an Blattläusen beobachtet und ist an einem leichten Zitrusgeruch gut identifizierbar (mündliche Mitteilung Espadaler und eigene Beobachtung 2010). *Tapinoma nigerrimum*

(Abb. 3.5) ist Aasfresser, bevorzugt aber süße Substanzen, die sie in der Regel von Blattläusen oder Schildläusen sammeln, die in Bäumen oder niedrigen Vegetation vorkommen. Die Art ist in Spanien weit verbreitet und kann jederzeit bei der Futtersuche beobachtet werden. Sie nistet an einer Vielzahl von Orten, an Straßen der Städte, unter Steinen, in Bäumen, etc. Einige Arten dieser Gattung etablieren Nester in Lebensräumen, die nicht sehr stabil sind (Hohlräume unter Haufen von Müll, Haufen von Grasschnitt, etc.). Diese Nester existieren nur für ein paar Tage (Gómez & Espadaler 2007). *Pheidole pallidula* (Abb. 3.5) als polymorphe Art wird zwar auch an Blattläusen beobachtet, ernährt sich aber zusätzlich noch von lebenden und toten Insekten, zuckerhaltiger Nahrung und Pflanzensamen. Bei einer lohnenden Futterquelle können Ameisenstraßen ausgebildet werden. *Pheidole pallidula* kann ein Schädling in Häusern werden. An Nestausgängen von *Pheidole pallidula* findet man oft Beutereste (remains) angehäuft (eigene Beobachtung und Retana et al. 1992). *Pheidole* als Gattung ist eine dominante Art im Zentrum der Iberischen Halbinsel (Detrain 1990). *Tetramorium semilaeve* (Abb. 3.5) ernährt sich jeweils zur Hälfte von tierischen bzw. pflanzlichen Resten (Retana et al. 1992 und eigene Beobachtungen 2010).



**Abbildung 3.5** Generalistische (GO) Ameisenarten, La Selva del Camp (Bilder: Gómez & Espadaler 2007)

### **Hot climate specialists (HCS)**

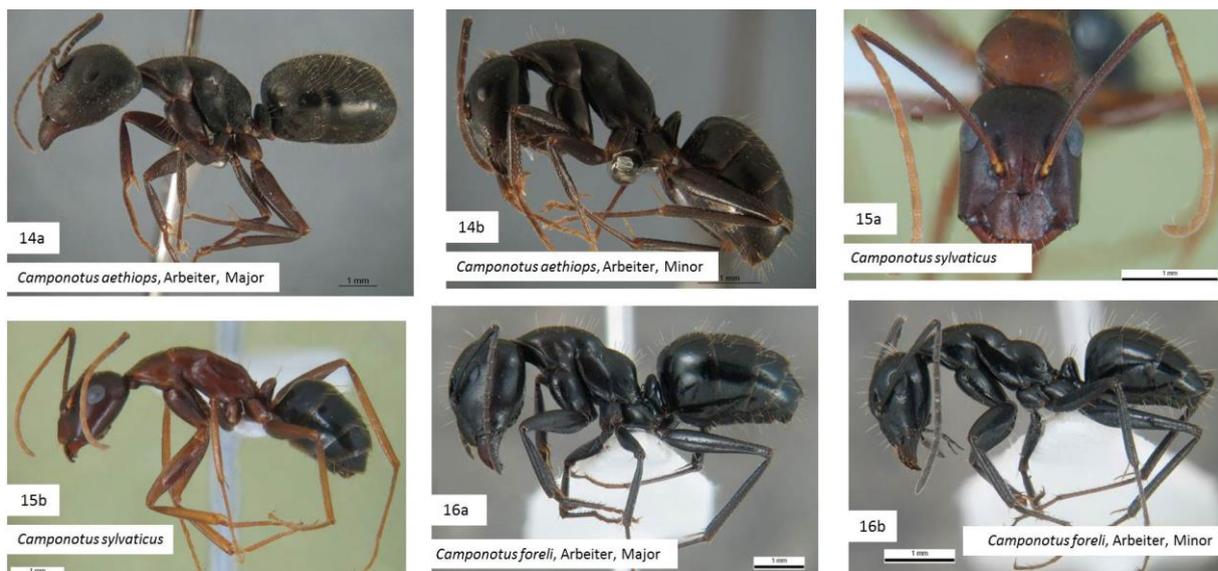
Die funktionelle Gruppe der Hot Climate Specialists (HCS) und der Ameisen, die offenen Habitate bevorzugen (OH=open habitats) ist in dieser Untersuchung mit 6 Arten vertreten: Die Arten der Gattung *Messor* sind polymorph (Abb. 3.6) und granivor, sie bilden auffällige Ameisenstraßen zwischen Nest und Futterquelle (oft Gräser, Kräuter, Sträucher, usw.). Major-Arbeiterinnen haben große quadratische Köpfe mit großen Mandibeln, um die Samen zu zerkleinern, außerdem verarbeiten sie die Abfälle, die rund um die Eingänge des Nestes verstreut sind. Die Minor-Arbeiterinnen sind insgesamt kleiner und haben im Vergleich zu den Major-Arbeiterinnen auch einen kleineren Kopf. Die Kolonien haben in der Regel eine große Individuenanzahl (Zehntausende von Individuen) und ihre Nester sind außerordentlich groß.

*Messor bouvieri*-Nester erreichen fast 3 m Durchmesser. Andere Arten, wie *Messor barbarus* oder *Messor capitatus* bauen sogar noch größere Nester (Gómez & Espadaler 2007). *Messor barbarus* und *Messor structor* (Abb. 3.6) erbeuten auch andere Insekten, wenn nicht andere Ameisenarten schneller sind, außerdem sammeln sie auch tote Insekten. *Messor barbarus* bevorzugt dabei etwas trockenere Habitate für ihre Nester als *Messor structor* (mündliche Mitteilung Espadaler 2010). Arten der Gattung *Formica* (Abb. 3.6) sind prädatorische Ameisen kleinerer Arthropoden (Cavia 1990), die sich aber auch trophobiotisch ernähren. Die Kolonien sind immer sehr groß (einige hunderttausend Arbeiterinnen, Hölldobler & Wilson 1990) und werden von den meist sehr aggressiven Ameisen heftig verteidigt. Die Arten der Untergattung *Formica* s. str. sind sehr effiziente Prädatoren und sammeln mehrere tausend Beutetiere an einem einzigen Tag (Gómez & Espadaler 2007), was auch in der Forstwirtschaft als Schädlingsbekämpfung gegen herbivore Schadinsekten genutzt wurde (Gösswald 1989). *Formica subrufa* (Abb. 3.6) ist eine trophobiotische Art, die auch mittags aktiv ist (eigene Beobachtung 2010) und in sonnigen Habitaten ihre Nester hat (mündliche Mitteilung Espadaler 2010), sonst aber ähnlich wie *F. rufibarbis* andere Insekten und Pflanzensäfte und Nektar zu sich nimmt.



**Abbildung 3.6** HCS/OH1 Ameisenarten, La Selva del Camp (Bilder: Gómez & Espadaler 2007)

Arten der Gattung *Camponotus* laufen bevorzugt auf Bäume, um sich vom Honigtau der Blattläuse zu ernähren. Es ist aber eine Gattung mit etwa 1.000 Arten, die größte der Formicidae, deshalb kommen auch viele andere Ernährungsformen vor, beispielsweise die Erbeutung anderer Arthropoden. Die Koloniegröße variiert zwischen 200 bei *Camponotus confusus* und mehr als 15.000 Individuen bei *Camponotus herculeanus* (Gómez & Espadaler 2007). Die hier untersuchten drei Arten dieser Gattung (Abb. 3.7), *Camponotus aethiops*, *Camponotus foreli* und *Camponotus sylvaticus* ernähren sich vornehmlich von zuckerhaltigen Flüssigkeiten wie Nektar und Honigtau. *Camponotus foreli* hat als Nesteingang nur eine einfache kleine Öffnung im Boden und ist daher sehr schwer zu finden, und verlässt das Nest immer in einer Gruppe (mündliche Mitteilung Espadaler 2010).



**Abbildung 3.7** HCS/OH 2 Ameisenarten, La Selva del Camp (Bilder: Gómez & Espadaler 2007)

### 3.1.6.2 Blattläuse

Es gibt weltweit ca. 4000 Blattlausarten (Remaudière & Remaudière 1997 in Stadler & Dixon 2005). Typischerweise kommen sie sowohl in ungeflügelten als auch geflügelten Formen vor, wobei die ungeflügelten der Massenvermehrung durch Parthenogenese im Sommer und die geflügelten durch geschlechtliche Fortpflanzung der Verbreitung im Herbst und dem Wirtswechsel dienen. Das Winter-Ei der Blattläuse ist sehr widerstandsfähig und frostresistent (Stadler & Dixon 2005). Blattläuse können Zeiten mit vielen, aber kurzlebigen Ressourcen im Sommer durch eine schnelle Vermehrung („peak“) gut ausnutzen. Die geflügelten Individuen dienen der räumlichen Verbreitung und die ungeflügelten Individuen der Reproduktion. Die Blattläuse ernähren sich über ihren Stechrüssel von Phloemsaft, der reich ist an Zuckern, aber wenig Stickstoff enthält. Deshalb nehmen sie große Mengen des Phloemsaftes auf, mehr als sie an Zuckern benötigen und scheiden den Rest als Honigtau wieder aus. Sie haben einen geringen Fett-Anteil (Reserve) im Körper und zeigen eine hohe Wirtspflanzen-Spezifität, deshalb können sie nicht so viel Energie darauf verwenden, ihre Wirtspflanzen zu suchen (Stadler & Dixon 2005). Blattläuse erreichen eine Körperlänge von 1-10 mm (Dixon 1998). Sie können auch in Trophobiose mit Ameisen (Formicidae) leben, bei der die Blattläuse den Honigtau abgeben und von den Ameisen Schutz vor Prädatoren erhalten. Ameisen können durch diesen Schutz auch eine Verbreitung der Blattläuse unterstützen. Andererseits kontrollieren sie aber auch die Kolonien der Blattläuse, in dem sie dafür sorgen, dass sie sich nicht weiter verteilen, sondern an ihren betreuten Plätzen bleiben. Oliver et al. (2007) beschreibt die Bewegungseinschränkung der Blattläuse durch Chemikalien der Ameisen (Allomone) beispielsweise durch das Verhindern des Wachstums von Flügeln. In ihrer Eigenschaft als Pflanzensaftsauger können Blattläuse als Schädlinge immense wirtschaftliche Schäden verursachen: zum einen schädigen sie die Pflanzen direkt, viel wichtiger ist aber die Schädigung der Pflanzen durch Übertragung von Pflanzenviren und die dadurch bedingten Krankheiten der Pflanzen (zum Beispiel bei

Kartoffeln, Radcliffe & Ragsdale 2002). Von Blattläusen befallen werden können praktisch alle Pflanzenarten. Natürliche Feinde der Blattläuse können sein: Marienkäfer und deren Larven, Schwebfliegenlarven, Florfliegenlarven, Schlupfwespenlarven, Raupenfliegen, Raubwanzen, Laufkäfer, Weichkäfer, Spinnen und auch Vögel (Dixon 1998).



**Abbildung 3.8** Blattläuse: links: Kolonie von *Aphis* sp. an einem Blatt eines Mandarinenbaumes, rechts: *Formica subrufa* besucht eine Blattlauskolonie von *Aphis* sp. auf einem Mandarinenbaum (Fotos: Katrin Brewitt 2010)

In La Selva del Camp wurden im Juni 2010 zur Zeit der normalerweise höchsten Abundanz der Blattläuse 20 Blattlausarten gefunden (Tab. 3.2). Insgesamt wurden 23 Arten dort beschrieben. Mit einem Anteil von 96% (Individuen) wurden in den Jahren 2002-2006 die Arten *Aphis spiraecola* und *Aphis gossypii* (Abb. 3.8) am häufigsten gefunden (Piñol et al. 2008).

**Tabelle 3.2** Blattlausarten, La Selva del Camp (Juni 2010) mit ihrer Beziehung zu Ameisen und ihrem Wirtspflanzenverhalten (persönliche Mitteilung von Nico Perez, 2011), *Icerya purchasi* und *Ceroplastes sinensis* sind Schildläuse!

Art	Besucht von Ameisen	Wirtspflanzenverhalten	Beschreibung
<i>Aphis fabae</i>	ja	polyphag	schwarz
<i>Aphis gossypii</i> (Glover)	ja	polyphag	verursacht die eingerollten Blätter an Mandarinenbäumen
<i>Aphis spiraecola</i> (Patch)	ja	polyphag	
<i>Aphis umbrella</i>	ja	Malvaceae	syn. <i>Aphis malvae</i>
<i>Baizongia pistaciae</i> (Linnaeus 1767)	ja	<i>Pistacia</i> spp. (erster Wirt) und Graswurzeln (zweiter Wirt)	weiß, Wurzellaus an <i>Avena barbata</i>
<i>Brachycantus cardui</i>	ja	<i>Prunus</i> spp. (erster Wirt), Asteraceae und Boraginaceae (zweiter Wirts)	schwarz glänzend, grüne Streifen

<b><i>Brachycaudus amygdalinus</i></b> (Schouteden 1905)	ja	<i>Prunus persicae</i> , <i>Prunus amygdalus</i> (erster Wirt) und <i>Polygonum</i> spp. (zweiter Wirt)	früher: <i>Mordvilkomemor</i>
<b><i>Brachycaudus persicae</i></b> (Passerini 1860)	ja , obligat	<i>Prunus</i> spp. ( <i>P. persica</i> , <i>P. armeniaca</i> , <i>P. domestica</i> , <i>P. spinosus</i> )	braun, früher: <i>Scrophulaphis</i>
<b><i>Brevicoryne brassica</i></b>	nein	Brassicaceae	haben nie Ameisen
<b><i>Corylobium avellanae</i></b> (Schränk 1801)	nein	<i>Corylus avellana</i>	grün mit großen Siphonen
<b><i>Dysaphis plantaginea</i></b> (Passerini 1860)	ja	<i>Malus</i> sp. (erster Wirt) und <i>Plantago</i> spp. (zweiter Wirt)	früher: <i>Pomaphis</i>
<b><i>Geoica utricularia</i></b> (Passerini 1856)	ja	<i>Pistacia</i> spp. (erster Wirt) und Graswurzeln (zweiter Wirt)	Wurzellaus an <i>Avena barbata</i> , gelblich-weiß
<b><i>Hyalopterus amygdali</i></b> (E. blanchard 1840)	nein	<i>Prunus amygdalus dulcis</i>	grün-gelblich, mit Wachs, kurze Siphone
<b><i>Hyperomyzus lactucae</i></b>	nein	<i>Ribes</i> spp. (erster Wirt) und <i>Sonchus</i> spp. (zweiter Wirt)	kleine Pflaumenlaus
<b><i>Mycus persicae</i></b>	nein	polyphag	
<b><i>Myzocallis coryli</i></b> (Goeze 1778)	nein	<i>Corylus avellana</i>	früher: <i>Myzocallis</i> , gelb mit kurzen Siphonen
<b><i>Sitobion avenae</i></b>	nein	Gramineae = Poaceae	auch Proben mit Parasiten dran gefunden
<b><i>Uroleucon sonchi</i></b>	nein	<i>Sonchus</i> spp.	haben nie Ameisen
<b><i>Icerya purchasi</i></b> (Maskell)	ja		Schildläuse (Coccoidea), Australische Wollschilddlaus
<b><i>Ceroplastes sinensis</i></b> (Del Guercio)	ja	an Mandarinenbaum	Schildläuse (Coccoidea)

### 3.2 Allgemeine Methodik

Im Folgenden werden nur die allgemeinen Methoden beschrieben, weitere spezifische Methoden sind jeweils in den Kapiteln 4 – 6 erläutert. Die Daten zur vorliegenden Arbeit wurden zwischen Juni 2010 und September 2012 (Tab. 3.3) in Spanien, La Selva del Camp, aufgenommen.

**Tabelle 3.3** Termine Freilandarbeit

Datum	Hauptthema
06.06.-01.07.2010	Erfassung Ameisen, trophobiotische Ameisen, Erfassung von Begleitdaten
04.10.-13.10.2010	Methodenstudie, Vorbereitung Freiland-Experiment, Erfassung von Begleitdaten
30.05.-21.06.2011	Freiland-Experiment 1, Ernteameisen, Prädatoren beobachten, Erfassung von Begleitdaten
15.09.-09.10.2011	Freiland-Experiment 2, Prädatoren, Erfassung von Begleitdaten
September 2012	Freiland-Experiment 3, Erfassung von Begleitdaten

#### 3.2.1 Erfassungsmethoden der Ameisen- und Arthropodendiversität

Die Erfassung der Ameisen- und Arthropodendiversität erfolgte mit verschiedenen Methoden, die zu Beginn der Studie miteinander verglichen wurden, um den zeitlichen Aufwand der Erfassung zu ermitteln und Vor- und Nachteile beschreiben zu können. Alle Arten wurden bestimmt mit Collingwood (1978), Gómez & Espadaler (2007) und Seifert (1992, 2007). Nachbestimmungen erfolgten durch Xavier Espadaler.



**Abbildung 3.9** Verschiedene Fang-Methoden: A: Abgehen des Gebietes: Nesteingang als Hinweis auf ein *Pheidole pallidula*-Nest, Juni 2010, Durchmesser ca. 5 cm; B: Ködermethode: Objektträger mit Honigwasser, Thunfisch mit Öl, daneben Nudeln, *Pheidole pallidula* am Honigwasser; C und D: Methode Bodenfallen, Juni 2011, (Fotos: Katrin Brewitt 2010 und 2011)

### 3.2.1.1 Erfassung der Ameisen durch Beobachten

Die ausgewählte Fläche wurde an 3 Terminen (Tab. 3.4) durch Beobachten der Bodenoberfläche nach auffälligen Hinweisen auf ein Ameisennest untersucht. Das kann artabhängig beispielsweise ein Erdaushub (*Pheidole pallidula*, Abb. 3.9A), eine gehäufte Ansammlung von Ameisen, eine Ameisenstraße, ein frischer Bodenaushub am Rand eines Steines oder eine Öffnung im Boden sein. Der am 12.06.2010 untersuchte Bereich hatte fast keine Krautschicht, die Nester waren schnell zu erkennen. Die später untersuchten Bereiche hatten eine ausgeprägtere Krautschicht. Je dichter die Krautschicht war, desto schwieriger war das Auffinden der Nester. Die Methode ist stark abhängig von der Erfahrung des Beobachters. Nester findet man immer besser morgens und abends, da die Ameisen mittags im mediterranen Raum kaum Aktivität zeigen (Espadaler, mündliche Mitteilung am 24.06.2010). Die Bestimmung der Arten erfolgte direkt im Gelände mit Hilfe einer Lupe (10fache Vergrößerung) bzw. später unter dem Binokular.

**Tabelle 3.4** Methode 1 (Erfassung der Ameisenarten durch Abgehen des Gebietes und Beobachtung), Ergebnisse

Datum	Gefundene Nester	Abgesuchte Fläche	Benötigte Zeit
12.06.2010	8	4 x 4,70 m=18,8 m <sup>2</sup>	10 min
13.06.2010	5	4 x 4,70 m=18,8 m <sup>2</sup>	27 min
13.06.2010	6	8 x 4,70 m=37,6 m <sup>2</sup>	39 min

### 3.2.1.2 Erfassung durch Köder

Mit Ködern bestückte Objektträger (Abb. 3.9B) wurden in einem engmaschigen Raster (Abstand 100 cm) auf der zu untersuchenden Fläche ausgebracht. Die Köder bestanden aus Honigwasser (für die trophobiotischen, nektarivoren, pantophage Ameisen), zerkleinertem Thunfisch aus der Dose mit Öl (für die zoophagen und pantophagen Ameisen) und ca. 2-4 mm großen Hartweizennudeln (für die granivoren und pantophagen Ameisen). Die Objektträger wurden zum besseren Auffinden in der Vegetation mit kleinen Markierungen versehen und regelmäßig kontrolliert. In bestimmten Zeitabständen wurden die anwesenden Ameisenarten bestimmt und ausgezählt bzw. die Anzahl geschätzt. Sich eventuell bildende Ameisenstraßen wurden zurückverfolgt, um das Nest zu kartieren.

Die Methode war sehr aufwendig, in höherer Vegetation wurde es sehr schwierig, die Objektträger zu platzieren und zu beobachten. Meist wurden nur Nester gefunden, die sich in unmittelbarer Nähe der Köder befinden (bei *Pheidole pallidula* zum Beispiel, Abstand 7 cm). Geeignet ist die Methode für Arten, die klein sind und die man sonst gar nicht sehen würde (z.B. *Plagiolepis pygmaea*) und wenn man schnell eine grobe Einschätzung über die an diesem Standort vorkommenden Arten bekommen möchte. Nach einer Stunde befanden sich aber an fast allen Ködern Ameisen. Die Köderdichte müsste aber höher sein, um alle Nester zu finden: *Pheidole pallidula* war mit dieser Methode nur zu erfassen, wenn sich die Köder in nächster Nähe des Nestes befanden. Bei einem Abstand der Köder bis 10 cm zum Nest waren viele Individuen von *Pheidole pallidula* zu finden, bei einem Abstand von 30-40 cm bis zum nächsten Nest erschienen keine Individuen am Köder. Um zu erkennen, welche Nahrungsquelle (Honig oder

Thunfisch) von den Ameisen bevorzugt wird, wäre es besser, diese auf verschiedenen Objektträgern anzubieten. Nudeln wurden bevorzugt genommen, wenn sie aufgeweicht waren (zu erkennen am nächsten Tag, da waren die Nudeln in der Nacht durch die Bewässerung feucht). Der Bewegungsradius beträgt bei *Lasius grandis* 5 m, bei *Formica rufibarbis* und *Formica subrufa* 10 m (Espadaler, mündliche Mitteilung am 24.06.2010). Es wurden im Vergleich zu Methode 1, die auch auf einer Teilfläche dieser Fläche durchgeführt wurde, keine neuen Nester gefunden. Die Bestimmung der Arten erfolgte direkt im Gelände mit Hilfe einer Lupe (10fache Vergrößerung) bzw. später unter dem Binokular.

### **3.2.1.3 Erfassung mit der Berlese-Apparatur bei Bodenameisen**

Bodenameisen (z.B. *Pyramica membranifera* und *Hypoconereta eduardi*) sind schwer durch Beobachten zu finden, da sie selbst und ihr Bewegungs-Radius sehr klein sind, so dass sie auch durch Beköderung eventuell nicht erfasst werden können. In einem ausgewählten Bereich wurde die Vegetation entfernt, und der Boden (50 cm x 50 cm) bis zu einer Tiefe von 5 cm abgetragen und in einen Transportbehälter gegeben (=12,5 Liter). Nach Entfernen von Streu, Ästen und Steinen wurde die Bodenprobe für 24 Stunden in eine Berlese-Apparatur (Brucker & Kalusche 1990) gegeben. Insgesamt wurden für die Entnahme und Aufbereitung der Proben 40 min benötigt. Nach Ablauf der Zeit wurden die Proben mit Hilfe eines Binokulars sortiert und die Arten bestimmt (pro Probe 30 min).

### **3.2.1.4 Erfassung mit der Klopfmethode**

Um Ameisen und andere Arthropoden von den Baumkronen zu sammeln, wurde ein Stock nach einem standardisierten Verfahren je 3x auf zwei entgegengesetzte Seiten der Baumkrone geschlagen und alle Organismen mit einem weißen 1 m<sup>2</sup> großen Klopfschirm aufgefangen und direkt mit einem Exhaustor eingesammelt und in 70%igen Ethanol gegeben (genaue Beschreibung der Methode in Piñol et al. 2008, 2009). Die Bestimmung der Arten erfolgte direkt im Gelände mit Hilfe einer Lupe (10fache Vergrößerung) bzw. später unter dem Binokular.

### **3.2.1.5 Bodenfallen**

Bodenfallen wurden benutzt, um die Zusammensetzung der am Boden lebenden Ameisen bzw. Arthropoden zu bestimmen (Bestelmeyer et al. 2000). In dieser Studie wurden die Bodenfallen in einem Raster direkt neben den Stämmen der Mandarinenbäume (je 2 pro Baum) ausgebracht. Die Bodenfallen (Abb. 3.9 C und D) hatten einen Durchmesser von 5,5 cm, eine Tiefe von 7,0 cm und waren mit einer Spülmittel (1 Tropfen pro Falle)-Wasser-Lösung gefüllt. Die Fallen waren pro Sammelperiode 48 Stunde geöffnet. Die Bestimmung der Arten erfolgte unter dem Binokular.

### **3.2.1.6 Aktivitätszählung am Stamm**

Durch Zählungen der an einem Mandarinenbaumstamm laufenden Ameisen kann die Aktivität der Ameisen an verschiedenen Bäumen in verschiedenen Bereichen der Plantage miteinander verglichen werden, es kann eine quantitative Überprüfung des Nahrungs-Such-Verhaltens der Ameisen erfolgen. Pro Baum wurden alle Ameisen (mit Hilfe eines Zählers und einer Stoppuhr) nach Arten ausgezählt, die in 2

Minuten an 10 cm an einer Seite des Stammes (ca. 15-20 cm Durchmesser) nach oben und nach unten laufen.

### 3.2.1.7 Vergleich der Methoden Zusammenfassung

**Tabelle 3.5** Vergleich der Fang-Methoden

Methode	Vorteile	Nachteile
1. Erfassung durch Abgehen des Gebietes und Beobachtung	keine Veränderungen an den Nestern, Ameisen werden nicht getötet oder beeinträchtigt, Beobachtung des Verhaltens möglich, genaue Lage der Nester kann kartiert werden	zeitaufwendig, Vorwissen und Erfahrung nötig
2. Erfassung durch Köder	Espadaler: 90% der Nester können so gefunden werden, gute Beobachtung des Verhaltens möglich, gut zum ersten Auffinden der Arten in einer Fläche	selektive Methode, es ist eine enge Köderdichte nötig, um Arten mit geringem Laufradius ( <i>P. pallidula</i> : max. 30 cm) zu erfassen, zeitaufwendig, da ständige Beobachtung nötig
3. Erfassung durch gezieltes Umgraben bei Bodennameisen	alle Arten in einer Bodenprobe können erfasst werden, auch kleine Bodennameisen können gefunden werden	destruktiv, kann sehr unergiebig sein, wenn man sonst keine Hinweise hat, nur kleinräumige Bereiche (max. 1x1 m) Töten der Tiere in der Apparatur
4. Klopfmethode	standardisierte vergleichbare Methode	aufwendig,
5. Bodenfallen	einmal ausgebracht können die Fallen mehrmals geöffnet werden, vergleichbare Methode, nicht sehr arbeitsintensiv, wenn die Fallen einmal ausgebracht wurden.	selektive Methode, mit der ausschließlich am Boden laufende Arten gefangen werden, ev. werden einige Arten bevorzugt gefangen, die die Lösung in den Fallen attraktiv finden, Tiere werden getötet, Einfluss auf spätere Analysen durch die Fallen-Flüssigkeit

Für die Bestimmung der Ameisendiversität ist es besser, mehrere Methoden zu benutzen, da so die Selektivität von z.B. Bodenfallen (nur bodenlaufende Ameisen) ausgeglichen werden kann (Majer 1997). Das Anwenden mehrerer Methoden gleichzeitig steigert die Effizienz (Majer & Delabie 1994). Ein Nachteil dabei ist, dass die Methoden nicht unbedingt miteinander vergleichbar sind.

### 3.2.2 Mikroklimamessungen

Das Mikroklima ist für die Ameisen grundsätzlich ein wichtiger Umweltfaktor; um überhaupt aktiv zu sein, benötigen sie eine Mindesttemperatur, ihre Larven benötigen Temperaturen von mindestens 20°C (Hölldobler & Wilson 1990). Da auf der Plantage vielfältige Mikroklimabereiche existieren, sollen diese Bereiche mit Hilfe der Messungen genauer definiert werden. Das Mikroklima der Plantage ist abhängig vom aktuellen Wetter, dem Sonnenstand, der vorhandenen Vegetation mit der entstehenden Beschattung (Abb. 3.10) und der Bewässerung am direkten Standort. Die Zwischenreihen werden mehrmals pro Jahr

gemäht, die Vegetation ist dort meist nur bis zu 5 cm hoch. Es gibt Bereiche, die bewässert werden (in den Baumreihen selbst) und Bereiche, die nicht bewässert werden (zwischen den Baumreihen). Um alle möglichen kleinräumigen Klimazonen in dem für Ameisen relevanten Bereich abzudecken, wurde daher an verschiedenen Terminen in den Jahren 2010 und 2011 das Mikroklima in einem räumlichen und in einem zeitlichen Gradienten auf der Plantage aufgenommen. Gemessen wurden jeweils verschiedene Temperaturen, Licht und teilweise auch die Bodenfeuchte. Das Licht wurde als Beleuchtungsstärke in Lux in ( $\text{lm m}^{-2}$ ) gemessen und anschließend für Sonnenlicht umgerechnet in Photosynthetic Photon Flux (PPF)  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (auch  $\mu\text{Einstein m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). Gemessen wurde mit digitalen Einstech-Thermometern (Testo-Einstechthermometer: Messbereich minus 50 bis  $+150^\circ\text{C}$ ; Genauigkeit  $\pm 1^\circ\text{C}$  (minus 30 bis  $+150^\circ\text{C}$ )) und einem Luxmeter (Testo 540: Lux-Bereich: 0...99999 Lux, Messfehler Lux:  $\pm 3\%$ , Testo AG Testo-Straße 1 79853 Lenzkirch Deutschland).

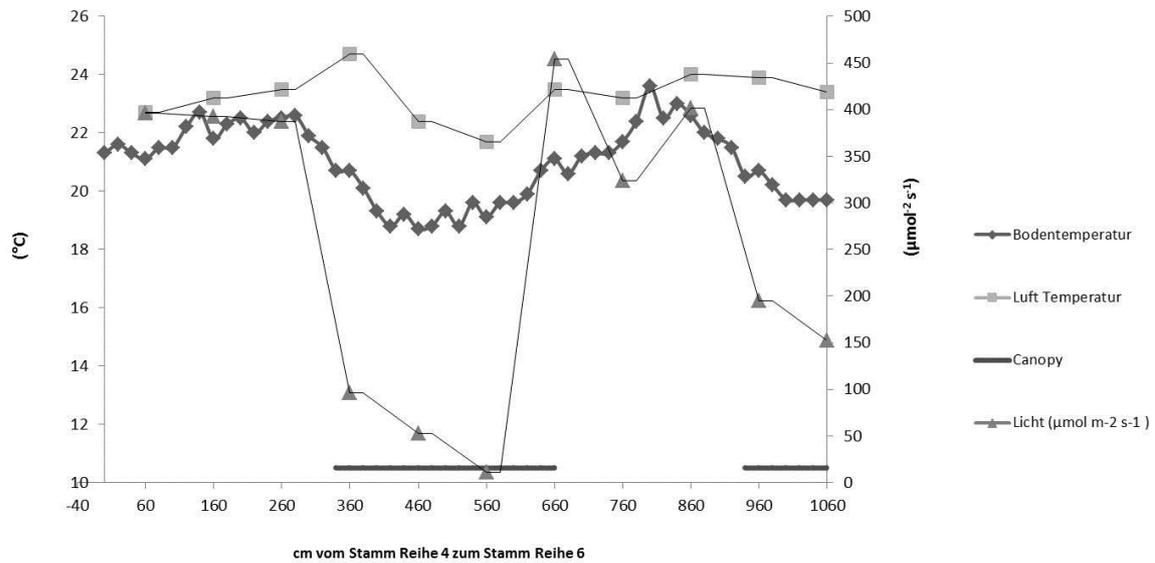
### 1. Räumlicher Mikroklima-Gradient durch die Baumreihen

Der Mikroklimagradient umfasste einen Bereich, der über 3 Reihen der Mandarinenbäume reicht (Reihe 4-6, Abb. 3.10).

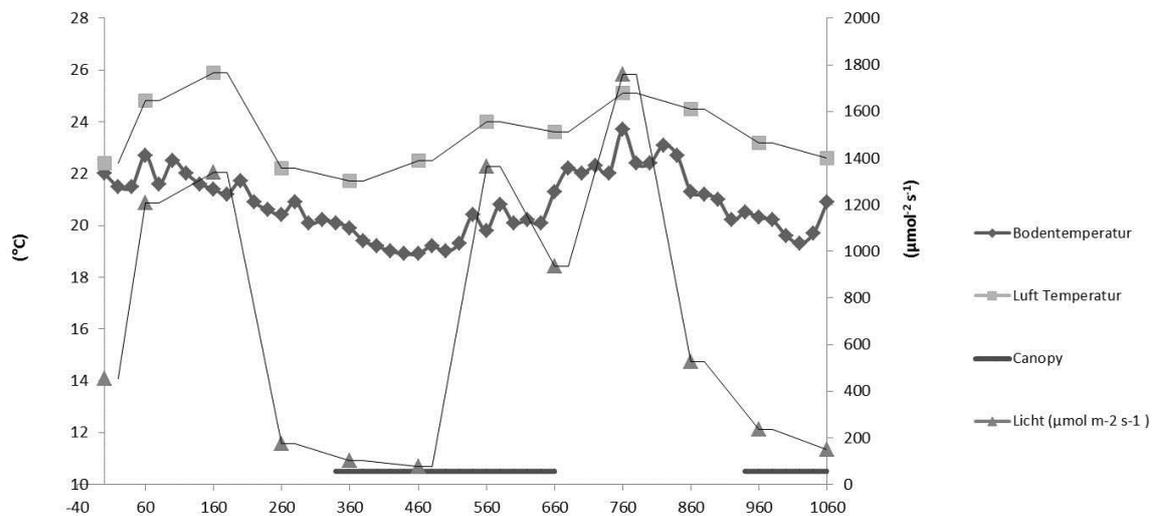


**Abbildung 3.10** Blick aus den Zwischenreihen auf die Reihen 4 und 5 (links), bzw. 5 und 6 (rechts): Bereich, in dem der Mikroklimagradient aufgenommen wurde, unterschiedliche Tageszeiten (links: 20 Uhr, rechts: 18.30 Uhr) (Fotos: Katrin Brewitt)

Am 08.06.2010 (Abb. 3.11) und am 10.06.2010 (Abb. 3.12) wurden jeweils zur gleichen Uhrzeit um 11.30 Uhr beispielhaft für einen bewölkten bzw. einen sonnigen Tag Daten aufgenommen. Die Bodentemperatur des Bodens in 5 cm Tiefe wurde alle 20 cm gemessen, die Werte für Lufttemperatur und Licht (am Boden) wurden jeweils einmal pro Meter gemessen. Zusätzlich wurde notiert, ob sich der Messpunkt im Bereich unter der Baumkrone (*canopy*) befand.



**Abbildung 3.11** Mikroklimagradient von Reihe 4 zu Reihe 6, gemessen um 11.30 Uhr, 08.06.2010, wolkiger Tag. canopy: hier wird der Bereich von der Baumkrone überragt



**Abbildung 3.12** Mikroklimagradient von Reihe 4 zu Reihe 6, gemessen um 11.30 Uhr, 10.06.2010, sonniger Tag. canopy: hier wird der Bereich von der Baumkrone überragt

An beiden Terminen waren Luft- und Bodentemperatur deutlich abhängig davon, in welchen Bereich der Wert gemessen wurde: wenn der Bereich im Schatten unter der Baumkrone eines Mandarinenbaumes in den Reihen lag, zeigten sich niedrigere Temperaturen als wenn der Messpunkt in einem Bereich ohne Baumkrone lag. Der Lichtwert war geringer unter der Baumkrone (Schatten), genau wie die Luft- und

auch die Bodentemperatur an beiden Terminen. Die Schwankungen der Bodentemperatur waren aber an beiden Tagen am geringsten (geringe S.E., Tab. 3.6 und Tab. 3.7). Dagegen waren Lufttemperatur und Lichteinstrahlung unterschiedlich je nach Wetter. Auch die höhere Standardabweichung bei der Lufttemperatur zeigte die Schwankungen, die durch die Bedeckung durch Vegetation in der Luft entstehen können.

**Tabelle 3.6** 8.6.10, bewölkter Tag

	<b>Bodentemperatur</b> (°C, n=54)	<b>Lufttemperatur</b> (°C, n=11)	<b>Lichtstärke PPF</b> ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , n=11)
MW	20,9	23,3	259
S.E.	0,175	0,246	49
Max	23,6	24,7	463
Min	18,7	21,7	11

**Tabelle 3.7** 10.06.2010, sonniger Tag

	<b>Bodentemperatur</b> (°C, n=54)	<b>Lufttemperatur</b> (°C, n=11)	<b>Lichtstärke PPF</b> ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , n=11)
MW	20,8	23,5	703
S.E.	0,164	0,382	172
Max	23,7	25,9	1758
Min	18,9	21,7	74,5

Räumlich entstand das erwartete, sehr kleinräumige und heterogene Mikroklima, bedingt durch die vorhandene Vegetation und auch die aktuelle Witterung.

## 2. Zeitlicher Mikroklimagradient an 4 Messpunkten

Um die zeitlichen Veränderungen über den Tag für alle Mikroklimabereiche zu dokumentieren, wurden 4 Messstellen eingerichtet, die alle Kombinationsmöglichkeiten der Faktoren Bewässerung und Beschattung berücksichtigten (Tab. 3.8).

**Tabelle 3.8** Die 4 möglichen Mikroklimabereiche (siehe auch Abb. 3.13A)

<b>Nr.</b>	<b>Bewässerung</b>	<b>Beschattung durch Mandarinenbaum</b>	<b>Beschreibung</b>
<b>1</b>	ja	ja	unter einem Baum in der Baumreihe, kühl und feucht
<b>2</b>	nein	nein	zwischen den Reihen, heiß und trocken, Gräser
<b>3</b>	nein	ja	Westseite des Baumes, gemäht
<b>4</b>	ja	nein	Südseite des Baumes, nicht gemäht, sonnig und feucht

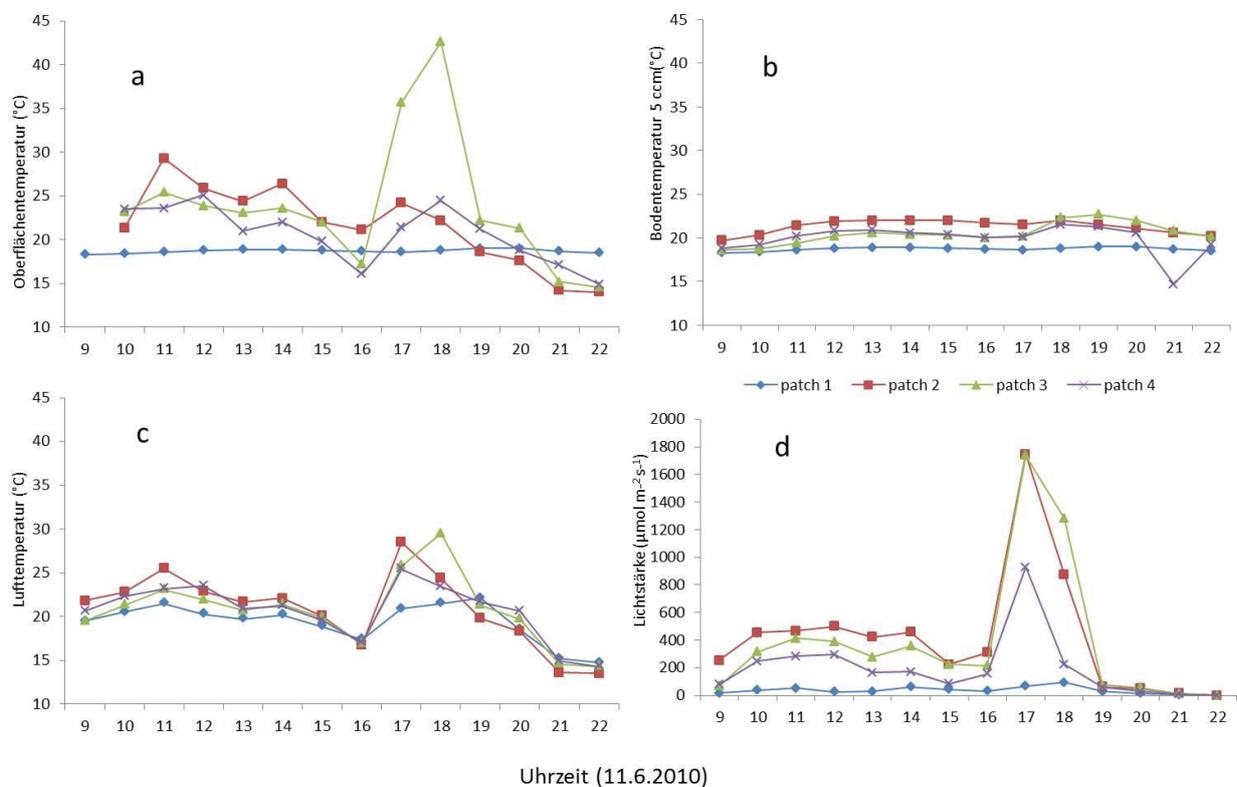
An den in Abb. 3.13A markierten Stellen wurden Tagesläufe von Boden-, Luft- und Oberflächentemperatur und das Licht alle 60 Minuten von 9 bis 22 Uhr (MESZ) manuell erfasst. Die Bodentemperatur wurde in 5 cm Bodentiefe gemessen, Oberflächentemperatur und Licht an der

Bodenoberfläche und die Lufttemperatur in 10 cm Höhe über dem Boden. Einmalig wurde in den Mikroklimabereichen 1 bis 4 im Juni 2010 jeweils eine Bodenprobe in 5 cm Tiefe entnommen und der prozentuale Wassergehalt des Bodens gravimetrisch ermittelt.



**Abbildung 3.13** A: Mikroklimabereiche 1 bis 4 (Tab. 3.8) in den Mandarinenbaumreihen. B: Bewässerungssystem mit Leitungen und Sprinkler (nicht sichtbar) zwischen den Bäumen. (Fotos: Katrin Brewitt 2010)

Beispielhaft sei hier der 11.06.2010 gezeigt. Der Tag war bis ca. 10 Uhr ein sonniger Tag, von 10 bis 17 Uhr aber immer leicht bewölkt.



**Abbildung 3.14** Tageslauf 11.06.2010: a: Oberflächentemperatur; b: Bodentemperatur in 5 cm Tiefe; c: Lufttemperatur; d: Lichtstärke in  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  für die 4 verschiedenen Mikroklimabereiche, hier „patch“ genannt (Tab. 3.8)

Die Oberflächentemperatur (Abb. 3.14a) wurde in den unbeschatteten Bereichen (Mikroklimabereich 3) von der Lichteinstrahlung bestimmt und zeigte um 18 Uhr ein Maximum von 42,6°C (Tab. 3.9), Mikroklimabereich 4 lag zu dieser Zeit schon im Schatten des Mandarinenbaumes und erreichte nur eine Oberflächentemperatur von 26,4°C. Die Bodentemperatur in 5 cm Tiefe (Abb. 3.14b) zeigte die geringsten Schwankungen über den Tag in Patch 1, dem bewässerten und beschatteten Bereich. Auch in den anderen Mikroklimabereichen waren die Schwankungen gering, die mittlere Bodentemperatur lag bei 20-21°C. Die Lufttemperaturen (Abb. 3.14c) unterschieden sich kaum zwischen den Bereichen und orientierten sich auch an der Licht/Sonneneinstrahlung. Deutlich ist das Erscheinen der Sonne ab ca. 17 Uhr in Abb. 3.14d zu erkennen, auch der Maximalwert von ca. 1745  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  wurde erst zu diesem Zeitpunkt erreicht. Die beschatteten Bereiche in Bereich 1 zeigten Maximalwerte von nur 95  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . An einem sonnigen Tag (24.06.2013) wurde für Bereich 3 zusätzlich nochmal ein Tageslauf gemessen, um auch diese Wetterlage zu erfassen (Tab. 3.9).

**Tabelle 3.9** Zeitlicher Mikroklimagradient, Mittelwert, Maximum und Minimum Werte 11.06.2010 (Mikroklimabereich 3: auch sonniger Tag 24.06.2010), zusätzlich einmaliger Bodenwassergehalt vom Juni 2010

		<b>Bereich 1</b> (n=14) <b>kühl und</b> <b>feucht</b>	<b>Bereich 2</b> (n=13surface /14) <b>heiß und</b> <b>trocken</b>	<b>Bereich 3</b> (n=13surface /14) <b>gemäht,</b>	<b>Bereich 3</b> (n=13surface /14) <b>gemäht,</b> <b>24.6.2010</b> <b>sonnig</b>	<b>Bereich 4</b> (n=14) <b>nicht</b> <b>gemäht, sonnig</b> <b>und feucht</b>
MW		18,7	21,3	20,5	23,2	19,9
S.E.	<b>Boden</b> (°C)	0,057	0,208	0,324	0,896	0,450
Max		19	22	22,7	27,0	21,5
Min		18,3	19,7	18,6	18,2	14,7
MW		18,7	21,6	23,8	28,4	20,7
S.E.	<b>Oberfläche</b> (°C)	0,057	1,275	2,137	2,767	0,894
Max		19	29,3	42,6	41,3	25,1
Min		18,3	14,0	14,6	14,7	14,9
MW		19,4	20,8	20,7	24,4	20,6
S.E.	<b>Luft</b> (°C)	0,602	1,137	1,068	1,203	0,867
Max		22,1	28,5	29,5	29	25,4
Min		14,7	13,5	14,3	15	14,3
MW		36	417	388	782	195
S.E.	<b>PPF</b> ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	7	121	135	201	62
Max		95	1745	1736	1771	927
Min		0,036	0,091	0,109	0,200	0,091
<b>Bodenwasser-</b> <b>gehalt (%)</b>		19,5	19,0	20,0		17,8

Auch zeitlich war das Mikroklima sehr heterogen für die vorkommenden verschiedenen Mikroklimabereiche. Im Vergleich zu den umgebenden Bereichen der Plantage wie der Brachwiese ist der Mikroklimagradient damit auf der bewirtschafteten Mandarinenplantage (und ähnlich auch auf den Olivenplantagen) viel schärfer und vielfältiger. Kindermann (2010) zeigte für die Brachwiese sehr einheitliche Bodentemperaturen und Lichtverhältnisse im Vergleich zu den baumbepflanzten Plantagenbereichen.

### 3.2.3 Stabile Isotope $^{13}\text{C}$ und $^{15}\text{N}$ in Nahrungsbeziehungen

Die Elemente Kohlenstoff und Stickstoff liegen in zwei verschiedenen Formen vor: die seltenen etwas schwereren stabilen Isotope sind beim Kohlenstoff die  $^{13}\text{C}$  Isotope und beim Stickstoff die  $^{15}\text{N}$  Isotope. Normalerweise liegt Kohlenstoff als leichtere stabiles Isotop  $^{12}\text{C}$  und Stickstoff als leichteres stabiles Isotop  $^{14}\text{N}$  vor. Der Unterschied entsteht jeweils durch die unterschiedliche Neutronenzahl (13 statt 12 und 15 statt 14). Die chemischen Eigenschaften der Elemente bleiben davon unberührt. In physikalischen, chemischen und biologischen Prozessen werden die leichten Isotope in der Regel mit anderen Raten umgesetzt als die schweren Isotope. Typischerweise wird das leichte Isotop bevorzugt umgesetzt und dadurch verändert sich (zum Beispiel in enzymatischen Prozessen) das natürliche Verhältnis der beiden Isotope in einem Organismus. Dieser Prozess heißt Isotopenfraktionierung. Schwere stabile Isotope sind überall in der Umwelt in einem geringen Anteil vorhanden. Angegeben wird das Verhältnis  $R$  der schweren zu den leichten Isotopen. Diese Verhältnis (*isotope ratio*) wird noch zu einem internationalen Standard in Bezug gesetzt und als  $\delta$ -Isotopensignatur in Promille (‰) benannt.

$$\delta^A X = \left( \frac{R_{\text{sample}}}{R_{\text{standard}}} - 1 \right) \cdot 1000$$

$R_{\text{sample}}$  = Verhältnis des schweren zum leichten Isotop in der Probe, z.B.  $^{13}\text{R} = (^{13}\text{C}) / (^{12}\text{C})$

$R_{\text{standard}}$  = Verhältnis des schweren zum leichten Isotop im Standard

X ist das jeweilige Element

A = Neutronenzahl stabiles Isotop

Bei einer Anreicherung (enrichment) erhöht sich der Anteil des schweren Isotops in der Probe im Vergleich zum Standard (positives  $\delta^A X$ ); bei einer Abreicherung (depletion) wird der Anteil des schweren Isotops in der Probe im Vergleich zum Standard geringer (negatives  $\delta^A X$ ).

Verschiebungen in der Zusammensetzung der für die Ernährung wichtigen Elemente C und N eines Organismus können als Marker für Nahrungsbeziehungen genutzt werden, denn diese Isotope werden in Stoffwechselschritten auf charakteristische Weise angereichert, wenn organisches Material von einer Nahrungskettenstufe zur anderen weitergegeben wird (DeNiro & Epstein 1978, 1981). Die Stoffwechselprozesse mit unterschiedlichen Fraktionierungsprozessen in den Organismen behandeln die Isotope eines Elements nämlich nicht gleichwertig, insgesamt sind die schwereren stabilen Isotope etwas reaktionsärmer und haben stärkere Bindungen als die leichten Isotope. Die leichten Isotope werden eher

umgesetzt und ausgeschieden. Zum Beispiel verbleiben schwere  $^{15}\text{N}$  Isotope länger in einer Zelle als die leichteren  $^{14}\text{N}$  Isotope. Relativ wird daher der Gehalt an  $^{15}\text{N}$  in der Zelle größer. Dieses Phänomen kann zur Analyse trophischer Beziehungen benutzt werden (Minagawa & Wada 1984, Ponsard & Arditì 2000). Wenn ein Organismus gefressen wird, wird auch im Räuber-Organismus weiter  $^{15}\text{N}$  angereichert. Das bedeutet, dass mit jedem Schritt in der Nahrungskette das Verhältnis von  $^{15}\text{N}$  zu  $^{14}\text{N}$  größer (angereicherter) wird. Der Isotopenwert ist beeinflusst von der Isotopenzusammensetzung der konsumierten Ressource. Allgemein lässt sich sagen, dass das Kohlenstoffsignal zur Aufklärung der Herkunft des Kohlenstoffs, der Energiequelle, geeignet ist (Peterson & Fry 1987, Post 2002) das Stickstoffsignal erlaubt Aussagen über die trophische Position im Nahrungsnetz und die trophische Ebenen (Minagawa & Wada 1984, Post 2002). Dabei geht man davon aus, dass mit jeder höheren Stufe im Nahrungsnetz das  $\delta^{15}\text{N}$  Signal um ca. 3‰ ansteigt und das  $\delta^{13}\text{C}$  Signal um ungefähr 1‰ (DeNiro & Epstein 1978, 1981, Peterson & Fry 1987, Post 2002). Die Struktur von Nahrungsnetzen und die trophische Ebene einer Art können mit Hilfe der Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope aufgeklärt werden (Peterson & Fry 1987, Post 2002, Blüthgen et al. 2003). Nahrungsnetze sind meistens sehr komplex und es ist schwierig, die genaue Funktion bzw. Position einer Art in diesem System zu bestimmen. Dazu kommt, dass sich Beziehung über den Jahresverlauf ändern können, und auch die einzelnen Arten zwischen verschiedenen Ressourcen wechseln, wenn sich Bedingungen im Ökosystem ändern. Durch direkte Beobachtungen eines Verhaltens und durch Analyse von beispielsweise Mageninhalt bei größeren (Wirbel-) Tieren erhält man immer nur eine Momentaufnahme. Informationen über eine grundsätzliche Ernährungsweise und damit die Position im Nahrungsnetz (=funktionelle Gruppe) erhält man so nicht. Die Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope kann integrative Grundaussagen ermöglichen über die Ernährung der Arten a) über einen bestimmten Zeitraum oder b) über die Lebensspanne eines Individuums (Blüthgen et al. 2006). Auch für Tillberg et al. (2006) sind die Isotopenverhältnisse eine gute Methode, um die Nahrung eines Organismus über einen längeren Lebenszeitraum zu bestimmen.

Wichtig bei Untersuchungen zum Nahrungsnetz ist die Beachtung der „Baseline“. Das sind die Isotopenwerte, die als Basiswerte für Messungen und Vergleiche in einem zu untersuchenden Ökosystem ermittelt werden, meist die Werte der ersten trophischen Ebene (Pflanzen bei terrestrischen Ökosystemen) des trophischen Systems; wird diese nicht beachtet, kann es zu Fehlinterpretationen der trophischen Ebene kommen (Casey & Post 2011, Woodcock et al. 2012).

Es können sowohl aquatische (z.B. Vander Zanden & Rasmussen 1999) als auch terrestrische Ökosysteme untersucht werden (Hood-Nowotny et al. 2007, Post 2002, Schmidt et al. 2004, Albers et al. 2006). Durch Anwendung der Methode konnten komplexe Nahrungsnetze von Ameisen und denen mit ihnen verknüpften Arthropoden und Pflanzen aufgedeckt werden (Blüthgen et al. 2003). Auch Sanders & Platner (2007) und Ottonetti et al. (2008) ergänzten ihre Analysen mit mehreren Beteiligten eines Nahrungsnetzes und konnten so komplizierte Nahrungsbeziehungen erkennen.

Für alle Proben wurden die  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  Werte an der Universität Bielefeld, mit einem continuous-flow Isotope Ratio Mass Spectrometer (IRMS, IsoPrime, Elementar, Hanau, Germany) in Kombination mit einem Elementar Analyzer (EuroVector EA, Hekatech, Wegberg, Germany) analysiert. Die Proben wurden standardisiert mit IAEA-N2 (ammonium sulphate,  $\delta^{15}\text{N}$ :  $20.3\text{‰} \pm 0.2$  SD) und IAEA-CH-4 (Holz,  $\delta^{13}\text{C}$ :  $-24.0\text{‰} \pm 0.6$  SD) der International Atomic Energy Agency (Vienna, Austria). Kohlenstoff und Stickstoff Isotopen-Verhältnisse wurden berechnet in Bezug auf Carbon VPDBee und Luftstickstoff und in ‰ ausgedrückt.

## **4 Auswirkungen der Konservierungsmethoden auf die Isotopenverhältnisse C und N bei 14 verschiedenen Arthropodengruppen**

### **4.1 Auswirkungen verschiedener Konservierungsmethoden**

In diesem Kapitel geht es um die Vergleichbarkeit zwischen verschiedenen Studien, die Untersuchungen mit den Isotopenverhältnissen auf der Mandarinenplantage durchgeführt haben. Es werden Auswirkungen verschiedener Konservierungsmethoden analysiert und Hinweise zur Methodik bei der Präparation und Lagerung von Arthropoden als Vorbereitung auf die Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope gegeben. Hierzu wurden Ameisen und Individuen verschiedener anderer Arthropodengruppen mit unterschiedlichen Methoden konserviert und anschließend ihre  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Signaturen verglichen. Das Kapitel enthält außerdem einen umfassenden Literaturüberblick über Studien, in denen ähnliche Untersuchungen durchgeführt wurden. Da die meisten Studien aber den aquatischen Bereich betreffen und Studien zu Arthropoden sehr selten sind, schließt die vorliegende Untersuchung hier eine Lücke.

#### **4.1.1 Einleitung**

Die Analyse der Isotopenverhältnisse ist in vielen ökologischen Fragen ein häufig genutztes Mittel: bei der Untersuchung von Nährstoffflüssen und der Struktur von Nahrungsnetzen (Vander Zander & Rasmussen 1999, Ponsard & Arditì 2000, Scheu & Falca 2000) oder von biotischen Interaktionen wie zum Beispiel Migration (Atkinson et al. 2005) und Prädation (z.B. Hansson et al. 1997 für ein aquatisches Nahrungsnetz). Collier et al. (2002) benutzten die natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope, um Verbindungen zwischen Fließgewässernahrungsnetz und terrestrischen Nahrungsnetzen über prädatorische Spinnen zu zeigen. Für Langzeitstudien zeigten Edwards et al. (2002) die Möglichkeit, Studien, die diese Verhältnisse untersuchen, mit eingelagerten Museums-Exemplaren zu ergänzen. In Studien zu Nahrungsbeziehungen ist die Analyse der Verhältnisse der stabilen Isotope  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  ein bedeutendes und oft genutztes Mittel um die Kohlenstoffquelle eines Konsumenten (Peterson & Fry 1987, Post 2002) und auch die trophische Ebenen eines Organismus im Nahrungsnetz zu erkennen (Minagawa & Wada 1984, Post 2002).

Proben aus ökologischen Studien, für die eine Analyse der Verhältnisse der stabilen Isotope durchgeführt werden soll, können aber nie direkt am Standort analysiert werden, sondern müssen immer gelagert, transportiert und konserviert werden. Diese Methoden (zum Beispiel Trocknen, Einfrieren, Gefriertrocknung, Lagerung in Formalin, NaCl oder Ethanol) könnten aber Auswirkungen auf die Isotopenverhältnisse (Barrow et al. 2008, Mateo et al. 2008, beide mit Review) haben; Stoffaustausch mit umgebender Luft oder Lösungsmittel könnte stattfinden, Kohlenstoff aus dem Ethanol in die Gewebe gelangen. Einfrieren oder die Lagerungsdauer könnten diese Effekte noch verstärken. Daher könnten Differenzen, die für die Analyse von Nahrungsnetzen als Unterschiede zwischen den trophischen Ebenen angenommen werden, durch diese Verschiebungen überdeckt werden. Diese Unterschiede betragen beim

$\delta^{13}\text{C}$ : 0-1‰ für eine trophische Ebene und beim  $\delta^{15}\text{N}$ : 3-5‰ für eine trophische Ebene (Post 2002, McCutchan et al. 2003). Es gibt nur wenige Studien, die unterschiedliche Methoden der Lagerung und Konservierung überprüfen und diese Studien kommen außerdem zu unterschiedlichen Ergebnissen (Tab. 9.1 Anhang, Zusammenfassung der Ergebnisse einiger ausgewählter Studien zu dem Thema). Die Zusammenstellung erhebt nicht den Anspruch vollständig zu sein.

#### 4.1.1.1 Trocknen

Hobson et al. (1997) untersuchte die Auswirkungen der Trocknung auf Blut von Schafen (*Ovis aries*) und fand keine Auswirkung auf den  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert. Kaehler & Pakhomov (2001) fanden auch keine Auswirkungen auf die  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte nach Trocknung bei verschiedenen aquatischen Organismen (Fisch, Oktopus, Kelp) und empfehlen Trocknung als die beste Lagerungsmethode. Trocknung wurde als Kontrolle zur Lagerung in Ethanol bei Tillberg et al. (2006) bei der Untersuchung von Ameisen benutzt, sie fanden keine Auswirkungen auf den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert, aber eine Anreicherung von durchschnittlich 0,61‰ beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert. Krab et al. (2012) zeigten bei der Untersuchung von Collembolen, dass Trocknung keine Auswirkungen hat auf die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte, genau wie Xu et al. (2011) keine Auswirkungen bei Fischen auf den  $\delta^{13}\text{C}$ - und auch nicht auf den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert herausfanden, allerdings ermittelten sie Auswirkungen aller anderen getesteten Methoden (z.B. 70% Ethanol) auf die Isotopenwerte.

#### 4.1.1.2 Ethanol

Hobson et al. (1997) verglichen getrocknete Proben von Blut mit in Ethanol gelagerten Proben und fanden keine Auswirkungen auf die  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte. Ponsard & Amalou (1998) ermittelten bei der Untersuchung von *Drosophila melanogaster* nach der Lagerung (10 Tage und 6 Wochen) in 95% Ethanol keine Auswirkungen auf den  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert, aber signifikante Auswirkungen auf den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert. Kaehler & Pakhomov (2001) fanden nach Lagerung (bis zu 12 Wochen) in 70% Ethanol eine Abreicherung von 0,6 bis 1,5‰ für  $\delta^{13}\text{C}$  in Kelp, Fisch und Oktopus, aber keine Auswirkungen auf den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert. Die Studie von Sarakinos et al. (2002) ergab, dass Ethanol (75%) bei aquatischen Organismen (Fisch, Schalentiere (shellfish), Köcherfliegenlarve) keine signifikanten Auswirkungen auf das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal hat und auch nicht auf das  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal bei Köcherfliegenlarven. Feuchtmayr & Grey (2003) fanden nach der Lagerung von Zooplankton für 4 Tage in 96% Ethanol keine Auswirkungen auf das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal, aber signifikante Auswirkungen auf das  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal (0,6 bis 1,5‰ Anreicherung). Sweeting et al. (2004) zeigten, dass je höher der Fettanteil im Gewebe von *Gadus morhua* (Kabeljau) ist, desto größer ist die Auswirkung auf den  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert nach einer Lagerung in 80% Ethanol. Bei Nematoden und Collembolen gab es nach der Lagerung in 96% Ethanol keine signifikanten Auswirkungen auf das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal (Sticht et al. 2006). Genauso fanden Florencio et al. (2011) in ihrer Studie sowohl beim  $\delta^{13}\text{C}$ - als auch beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal keine Unterschiede zwischen direkt analysierten Proben und in 80% Ethanol (49 Tage) gelagerten Proben von Termiten. Auch Barrow et al. (2008) fanden keine Auswirkungen bei Meeresschildkröten auf die  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte nach bis zu 60 Tagen Lagerung in 70% Ethanol. Dagegen zeigten sich bei der

Untersuchung von Ventura & Jeppesen (2009) bei aquatischen Invertebraten Auswirkungen sowohl auf den  $\delta^{13}\text{C}$ - als auch auf den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert nach der Lagerung in 80% Ethanol für 6 Monate.

#### 4.1.1.3 Dauer der Lagerung

Sweeting et al. (2004) fanden keine Auswirkungen der Lagerungsdauer bei Kabeljau (*Gadus morhua*) nach der Lagerung in 80% Ethanol. Auch in keiner der anderen Lagerungsformen (Ethanol, Formaldehyd, Einfrieren) wurde eine Auswirkung der Dauer auf die Isotopenwerte gefunden. Ponsard & Amalou (1998) lagerten *Drosophila melanogaster* für sowohl 10 Tage als auch für 6 Wochen in 96% Ethanol und fanden nur für die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte signifikante Auswirkungen, nicht für die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte. Barrow et al. (2008) ermittelten Auswirkungen, die bei der eingefrorenen Lagerung für 60 Tage auftraten, aber nicht bei der kürzeren Lagerung für 1 bis 30 Tage.

#### 4.1.1.4 Körperteile

Tillberg et al. (2006) testeten die Unterschiede zwischen den Körperteilen bei Ameisen, sie untersuchten Caput und Thorax getrennt vom Abdomen und fanden höhere  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte im Körperteil Caput und Thorax im Vergleich zum Abdomen (ungefähr doppelt so viel relativer Kohlenstoff-Gehalt). Sie fanden aber keine Unterschiede beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal. Die Anreicherung in den Körperteilen ist unterschiedlich, weil sich im Verdauungstrakt unverdaute Nahrungsreste befinden können, die mit analysiert werden.

#### 4.1.1.5 Einfrieren

Ventura & Jeppesen (2009) fassten zusammen, dass die meisten Studien (hauptsächlich zu aquatischen Organismen) zeigten, dass Einfrieren keine Auswirkungen auf die Zusammensetzung der stabilen Isotope hat (Gloutney & Hobson 1998, Bosley & Wainright 1999, Kaehler & Pakhomov 2001, Sweeting et al. 2004) mit Ausnahme von Feuchtmayr & Grey (2003).

Es gibt insgesamt viele Isotopen-Studien zu aquatischen Nahrungsnetzen und Ernährung von Fischen und Zooplankton (Vander Zanden & Rasmussen 1999, Smyntek et al. 2007, Kaehler & Pakhomov 2001), aber deutlich weniger Studien im terrestrischen Bereich. Die Studie von Krab et al. (2012) untersuchten Collembolen und fanden heraus, dass Gefriertrocknung und Töten der Insekten bei  $-80^{\circ}\text{C}$  und Lagerung im getrockneten Zustand keine Auswirkungen zeigt auf  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte, aber die Lagerung in 70% Ethanol eine geringe Anreicherung im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal bei diesen terrestrischen Organismen bewirkt. Ponsard & Amlou (1998) untersuchen die terrestrische Art *Drosophila melanogaster* und Tillberg et al. (2006) untersuchten Ameisen als terrestrische Arten, und empfehlen auch die Untersuchung verschiedener Körperteile um gezieltere Aussagen treffen zu können: Die Analyse des Abdomens dient als Hinweis auf die aktuelle Nahrung, während die Analyse von Caput/Thorax eher die Kohlenstoff- und Stickstoffquellen über die gesamte Lebensdauer offenlegt. Zalewski et al. (2012) untersuchten die Auswirkungen von Bodenfallenlösungen (monoethylene glycol) auf die Verhältnisse der stabilen Isotope am Beispiel einer

weiteren terrestrischen Arthropodengruppe, den Carabiden, fanden aber keine Auswirkungen auf die  $\delta^{13}\text{C}$ - und die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte.

Einige Manuskripte handeln von aquatischen Invertebraten, aber die Auswirkungen der Lagerungsmethoden sind dort überall sehr verschieden (Bosley & Wainright 1999, Kaehler & Pakhomov 2001, Sarakinos et al. 2002, Feuchtmayr & Grey 2003, Mateo et al. 2008, Carabel et al. 2009, Ventura & Jeppesen 2009, Syväranta et al. 2011, Tab. 9.1, Anhang). Auswirkungen können durch die Unterschiede der Insekten in ihrer Physiologie und Struktur unterschiedlich sein. Krab et al. (2012) erwähnten als eine mögliche Erklärung für die Verschiebungen durch die Lagerung die Körpergröße, die Dicke der Cuticula und Fettreserven. Diese Strukturfaktoren können die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte beeinflussen.

In der vorliegenden Untersuchung liegt der Schwerpunkt bei den Methoden, die am praktikabelsten sind und am häufigsten bei der Untersuchung von Arthropoden in terrestrischen Bereichen genutzt werden. Die einfachste Art ist es, Arthropoden in Ethanol zu lagern und zu transportieren. Eine Trocknung der Proben hat sich auch als praktikable Methode erwiesen. Die Lagerung in Ethanol hat den Vorteil, dass Proben aus vorherigen Analysen (Piñol et al. 2009, Piñol et al. 2010, Piñol et al. 2012, Platner et al. 2012, Mestre et al. 2013) auf der Plantage auch so gelagert wurden und daher vergleichbar wären. Ältere, noch nicht analysierte Proben könnten zu bestimmten Fragestellungen auch zu einem späteren Zeitpunkt noch untersucht werden und so eventuell das Gesamtbild der Gemeinschaft der Plantage ergänzen. Auch Proben aus Museumssammlungen sind eine wichtige Quelle vieler Studien und könnten durch eine Untersuchung der Auswirkungen verschiedener Lagerungs- und Behandlungsmethoden vergleichbarer gemacht werden (Edwards et al. 2002).

Es wurden Arthropoden aus 14 verschiedenen Gruppen gesammelt und in 70% Ethanol oder 96% Ethanol oder getrocknet gelagert. Außerdem wurden, um die Auswirkungen der Körperteile zu testen, einige Insektenarten in Caput und Abdomen getrennt analysiert. Nach 1 oder 6 Monaten Lagerungszeit wurden die Proben gemessen und ihr Isotopensignal miteinander verglichen. Tatsächlich wäre die Kontrolle eigentlich die direkt nach dem Fang ins Massenspektrometer gegebenen Insekten gewesen. Da das nicht möglich ist, wurden die 70% Ethanol (1 Monat)-Behandlung als Kontrolle festgelegt.

Mit dieser Studie wird eine vorhandene Lücke der Studien gefüllt, die sich mit verschiedenen Lagerungsmethoden speziell für terrestrische Arthropoden vor der Analyse der Verhältnisse der Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotope beschäftigen. Es macht Sinn, so viele verschiedene Arten zu untersuchen, da es möglicherweise artspezifische Unterschiede gibt.

## 4.1.2 Methoden

### 4.1.2.1 Untersuchungsfläche

Alle Proben wurden im Oktober 2010 entweder auf der Mandarinenplantage (Abb. 3.2A3) oder auf der nahen Brachwiese (Abb. 3.1A2) gesammelt.

### 4.1.2.2 Sammeln der Proben

Alle Arthropoden in La Selva del Camp wurden meistens paarweise (für die Kontrolle, 70% Ethanol und die jeweilige Behandlung, siehe auch Tab. 4.1) gesammelt, um die Verbundenheit der Stichproben zu gewährleisten. Die zusammengehörenden Proben wurden ausschließlich in einem kleinen räumlichen Radius gewonnen, maximal mit einem Abstand von 2 m oder vom selben Baum. Das war nötig, weil in der Isotopenuntersuchung zur Trophobie (Kapitel 5) ein signifikanter räumlicher Effekt (durch den ausgebrachten Dünger) für  $\delta^{15}\text{N}$  nachgewiesen wurde, der die Ergebnisse zumindest für die Stickstoff-Isotope stark beeinflussen könnte, was ein Erkennen der Effekte der benutzten Methoden überdecken würde.

Die Arthropoden wurden mit verschiedenen Methoden gesammelt: es wurden die Bodenfallen benutzt, die auch in den vorherigen Studien auf der Plantage benutzt wurden. Zusätzlich wurden Insekten von den Bäumen mit der Klopfmethode gesammelt. Auch diese Methode wurde schon für Studien auf der Plantage genutzt. Andere Insekten wurden mit dem Exhaustor gesammelt. Bodentiere wurden mit einer Berlese-Apparatur (Brucker & Kalusche 1990) aus dem Boden extrahiert. Einige Spinnen wurden mit Fallen gefangen: etwas Wellpappe wurde um die Stämme der Mandarinenbäume gebunden und diente so als Versteck für einige Spinnenarten (vgl. Mestre et al. 2013). Wieder andere Insektenarten wurden direkt von den Pflanzen eingesammelt. Arthropoden aus folgenden Gruppen wurden gefunden: Formicidae (Arbeiterinnen) *Formica subrufa*, *Lasius grandis*, *Messor barbarus*, Staphylinidae *Ocypus olens*, Coccinellidae (*Scymnus interruptus*, *Adalia decempunctata*) Dermaptera *Forficula pubescens* und *Forficula auricularia*, Aphididae *Uroleucon sonchi* (die einzige Art im Oktober), Coccoidea (*Icerya purchasi*), Blattodea (ev. *Loboptera decipiens*) und Spinnen (alle <0,5 mm), an 2 verschiedenen Terminen (Oktober 2010 und Juni 2011). Die Spinnen wurden zusammen analysiert, da sie meist juvenil waren und daher nicht näher identifiziert werden konnten. Die vorkommenden Spinnenarten werden aber bei Mestre et al. (2012) dargestellt.

Zusätzlich wurden noch die Ameisen (Arbeiterinnen) *Lasius flavus* BI 2 und *Tribolium* sp. (Coleoptera, Larve) aus dem Labor in Bielefeld und *Lasius flavus* BI 1 aus Bielefeld, Germany und *Myrmica rubra* aus Witzenhausen, Germany ergänzt. Nicht für jede Art konnte jede Methode durchgeführt werden, dazu wurden nicht von allen Arten genügend Individuen gefunden (Tab. 4.1).

**Tabelle 4.1** Anzahl der analysierten Proben für jede Methode (Zahlenpaar, entsprechend der gepaarten Stichproben: erste Zahl: Kontrolle=70% Ethanol, zweite Zahl: Behandlung), fett: Bezeichnung, die im Weiteren benutzt wird. A, B und C sind Lagerungsmethoden, D und E Behandlungsvarianten

Taxon	Art	A. Trocknung	B. Ethanol 96%	C. Dauer der Lagerung	D. Bodenfalle	E. Körperteil
Formicidae	<i>Formica subrufa</i>	9/9		5/3		8/8
Formicidae	<i>Lasius flavus</i> <b>BI 1</b>	5/4*		5/5		
Formicidae	<i>Lasius flavus</i> <b>BI 2</b>	5/5		5/4*		
Formicidae	<i>Lasius grandis</i>	23/23		4/3*		6/6
Formicidae	<i>Messor barbarus</i>	18/18	3/3	3/3		6/6
Formicidae	<i>Myrmica rubra</i> <b>BI</b>	5/5				
Dermaptera	<i>Forficula</i> sp.	13/10*		3/3	7/5*	6/5*
Coleoptera	<i>Ocypus olens</i>	9/8*	3/3	3/4*		6/6
Coleoptera	<i>Tribolium</i> sp.	4/4	4/4	4/4		4/4
<b>Coleoptera</b>	(verschiedene Arten gemischt)	7/5*		3/3	2/2	
Sternorrhyncha	<i>Uroleucon sonchi</i>	9/7*	5/3*			
Sternorrhyncha	<i>Icerya purchasi</i>	7/6*		3/2*		
<b>Blattodea</b>	Blattodea I	10/10				
<b>Spinnen</b>	(verschiedene Arten gemischt)	3/3		8/6*	5/2*	2/2

\*nicht gepaarte Proben

#### 4.1.2.3 Behandlung der Proben/ Arten der Konservierung

Nach dem Sammeln wurden die Proben bei -18°C für 24 h eingefroren (Electrolux Modell ERB8367). Anschließend wurden die Proben was Art der Konservierung, Dauer und andere Faktoren betrifft unterschiedlich weiter behandelt (Tab. 4.2): Die Methoden A, B, C (Lagerungsmethoden, die stattfinden zwischen Sammeln und Analyse) und die Methoden D und E (Behandlungsvarianten, die vor und während des Sammeln eine Rolle spielen) wurden an verschiedenen Arthropoden getestet. Die Behandlung „70% Ethanol, 1 Monat“ wurde als Kontrolle für A, B, C und D festgelegt. Dafür wurden die Arthropoden nach dem Trocknen in Eppendorfgefäßen mit 70% Ethanol gegeben und für 1 Monat gelagert.

##### Trocknung (A)

Nach dem Einfrieren wurden die Individuen von 14 Arthropodenarten bei 50-70 °C für eine Stunde im Ofen (Balay mod 505) getrocknet. Anschließend wurden die Insekten mit einem Trocknungsmittel (Silica-Pellets) in Eppendorf-Gefäße gegeben und für einen Monat gelagert.

**Ethanol 96% (B)**

Nach dem Einfrieren wurden die Insekten (*Formica subrufa*, *Messor barbarus*, *Ocypus olens* und *Tribolium* sp.) in Eppendorf-Gefäße mit 96% Ethanol gegeben und für 1 Monat gelagert.

**Dauer der Lagerung (C)**

Nach dem Einfrieren wurden die Individuen von 12 Arthropodenarten (*Formica subrufa*, *Lasius grandis*, *Forficula* sp., Spinnen, *Messor barbarus*, *Ocypus olens*, *Uroleucon sonchi*, Coleoptera, *Icerya purchasi*, *Lasius flavus* BI 1, *Lasius flavus* BI 2, *Tribolium* sp.) in Eppendorf-Gefäße mit 70% Ethanol gegeben und für 6 Monate gelagert.

**Bodenfalle (D)**

Proben aus den mit Wasser und etwas Spülmittel („Fairy ultra“) gefüllten Bodenfallen (Staphilinidae *Ocypus olens* und Dermaptera *Forficula* sp.) wurden direkt in Eppendorf-Gefäße mit 70% Ethanol gegeben und für 1 Monat gelagert.

**Körperteile (E)**

Einige Individuen der Arthropoden (*Formica subrufa*, *Lasius grandis*, *Messor barbarus*, *Forficula* sp., Spinnen, *Ocypus olens*) wurden nach dem Einfrieren mit einer Präparierschere in Caput und Abdomen (und der Gaster als ein Teil des Abdomens bei den Ameisen) getrennt, bevor sie in 70% Ethanol oder auch getrocknet für 1 Monat in Eppendorf-Gefäßen gelagert wurden. Da es keine signifikanten Unterschiede zwischen den getrockneten Proben und den in Ethanol 70% gelagerten Proben gab, wurden die Daten gepoolt, um die Unterschiede im Isotopensignal zwischen den Körperteilen zu erkennen.

**Tabelle 4.2** Chronologische Behandlungsschritte der Lagerungsmethoden A, B, C und der Behandlungsvarianten D und E im Vergleich zur Kontrolle (70% Ethanol)

Konservierungs- und Behandlungsmethoden	Sammeln normal	Pitfall mit Lösung	Einfrieren	Trennung in Caput/Abdomen	Trocknung 70°C, 1h	70% Ethanol	96% Ethanol	Lagerung 1 Monat	Lagerung 6 Monate	Isotopenanalyse
Kontrolle (70% Ethanol)	X		X			X		X		X
Trocknung (A)	X		X		X			X		X
96% Ethanol (B)	X		X				X	X		X
Dauer (C)	X		X			X			X	X
Bodenfalle (D)		X				X		X		X
Körperteil (E)	X		X	X		X		X		X

**4.1.2.4 Elementar- und Isotopenanalyse**

Abschließend nach der Lagerung wurde bei den entsprechenden Proben der Ethanol-Überstand vorsichtig abgossen, dabei wurde auf ein Abspülen der Proben verzichtet. Alle Proben wurden bei 70°C im

Trockenschrank für 48 h getrocknet und in Zinnkapseln eingewogen (ca. 2 mg). Anschließend wurden die Proben im Elementaranalysator in reinem Sauerstoff verbrannt und die entstehenden Verbrennungsgase im IRMS auf ihre C- und N- Isotopengehalte hin untersucht (siehe Kapitel 3.2.3).

#### 4.1.2.5 Datenanalyse

Um die möglichen Auswirkungen der unterschiedlichen Methoden herauszufinden, wurden zuerst für jede Methode die Isotopenwerte gemittelt, unabhängig von der Art (Tab. 4.3). Um die artspezifischen Auswirkungen zu finden, wurden zusätzlich für jede Art und jede Methode die Mittelwerte und der S.E. berechnet (Tab. 4.4 bis 4.13). Unterschiede zwischen den Methoden wurden verglichen mit dem gepaarten t Test, für Vergleiche mit einer unterschiedlichen Anzahl von n (Tab. 4.1) wurde aber der normale t-Test (unabhängige Stichproben) durchgeführt (Tab. 4.3). Signifikanz-Level waren: \*\*\*  $P \leq 0.001$ , \*\*  $P \leq 0.01$ , \*  $P \leq 0.05$ . Alle statistischen Analysen wurden mit dem Programm SigmaPlot (Systat Software Inc., San Jose, CA, USA) durchgeführt.

### 4.1.3 Ergebnisse

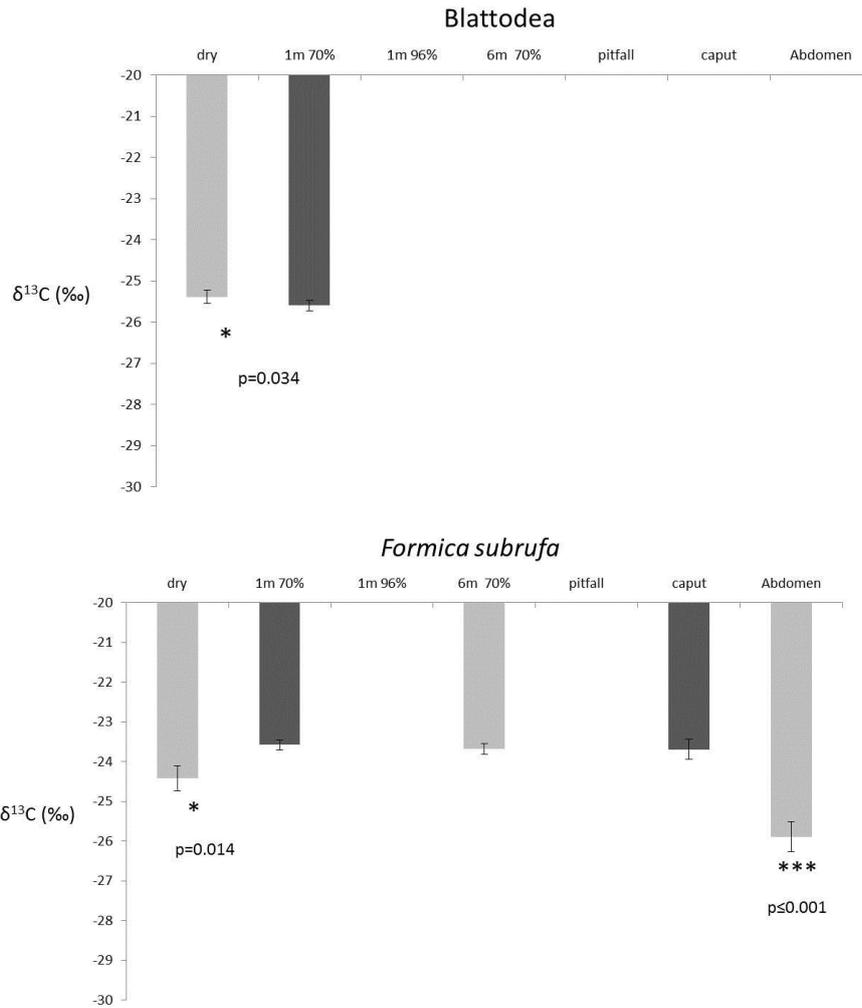
#### 4.1.3.1 Welche Konservierungs- und Behandlungs-Methoden zeigen signifikante Auswirkungen?

Keine der untersuchten Methoden A, B, C, und E zeigte bei der Betrachtung aller Arten zusammen Auswirkungen auf das  $\delta^{13}\text{C}$ -Isotopensignal (Tab. 4.3), die einzige signifikante Auswirkung (\*\*) ergab sich bei der Behandlungsvariante D, bei der die Proben aus den Bodenfallen stammten. Keine untersuchte Methode hatte signifikante Auswirkung auf das  $\delta^{15}\text{N}$ -Isotopensignal (Tab. 4.3).

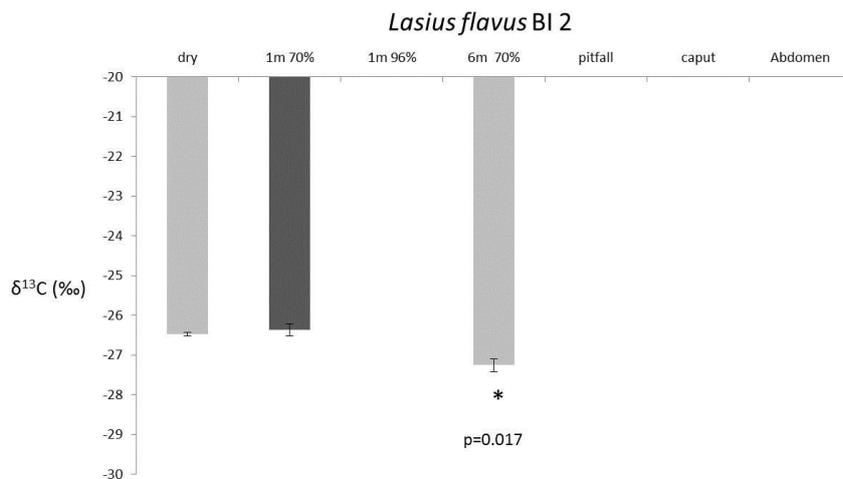
**Tabelle 4.3** t-Test für alle Mittelwerte aller Methoden A-F ( $^{13}\text{C}$  und  $^{15}\text{N}$ ), fett: signifikante Auswirkung

Methode (n)	$P$ ( $^{13}\text{C}$ )	$P$ ( $^{15}\text{N}$ )
A Trocknung (127)	0,934	0,824
B 96% Ethanol (10)	0,895	0,524
C Dauer der Lagerung (49)	0,930	0,247
D Bodenfalle (9)	<b>0,008</b>	0,238
E Körperteil (38)	0,688	0,793

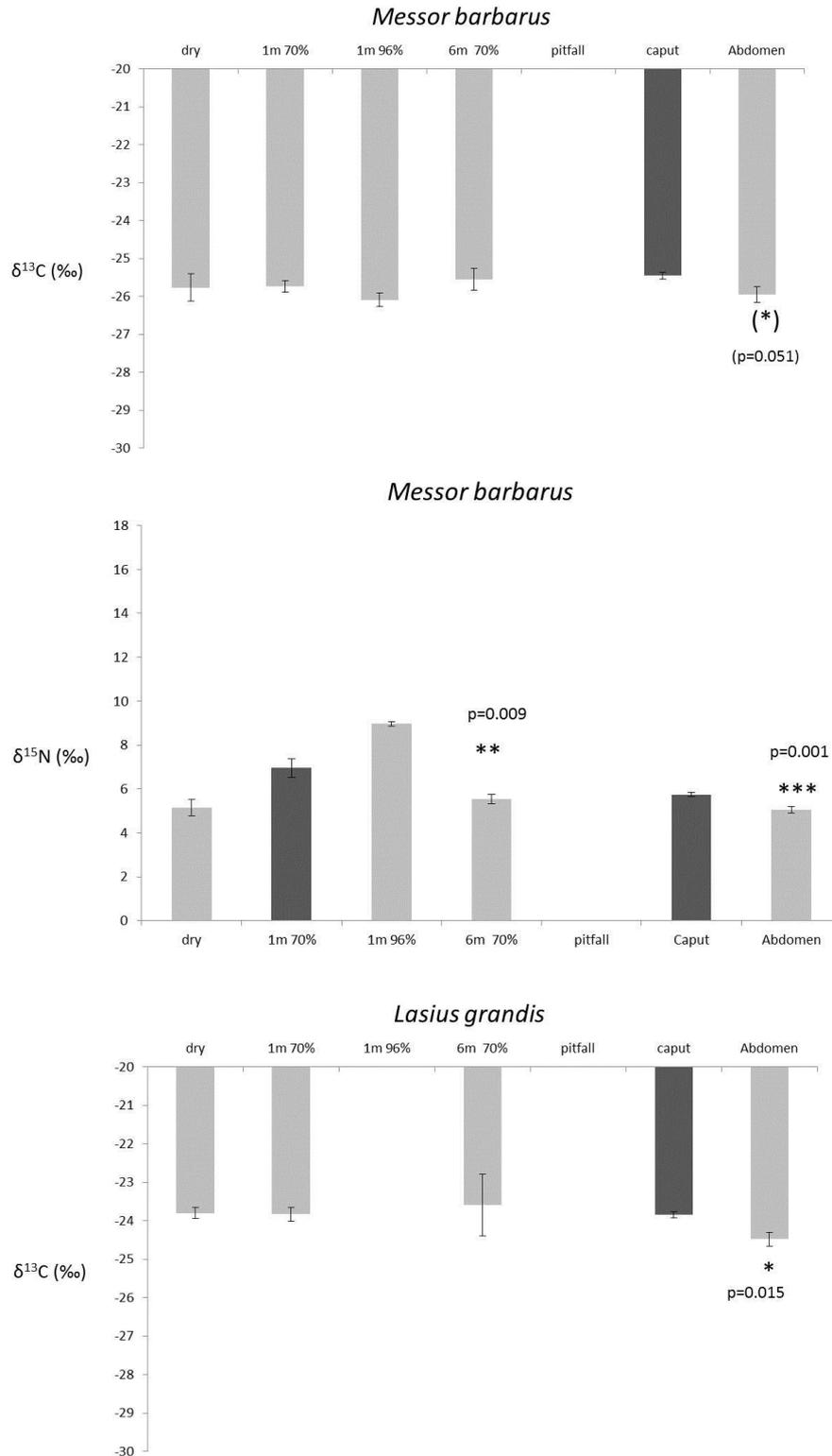
Bei der artspezifischen Analyse fanden sich meist keine Auswirkungen der Lagerungsmethoden A, B und C auf die Isotopen-Werte von  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$ . Bei einigen Arten gab es lediglich einige marginal signifikante und signifikante Unterschiede im Vergleich zur Kontrolle (70% Ethanol): Trocknung (A): Blattodea und *Formica subrufa* in  $\delta^{13}\text{C}$  (Abb. 4.1), Dauer der Lagerung (C): *Lasius flavus* BI 2 in  $\delta^{13}\text{C}$  (Abb. 4.2) und bei *Messor barbarus* in  $\delta^{15}\text{N}$  (Abb. 4.3). Die Behandlungsvariante Körperteil (E) zeigte als einzige Variante hoch signifikante Unterschiede (\*\*\*) bei den Ameisen (Abb. 4.1 und Abb. 4.3). Die Behandlungsvariante Bodenfalle (D) ergab signifikante Unterschiede für *Forficula* sp. und Spinnen beim  $\delta^{13}\text{C}$  und für Coleoptera in  $\delta^{15}\text{N}$  (Abb. 4.4). Somit zeigten von 39 getesteten Varianten nur 2 Varianten hochsignifikante (\*\*\*) und 9 Varianten signifikante Effekte (\*\* und \*). Alle anderen Varianten ohne Auswirkung werden hier nicht gezeigt.



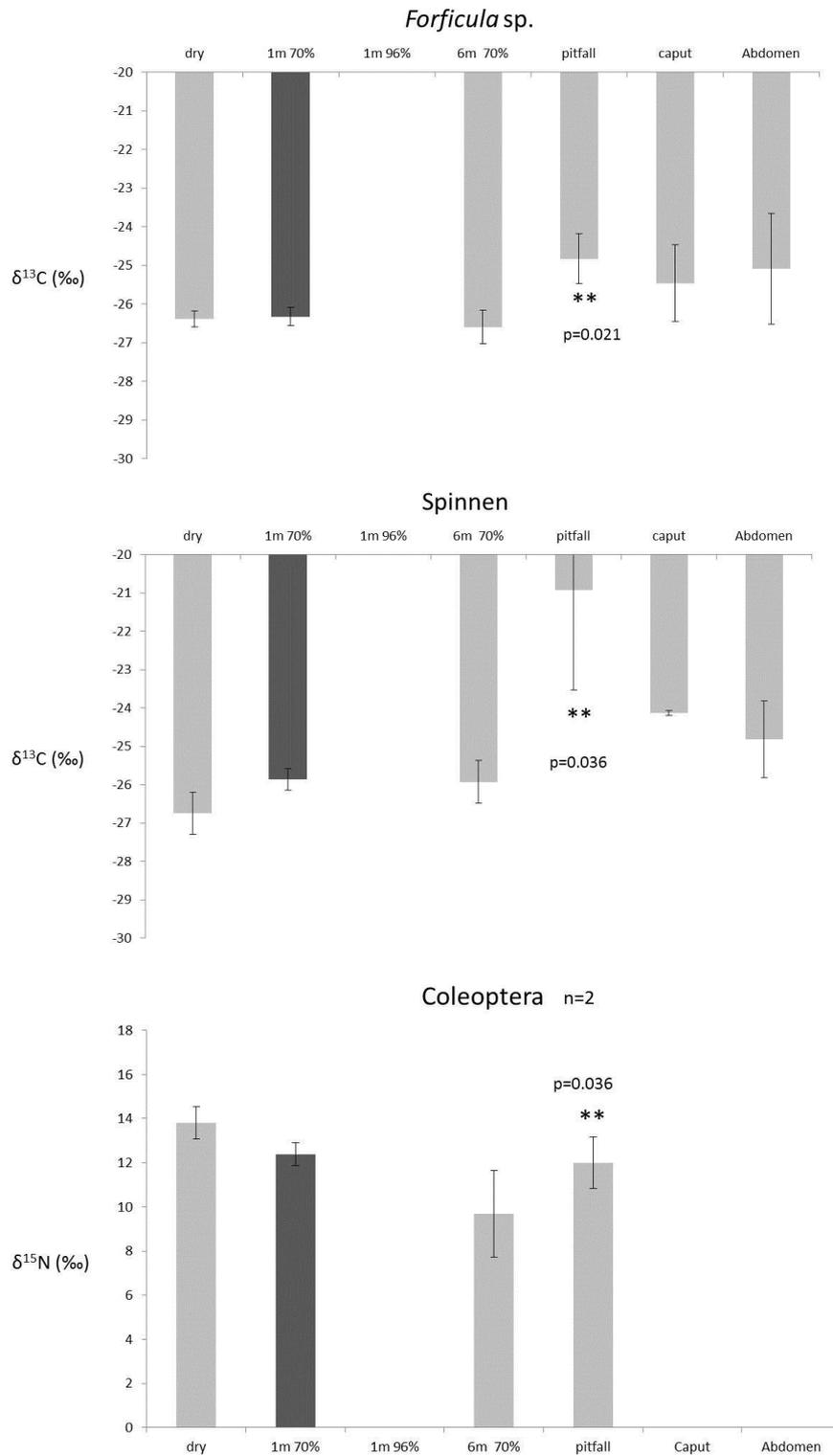
**Abbildung 4.1** Signifikante Unterschiede in Lagerungsmethode Trocknung (A): Blattodea und *Formica subrufa* beim  $\delta^{13}\text{C}$ . Dunkelgrau: Kontrolle (70% Ethanol 1 Monat, bzw. Caput als Kontrolle). Hoch signifikanter Unterschied zwischen Caput und Abdomen bei *Formica subrufa*



**Abbildung 4.2** Signifikanter Unterschied in Lagerungsmethode Dauer der Lagerung (C): *Lasius flavus* BI 2 in  $\delta^{13}\text{C}$ . Dunkelgrau: Kontrolle (70% Ethanol 1 Monat)



**Abbildung 4.3** Hoch signifikante und marginal signifikante Unterschiede bei der Behandlungsvariante Körperteil (E): *Messor barbarus* und *Lasius grandis* in  $\delta^{13}\text{C}$  und hoch signifikante Auswirkungen (\*\*\*) bei *Messor barbarus* in  $^{15}\text{N}$ . Dunkelgrau: Kontrolle (70% Ethanol 1 Monat). Außerdem signifikanter Unterschied bei *Messor barbarus* bei Dauer der Lagerung (C)



**Abbildung 4.4** Signifikante Unterschiede (\*\*) bei der Behandlungsvariante Bodenfalle (D): *Forficula sp.* und Spinnen beim  $\delta^{13}\text{C}$  und Coleoptera beim  $\delta^{15}\text{N}$ . Dunkelgrau: Kontrolle (70% Ethanol 1 Monat)

Weiterhin ist die Frage wichtig, ob es durch die jeweiligen Methoden zu einer Anreicherung (+ jeweils in der Spalte diff., Tab. 4.4 bis 4.13) oder Abreicherung (– jeweils in der Spalte diff., Tab. 4.4 bis 4.13) kommt, deshalb werden dieselben Daten (Tab. 4.4 bis Tab. 4.13) daraufhin untersucht.

#### 4.1.3.2 Anreicherung oder Abreicherung?

##### Trocknung (A)

Die Anwendung der Lagerungsmethode Trocknung (A) führte nur zu marginal signifikanten Auswirkungen bei den  $\delta^{13}\text{C}$ -Werten von *Formica subrufa* (Formicidae) und Blattodea (Tab. 4.4). Alle anderen Arthropodenarten zeigten keine signifikanten Unterschiede bei ihren  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werten zwischen Trocknung und der Kontrolle (70% Ethanol). Die Lagerungsmethode Trocknung (A) reichte beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert in 6 Gruppen ab (*Formica subrufa*, Spinnen, *Uroleucon sonchi*, *Lasius flavus* BI 1, *Lasius flavus* BI 2, *Myrmica rubra* WI) im Vergleich zur Kontrolle, aber 8 Gruppen waren durch diese Methode angereicherter im ihren  $\delta^{13}\text{C}$ -Signaturen. 11 von 14 Arten zeigten durch die Trocknungsmethode Anreicherungen von 0,035‰ bei *Forficula* sp. bis 1,147‰ bei den Coleoptera beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal (Tab. 4.5), nur 3 Arten waren abgereicherter durch die Trocknungsmethode (*Formica subrufa*, Spinnen und Blattodea).

**Tabelle 4.4** Trocknung (A): Mittelwerte und *P*-Werte  $\delta^{13}\text{C}$  (Ergebnis des T-Testes, 70% gegen Trocknung) von 14 verschiedenen Arthropodengruppen. Fett: signifikante Unterschiede.

Art	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	<i>P</i>	diff
	70%	70%	Trocknung	Trocknung		
<i>Formica subrufa</i>	-23,51	0,182	-24,42	0,314	<b>0,014</b>	-0,902
<i>Lasius grandis</i>	-23,81	0,237	-23,80	0,146	0,989	0,003
<i>Forficula</i> sp.	-26,48	0,248	-26,38	0,211	0,731	0,096
Spinnen	-25,47	0,334	-26,74	0,549	0,051	-1,264
<i>Messor barbarus</i> *	-26,29	0,430	-25,76	0,359	0,490	0,527
<i>Ocypus olens</i>	-24,68	0,281	-24,47	0,182	0,547	0,212
Coleoptera	-26,38	0,469	-26,31	0,380	0,916	0,070
<i>Uroleucon sonchi</i> *	-27,74	0,214	-28,18	0,299	0,238	-0,440
<i>Icerya purchasi</i>	-28,51	0,188	-28,36	0,314	0,683	0,148
<i>Lasius flavus</i> BI 1	-25,89	0,188	-25,96	0,122	0,799	-0,063
<i>Lasius flavus</i> BI 2	-26,36	0,219	-26,48	0,045	0,753	-0,114
<i>Myrmica rubra</i> WI	-24,29	0,045	-24,43	0,153	0,485	-0,142
<i>Tribolium</i> sp.	-25,95	0,635	-24,78	0,394	0,133	1,163
Blattodea	-25,81	0,161	-25,39	0,164	<b>0,034</b>	0,425

\*Brachwiese

**Tabelle 4.5** Trocknung (A): Mittelwerte und  $P$ -Werte  $\delta^{15}\text{N}$  (Ergebnis des t-Testes, 70% gegen Trocknung) von 14 verschiedenen Arthropodengruppen.

Art	MW $\delta^{15}\text{N}$ 70%	S.E. 70%	MW $\delta^{15}\text{N}$ Trocknung	S.E. Trocknung	$P$	diff
<i>Formica subrufa</i>	11,79	0,173	11,78	0,219	0,969	-0,007
<i>Lasius grandis</i>	11,48	0,130	11,56	0,173	0,718	0,078
<i>Forficula</i> sp.	10,33	0,473	10,36	0,524	0,954	0,035
Spinnen	11,43	0,499	10,88	0,653	0,508	-0,543
<i>Messor barbarus</i> *	4,99	0,223	5,14	0,375	0,718	0,150
<i>Ocypus olens</i>	12,92	0,529	13,82	0,356	0,190	0,900
Coleoptera	12,66	0,736	13,81	0,721	0,307	1,147
<i>Uroleucon sonchi</i> *	3,96	0,292	4,21	0,490	0,656	0,247
<i>Icerya purchasi</i>	13,75	0,265	14,40	0,717	0,384	0,653
<i>Lasius flavus</i> BI 1	3,58	0,269	4,05	0,442	0,367	0,476
<i>Lasius flavus</i> BI 2	1,28	0,063	1,64	0,152	0,050	0,356
<i>Myrmica rubra</i> WI	7,60	0,102	7,78	0,167	0,500	0,178
<i>Tribolium</i> sp.	5,44	0,301	5,53	0,332	0,885	0,093
Blattodea	7,34	0,384	6,89	0,414	0,514	-0,449

\*Brachwiese

### Ethanol 96% (B)

Die Lagerung in stärker konzentriertem 96% Ethanol im Vergleich zu 70% Ethanol für 1 Monat hatte auf keine der untersuchten Arthropodengruppen signifikanten Auswirkungen weder auf die  $\delta^{13}\text{C}$ - (Tab. 4.6) noch auf  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte (Tab. 4.7). 2 von 3 Arten waren abgereicherter im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal, wenn sie in 96% Ethanol gelagert wurden (Tab. 4.6), und 2 Arten waren abgereicherter im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal, wenn sie in 96% Ethanol gelagert wurden (Tab. 4.7).

**Tabelle 4.6** 96% Ethanol (B): Mittelwerte und  $P$ -Werte  $\delta^{13}\text{C}$  (Ergebnis des t-Testes, (70% gegen 96%) von 3 verschiedenen Arthropodengruppen (n ist gleich in allen Gruppen))

Art	MW $\delta^{13}\text{C}$ 70%	S.E. 70%	MW $\delta^{13}\text{C}$ 96%	S.E. 96%	$P$	diff
<i>Messor barbarus</i>	-25,58	0,580	-26,09	0,185	0,459	0,510
<i>Ocypus olens</i>	-24,25	0,598	-24,17	0,309	0,932	-0,087
<i>Tribolium</i> sp.	-25,95	0,635	-25,50	0,260	0,553	-0,450

**Tabelle 4.7** 96% Ethanol (B): Mittelwerte und  $P$ -Werte  $\delta^{15}\text{N}$  (Ergebnis des t-Testes, 70% gegen 96%) von 3 verschiedenen Arthropodengruppen (n ist gleich in allen Gruppen)

Art	MW $\delta^{15}\text{N}$ 70%	S.E. 70%	MW $\delta^{15}\text{N}$ 96%	S.E. 96%	$P$	diff
<i>Messor barbarus</i>	9,15	0,254	8,96	0,101	0,640	-0,193
<i>Ocypus olens</i>	13,35	0,584	13,69	0,487	0,770	0,343
<i>Tribolium</i> sp.	5,44	0,301	4,74	0,153	0,210	-0,698

**Dauer der Lagerung (C)**

Für die meisten der 12 untersuchten Arthropodenarten hatte eine längere Lagerungszeit von 6 Monaten in 70% Ethanol keinen Einfluss auf die Isotopenwerte  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  im Vergleich zur kürzeren Lagerung für 1 Monat. Allerdings veränderte sich der  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert bei *Lasius flavus* (BI 2, von der Universität Bielefeld) signifikant durch diese längere Lagerungsdauer (Tab. 4.8). Die Auswirkung der längeren Lagerungszeit war auch signifikant bei der Ameisenart *Messor barbarus* (Tab. 4.9). Beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal gab es nur geringe An- oder Abreicherung zwischen der 6-monatigen und der kürzeren 1-monatigen Lagerungsdauer (Differenzen < 1), aber nicht bei *Tribolium* sp. (-1,385‰ Abreicherung nach 6 Monaten). Unterschiede bei den  $\delta^{15}\text{N}$ -Mittelwerten zwischen 1 und 6 Monaten Lagerungsdauer variierten von +1,346‰ bei *Messor barbarus* bis zu -1,69‰ bei den Coleoptera.

**Tabelle 4.8** Dauer der Lagerung (C): Mittelwerte und *P*-Werte  $\delta^{13}\text{C}$  (Ergebnis des t-Testes, 1 Monat Dauer gegen 6 Monate Dauer) von 12 verschiedenen Arthropodengruppen. Fett: signifikante Unterschiede

Art	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	<i>P</i>	diff
	1m	1m	6m	6m		
<i>Formica subrufa</i>	-23,52	0,252	-23,68	0,134	0,662	-0,161
<i>Lasius grandis</i>	-23,97	0,789	-23,59	0,801	0,756	0,377
<i>Forficula</i> sp.	-26,51	0,283	-26,59	0,432	0,916	-0,080
Spinnen	-26,77	0,559	-25,93	0,556	0,318	0,841
<i>Messor barbarus</i>	-26,29	0,430	-25,55	0,284	0,332	0,743
<i>Ocypus olens</i>	-24,25	0,598	-24,83	0,181	0,342	-0,572
Coleoptera	-26,35	1,107	-25,84	0,851	0,196	0,510
<i>Uroleucon sonchi</i>	-27,55	0,343	-28,36	0,272	0,116	-0,809
<i>Icerya purchasi</i>	-28,51	0,133	-28,57	0,160	0,804	-0,057
<i>Lasius flavus</i> BI 1	-25,89	0,188	-25,83	0,199	0,601	0,062
<i>Lasius flavus</i> BI 2	-26,36	0,219	-27,26	0,159	<b>0,017</b>	-0,891
<i>Tribolium</i> sp.	-25,95	0,635	-24,56	0,456	0,137	1,385

**Tabelle 4.9** Dauer der Lagerung (C): Mittelwerte und *P*-Werte  $\delta^{15}\text{N}$  (Ergebnis des t-Testes, 1 Monat Dauer gegen 6 Monate Dauer) von 12 verschiedenen Arthropodengruppen. Fett: signifikante Unterschiede

Art	MW $\delta^{15}\text{N}$	S.E.	MW $\delta^{15}\text{N}$	S.E.	<i>P</i>	diff
	1m	1m	6m	6m		
<i>Formica subrufa</i>	12,00	0,274	11,54	0,248	0,301	-0,461
<i>Lasius grandis</i>	11,86	0,113	11,34	0,457	0,258	-0,517
<i>Forficula</i> sp.	11,67	0,590	10,66	1,159	0,442	-1,010
Spinnen	11,38	0,416	10,04	0,642	0,091	-1,346
<i>Messor barbarus</i>	4,99	0,223	5,53	0,222	<b>0,009</b>	0,547
<i>Ocypus olens</i>	13,35	0,584	13,24	0,348	0,865	-0,107
Coleoptera	11,38	0,970	9,69	1,950	0,232	-1,690
<i>Uroleucon sonchi</i>	3,32	0,324	3,48	0,402	0,792	0,161
<i>Icerya purchasi</i>	13,69	0,269	12,79	0,230	0,104	-0,897
<i>Lasius flavus</i> BI 1	3,58	0,269	3,22	0,266	0,364	-0,358
<i>Lasius flavus</i> BI 2	1,28	0,063	1,20	0,190	0,674	0,107
<i>Tribolium</i> sp.	5,44	0,301	5,22	0,614	0,758	-0,220

### Bodenfalle (D)

Die Benutzung der Bodenfallen als Behandlungsvariante zeigte signifikante Auswirkungen bei den  $\delta^{13}\text{C}$  Werten von *Forficula* sp. und von den Spinnen, aber nicht bei den Coleoptera. Alle untersuchten Arthropoden in den Bodenfallen zeigten abgereichertere Mittelwerte als die Arthropoden, die mit den anderen Methoden gesammelt wurden (Tab. 4.10). Bei *Forficula* sp. und den Spinnen wurden die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte nicht durch den Gebrauch der Bodenfallen beeinflusst, aber bei den Coleoptera zeigten sich signifikante Auswirkungen der Behandlungsvariante Bodenfalle. Der Wert des Einzelexemplars von *Ocypus olens*, das nicht mit den Bodenfallen gesammelt wurde, unterschied sich sowohl im  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal (9,03‰) als auch im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal (-26,12‰) von den Werten der mit den Bodenfallen gesammelten Exemplare von *Ocypus olens* (24,52‰±0,116 in  $\delta^{13}\text{C}$  und 13,28‰±0,209 in  $^{15}\text{N}$ , n=34), wird aber nicht gezeigt in Tab. 4.10 oder Tab. 4.11.

**Tabelle 4.10** Bodenfalle (D): Mittelwerte und *P*-Werte  $\delta^{13}\text{C}$  (Ergebnis des t-Testes, Bodenfalle gegen andere Sammelmethoden) von 3 verschiedenen Arthropoden. Fett: signifikante Unterschiede

Art	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	<i>P</i>	diff
	Standard	Standard	Bodenfalle	Bodenfalle		
<i>Forficula</i> sp.	-26,57	0,280	-24,83	0,646	<b>0,021</b>	-1,736
Spinnen	-26,10	0,718	-20,93	2,590	<b>0,036</b>	-5,172
Coleoptera	-25,15	0,120	-25,09	0,735	0,952	-0,065

**Tabelle 4.11** Bodenfalle (D): Mittelwerte und *P*-Werte  $\delta^{15}\text{N}$  (Ergebnis des t-Testes, Bodenfalle gegen andere Sammelmethoden) von 3 verschiedenen Arthropoden. Fett: signifikante Unterschiede

Art	MW $\delta^{15}\text{N}$	S.E.	MW $\delta^{15}\text{N}$	S.E.	<i>P</i>	diff
	Standard	Standard	Bodenfalle	Bodenfalle		
<i>Forficula</i> sp.	11,45	0,831	9,43	1,064	0,159	-2,024
Spinnen	11,80	0,902	12,52	0,245	0,658	0,713
Coleoptera	12,91	1,140	12,00	1,165	<b>0,017</b>	-0,915

### Körperteil (E)

Von 6 Arten zeigten nur die Ameisen *Formica subrufa*, *Lasius grandis* und *Messor barbarus* marginal signifikante und hoch signifikante Unterschiede beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert zwischen den Körperteilen Caput und Gaster (Tab. 4.12), beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert aber nur *Messor barbarus* (Tab. 4.13). Die anderen getesteten Arten zeigten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Körperteilen. Bei allen untersuchten Arten (außer *Forficula* sp.) war das Abdomen (Gaster bei den Ameisen) abgereicherter im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal, aber beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal waren die meisten Arten angereicherter im Abdomen/Gaster im Vergleich zum Caput (aber nicht bei *Messor barbarus* und *Ocypus olens*). Differenzen zwischen den Mittelwerten ( $\delta^{13}\text{C}$ ) von Caput und Abdomen (Tab. 4.13) bei den signifikant unterschiedlichen Ameisenarten bewegten sich zwischen 0,49‰ Abreicherung bei *Messor barbarus* und 2,203‰ Anreicherung bei *Formica subrufa*.

**Tabelle 4.12** Körperteil (E): Mittelwerte und *P*-Werte  $\delta^{13}\text{C}$  (Ergebnis des t-Testes, Caput gegen Abdomen/Gaster) von 7 verschiedenen Arthropoden Gruppen. Fett: signifikante Unterschiede. *n* ist gleich in allen Methoden

Art	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	MW $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	<i>P</i>	diff
	Caput	Caput	abdo/gast	abdo /gast		
<i>Formica subrufa</i>	-23,69	0,248	-25,89	0,377	<0,001	-2,203
<i>Lasius grandis</i>	-23,84	0,081	-24,48	0,181	<b>0,015</b>	-0,637
<i>Forficula</i> sp.	-25,46	0,990	-25,09	1,428	0,830	0,374
Spinnen	-24,14	0,065	-24,82	1,000	0,597	-0,685
<i>Messor barbarus</i>	-25,45	0,088	-25,94	0,207	<b>0,051</b>	-0,493
<i>Ocypus olens</i>	-24,35	0,375	-24,79	0,201	0,205	-0,443
<i>Tribolium</i>	-24,60	0,156	-25,95	0,635	0,164	-1,350

**Tabelle 4.13** Körperteil (E): Mittelwerte und *P*-Werte  $\delta^{15}\text{N}$  (Ergebnis des t-Testes, Caput gegen Abdomen/Gaster) von 7 verschiedenen Arthropoden Gruppen. Fett: signifikante Unterschiede. *n* ist gleich in allen Methoden

Art	MW $\delta^{15}\text{N}$	S.E.	MW $\delta^{15}\text{N}$	S.E.	<i>P</i>	diff
	Caput	Caput	abdo/gast	abdo /gast		
<i>Formica subrufa</i>	12,10	0,214	12,76	0,280	0,104	0,658
<i>Lasius grandis</i>	12,02	0,100	12,39	0,175	0,141	0,368
<i>Forficula</i> sp.	9,71	0,865	10,00	0,972	0,824	0,297
Spinnen	10,70	1,810	10,86	1,950	0,458	0,160
<i>Messor barbarus</i>	5,74	0,093	5,05	0,143	<b>0,001</b>	-0,695
<i>Ocypus olens</i>	12,78	0,550	12,73	0,429	0,851	-0,057
<i>Tribolium</i>	4,91	0,275	5,44	0,301	0,391	0,535

#### 4.1.4 Diskussion

##### 4.1.4.1 Welche Konservierungs- und Behandlungs-Methoden zeigen signifikante Auswirkungen?

Das wichtigste Ergebnis dieser Studie ist, dass die Proben der Konservierungsmethoden, die am gängigsten und am praktikabelsten sind (Kontrolle 70% Ethanol und Trocknung), direkt vergleichbar beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert und meist direkt vergleichbar beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert sind (Tab. 4.14, A, B, C). Nur 2 von 14 analysierten Arthropodengruppen (die Ameisenart *Formica subrufa* und die Blattodea-Art) zeigten marginal signifikante Effekte in  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal, wenn man sie nach dem Einfrieren bei -24 °C (zum Töten) getrocknet lagert anstatt sie in Ethanol (70%) zu lagern. Dabei sind die Ursachen des Effekts bei beiden Arten wohl unterschiedlich. Auch eine Lagerung in höher konzentriertem Ethanol (Ethanol 96%, B) und eine Lagerung von 6 Monaten statt 1 Monat (Dauer der Lagerung, C) zeigte keine Auswirkungen auf die Isotopensignatur im Vergleich zur Kontrolle (70% Ethanol) bei allen Gruppen, die auf diesen Effekt hin untersucht wurden. Grundsätzlich ist zu beachten, dass in dieser Studie nur Proben untersucht wurden, die auch ein Einfrieren hinter sich haben, und auch hier könnten ja schon Effekte auftreten. Eventuell treten durch die niedrigen Temperaturen Veränderung und Zerstörung der Zellstrukturen auf. Beim anschließenden Lagern in Ethanol (70% Ethanol, Kontrolle) könnten die organischen Substanzen dann –

anders als bei der Lagerung im getrockneten Zustand (Trocknung, A) – mit dem Ethanol ausgeschwemmt werden. Feuchtmayr & Grey (2003) zeigen als Erklärung auch, dass Alkohole Lipidlösungsmitteln sind und daher neben dem zusätzlich zugegebenen Kohlenstoff des Ethanols auch einen Lipidverlust aus der Probe bewirken und es daher zu einer Anreicherung des schweren Isotops in den Proben kommt. Die marginal signifikanten Effekte bei *Formica subrufa* und Blattodea könnten theoretisch also auch dadurch in der Behandlung ausgelöst werden. Feuchtmayr & Grey (2003) haben auch große Effekte gezeigt, die durch Einfrieren entstehen, beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal und auch beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal, allerdings handelte es sich dabei auch um einzellige Organismen wie Zooplankton, die durch Einfrieren tatsächlich insgesamt in ihrer Struktur geschädigt werden. Andere Studien (Krab et al. 2012) zeigten, dass das Einfrieren keinen Effekt zumindest auf den  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert bei Collembolen hat. Sweeting et al. (2004) empfehlen sogar das Einfrieren als beste Methode der Lagerung für Gewebeproben bei Fischen. Die einzige hier untersuchte Methode, bei der die Proben nicht eingefroren werden vor der Lagerung, waren die Proben aus den Bodenfallen. Der Bodenfallen-Effekt (D, Tab. 4.10 und 4.11) könnte also seine Ursache auch in diesem Faktor haben. Wahrscheinlicher ist aber, dass die Spülmittellösung und die eventuell stattfindende Verrottung (48 h) die Ursache für die marginal signifikanten Effekt von ( $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$ ) in Methode D waren. Proben aus Bodenfallen sollten also nur bedingt mit Proben, die nicht in Bodenfallen mit Spülmittellösung gelegen haben, verglichen werden. Die Körperteil-Ergebnisse (E, Tab. 4.12) zeigten aber ganz klar für die Ameisen eine Abreicherung beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte des Gaster im Vergleich zum Caput. Auch Tillberg et al. (2006) zeigte bei Ameisen höhere  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte im Caput als im Thorax. Feldhaar et al. 2010 empfehlen ein Aushungern der Ameisen vor der Analyse. Dies sollte unbedingt berücksichtigt und je nach Fragestellung entsprechend analysiert werden. Im Fall der Ameisen sollte man zwischen der Frage nach der aktuellen Ernährung (dann kann man den Gaster mit der aktuellen Nahrung analysieren) oder der Ernährung über die gesamte Lebensdauer entscheiden (dann kann man den Kopf analysieren und das Ergebnis wird nicht durch die aktuelle Nahrung beeinflusst).

**Tabelle 4.14** Zusammenfassung der Ergebnisse und Schlussfolgerungen

Effekt, Anzahl Arten	Ergebnis $\delta^{13}\text{C}$	Bedeutung $\delta^{13}\text{C}$	Ergebnis $\delta^{15}\text{N}$	Bedeutung $\delta^{15}\text{N}$
Trocknung (A), 14	<b>keine Auswirkungen,</b> nur marginal signifikante Auswirkung bei <i>Formica subrufa</i> , Blattodea	Nach dem Einfrieren ist es meist egal, ob die Proben getrocknet oder in 70% Ethanol gelagert werden.	<b>keine Auswirkungen</b>	Nach dem Einfrieren ist es egal, ob die Proben getrocknet oder in 70% Ethanol gelagert werden.
96% Ethanol (B), 4	<b>keine Auswirkungen</b>	Die Konzentration des Ethanols, in dem die Proben gelagert werden, kann ignoriert werden.	<b>keine Auswirkungen</b>	Die Konzentration des Ethanols, in dem die Proben gelagert werden, kann ignoriert werden.
Dauer der Lagerung (C), 12	<b>keine Auswirkungen,</b> nur marginal signifikante Auswirkung bei <i>Lasius flavus UNI</i>	Nach dem Einfrieren ist es meist egal, ob die Proben für 1 Monat oder für 6 Monate in Ethanol gelagert werden.	<b>keine Auswirkungen</b> nur marginal signifikante Auswirkung bei <i>Messor barbarus</i>	Nach dem Einfrieren ist es meist egal, ob die Proben für 1 Monat oder für 6 Monate in Ethanol gelagert werden.
Bodenfalle (D), 2	marginal signifikante Auswirkung bei <i>Forficula</i> sp. und Spinnen, aber nicht bei Coleoptera	Die Fangmethode mit Bodenfallen mit Lösung ist nicht vergleichbar mit andern Fangmethoden.	marginal signifikante Auswirkung bei Coleoptera	Die Fangmethode mit Bodenfallen mit Lösung ist nicht vergleichbar mit anderen Fangmethoden, Grund könnte aber auch die Tatsache sein, dass mehr als 1 Art miteinander verglichen wurde.

#### 4.1.4.2 Anreicherung oder Abreicherung?

Diese Studie ermittelt meist keine grundsätzlichen Tendenzen für eine Abreicherung oder Anreicherung der  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte bei verschiedenen Arthropoden (Tab. 4.15). Nur bei Trocknung (A) könnte die Tendenz zu einer Anreicherung beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal zu erkennen sein; bei (C.) Dauer der Lagerung beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal könnte eine Tendenz zur Abreicherung der Proben zu erkennen sein. Einige Arten zeigten gehäuft sehr hohe mittlere Differenzen zwischen der getesteten Methoden und der Kontrolle (Tab. 4.15). Meist sind das Gruppen, die aus mehreren Arten bestehen (Spinnen und *Forficula*, 2 Arten), aber auch die

Art *Tribolium* zeigte eher große Unterschiede. Ursache für die Differenzen könnte also sein, dass mehrere Arten gepoolt wurden. Die fehlende Tendenz ist auch ein Hinweis auf sehr unterschiedliche Ursachen der Auswirkungen.

**Tabelle 4.15** Anzahl der Arten, die für den jeweiligen Effekt eine Abreicherung oder Anreicherung im Vergleich zur Kontrolle (bei Körperteil: Caput im Vergleich zu Thorax/Abdomen) zeigen, als mittlere Differenz aller Proben gemessen

Methode (Kohlenstoff oder Stickstoff)	Abreicherung Anzahl	Anreicherung Anzahl	Bemerkung
Trocknung C	6	8	Starke mittlere Abreicherung bei Spinnen (-1,264), starke mittlere Anreicherung bei <i>Tribolium</i> sp. (+1,163)
Trocknung N	3	11	starke mittlere Anreicherung bei Spinnen (+1,163)
96% Ethanol C	2	1	Alle Differenzen < 1
96% Ethanol N	2	1	Alle Differenzen < 1
Dauer C	6	6	starke mittlere Anreicherung bei <i>Tribolium</i> sp. (+1,385) Stärkste Abreicherung bei <i>Lasius flavus</i> BI2 (-0,891) und <i>Uroleucon sonchi</i> (-0,809)
Dauer N	9	3	Starke Abreicherung bei Coleoptera (-1,690), Spinnen (-1,3469 und <i>Forficula</i> sp. (-1,010)
Bodenfalle C	3	0	Starke Abreicherung bei <i>Forficula</i> sp. (-1,736) und sehr starke Abreicherung bei Spinnen (-5,172)
Bodenfalle N	2	1	Starke Abreicherung bei <i>Forficula</i> sp. (-2,024)
Körperteil C	6	1	Starke Abreicherung bei <i>Formica subrufa</i> (-2,203) und <i>Tribolium</i> sp. (-1,350) des Gasters im Vergleich zum Caput
Körperteil N	2	5	Alle Differenzen < 1

Proben, in denen mehrere Arten gepoolt wurden (zum Beispiel bei den Coleoptera und Spinnen) zeigen teilweise hohe Werte für den S.E. (z.B. Tab. 4.5 (Trocknung), Coleoptera <sup>13</sup>C: S.E.=0,736 und <sup>15</sup>N S.E.=0,721 und Tab. 4.8 (Dauer der Lagerung), Coleoptera <sup>13</sup>C: S.E.=1,107 und <sup>15</sup>N S.E.=0,851 und Tab. 4.9 (Dauer der Lagerung), Coleoptera <sup>15</sup>N: S.E.=0,970 und <sup>15</sup>N S.E.=1,950 und Tab. 4.10 (Bodenfalle), Spinnen <sup>13</sup>C: S.E.=0,718 und <sup>15</sup>N SE=2,590). Auch das könnte ein Hinweis auf die verschiedenen enthaltenen Arten sein, die durch unterschiedliche Eigenschaften (Alter, Dicke der Cuticula, Ernährungsform) unterschiedlich auf die Lagerungs- und Behandlungsmethoden reagieren (Krab et al. 2012). Artspezifische Beprobung ist daher unerlässlich bei der Untersuchung von Arthropoden einer Gemeinschaft, wenn man Aussagen beispielsweise zur Position der Arten im Nahrungsnetz treffen will. In anderen Studien werden Proben nach der Lagerung in Ethanol auch oft abgewaschen und dadurch eventuell auch Substanzen herausgewaschen und das Isotopenverhältnis verändert. In dieser Studie wurde der Ethanol nur abgeschüttet und die Proben so getrocknet. Ein möglicher Abwascheffekt kann also ausgeschlossen werden. Bei einigen Proben kam es aber zur starken Verfärbung des Ethanolüberstandes, so dass offensichtlich Substanzen aus den Arthropoden herausgelöst wurden. Das Phänomen trat aber unabhängig von der Arthropodenart und Methode auf und könnte durchaus Inhalt weiterer Untersuchungen sein.

Nach Ponsard & Amlou (1998) ist jede Konservierung besser für die Analyse der natürlichen Verhältnisse der Isotope als eine Verrottung. Wenn einige Dinge beachtet werden, sind die Studien, die

auf der Plantage durchgeführt wurden und die zur Beantwortung ihrer Fragen die Methode der Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope C und N benutzen, durchaus miteinander vergleichbar.

#### 4.1.5 Zusammenfassung

(1) Bei der Literaturrecherche fanden sich nur sehr wenige Studien zu Auswirkungen von Konservierungs- und Lagerungsmethoden von tierischem Material auf die Isotopenwerte  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  speziell bei Insekten. Die meisten Studien wurden für Arten aus dem aquatischen Bereich durchgeführt.

(2) Um eventuelle Auswirkungen verschiedener Sammel- und Lagerungsmethoden auf das Isotopen-Signal zu bestimmen, wurden 14 verschiedenen Arthropodengruppen untersucht. Entweder wurden die Proben für 1 Monat in 70% Ethanol gelagert oder die Proben wurden für 1 Monat getrocknet gelagert. Darüber hinaus sind einige der Insekten für 6 Monate in Ethanol, oder in 96% Ethanol gelagert worden. Zusätzlich wurden einige Insekten (Ameisen, Spinnen, Ohrwürmer, *Ocypus olens*) vor der Lagerung in Caput- Abdomen (Gaster) getrennt, um die Auswirkungen zu testen, die die Analyse unterschiedlicher Körperteile bewirken kann.

(3) Die Studie zeigt, dass Lagerung im getrockneten Zustand für einen Monat keine Auswirkungen auf die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte im Vergleich zur Kontrolle (Lagerung in 70% Ethanol) hat. Ebenso hat die Lagerung in stärker konzentriertem 96%igem Ethanol und die längere Lagerungsdauer von 6 Monaten keine Auswirkungen auf die Isotopenwerte  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  im Vergleich zur Kontrolle. Das ist ein wichtiges Ergebnis in Bezug auf ältere existierende Proben, die auf der Untersuchungsplantage genommen wurden. Aber auch für Arthropoden-Proben aus Museen, die zu Forschungszwecken zur Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope herangezogen werden können, kann dies ein wichtiger Hinweis sein.

(4) Die Fangmethode mit Bodenfallen, die mit Wasser und Spülmittel befüllt sind, hat aber in dieser Studie signifikante Auswirkungen auf die  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte. Die Effekte zeigen eine Tendenz zur Anreicherung beim  $\delta^{13}\text{C}$ .

(5) Auch die Analyse verschiedener Körperteile zeigte große Unterschiede. Die Anreicherung zeigte Werte von 0,5 bis 2,2 ‰ beim  $\delta^{13}\text{C}$  zwischen den Körperteilen Caput und Gaster bei den Ameisen.

## 5 Die Bedeutung der Trophobie für Ameisen als Maß für die Einteilung in verschiedene funktionelle Gruppen– eine Analyse mit stabilen Isotopen

### 5.1 Funktionelle Gruppen und Trophobie

In diesem Kapitel werden die verschiedenen Ameisenarten in ihrem Ernährungsverhalten und in ihrer Zugehörigkeit zu einer funktionellen Gruppe untersucht. Die Untersuchung konzentriert sich auf eine wichtige trophische Gruppe der Ameisen in La Selva, die trophobiotischen Ameisen. Sie sind augenscheinlich sehr abundant auf der Plantage und zeigen zusammen mit ihren Trophobie-Partnern, den Blattläusen, eine komplexe Diversität. Direkt beobachtete tritrophische Kontakte zwischen den beteiligten Gruppen Wirtspflanze, Blattlaus und Ameise wurden individuell gezielt beprobt und von diesen tritrophischen Kontakten (Abb. 5.1) die Muster der natürlichen Verhältnisse der Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotope analysiert. Welcher trophischen Ebene sind die Ameisenarten zuzuordnen? Sind sie eher stark oder eher schwach trophobiotisch oder doch pantophag? Der Boden als Basis für die Wirtspflanzen wurde zusätzlich mit analysiert. Der auf einigen Flächen ausgebrachte Dünger stellte dabei ein Markierungssystem (Labelling) dar. Wichtig war bei dieser Methode die Beachtung der Baseline (=Werte der ersten trophischen Ebene, Pflanzen bei terrestrischen Ökosystemen) des trophischen Systems; wird diese nicht beachtet, kann es zu Fehlinterpretationen der trophischen Ebene kommen.

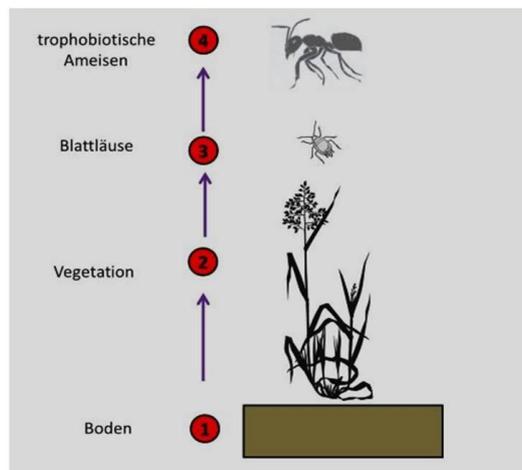


Abbildung 5.1 Das beobachtete System Boden-Wirtspflanze-Blattlaus-Ameise

#### 5.1.1 Einleitung

Funktionelle Diversität beschreibt die Vielfalt der Funktionen der Arten in einem Lebensraum, dabei werden die Arten bestimmten funktionellen Gruppen zugeordnet und die Zahl der vorkommenden Gruppen dient als Maß der Diversität (Kapitel 2.5). Auch für die Ameisen wurden solche Einteilungen etabliert. Es gibt aber neben dieser Einteilung nach Reaktion auf Stress und Störung, auch die Einteilung nach dem Ernährungsverhalten (Kapitel 2.6). Für den mediterranen Raum gibt es die Anpassung des

Systems von Roig & Espadaler (2010). Allgemein sind Studien zum Ernährungsverhalten (siehe auch Tab 5.1) und zur funktionellen Diversität für die Ameisenarten des mediterranen Raums eher selten (Platner et al. 2012, Fiedler et al. 2007, Ottonetti et al. 2008). Am Beispiel der Untersuchung auf der Plantage in Spanien soll diese Lücke weiter gefüllt werden. Die Ameisengesellschaft des Agrarökosystems umfasst 26 Ameisenarten (Kapitel 3.1.6). Diese Arten können verschiedenen Ernährungsformen zugeordnet werden. Mit der Methode der Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope lassen sich die trophischen Ebenen der untersuchten Arten sehr gut erkennen (Kapitel 3.2.3). Außerdem sind Stoffflüsse der wichtigen Elemente C und N leichter nachzuvollziehen. Die Untersuchung einzelner Arten der Ameisen ermöglicht ein Erkennen der artspezifischen Ernährung und eine Einteilung in die trophischen Ebenen, dadurch ist eine Einteilung in die funktionellen Gruppen erleichtert. Eine besonders auffällige und für Ökosysteme und Stoffflüsse wichtige Ernährungsform ist die Trophobie, eine Symbiose zwischen Ameisen und den pflanzensaftaugenden Blattläusen (Stadler & Dixon 2005), die den überschüssigen Honigtau an die Ameisen als energiereichen „süßen Saft“ abgeben und dafür Schutz vor Prädatoren bekommen (Way 1963). In vielen Ökosystemen ist die Trophobie wichtig (Delabi 2001) und für temperierte Zonen ist die Biologie dazu für einzelne Ameisenarten bekannt. Beispielsweise kann eine einzige Kolonie von *Formica* sp. bis zu 500 kg Honigtau pro Jahr sammeln (Zoebelein 1956). 13% des Trockengewichts des Honigtaus bestehen aus Aminosäuren und der Honigtau enthält somit alle essentiellen Aminosäuren-Bausteine, die für die Synthese von tierischen Proteinen gebraucht werden. Es existieren viele Studien zur funktionellen Diversität von Ameisen für die Tropen (Wheeler 1910, Hölldobler & Wilson 1990, Andersen 1995, 1997, 2000), während aber Studien für mediterrane Ökosysteme fehlen. In mediterranen Ökosystemen gibt es mehr funktionelle und trophische Gruppen als in Zentral-Europa (Platner et al. 2012): granivore Ernteameisen (*Messor* spp.), nektarivore Ameisen (*Camponotus* spp.), omnivore Generalisten mit trophobiotischem Ernährungsverhalten (*Lasius* spp. und *Formica* spp.), detritivore Arten, die an pflanzlichen und tierischen Resten fressen (*Pheidole* spp. und *Tetramorium* spp.), spezialisierte Prädatoren (*Hypoconer* spp.) und kryptische (d.h. unbekannte Ernährung und verborgene Lebensweise) Arten (*Solenopsis* spp.). Typischerweise zeigen sich Tiere in Vergleich zu ihrer Nahrung beim Kohlenstoffisotop um 0-1‰ angereichert (DeNiro & Epstein 1978; Michener & Schell 1994) und um 3-5‰ beim Stickstoff (DeNiro & Epstein 1981; Minagawa & Wada 1984; Post 2002), was eine relative Einordnung in trophische Ebenen erlaubt. Fiedler et al. (2007) untersuchten 43 Ameisenarten in der temperierten Zone in Europa und gewannen detaillierte Einblicke in das Isotopen-Muster der zentraleuropäischen Ameisen. Sie konnten zeigen, dass die Trophobie tatsächlich ein wichtiger Faktor bei der Ernährung der Ameisengattungen *Formica*, *Lasius*, *Camponotus* und *Plagiolepis* ist. Ottonetti et al. (2008) erkannten erfolgreich die Position im Nahrungsnetz ( $\delta^{15}\text{N}$ -Wert) und die Kohlenstoffquelle ( $\delta^{13}\text{C}$ -Wert) von 5 Ameisenarten in Italien – von der untersten Ebene (Zusammenleben mit Homopteren) bis zur höheren Ebene (Prädation).

Auf der Mandarinenplantage scheint die Trophobie zumindest zum Zeitpunkt der höchsten Blattlausabundanz im Frühjahr (Piñol et al. 2009) eine wichtige Ernährungsform zu sein; sowohl auf den

Bäumen selbst als auch in der Krautschicht sind Blattlauskolonien sichtbar, die ständig von Ameisen belaufen werden. Die Ameisenarten, die daraufhin in dieser Studie untersucht wurden, weil sie im trophobiotischen System beobachtet wurden, zeigen bekanntermaßen (u.a. Cavia 1990, Detrain 1990) unterschiedliches Ernährungsverhalten (Kapitel 3.1.6 und Tab. 5.1). Daher sollten die Unterschiede in Bezug auf ihr Verhalten bei der Trophobie auch durch die Analyse der natürlichen Verhältnisse der Isotope darstellbar sein.

**Tabelle 5.1** Die 7 Ameisenarten, die in dieser Untersuchung vorkamen, weil sie im trophobiotischen System beobachtet wurden mit ihrer Einordnung in die funktionellen Gruppen nach Roig & Espadaler (2010) und mit ihrem bekannten Ernährungsverhalten (siehe Tab. 3.1)

Art	Roig & Espadaler 2010	Bekanntes Ernährungsverhalten
<i>Pyramica membranifera</i>	SP	zoophag (Collembolen und andere eher weiche Bodenarthropoden)
<i>Formica rufibarbis</i>	GO	Arthropoden-Kadaver, vor allem von anderen Ameisen, aber auch von anderen Insekten, Samen, wahrscheinlich wegen der Elaiosomen, Nektar und Pflanzensäfte
<i>Pheidole pallidula</i>	GO	zoophag (Collembolen und andere eher weiche Bodenarthropoden) detritivor (tierische und pflanzliche Reste zu gleichen Anteilen)
<i>Formica subrufa</i>	HCS/OH	Arthropoden-Kadaver, vor allem von anderen Ameisen, aber auch von anderen Insekten, Samen, wahrscheinlich wegen der Elaiosomen, Nektar und Pflanzensäfte
<i>Camponotus aethiops</i>	HCS/OH	trophobiotisch, nektarivor
<i>Plagiolepis pygmaea</i>	GO	nektarivor
<i>Lasius grandis</i>	CCS/SH	trophobiotisch, aber auch Psocoptera und Blattläuse als Beute, abhängig von der Jahreszeit

Um die Bedeutung der Trophobie für die Ameisenarten und die Struktur des trophobiotischen Systems zu entschlüsseln, wurden die  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte des Bodens, der Wirtspflanzen, Blattläuse und Ameisen analysiert. Bekannt sind in diesem Plantagensystem bis jetzt rund 100 Pflanzenarten (Stauden, Gräser, Bäume, Kindermann 2010), 24 Blattlausarten und 26 Ameisenarten (Piñol et al. 2008). Als Besonderheit dieser Methode wurden die Isotopen-Analysen mit direkten Beobachtungen trophobiotischer Kontakte kombiniert. Der organische Dünger, der in Teilen der Plantage ausgebracht wird, wurde als natürlicher  $\delta^{15}\text{N}$ -Label genutzt und war eine gute Methode, um die Stickstoff-Flüsse durch das Ernährungssystem Trophobie zu verfolgen. Es ist immer auch wichtig, die spezifische Ernährung der einzelnen Arten zu kennen. In dieser Untersuchung soll nun geprüft werden, inwieweit sich die bisherigen Daten zum Ernährungsverhalten der Ameisen mit Isotopenuntersuchungen bestätigen lassen.

Das Ziel dieser Untersuchung ist es, neben einer

(1) repräsentativen Momentaufnahme über die trophobiotischen Partner und ihre Diversität zum Zeitpunkt des stärksten Blattlausvorkommens,

folgende Fragen zu beantworten:

(2) Kann das Stickstoff-Isotopen-Signal des Düngers über die verschiedenen trophischen Ebenen verfolgt werden und können die verschiedenen trophischen Ebenen durch die Verhältnisse der Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotope abgebildet werden? Als Anreicherung pro trophischer Ebene kann nach DeNiro & Epstein (1978, 1981) für  $^{13}\text{C}$  0.0-1.0 ‰ und für  $^{15}\text{N}$  3-5 ‰ angenommen werden. Abb. 5.2c zeigt das Gesamtbild der hypothetischen Anreicherung.

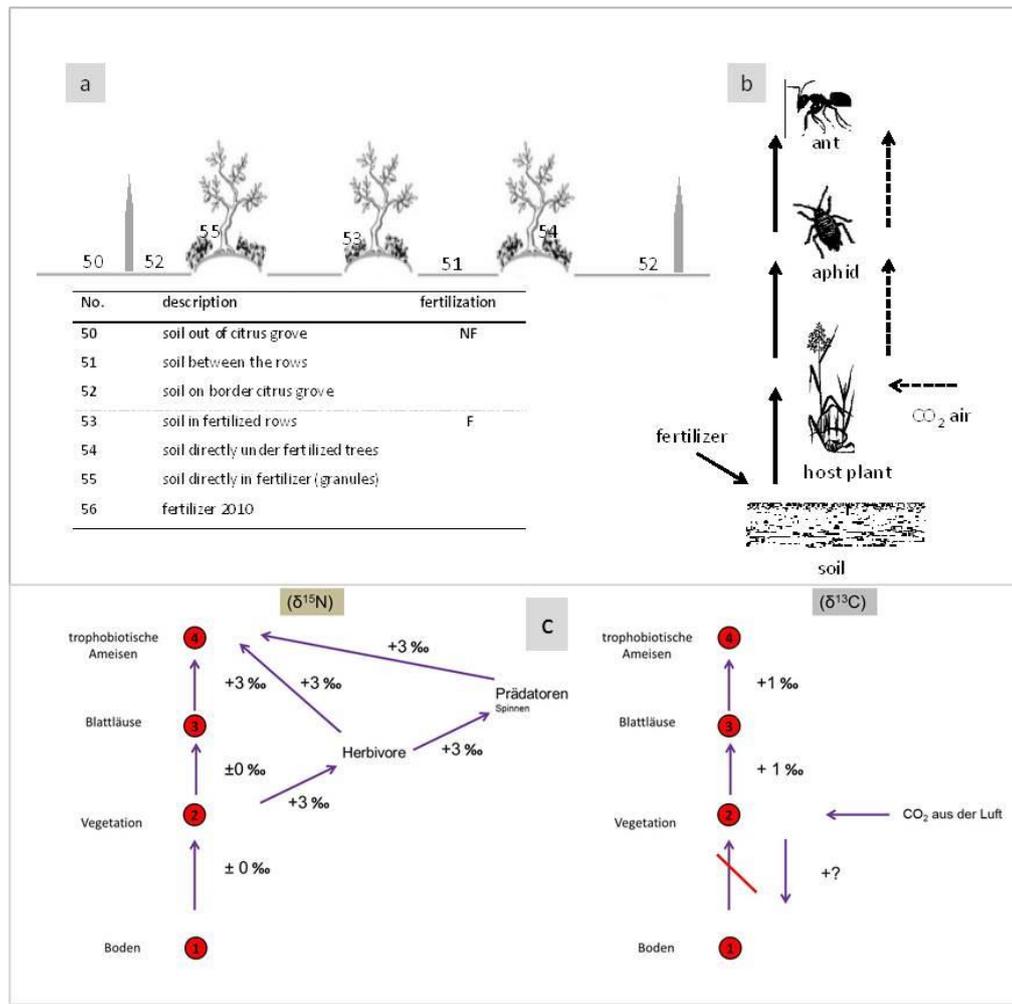
(3) Korrelieren die trophobiotischen Ameisen in ihren Isotopensignalen mit denen ihrer Blattläuse? Je größer die Korrelation ist, desto wichtiger sollte die Trophobiose für die Ameisenart sein.

(4) Gibt es Unterschiede zwischen den einzelnen Arten in Bezug zur Wichtigkeit der Trophobiose und ist dadurch eine bessere Zuordnung zu funktionellen Gruppen möglich?

## 5.1.2 Methoden

### 5.1.2.1 Sammeln der Proben

Die Datenaufnahme fand in verschiedenen Bereichen der Plantage in La Selva (Abb. 3.2A 2=Brachwiese, 3=Mandarinenplantage, 5=Haselnussplantage) statt, also auch in den Bereichen mit anderen Baumarten als den Mandarinenbäumen (*Corylus avellana*, *Prunus dulcis*, *Prunus persica*, *Pyrus communis*, *Olea europaea*, *Punica granatum*). Die Düngung (mit Fe Biológico Pellets, Agrimartin) und die Bewässerung wurden aber nur auf der Mandarinenplantage durchgeführt und auch da nur in den Bereichen direkt unter den Bäumen am Stamm (Abb. 5.2a). Es wurden daher zwei Arten „Boden“ definiert: (1) „F“ = gedüngter (fertilized) soil (Boden aus gedüngten Bereichen und der Dünger selbst) und (2) „NF“ = ungedüngter (non fertilized) soil (Boden aus ungedüngten Bereichen). Da der Dünger ein grundsätzlich anderes Stickstoff-Isotopen-Signal ( $\delta^{15}\text{N}$  in 2010 (MW±S.E.): 12,4‰±0,18) hat als der natürliche Boden (Boden der Plantage ohne Dünger: MW±S.E.: 5,01‰±0,4) kann die Anwendung des Düngers als  $\delta^{15}\text{N}$  Labelling Experiment betrachtet werden. Um den Einfluss des seit 2002 ausgebrachten organischen Düngers zu bestätigen, wurde zusätzlich für ältere in Ethanol gelagerte Blattlausindividuen (der häufigsten Art *Aphis spiraecola* auf Mandarinenbäumen gesammelt) der  $\delta^{15}\text{N}$  Wert über die Jahre 2002 bis 2009 bestimmt. Da ein Effekt durch die längere Lagerung (bis 6 Monate) ausgeschlossen werden kann (Kapitel 4) muss eine Veränderung beispielsweise ihre Ursache in der veränderten Bewirtschaftung (Düngung) der Plantagenbäume haben.



**Abbildung 5.2** Das untersuchte System: a. ungedüngte NF und gedüngte F Bereiche umgeben vom Zaun der Plantage; Mandarinenbäume und die krautigen Pflanzen darunter in den Reihen sind gedüngt und gewässert, während die Bereiche zwischen den Reihen und am Rand der Plantage nicht gedüngt und nicht bewässert sind. (Zahlen 50 bis 56 verweisen auf die Probenkodierung in Abb. 5.4); b. Boden, Wirtspflanze, Blattlaus und Ameise als untersuchte Komponenten (schwarze Pfeile:  $\delta^{15}\text{N}$  Isotopenbeziehungen, gestrichelte Pfeile:  $\delta^{13}\text{C}$  Isotopenbeziehungen); c: Hypothetische Anreicherung nach DeNiro & Epstein (1978, 1981) für  $^{13}\text{C}$  und  $^{15}\text{N}$  im untersuchten System

Zum Zeitpunkt des größten Blattlausvorkommens (Piñol et al. 2009) im Juni 2010 wurden abschnittsweise in einem Zeitraum von sieben Tagen alle beim transsektartigen Begehen der Baumreihen sichtbaren Blattlauskolonien auf verschiedenen Wirtspflanzen untersucht. Jeden Tag wurde dabei ein weiteres Stück der Plantage abgesucht und jede gefundene Blattlauskolonie für 5 Minuten und an zwei verschiedenen Zeitpunkten am Tag (morgens, nachmittags) auf nahrungssuchende Ameisen hin untersucht. Von den Blattlauskolonien wurden einige Blattlausindividuen, Laub der Wirtspflanzen und der Boden, in dem die Wirtspflanzen wuchsen (ca. 5-10 g der obersten 5 cm) gesammelt. Wenn ein direkter Kontakt zwischen Blattlaus und einer Ameise (Arbeiterin) beobachtet wurde, wurde diese Ameise zusätzlich gesammelt (Abb. 5.2b). Zusätzlich wurden testweise noch einige Wurzeln von *Avena barbata* (Poaceae) gesammelt, um eventuell vorhanden Wurzelläuse zu entdecken. In diesen Proben wurden sowohl Wurzelläuse als auch Ameisen gefunden, aber der direkte Kontakt wurde nicht beobachtet. Insgesamt wurden 33 Quartetts (Boden, Wirtspflanze, Blattlaus, Ameise), 47 Tripletts

(Boden, Wirtspflanze, Blattlaus) und 2 Duetts (Boden, Wirtspflanze) gefunden. Weiterhin wurden Pilze und einige andere Arthropoden, die auf der Plantage vorkommen, gesammelt, um eventuelle zusätzliche Nahrungsquellen erkennen zu können. Die Ameisen wurden mit einem Exhaustor gesammelt. Das Pflanzenmaterial bestand aus Laub und Stängeln bei den krautigen Pflanzen und aus Laub bei den Bäumen. Das Ziel war es, einen repräsentativen Querschnitt des trophobiotischen Systems der Plantage zu sammeln. Belegexemplare der Pflanzen wurden für ein Herbarium getrocknet und später identifiziert. Belegexemplare von Blattläusen und Ameisen wurden für die Identifizierung in 70% Ethanol gelagert (Collingwood 1978; Gómez & Espadaler 2007; Nieto Nafría et al. 1998, 2003, 2005; Blackman & Eastop 2013).

#### **5.1.2.2 Aufbereitung der Proben und Isotopenanalyse**

Ameisen und Blattläuse wurden in Papiertüten gegeben und bei  $-18^{\circ}\text{C}$  für 24-48 h tiefgefroren. Das Laub der Wirtspflanzen und die Bodenproben wurden direkt für ca. 2 Tage luftgetrocknet. Schließlich wurden alle Proben im Trockenschrank bei  $70^{\circ}\text{C}$  für 48 h getrocknet, das Pflanzen- und Bodenmaterial in feines Pulver gemahlen und in Zinnkapseln eingewogen (ca. 2 mg). Anschließend wurden die Proben im Elementaranalysator in reinem Sauerstoff verbrannt und die entstehenden Verbrennungsgase im IRMS auf ihre C- und N- Isotopengehalte hin untersucht (Kapitel 3.2.3). Die Ameisen und Blattläuse wurden jeweils komplett analysiert, Proben kleiner Arten können mehrere Individuen enthalten.

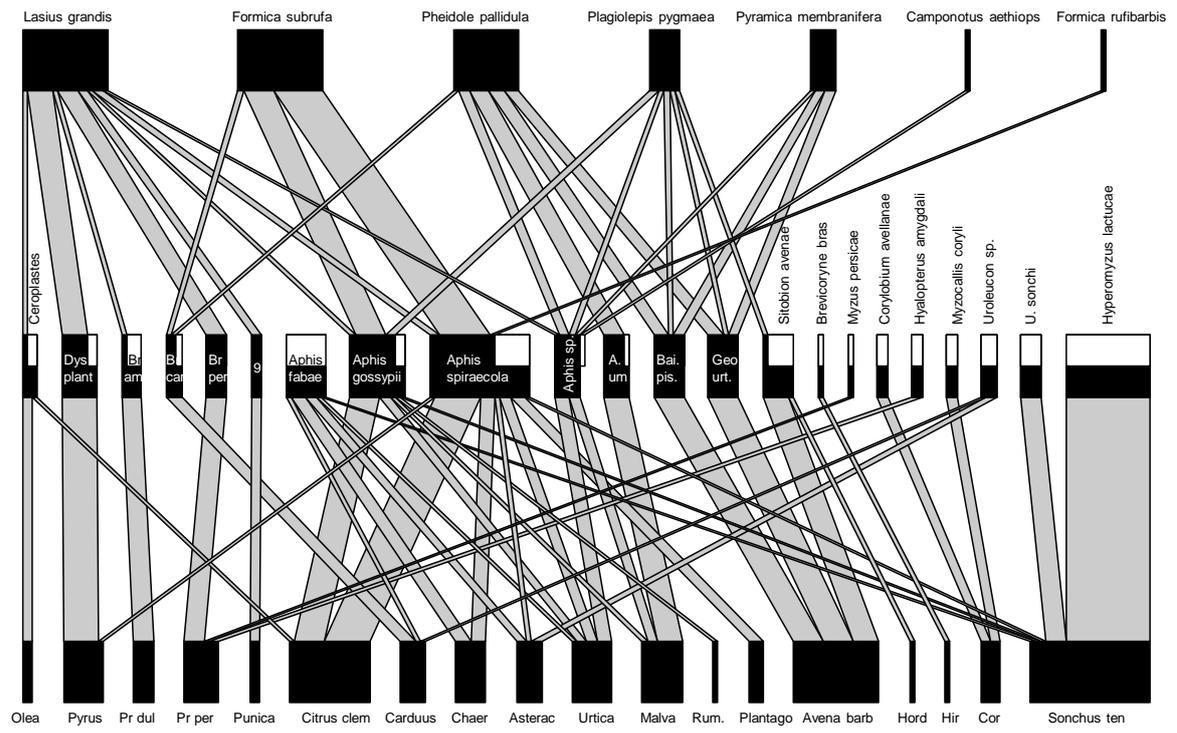
#### **5.1.2.3 Datenanalyse**

Um die Diversität der Interaktionen zwischen Wirtspflanzen, Blattläusen und Ameisen abzubilden, wurden alle beobachteten Kontakte unter Benutzung des R package Bipartite 2.18 (Dormann et al. 2008) geplottet. Die Anzahl der beobachteten Kontakte (Tab. 5.2) unterschied sich in einigen Fällen von der Anzahl der Proben für die Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope (Tab. 5.5), da nicht alle Proben untersucht wurden. Der Düngereffekt und die Nahrungsnetzkomponenten (d.h. trophische Ebenen) wurden in ihren  $\delta^{15}\text{N}$ - und  $\delta^{13}\text{C}$ -Werten mit einer zweifaktoriellen Varianzanalyse getestet, der Effekt der Düngung auf den Boden mit einer einfaktoriellen ANOVA. Danach wurden die Unterschiede innerhalb der einzelnen Nahrungsnetzkomponenten zwischen Proben aus F (gedüngt) und NF (nicht gedüngt) Bereichen mittels des Welch's t-Tests getestet. Die  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Zusammensetzung zwischen den direkt verbundenen Komponenten wurden durch die Regressionsanalyse der Quartetts, Triplets und Duetts verglichen. Der Korrelationskoeffizient wurde berechnet für alle Kombinationsmöglichkeiten der interagierenden trophischen Komponenten. Die Steigung der Regressionslinie für Proben aus F und NF Bereichen wurden extra berechnet. Der t-Test und die Korrelationen wurden berechnet mit SigmaPlot 11.0 (Systat Software Inc., San Jose, CA, USA).

### 5.1.3 Ergebnisse

#### 5.1.3.1 (1) Momentaufnahme der Diversität der trophischen Interaktionen

Es wurden 22 Blattlausarten, 8 davon ohne beobachtete Ameisen-Kontakte und 1 Schildlausart (*Coccidae*) gefunden. Diese Hemiptera bildeten Kolonien an 18 Wirtspflanzenarten, eingeschlossen 7 Baumarten und *Avena barbata* (Poaceae) und zeigten Beziehungen zu 7 Ameisenarten. (Tab. 5.2, Abb. 5.3).



**Abbildung 5.3** Beobachtete Kontakte zwischen Wirtspflanzen-, Blattlaus- und Ameisenarten. Horizontale Balken zeigen die relative Abundanz der Wirtspflanzen (untere Reihe), der Hemiptera (mittlere Reihe) und der Formicidae (obere Reihe). Die Breite der Verbindungslinien (grau) zeigt die Anzahl der beobachteten trophischen Interaktionen für die verbundenen Komponenten. Weiße Anteile der schwarzen Balken in der mittleren Reihe: Blattlauskolonien ohne beobachteten Ameisenkontakt. Einige Artnamen sind abgekürzt, die vollständigen Namen sind in Tab. 5.2 zu finden.

**Tabelle 5.2** Anzahl der beobachteten Kontakte zwischen Blattläusen (sc=scale insect, Schildlaus), ihren Wirtspflanzen und Ameisen im Juni 2010: die Anzahl der Ameisenarten in Interaktion mit einer Blattlausart (total with ant), die Anzahl der Blattlauskontakte pro Ameisenart, die Anzahl der verschiedenen Wirtspflanzenarten und die Gesamtanzahl der Blattlauskolonien, die an einer speziellen Wirtspflanze gefunden wurden (total with aphids) sind angegeben.

		Formicidae (n=7)																						Host plants (n=18)									
Aphididae (n=21)	<i>Aphis spiraeola</i>	23	24	25	26	27	28	29	Total with ant		30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	Number of different host plants per aphid species				
	<i>Aphis gossypii</i>	1	2	10	6	1	6	2	2	1	9	9	1	2	3	3	1	1	1	1	3	1	1	1	1	1	1	7					
	<i>Batzongia pistaciae</i>	3	1	6	3	1	2	3	1	7	6	1	2	2	3	6	6	6	4	1	1	1	1	1	1	1	1	5					
	<i>Geotica urticularia</i>	4	5	3	3	1	2	3	1	6	6	1	2	6	6	6	6	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1					
	<i>Dysaphis plantaginea</i>	5	5	3	3	1	2	3	1	6	6	1	2	6	6	6	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1					
	<i>Aphis sp.</i>	6	1	2	2	1	1	1	1	2	5	2	7	3	3	5	5	3	4	1	1	1	1	1	1	1	1	2					
	<i>Aphis umbrella</i>	7	1	4	4	1	1	1	1	4	4	5	3	3	3	4	4	4	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1					
	<i>Brachycaudus amygdalinus</i>	8	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	1					
	<i>Aphididae Gen. sp. 1</i>	9	2	1	1	1	1	1	1	3	1	5	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	1					
	<i>Brachycaudus cardui</i>	10	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	1					
	<i>Sitobion avenae</i>	11	4	1	1	1	1	1	1	5	1	5	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2					
	<i>Brachycaudus persicae</i>	12	4	1	1	1	1	1	1	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	1					
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	13	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1					
	<i>Myzus persicae</i>	14	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1					
	<i>Corylobium avellanae</i>	15	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1					
	<i>Hyalopterus amygdali</i>	16	2	2	2	2	2	2	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1					
	<i>Myzocallis coryli</i>	17	2	2	2	2	2	2	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1					
	<i>Uroleucon sp.</i>	18	3	3	3	3	3	3	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2					
	<i>Uroleucon sonchi</i>	19	4	4	4	4	4	4	4	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2					
	<i>Aphis fabae</i>	20	8	8	8	8	8	8	8	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1					
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	21	17	17	17	17	17	17	17	17	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1					
	<i>Ceroplastes sp.</i>	22	7	3	5	5	3	1	1	5	3	3	2	4	2	3	3	3	3	1	2	1	3	3	1	2	1	1					
sc									24	15	8	8	8	8	6	17	5	4	4	4	3	5	7	2	0	1	1						
Number of different contacts									17	15	8	8	8	8	6	17	5	4	4	4	3	5	7	2	0	1	1						
Total with aphids									17	15	8	8	8	8	6	17	5	4	4	4	3	5	7	2	0	1	1						

Insgesamt wurden 40 verschiedenen Wirtspflanzen-Blattlaus Kombinationsmöglichkeiten und 25 verschiedenen Blattlaus-Ameisen Kombinationsmöglichkeiten (Abb. 5.3 und Tab. 5.2) beobachtet. Die häufigsten Blattlausarten waren *Aphis spiraecola* und *Aphis gossypii* (mit Ameisen) und *Hyperomyzus lactucae* (nie mit Ameisen) und *Aphis fabae* (im untersuchten System nicht mit Ameisen). Außerdem wurden 2 Arten von Wurzelläusen (*Baizongia pistaciae* und *Geoica utricularia*) gefunden. Die Schildlaus (Coccidae) *Ceroplastes* sp. war hoch abundant auf den meisten Mandarinenbäumen und wurde in Trophobiose mit *Lasius grandis* beobachtet. Die krautigen Wirtspflanzen mit den meisten Blattlauskolonien waren *Sonchus tenerrimus* (24 Kolonien) und *Avena barbata* (17 Kolonien). Die Ameisenarten *Lasius grandis*, *Formica subrufa* und *Pheidole pallidula* zeigten die meisten Blattlaus-Ameisen Interaktionen, während *Aphis spiraecola* und *Aphis gossypii* die Blattlausarten mit den meisten Ameisenkontakten waren. *Aphis spiraecola* und *Aphis gossypii* wurden an einigen Wirtspflanzen gefunden, waren aber am abundantesten auf den Mandarinenbäumen. *Aphis fabae*-Kolonien wurden an 5 Wirtspflanzenarten gefunden, aber niemals in Kontakt mit Ameisen beobachtet.

### 5.1.3.2 (2) Effekt des Düngers auf die trophischen Ebenen

Die Untersuchung der älteren Proben ergab einen Effekt des seit 2002 ausgebrachten Düngers auf die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte (Tab. 5.3). Insgesamt kam es zu einer starken Anreicherung von 2002 zu 2004 (im Mittel um +1,3‰ bei *Aphis spiraecola*), auch von 2006 bis 2009 lag der  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert immer über 7‰ bis zu 11‰ im Jahr 2010.

**Tabelle 5.3** Isotopenwerte  $\delta^{15}\text{N}$  über die Jahre 2002 bis 2009 für *Aphis spiraecola* von den Mandarinenbäumen, die Daten von 2010 sind aus dieser Untersuchung, alle Blattläuse wurden auf Mandarinenbäumen gefunden.

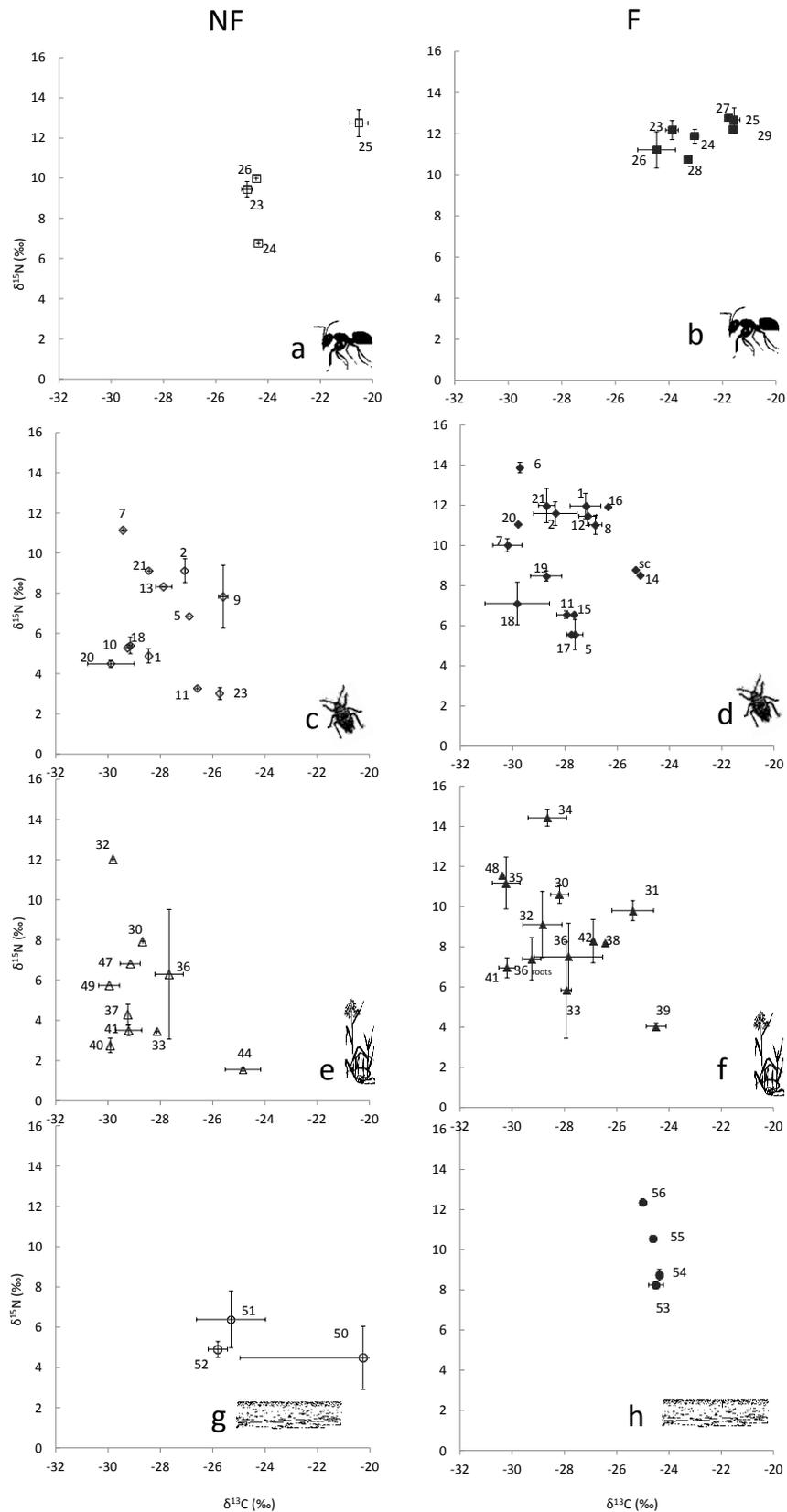
Jahr der Beprobung	<i>Aphis spiraecola</i> (±S.E., n)
2002	5,9±0,229 (8)
2004	7,2±0,285 (4)
2005	5,9±0,337 (3)
2006	7,4±0,383 (3)
2007	7,4±0,468 (3)
2009	8,2±0,196 (13)
2010	10,93±0,445 (6)

Die Düngung (Sammelort, unter den Bäumen oder zwischen den Bäumen, Abb. 5.2a) hatte insgesamt einen signifikanten Effekt ( $P < 0,001$ ) auf die  $\delta^{15}\text{N}$ -Signale, aber beeinflusste die  $\delta^{13}\text{C}$ -Signale ( $P = 0,052$ ) nicht signifikant (Tab. 5.4).

**Tabelle 5.4** Effekt der Düngung und Komponenten des Nahrungsnetzes (d.h. trophische Ebenen) auf  $\delta^{15}\text{N}$ - und  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte durch zweifaktorielle ANOVA, Residuenanzahl: 211

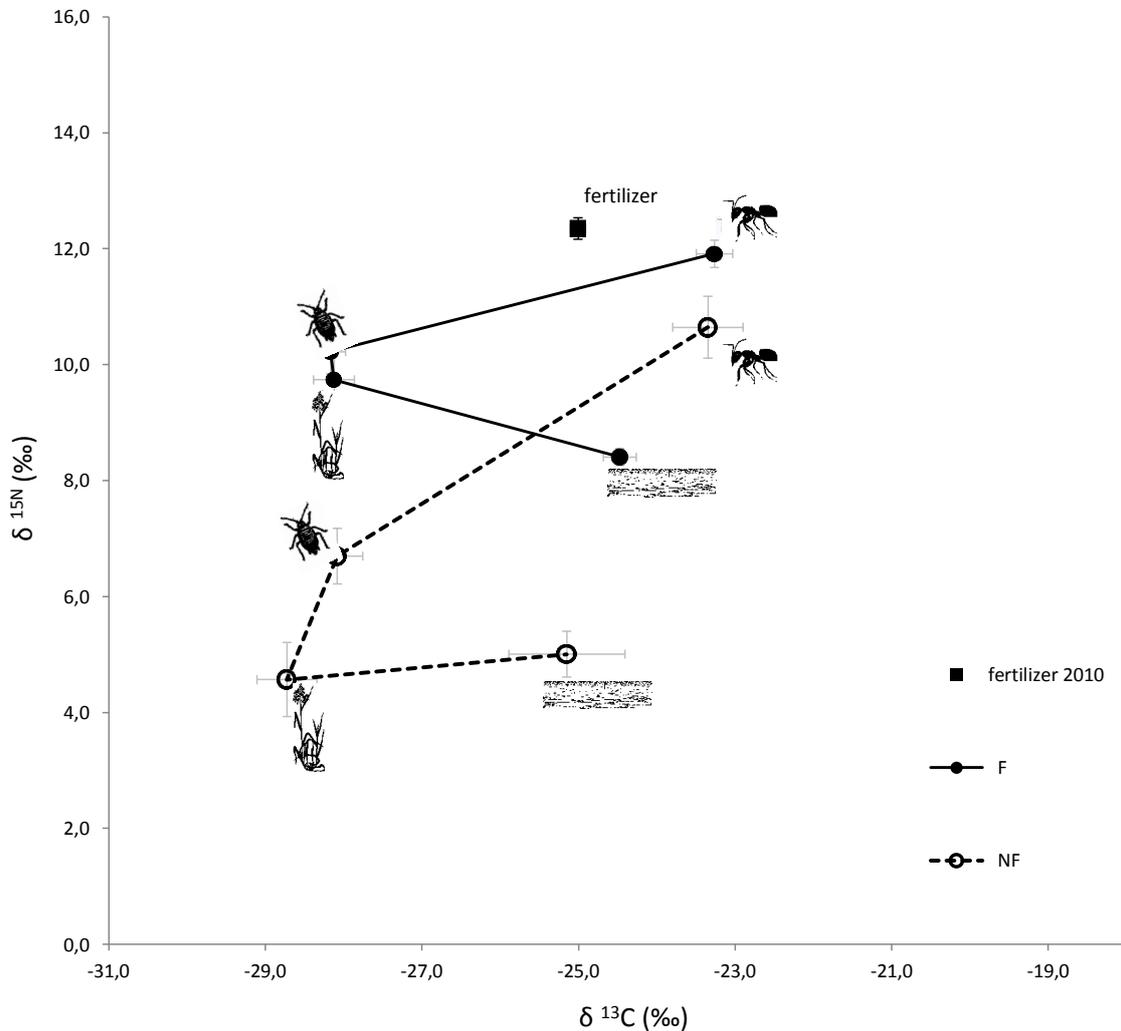
	$\delta^{13}\text{C}$			$\delta^{15}\text{N}$		
	F Wert	P	n.s.	F Wert	P	n.s.
Dünger	3,82	0,052	n.s.	87,58	<0,001	***
Komponente	195,86	<0,001	***	22,31	<0,001	***
Dünger: Komponente	1,14	0,321	n.s.	5,21	0,006	**

Die Mittelwerte für  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  für alle Arten aller Komponenten (die einzelne Daten befinden sich in Tab 9.2 im Anhang) zeigten die verschiedenen Trophieebenen vom Boden (Abb. 5.4 g-h) über die Produzenten (Wirtspflanzen, Abb. 5.4 e-f) zu den herbivoren Blattläusen (Abb. 5.4 c-d) bis zu den Konsumenten (in Trophobie beobachtete Ameisen, Abb.5.4 a-b). Getrennt nach Herkunft der Proben aus F bzw. NF Bereichen erfolgte eine Verschiebung des  $\delta^{15}\text{N}$ -Signals in Richtung einer Anreicherung von der untersten Stufe (Boden) bis zu den Ameisen, genauso so erfolgte eine Verschiebung im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal.



**Abbildung 5.4** Beziehung zwischen Mittelwerten ( $\pm$ S.E.) von  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  Signaturen in NF und F Bereichen: Boden (g, h), Wirtspflanze (e, f) Blattläuse (c, d) und Ameisen (a, b). Die Nummer an den Punkten entspricht denen in Tab. 5.2 und Abb. 5.2a. Punkte ohne Fehlerbalken:  $n=1$ , Die Arten mit Nr. 30, 33, 36, 42 (Wirtspflanze), 1, 2, 5, 7, 11, 18, 21 8 (Blattlaus) und 22, 23, 24, 25 (Ameise) wurden in beiden Bereichen gesammelt. Daten in Tab. 9.2

Zur besseren Übersichtlichkeit wurden die Mittelwerte der Komponenten Boden, Wirtspflanze, Blattlaus und Ameise je nach Herkunft aus F oder NF Bereichen ermittelt (Abb. 5.5. und Tab. 5.5), sodass die Trophieebenen und die Mechanismen der Stoffflüsse durch die Ebenen deutlich zu erkennen sind.



**Abbildung 5.5** Beziehungen zwischen den mittleren  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte für die verbundenen Komponenten Wirtspflanze, Blattlaus, Ameisen in F (schwarze Linie) und NF (gestrichelte Linie) Bereichen, zusätzlich der Wert des Düngers (Quadrat)  $\text{MW} \pm \text{S.E.}$  mit Daten aus Abb. 5.4 bzw. Tab. 9.2 im Anhang

Die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte des Bodens aus F Bereichen waren statistisch nicht anders ( $P = 0,504$  Tab. 5.5) als die des Bodens aus NF Bereichen, aber im Gegensatz dazu war der  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert hoch signifikant ( $p < 0,001$ ) erhöht (um  $3,39\%$  Tab. 5.5), und spiegelt damit das Signal des Düngers ( $12,35\% \pm 0,18$ ) wider (auch Abb. 5.5). Die Wirtspflanzen zeigten nahezu den Isotopenwert des Bodens, sie hatten in F Bereichen hoch signifikant ( $P < 0,001$ , Tab. 5.5) erhöhte  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ( $9,74\%$ ) im Vergleich zu den Wirtspflanzen in den NF Bereichen ( $4,57\%$ ).

**Tabelle 5.5** Mittelwerte (Abb. 5.5) der Komponenten aus den gedüngten F und ungedüngten NF Bereichen und *P*-Werte aus Welch two sample t-Test (fett: hoch signifikante Differenzen zwischen F und NF). Der Dünger zeigt diese Werte für  $\delta^{13}\text{C}$ :  $-25,01 \pm 0,10$  und für  $\delta^{15}\text{N}$   $12,35 \pm 0,18$ ,  $n=3$

	$\delta^{13}\text{C}$					$\delta^{15}\text{N}$				
	NF	n	F	n	<i>P</i>	NF	n	F	n	<i>P</i>
<b>Ameisen</b>	$-23,35 \pm 0,45$	11	$-23,26 \pm 0,23$	44	0,869	$10,64 \pm 0,53$	11	$11,91 \pm 0,24$	44	0,112
<b>Blattläuse</b>	$-28,08 \pm 0,33$	25	$-28,17 \pm 0,19$	64	0,823	$6,70 \pm 0,48$	25	$10,22 \pm 0,38$	64	<b>&lt;0,001</b>
<b>Wirtspflanzen</b>	$-28,73 \pm 0,39$	19	$-28,12 \pm 0,26$	54	0,203	$4,57 \pm 0,64$	19	$9,74 \pm 0,41$	54	<b>&lt;0,001</b>
<b>Boden</b>	$-25,15 \pm 0,74$	16	$-24,47 \pm 0,21$	55	0,504	$5,01 \pm 0,40$	16	$8,40 \pm 0,15$	55	<b>&lt;0,001</b>

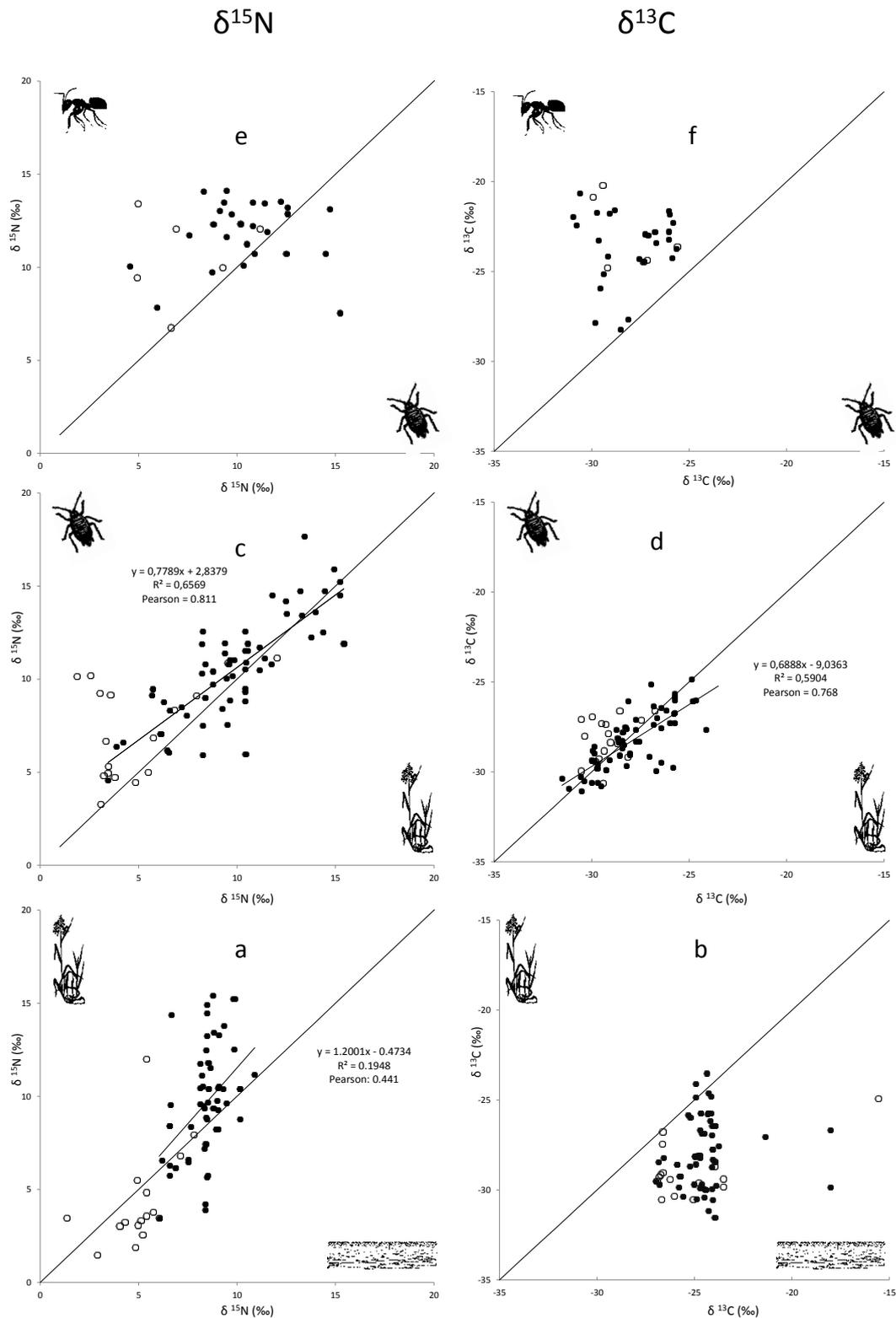
Entsprechend zeigten die Blattläuse (Tab. 5.5, Abb. 5.5) an Pflanzen aus gedüngten F und ungedüngten NF Bereichen keine signifikant unterschiedlichen  $\delta^{13}\text{C}$ -Mittelwerte ( $P=0,823$ ), aber einen hoch signifikanten Unterschied ( $P<0,001$ ) im  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal (Tab. 5.5). Insgesamt zeigten die Blattläuse eine große Spannweite von 5,1‰ in den  $\delta^{13}\text{C}$ - und sogar 10,6‰ in den  $\delta^{15}\text{N}$ -Werten (berechnet mit Daten aus Tab. 9.2, Anhang). Allerdings war der deutliche Düngereffekt nicht signifikant über alle trophischen Ebenen (Tab. 5.5). Im Gegensatz zu allen anderen Komponenten waren die Ameisen (Abb. 5.4a-b) die einzigen Mitglieder des Systems, die keine signifikanten Unterschiede zwischen den Mittelwerten von  $\delta^{15}\text{N}$  ( $P=0,112$  Tab. 5.5) und  $\delta^{13}\text{C}$  ( $P=0,869$  Tab. 5.5) zwischen den F und NF Bereichen zeigten (Tab. 9.2, Anhang). Die verschiedenen Ameisenarten zeigen eine Spannweite im Mittelwert (berechnet mit Daten aus Tab. 9.2, Anhang) von 4,27‰ bei den  $\delta^{13}\text{C}$ -Werten (niedrigster in NF Bereichen:  $-24,80$ ‰, *Lasius grandis*) und höchster in den NF Bereichen  $-20,53$ ‰, *Pheidole pallidula*) und eine Spannbreite im Mittelwert von 6,01‰ bei den  $\delta^{15}\text{N}$ -Werten und zwischen 6,76‰ (*Formica subrufa* in NF Bereichen) und 12,77‰ (*Pyramica membranifera* in F Bereichen).

### 5.1.3.3 (3) Die trophischen Ebenen und ihre Korrelation

Die Unterschiede zwischen Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotopenzusammensetzung waren insgesamt hochsignifikant zwischen den einzelnen Komponenten der Nahrungskette (Tab. 5.4). Im Detail gab es eine hoch signifikant ( $P<0,001$ ) positive Korrelation der  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte zwischen Wirtspflanzen und ihrem Boden (Tab. 5.6, Abb. 5.6a) und zwischen den Blattläusen und ihren Wirtspflanzen (Tab. 5.6, Abb. 5.6c) in den F Bereichen. Weiter wurden eine hoch signifikante Korrelation ( $P<0,001$ ) für  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte zwischen den Blattläusen und ihren Wirtspflanzen in den gedüngten F Bereichen (Abb. 5.6d) gefunden. Im Gegensatz zur Hypothese, dass Honigtau die wichtigste C-Quelle für Ameisen im Juni ist, gab es keine signifikante Korrelation sowohl bei den  $\delta^{13}\text{C}$ - (F:  $P=0,702$ , NF:  $p=0,865$ ) als auch bei den  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte (F:  $P=0,741$ , NF:  $P=0,230$ ) bei den Ameisen und ihren Blattläusen (Abb. 5.6e-f, Tab. 5.6). Ameisen sind aber angereicherter in den  $\delta^{13}\text{C}$ - und in den  $\delta^{15}\text{N}$ -Werten als ihre Blattläuse.

**Tabelle 5.6** Korrelation zwischen den Werten der stabilen Isotope der Komponenten. „Slope“ verweist auf die Regressionslinien in Abb. 5.6. Fett: signifikant

Komponente	Isotop	Treatment (n)	slope	R <sup>2</sup>	Pearson	<i>P</i> lin Regression
aphid-ant	$\delta^{15}\text{N}$	NF (6)	0,09	0,008	0,090	0,865
		F (26)	0,06	0,006	0,079	0,702
aphid-ant	$\delta^{13}\text{C}$	NF (6)	-0,69	0,333	-0,577	0,230
		F (26)	0,08	0,005	0,068	0,741
hp-aphid	$\delta^{15}\text{N}$	NF (16)	0,46	0,193	0,440	0,078
		F (62)	0,84	0,657	0,811	<b>&lt;0,001</b>
hp-aphid	$\delta^{13}\text{C}$	NF (16)	0,278	0,109	0,330	0,195
		F (26)	0,86	0,590	0,768	<b>&lt;0,001</b>
soil-hp	$\delta^{15}\text{N}$	NF (16)	0,84	0,224	0,473	0,064
		F (62)	1,20	0,195	0,441	<b>&lt;0,001</b>
soil-hp	$\delta^{13}\text{C}$	NF (16)	0,32	0,356	0,597	<b>0,015</b>
		F (62)	0,13	0,010	0,098	0,454



**Abbildung 5.6** Korrelation zwischen den Isotopensignalen ( $\delta^{15}\text{N}$  und  $\delta^{13}\text{C}$ ) der einzelnen Komponenten: Boden-Wirtspflanze (a, b), Wirtspflanze-Blattlaus (c, d) Blattlaus-Ameise (e, f). Schwarze Punkte: Proben aus den F Bereichen, helle Punkte: Proben aus den NF Bereichen. Durchgehenden Linien: 1:1 Linie. kurze schwarze Linien: signifikante Korrelation zwischen den Komponenten. Werte für die Regressionslinien und ihre Steigung in Tab. 5.6.

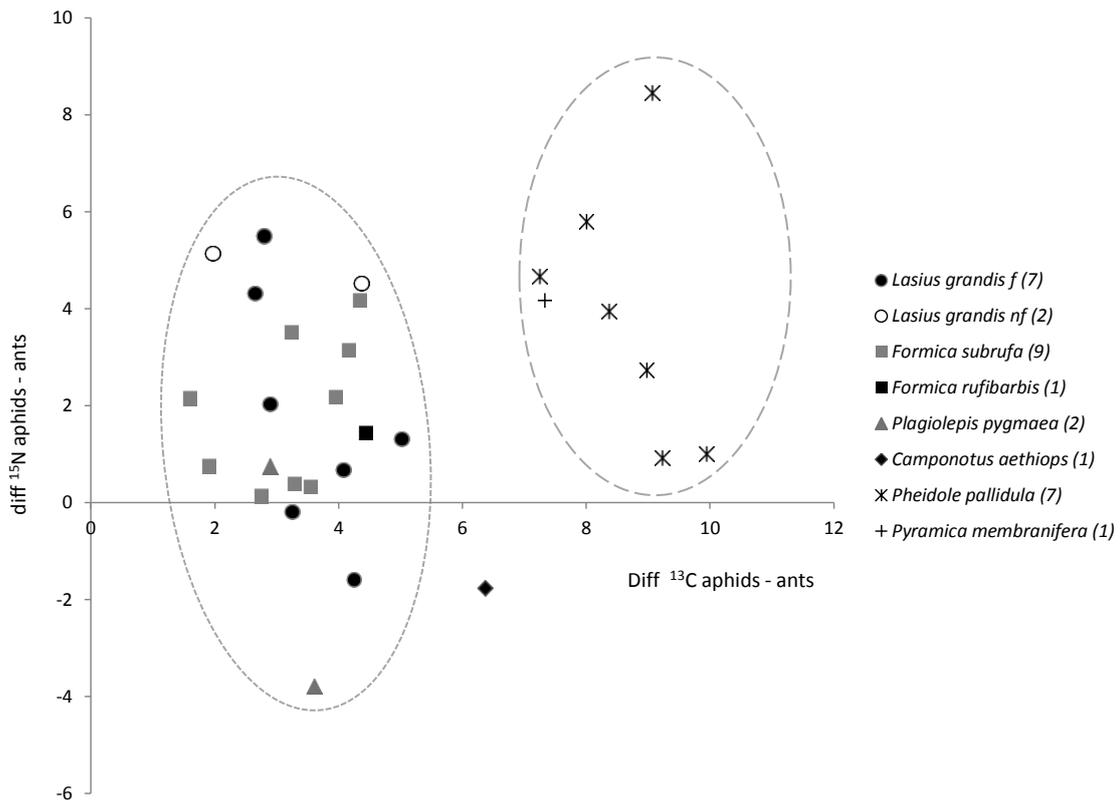
**5.1.3.4 (4) Funktionelle Gruppen der einzelnen Ameisenarten**

Die drei häufigsten Ameisenarten in dieser Untersuchung wurden am meisten in Kontakt mit *Dysaphis plantaginea* und *Brachycaudus persicae* (*Lasius grandis*), *Aphis spiraeicola* und *Aphis gossypii* (*Formica subrufa*) und *Aphis umbrella* (*Pheidole pallidula*) beobachtet und zeigten eine unterschiedliche  $\delta^{13}\text{C}$  Anreicherung in Bezug zu den Blattläusen, mit denen sie beobachtet wurden (Tab. 5.7, Abb. 5.7). *Pheidole pallidula* war die am stärksten angereicherte Ameisenart beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal (8,12‰). *Lasius grandis* und *Formica subrufa* zeigten eine weit geringere Anreicherung beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal (3,14‰ bzw. 3,08‰). Auch beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal war *Pheidole pallidula* wieder die am stärksten angereicherte Art in Bezug zu den Blattläusen, mit denen sie Kontakt hatten. Ähnliche Werte zeigten für die  $\delta^{13}\text{C}$ -Signale auch *Pyramica membranifera* und *Camponotus aethiops* (nur n=1!). Die höchste mittlere Anreicherung im  $\delta^{15}\text{N}$  zeigen *Formica rufibarbis* und wieder *Pheidole pallidula*.

**Tabelle 5.7** Mittlere Abweichungen in den Isotopenwerten  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  zwischen Blattläusen und Ameisen, mit SE, sortiert nach der Höhe der  $\delta^{13}\text{C}$  Differenz, n in Klammern, nicht unterschieden in F/NF (Abb. 5.7)

	Differenz $\delta^{13}\text{C}$	S.E.	Differenz $\delta^{15}\text{N}$	S.E.
	Ameise- Blattlaus	$\delta^{13}\text{C}$	Ameise- Blattlaus	$\delta^{15}\text{N}$
<i>Formica subrufa</i> (12)	3,08	0,25	1,36	0,61
<i>Lasius grandis</i> (14)	3,14	0,28	3,05	0,78
<i>Plagiolepis pygmaea</i> (2)	3,25	0,36	-1,53	2,27
<i>Formica rufibarbis</i> (1)	4,44		4,44	
<i>Camponotus aethiops</i> (1)	6,37		-1,76	
<i>Pyramica membranifera</i> (1)	7,33		4,17	
<i>Pheidole pallidula</i> (10)	8,12	0,50	4,04	0,74

Durch die graphische Darstellung der Differenzen in einem Plot (Abb. 5.7), kann man eine Differenzierung in zwei Gruppen der trophobiotischen Ameisen erkennen, dabei teilen sich die Gruppen nach der Differenz beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert auf, Differenzen beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert entstehen auch durch den Dünger. So befinden sich die eher weniger trophobiotischen Ameisen (*Pheidole pallidula* und *Pyramica membranifera*) in einem Cluster mit den insgesamt größeren Isotopen-Differenzen zu ihren Blattläuse. Die eher mehr trophobiotischen Ameisen (*Lasius grandis*, *Formica subrufa*, *Formica rufibarbis* (n=1!), *Plagiolepis pygmaea* und *Camponotus aethiops* (n=1!)) befinden sich in dem anderen Cluster mit einer geringeren Differenz zu ihren Blattläusen.



**Abbildung 5.7** Zuordnung zu trophischen funktionellen Gruppen, berechnet durch Auftragen der Differenzen im  $\delta^{13}\text{C}$  gegen die Differenzen im  $\delta^{15}\text{N}$  zwischen den trophobiotischen Partnern Ameisen und Blattläusen. Gepunktete Linie: "eher mehr trophobiotische Ameisen", gestrichelte Linie: "eher weniger trophobiotische Ameisen" *Camponotus aethiops*: nektarivore Ameise

## 5.1.4 Diskussion

### 5.1.4.1 (1) Momentaufnahme der Diversität der trophischen Interaktionen

Die Momentaufnahme bestätigt die komplexe Diversität des trophobiotischen Systems, erkennbar an der hohen Zahl der beobachteten Kontakte und Kombinationsmöglichkeiten. Blüthgen et al. (2006) fanden 58 Ameisenarten, 62 Hemipterenarten und 31 Pflanzenarten, allerdings im tropischen Regenwald in Borneo. Mögliche Ursachen der Diversität sind auf der einen Seite die starke, untrennbar mit dem mediterranen Klima verbundene Saisonalität und auf der anderen Seite die diversen mikroklimatischen Bedingungen auf der organisch bewirtschaftenden Plantage (Cerdá et al. 1998; Kindermann 2010; Platner et al. 2012). Auch Seifert (2007) nennt als wichtigen Faktor für eine hohe Ameisendiversität (23 Arten auf 200 m<sup>2</sup> in Mitteleuropa) neben einem gut drainierten und aufheizbaren Lebensraum das Vorhandensein vieler Mikrohabitate. Einige der untersuchten Ameisenarten scheinen von der Diversität zu profitieren, da sie zwischen verschiedenen Ernährungsmöglichkeiten wählen können. Das wurde zum einen durch die Netzanalyse (Abb. 5.3) mit der höheren Spezifität zwischen Ameisen und Blattläusen als zwischen Blattläusen und Wirtspflanzen gezeigt und zum anderen auch durch die stärkere Integration des Isotopensignals (Abb. 5.5) bei den Ameisen. *Lasius grandis* war in Kontakt mit 8 verschiedenen Hemipterenarten beobachtet worden, *Pheidole pallidula* und *Plagiolepis pygmaea* hatten Kontakt mit 5

verschiedenen Blattlausarten. Die Blattlausart *Aphis spiraecola* wurde an 7 verschiedenen Wirtspflanzenarten gefunden, *Aphis fabae* und *Aphis gossypii* hatten Kontakt zu 5 verschiedenen Wirtspflanzenarten. Allerdings ist diese Studie des trophobiotischen Nahrungsnetzes nur ein Schnappschuss zum Zeitpunkt des Höhepunktes des Blattlaus-Vorkommens im Juni. Über einen längeren Untersuchungszeitraum – beispielsweise ein ganzes Jahr – wären wahrscheinlich mehr Kontakte aller Ameisenarten mit den Hemipteren in diesem System zu erwarten.

#### 5.1.4.2 (2) Effekt des Düngers auf die trophischen Ebenen

Die Auswirkungen des Düngers sind, was den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert betrifft präsent vom Boden bis zur Ebene der Blattläuse. Schumacher & Platner (2009) und Lescarno et al. (2012) zeigten, dass Pflanzen und assoziierte Blattläuse häufig das  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal von Boden und Dünger reflektieren. Als starker Hinweis auf den Einfluss des Düngers auf die Pflanzen ist auch die Veränderung der Blattlaus-Isotopensignale seit 2002 zu werten. In dieser Untersuchung wurde der Effekt als ein Labelling-Experiment genutzt, in der Erwartung, dass alle anderen trophischen Ebenen der Gemeinschaft davon beeinflusst werden. Die Wirkung des Düngers auf den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert wurde auf allen Ebenen entdeckt, insbesondere hat er einen großen Einfluss auf die Werte von Pflanzen und Blattläusen. Generell war es sehr vorteilhaft, die direkte Beobachtung des Kontaktes mit den Daten der Isotopenanalyse zu kombinieren, nur so konnte der Einfluss des Düngers auf die Baseline festgestellt werden. Dies bekräftigt auch die bekannte Wichtigkeit (Casey & Post 2011), eine Baseline eines auf Nahrungsbeziehungen hin zu untersuchenden Systems zu ermitteln und festzulegen und kann helfen falsche Interpretationen zu trophischen Ebenen bei einer hohen Isotopen-Spannweite zu vermeiden. Beispielweise hätte in dieser Untersuchung eine falsche Einordnung der Blattläuse in 2 bis 3 verschiedene trophische Ebenen erfolgen können, da die Spannweite ja 10,6‰ beim  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert beträgt.

Der geringe Einfluss des Düngers auf das  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal der Ameisen kann durch ihren höheren Mobilitätsradius erklärt werden. Daher spiegeln Ameisen eher das mittlere Isotopensignal der verschiedenen gedüngten und ungedüngten Bereiche der Plantage wider. Der Effekt des Düngers und die Varianz in den Isotopensignalen war somit am größten bei den immobilen Pflanzen, ein bisschen geringer für die meistens immobilen Blattläuse und am geringsten für die mobilen Ameisen (Abb. 5.5). Ähnlich dazu beobachteten Albers et al. (2006) geringere Variationen der Isotopenwerte in den höheren Ebenen eines Bodennahrungsnetzes.

Die meist immobilen, Phloemsaft-saugenden Blattläuse erhalten den Stickstoff direkt aus dem Phloemsaft ihrer Wirtspflanzen und reflektieren daher zu einem großen Teil das Signal ihrer Wirtspflanzen und des Düngers (Schumacher & Platner 2009; Wilson et al. 2011).

Der Stofffluss durch die trophischen Ebenen Boden, Produzenten, herbivore Blattläuse und in Trophobie beobachtete Ameisen lässt sich gut mit den Werten für  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  abbilden (Abb. 5.4 und Abb. 5.5).

Der Stickstoffgehalt des Phloemsaftes ist gering und die Blattläuse zeigen keine starke Anreicherung, weil die Diskrimination gegen  $\delta^{15}\text{N}$  niedriger ist, wenn die gesamte Ressource ausgenutzt werden muss.

Bei den Blattläusen, die auf Pflanzen aus dem ungedüngten NF Bereich leben, war die Anreicherung nur mäßig, was zu den Beobachtungen von Wilson et al. (2011) passt, dass die Isotopenfraktionierung zwischen Blattlaus und Wirtspflanzen von der Verfügbarkeit von Stickstoff abhängt und dass eine Blattlaus-Besiedlung den Stickstoff-Stoffwechsel der Wirtspflanzen verändert und damit die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte der Blattläuse.

Da die Pflanzen immobil und direkt mit dem Substrat verbunden sind, zeigten sie die  $\delta^{15}\text{N}$ -Signale des Bodens. Somit können Boden-Isotopenwerte als Baseline eines zu untersuchenden Systems bei Nahrungsnetzstudien verwendet werden, zumindest was die  $\delta^{15}\text{N}$  Werte betrifft (Gibb & Cunningham 2011).

Die abundantesten Arten zeigen eine Anreicherung im  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal zwischen 1,36 ‰ und 4,04 ‰ im Unterschied zu ihren Blattläusen (Tab. 5.7), was etwa einer trophischen Ebene entspricht (DeNiro & Epstein 1981, Minagawa & Wada 1984, Post 2002). Andere Autoren (Blüthgen et al. 2003) berichteten von bis zu 7,1 ‰  $\delta^{15}\text{N}$  Anreicherung zwischen den trophischen Ebenen von Blattläuse zu den Ameisen. Jedenfalls scheint es, dass die trophobiotischen Ameisen andere N-Quellen neben dem Honigtau genutzt haben, vielleicht haben sie auch andere räuberische Arthropoden gejagt, wie z.B. Spinnen (vergl. Abb. 5.2c). Dadurch könnte eine höhere Anreicherung im  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal auftreten (Sanders & Platner 2007, Platner et al. 2012).

### 5.1.4.3 (3) Die trophischen Ebenen und ihre Korrelationen

In den ungedüngten NF Bereichen sind die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte des Bodens und der Wirtspflanzen signifikant korreliert (Tab. 5.6), zeigen aber unterschiedliche  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte, wahrscheinlich abhängig von der Pflanzenart, den untersuchten Teilen und dem Alter, insbesondere auch dem Photosyntheseweg ( $\text{CO}_2$ -Aufnahme), der Bewässerung und auch den saisonalen Schwankungen der Werte in Kräutern und Gräsern (Werner & Máguas 2010). Unter Wasserstress reichern viele Kräuter im  $\delta^{13}\text{C}$  an. Nach Werner & Máguas (2010) haben viele hartlaubige mediterrane Bäume eine höhere Wassernutzungseffizienz (*water use efficiency* WUE) und eine höhere WUE beeinflusst die Anreicherung im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal. Das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des Bodens wird umgekehrt durch Kohlenstoffeintrag durch die Pflanzen (Wurzelausscheidungen und totes Pflanzenmaterial), Speicherung und Umsatz durch Mikroorganismen, und die Intensität der Bewässerung bestimmt (vergl. Abb. 5.2c). In nicht gedüngten Bereichen ist üblicherweise der Kohlenstofffluss von den Pflanzen zu den Mykorrhiza höher als in gedüngten Bereichen (Giardinia et al. 2004, Johnson 2010), dies könnte möglicherweise die nur in NF Bereichen signifikante Korrelation zwischen Boden und Pflanzen beim  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal erklären. Die Bodenfeuchte erhöht die Aktivität der Mikroorganismen (Unger et al. 2010). Nur die F Bereiche sind auf der Plantage üblicherweise gedüngt, daher sind dort die Mikroorganismen und Pilze im Boden vielleicht aktiver und es gibt eine leichte, nicht signifikante  $\delta^{13}\text{C}$ -Anreicherung. Zusätzlich kann die C4-Pflanze *Cynodon dactylon* vielleicht die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte des Bodens anreichern, da sie selbst sehr angereichert ist (-11.7‰  $\delta^{13}\text{C}$ ), sehr häufig vorkommt und nach der Mahd auf den Flächen belassen wird. Also können möglicherweise die Pflanzen umgekehrt die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte des Bodens ändern. Zwischen Wirtspflanzen und Blattläusen verläuft der Kohlenstofffluss aber aufgrund der

Ernährung der Blattläuse mit Phloemsaft in Richtung der Blattläuse. McCutchan et al. (2003) fanden eine  $\delta^{13}\text{C}$ -Anreicherung von 0,6-1,0‰ von Wirtspflanzen bis zu den Blattläusen. Blattläuse spiegeln daher meistens die  $\delta^{13}\text{C}$ -Signale ihrer Wirtspflanze wider, da sie Kohlenhydrate direkt aus dem Phloemsaft erhalten, egal in welchem Boden die Pflanze gewachsen ist. Hier wurde eine starke Korrelation zwischen Wirtspflanze und Blattlaus für sowohl die  $\delta^{13}\text{C}$ - als auch die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte beobachtet.

Die Komponenten Blattlaus und Ameise, die zumindest in ihrem Verhalten durch Trophobie verbunden sind, zeigen aber weder in noch im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal noch im  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal eine Korrelation.

Um das genauer und artspezifischer zu verstehen, wird im Folgenden das bekannte Ernährungsverhalten der einzelnen Ameisenarten (Tab. 5.1) mit den Ergebnissen der Isotopenanalyse verglichen:

#### 5.1.4.4 (4) Funktionelle Gruppen der einzelnen Ameisenarten

Bemerkenswert große Differenzen wurden im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal zwischen Ameisen und ihren Blattläusen beobachtet (Tab. 5.7), was auch deutlich zeigt, dass der Honigtau weit davon entfernt ist, die einzige Nahrungsquelle der beobachteten Ameisen zu sein und dass Trophobie nicht das wichtigste Element in ihrer Ernährung ist. Die Differenzen in der  $\delta^{13}\text{C}$ -Anreicherung zwischen Ameisen und Blattläusen können tatsächlich benutzt werden, um die Ameisenarten in verschiedene funktionelle Gruppen einzuordnen. Dabei gilt, dass je geringer die  $\delta^{13}\text{C}$ -Anreicherung ist, desto eher ernährt sich die Art trophobiotisch. Die Analyse der kompletten Ameisen (der Gaster wurde nicht entfernt, siehe Kapitel 4 für mögliche Probleme) sollte hier keine Effekte haben, da die Ameisen bei der Kontaktaufnahme beprobt wurden, also bevor sie ihren Gaster mit Honigtau gefüllt hatten und zumindest bei den Arten *Lasius grandis* und *Plagiolepis pygmaea* kann man den gefüllte Gaster sehr gut erkennen, da er hell und groß ist. Vergleichsweise wurden einzelne Ameisen (*Formica subrufa*, *Lasius grandis* und *Plagiolepis pygmaea* beim Hoch- und Hinunterlaufen des Baumstammes beprobt (Tab. 9.4, Anhang). Es könnte noch weitere Gründe für die große mittlere Differenz im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal zwischen den Ameisen und den Blattläusen geben: (1) Ameisen könnten ein integriertes Signal ihrer Nahrung über ihre gesamte Lebenszeit zeigen, dabei wäre ein großer Anteil bestimmt durch die Ernährung in der Zeit als Larve. Larven können mit Arthropodenbeute gefüttert werden (O'Grady 2010). Daher könnte das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal von Ameisen, die während des Blattlaushöhepunktes gesammelt wurden, nicht unbedingt die trophische Bedeutung von Honigtau reflektieren. (2) Im Stoffwechsel der Blattläuse könnte eine Fraktionierung von Phloemsaft auftreten. Sagers & Goggin (2007) fanden eine Fraktionierung des  $\delta^{13}\text{C}$ -Signals von den Blattläusen zum Honigtau von +2,5‰. (3) Schließlich könnte auch eine Ameisen-spezifische Anreicherung im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal durch Symbionten zu den Diskrepanzen führen (Fielder 2007, Feldhaar 2010). 7 Ameisenarten wurden in Trophobie beobachtet. Von diesen Arten passen 5 Arten (*Lasius grandis*, *Formica subrufa*, *Formica rufibarbis* (n=1!), *Plagiolepis pygmaea* und *Camponotus aethiops* (n=1!)) durch ihre  $\delta^{13}\text{C}$ -Differenzen zu den Blattläusen zur Kategorie "eher mehr trophobiotische Ameisen" mit der Haupternährungsform Trophobie – unter der Annahme, dass eine Anreicherung von 1‰ in sowohl Honigtau als auch Ameise im Vergleich zu den Blattläusen, in einer maximalen Anreicherung von 2‰

resultiert (Abb. 5.7, gepunktete Linie). 2 Arten (*Pheidole pallidula* und *Pyramica membranifera*) gehören zur funktionellen Gruppe der „eher weniger trophobiotische Ameisen“ (Abb. 5.7, gestrichelte Linie).

Im Einzelnen zeigte die Art *Pheidole pallidula* eine hohe Differenz zu ihren Blattläusen ( $\delta^{13}\text{C}$ :  $8,12\% \pm 0,496$ ,  $\delta^{15}\text{N}$ :  $4,04\% \pm 0,741$ ). Als eine opportunistische Art (Tab. 5.1, GO) frisst sie auch an pflanzlichen und tierischen Resten (Retana et al. 1992). Damit kann die angenommene pantophage Ernährungsweise durchaus mit Hilfe der Isotopenanalyse bestätigt werden. Beobachtungen auf der Plantage (Kapitel 7.4) bestärken, dass *Pheidole pallidula* auch tierische Reste frisst, da an jedem Nesteingang der Art Überreste anderen Arthropoden und Ameisen zu finden sind, hauptsächlich von der sehr abundanten Ernteameise *Messor barbarus* (Platner et al. 2012 eigene Beobachtungen 2011 siehe Anhang Kapitel 9.4).

*Formica subrufa* als eine als HCS/OH (Hot climate specialists, open habitats) bekannte Ameisenart (Tab. 5.1) zeigte eine leichte Anreicherung im  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal ( $1,36\% \pm 0,61$ ), was suggeriert, dass *Formica subrufa* zwar Honigtau zu einem großen Anteil zu sich nimmt, aber nicht so viel, dass es die hohen  $\delta^{13}\text{C}$ -Anreicherung ( $3,08\% \pm 0,26$ ) erklären würde. Die gemessenen Isotopensignale sprechen daher tatsächlich für die für diese Art bekannte Ernährungsweise: Danach frisst *Formica subrufa* zusätzlich an toten Arthropoden, hauptsächlich an anderen Ameisen, aber auch an anderen Insektengruppen. Eine weitere potentielle Futterquelle sind die Elaiosomen der Pflanzensamen und auch Nektar und andere Pflanzensäfte werden als Nahrung aufgenommen (Cavia 1990).

Die Anreicherung der CCS/SH (cold climate specialists, shadow habitats) Art *Lasius grandis* (Tab. 5.1) in Bezug zu ihren Blattläusen war für die  $\delta^{13}\text{C}$ - und die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ähnlich ( $3,14\% \pm 0,28$  bzw.  $3,05\% \pm 0,78$ ). Auch hier bestätigten die Werte eine zusätzliche Ernährung, auch mit tierischer Beute, da auch die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte einen Abstand von einer trophischen Ebene zeigen. Zu Beginn der Blattlaussaison tragen 10% der Arbeiterinnen auch Insektenbeute ins Nest ein, hauptsächlich *Psocoptera* und Blattläuse, und der Rest der Arbeiterinnen sammelt Honigtau aus verschiedenen Quellen (Paris & Espadaler 2010). *Lasius grandis* findet man das ganze Jahr über in den Baumkronen der Mandarinenbäume (Piñol et al. 2011). Die Anreicherung im  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal bei *Lasius grandis* im Vergleich zu ihren Blattläusen kann durch die zusätzliche zoophage Ernährung erklärt werden. *Formica rufibarbis* und *Lasius grandis* sind als Mutualisten mit Blattläusen bekannt, aber sie können auch prädatorisch leben, wenn sie ihren Stickstoff-Bedarf decken müssen, besonders während der Larvenentwicklung (O'Grady et al. 2010, Seifert 2007, Pontin 1978). Einige Arten wie *Lasius flavus* füttern ihre Larven mit Wurzelläusen während einiger Zeiten im Jahr (Way 1963, Pontin 1978, Seifert 2007). Eigene Beobachtungen in Spanien zeigten die Prädation von *Aphis* sp. durch *Lasius grandis* in den Mandarinenbäumen im Sommer. Blattläuse können daher eine wichtige Nahrungsquelle für Ameisen sein – sowohl über die Bereitstellung ihres Honigtaus als auch als unmittelbare Beute. Cerdá et al. (1997, 1998) beschreiben Honigtau und Nektar als die Hauptnahrungsquelle für einige mediterranen Ameisenarten (*Tapinoma nigerrimum* und einige *Camponotus*-Arten). Nach eigenen Beobachtungen sammelt *Tapinoma nigerrimum* tatsächlich auf der Plantage an den Blattläusen auf den Bäumen Honigtau, beim Herablaufen waren die prall gefüllten Gaster

der Ameisen trotz ihrer geringen Größe im Vergleich zu den herauflaufenden Ameisen, deren Gaster viel kleiner war, gut zu erkennen.

Für alle untersuchten Ameisenarten erscheint die Anreicherung im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal zu groß für eine rein trophobiotische Ernährungsweise, es muss zusätzlich andere Kohlenstoff-Quellen geben.

Daher zeigten grundsätzlich die Ameisen der Plantage, die in Trophobiose beobachtet wurden, alle eine eher pantophage Ernährung. Blüthgen et al. (2003) fand im Gegensatz dazu für die Tropen eine Ameisengesellschaft, die sich doch deutlich mehr phytophag ernährte. Weitere Forschung sollte sich daher auf die artspezifischen, potentiellen Nahrungsquellen konzentrieren. Vielleicht ist das braune Boden-Nahrungsnetz wichtiger als erwartet (Platner et al. 2012).

Obwohl es nicht direkt der Fragestellung entsprach, ergab sich doch die Frage nach den potentiellen zusätzlichen Nahrungsquellen der untersuchten Ameisen, die ja alle den Isotopenwerten nach auch andere Nahrung zu sich nehmen müssen. Deshalb wurden stichpunktartig einige potentielle Organismen beprobt und die natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope gemessen. Im untersuchten Ökosystem könnte die Bodenfauna als Nahrungsquelle der einzelnen Ameisenarten (*Pheidole pallidula*, *Pyramica membranifera*) dienen, zum Beispiel könnten bodenlebenden Arthropoden wie Isopoden (*Armadillium* sp.:  $\delta^{13}\text{C}$ :  $-22,4\text{‰} \pm 0,29$ ,  $\delta^{15}\text{N}$ :  $7,6\text{‰} \pm 1,96$ , unveröffentlichte Daten) oder Collembolen ( $\delta^{13}\text{C}$ :  $-24,2\text{‰}$ ,  $\delta^{15}\text{N}$ :  $10,3\text{‰}$ ,  $n=1$ ; Mestre et al. 2013) oder Pilze wie *Agaricus campestris* ( $\delta^{13}\text{C}$ :  $-21,4\text{‰}$ ,  $\delta^{15}\text{N}$ :  $9,4\text{‰}$ , unveröffentlichte Daten) geeignete Futterquellen sein. Reznikova & Panteleeva (2001) wiesen in Feldversuchen eine unerwartet hohe Aktivität von *Myrmica rubra* nach, die nach Collembolen jagten. Sogar bis zur Ebene der Ameisen könnte das C4 Gras *Cynodon dactylon* ( $\delta^{13}\text{C}=-11,8$ ,  $\delta^{15}\text{N}=8,0$ ; Platner et al. 2012) einen Einfluss auf die Isotopensignale haben und durch den sehr angereicherte Wert das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal der anderen Ebenen beeinflussen: das C4 Gras könnte als Nahrung für herbivore Arthropoden (auch Ernteameisen wie *Messor* spp.) dienen und die wiederum als Beute für die prädatorischen Ameisen.

### 5.1.5 Schlussfolgerungen

- (1) Die Kombination von Beobachtung der trophischen Kontakte und Analyse der natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope ermöglicht eine Klassifizierung und Auftrennung des komplexen trophischen Systems vom Boden bis zu den Ameisen.
- (2) Die trophischen Ebenen (Boden, Wirtspflanze, Blattlaus, Ameise) lassen sich durch die Isotopenanalyse signifikant trennen. Das  $\delta^{15}\text{N}$ -Signal ist abhängig vom Boden als Basis des trophischen Systems und ergibt bis zur Ebene der Blattläuse signifikante Unterschiede.
- (3) Die enge trophische Beziehung zwischen Wirtspflanzen und den damit verbundenen Blattläusen konnte eindeutig durch Rückverfolgung der Isotopen-Signale vom Dünger bis zu den Blattläusen und durch eine klare Korrelation der Isotopen-Gehalte von Boden und Pflanzen (Stickstoff) und von Pflanzen und Blattläusen (Stickstoff und Kohlenstoff) demonstriert werden.
- (4) Verschiedene trophobiotisch aktive Ameisenarten zeigten deutlich voneinander getrennte Isotopensignaturen, die ein direkter Hinweis auf die Zugehörigkeit zu verschiedenen funktionellen

Gruppen sind. Die durchgeführte artspezifische Untersuchung ist wichtig, um diese Zugehörigkeit sichtbar zu machen.

(5) Die unerwartet hohe  $\delta^{13}\text{C}$ -Anreicherung von den Blattläusen bis zu verschiedenen Ameisenarten und der Unterschied zwischen den einzelnen Ameisenarten zeigt die Bedeutung zusätzlicher C-Quellen neben der Trophobie.

### 5.1.6 Zusammenfassung

(1) Für den mediterranen Raum gibt es nur wenige Studien zum Ernährungsverhalten und zur funktionellen Diversität von Ameisen, die helfen könnten, die Funktion dieser wichtigen Gruppe für Agrarökosysteme zu verstehen.

(2) Trophobie zwischen Blattläusen (Aphididae, Hemiptera) und Ameisen (Formicidae, Hymenoptera) ist als eine wichtige Ernährungsform bei den Ameisen bekannt. Allerdings ist wenig darüber bekannt, wie die Nährstoffe genau von den Blattläusen an die Ameisen weitergegeben werden und wie wichtig die Trophobie für einzelne Ameisenarten wirklich ist.

(3) Durch Kombination von direkter Beobachtung der Kontakte zwischen Blattlaus und Ameisen im Freiland mit der Analyse natürlicher Verhältnisse der stabilen Isotope sollten die trophischen Ebenen und ihre Stoffflüsse sichtbar gemacht werden. Dazu wurden die  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte von Boden (natürlicher Boden und gedüngter Boden) und von 18 Wirtspflanzen, 22 Blattlausarten und 7 Ameisenarten untersucht. Der Dünger diente als Isotopen-Label für den Stickstoff.

(4) Die Momentaufnahme zeigte ein komplexes Beziehungssystem zwischen Pflanzen, Blattläusen und den Ameisen. Es konnten 40 verschiedene Wirtspflanzen-Blattlaus Kombinationsmöglichkeiten und 25 verschiedene Blattlaus-Ameisen Kombinationsmöglichkeiten mit einer großen Spannweite der Isotopen-Werte beobachtet werden. Die  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte bei den Blattläusen reichten von  $-30,21\text{‰}$  bis  $-25,12\text{‰}$  (Spannweite= $5\text{‰}$ ) und bei den Ameisen von  $-24,8\text{‰}$  bei *Lasius grandis* bis  $-20,53\text{‰}$  bei *Pheidole pallidula* (Spannweite= $4,27\text{‰}$ ). Die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte bei den Blattläusen reichen sogar von  $3,26\text{‰}$  bis  $13,88\text{‰}$  (Spannweite= $10,6\text{‰}$ ) und bei den Ameisen von  $6,76\text{‰}$  bei *Formica subrufa* bis  $12,77\text{‰}$  bei *Pheidole pallidula* (Spannweite  $6,01\text{‰}$ ).

(5) Es konnte eine signifikante Korrelation zwischen den Isotopenverhältnissen der Blattläuse und ihren Wirtspflanzen, aber nicht zwischen Blattläusen und den Ameisen entdeckt werden. Offenbar zeigten die Ameisen nicht den erwarteten starken Zusammenhang mit den Blattläusen, sondern scheinen stärker als erwartet andere Futterquellen zu nutzen. Die Isotopendaten erlauben eine Einteilung der Arten in trophische Gruppen.

(6) Besonders deutlich ist die Bedeutung einer Baseline geworden, also der Werte, die als Basiswerte der Isotopenverhältnisse für Messungen und Vergleiche in einem zu untersuchenden Ökosystem dienen. Der zugefügte organische Dünger verschiebt die Baseline für Stickstoff für das gesamte untersuchte trophische System. Durch die Kombination der Isotopenanalyse mit dem exakten Ursprungsort der Proben konnte eine falsche Interpretation der hohen Isotopenspannweite verhindert werden.

## 6 Nahrungssuchverhalten verschiedener trophischer Gruppen der Ameisen bei Vorhandensein verschiedener Vegetationsschichten

### 6.1 Mahd und Nahrungssuchverhalten

Dieses Kapitel beschreibt den anthropogenen Einfluss in Form von Mahd auf die Ameisengesellschaft der Plantage. In einem zweijährigen Freiland-Experiment wurde zu verschiedenen Zeitpunkten der Einfluss dieses Faktors auf die phytophagen, pantophagen und zoophagen Ameisen im System untersucht. Der anthropogene Einfluss verändert das Mikroklima und die Pflanzenstruktur und damit auch die unmittelbare Umgebung der Ameisen. Nicht-Mahd führt zur Bildung einer zusätzlichen Vegetationsschicht und damit zu neuen potentiellen Nahrungsquellen und zur Etablierung von möglichen Wirtspflanzen für die Blattläuse. In diesem Zusammenhang interessieren die folgenden Fragen: Hat diese Nicht-Mahd einen Einfluss auf die Ameisen? Wirkt die Mahd als leichte Störung im System und kommt es damit zu einer Erhöhung der Diversität? Laufen trophobiotische Ameisen verstärkt auf die Mandarinenbäume zu den Blattläusen, wenn es keine Krautschicht mehr gibt, auf der die Blattläuse leben? Ist die Krautschicht für granivore Ameisen wie ein „Supermarkt mit vollen Regalen“ und erhöht sich durch die Nicht-Mahd etwa ihre Abundanz? Ändert sich die Pflanzengemeinschaft durch die Mahd? Werden die Pflanzensamen durch die granivoren Ameisen verbreitet, wenn es diesen „Supermarkt“ gibt? Wird nicht damit durch die Mahd der Blattlausbefall an den Bäumen erhöht, da es keine alternativen Wirtspflanzen in einer Krautschicht für die Blattläuse gibt?

#### 6.1.1 Einleitung

Spanien ist geprägt von der Landwirtschaft als wichtigstem Wirtschaftsfaktor, der ökologische Landbau hat dabei einen großen Anteil (siehe Kapitel 3.1.1). Agrarökosysteme unterliegen neben den natürlichen Einflüssen auch anthropogenen Einflüssen. Damit Erträge möglichst hoch sind, wendet der Mensch Maßnahmen wie Bewässerung, Mahd, Düngung und auch den Einsatz von Pestiziden an. Im ökologischen Anbau wird auf chemische Maßnahmen zur Schädlingsbekämpfung verzichtet und deshalb werden Beobachtungen zum Schädlingsverhalten und zu alternativen Schädlingsbekämpfungsmethoden umso wichtiger. Ameisen, die in Trophobiose mit Blattläusen leben, können die Vorkommen von Blattläusen, wichtigen Schädlingen, beeinflussen (Stadler & Dixon 2005, Oliver et al. 2007). Anthropogene Einflüsse wie Mahd und Düngung können aber auch durch die damit verbundene Änderung der kleinräumigen Bedingungen im Mikroklima die Diversität der Ameisen verändern. Tägliche und Jahreszeiten-bedingte Variationen des Klimas und der Vegetation erhöhen im mediterranen Klima die Diversität der Ameisen (Cerdá et al. 1997). Cerdá et al. (1998) betonen, dass die Oberflächentemperatur die Aktivität und damit auch die Nahrungserwerbs-Strategie (*foraging strategies*) beeinflusst. Auch Arnan et al. (2012) stellten das Klima als den entscheidenden Faktor für die Dominanzhierarchie heraus, die die verschiedenen Ameisenarten durch Aushalten oder Vermeiden (*enduring or avoiding*) bewältigen. Der starke Einfluss der Vegetation auf die mediterrane

Ameisengesellschaften wurde schon festgestellt (Retana & Cerdá 2000, Arnan et al. 2007), aber die Folgen veränderter Landnutzung auf die Arten wurden bis jetzt eher selten untersucht (aber z.B. in Zitrus-Plantagen in Spanien von Cerdá et al. 2009).

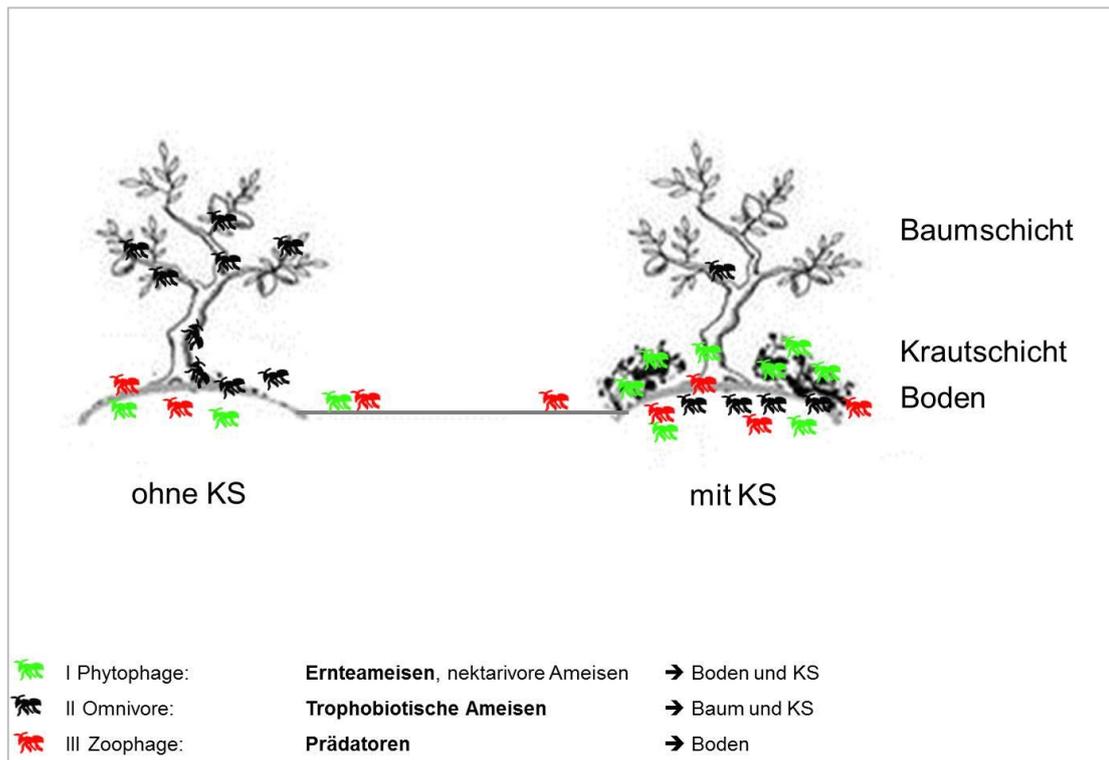
Umgekehrt haben Ameisen als Ökosystemingenieure (Hölldobler & Wilson 1990, Folgarait 1998, Martius 2001) auch einen großen Einfluss auf das Ökosystem, in dem sie leben: Bodennester der Ameisen ermöglichen einen Nährstoffeintrag in den Boden und können dadurch auch Wachstum und Vorkommen von Pflanzen beeinflussen (Dauber et al. 2008). Ameisen tragen wie Regenwürmer und Termiten zur Auflockerung des Bodens und zum Funktionieren von Nährstoffflüssen bei (Martius 2001). Weiterhin beeinflussen z.B. trophobiotische Ameisen als Symbiosepartner von Blattläusen deren Populationen und können zu ihrer Vermehrung (Stadler & Dixon 2005) oder aber auch durch ihren Einfluss zur Begrenzung der Blattläuse beitragen (Oliver et al. 2007). Ameisen können auch als Prädatoren die übrige im System vorkommende Arthropodendiversität beeinflussen (Cerdá & Dejean 2011). Ernteameisen können die Vegetation beeinflussen, indem sie Pflanzensamen als Nahrung sammeln oder aber zur Verbreitung von Pflanzensamen beitragen. Dysochorie (Pflanzensamen werden zu Nahrungszwecken gesammelt, entgehen nur durch Zufall der Vernichtung) ist ein wichtiger Verbreitungsfaktor im mediterranen Gebiet (Wolff & Debussche 1999). Arnan et al. 2010 beschreibt *Messor*-Arten, die – abhängig von der Art – entweder verantwortlich sind für das Vernichten von Samen oder das Verbreiten von Samen. Viele Pflanzen haben sich durch das Anbieten von Elaiosomen gezielt an die Verbreitung durch Ameisen angepasst. Diese Myrmekochorie ist vor allem bei den Ernteameisen verbreitet.

#### **6.1.1.1 Vorversuch Ameisenaktivität Juni 2010**

In Vorversuchen (Juni 2010, Tab. 9.5, Anhang) zeigte sich eine hochsignifikant erhöhte Lauf-Aktivität an Mandarinenbäumen mit Blattlausbefall, unter denen Krautschicht gemäht wurde. Es wurden im Vergleich zu Bäumen, an denen die Krautschicht noch vorhanden war, die an den Stämmen laufenden Ameisen verschiedener trophobiotischer Arten gezählt: an Bäumen mit Krautschicht liefen durchschnittlich 25,9 Ameisen in 3 Minuten (n=9), an Bäumen ohne Krautschicht nach der Mahd liefen dagegen 42,8 Ameisen (n=9).

Es sollen folgende Fragen beantwortet werden:

- (1) Hat das Vorhandensein einer geschlossenen Krautschicht über den Zeitraum von 15 Monaten Auswirkungen auf das Ernährungsverhalten (*optimal foraging*) der Ameisengemeinschaft der Plantage?
- (2) Reagieren die Arten je nach Zugehörigkeit zu einer funktionellen Gruppe bzw. Ernährungsweise unterschiedlich auf das Vorhandensein einer Krautschicht/ Mahd (Abb. 6.1)?



**Abbildung 6.1** Erwartete Verteilung der verschiedenen funktionellen Gruppen als Reaktion auf das Vorhandensein einer Krautschicht, (KS=Krautschicht): phytophage Arten werden mehr durch das zusätzlich Angebot, pantophage (omnivore) Arten belaufen bei Wegfall der Krautschicht vermehrt die Bäume, zoophage Arten profitieren von mehr Beutetieren, die in der Krautschicht neue Nischen finden.

(2a) Wie reagieren die phytophagen (granivoren und nektarivoren) Ameisenarten? Diese Arten finden in der Krautschicht eine gute Nahrungsgrundlage, denn durch das Nicht-Mähen können Gräser und Kräuter zur Samenreife gelangen und so Samen oder auch Nektar für diese Arten bereitstellen. Dieser „Supermarkt“, der vegetationsfreie, warme Weg dorthin und der Platz für ihre Nester könnten zu einer Zunahme der Abundanz von *Messor barbarus* (HCS, OH) führen. Hier stellt sich weiterhin die Frage, welche Auswirkungen das z.B. auf den Boden in diesem Bereich hat. Der Boden wird insgesamt aufgelockert und könnte damit besser Wasser aufnehmen. Außerdem trägt *Messor barbarus* Samen ins Nest ein und reichert damit eventuell den Boden mit Nährstoffen an (Cammeraat et al. 2002, Boulton & Ambermann 2006). Es kommt zur weiteren Ausbreitung der Pflanzen, da immer einige Samen beim Transport verloren werden und so entfernt von der Pflanze auskeimen können (Arnan et al. 2010). Im Oktober könnte *Messor barbarus* auf das Fehlen eines Mahd-Ereignisses reagiert haben und häufiger in den ungemähten Bereich in den Fallen sein als in den gemähten Bereichen.

(2b) Wie reagieren die pantophage Ameisenarten? Diese Arten als wichtige trophische Gruppe auch in mediterranen Gebieten (Kapitel 5) sind abhängig vom Vorhandensein ihrer Symbiosepartner wie beispielsweise Blattläusen. Diese wiederum wählen sich ihre Wirtspflanzen teilweise artspezifisch, teilweise sind sie polyphag (Tab. 3.2). Aus diesem Grund könnte das Vorhandensein einer Krautschicht einen Einfluss auf das Nahrungssuch-Verhalten (foraging) der trophobiotischen Ameisen haben. Die Ameisen könnten die ebenfalls an den Kräutern vorhandenen Blattläuse den an den Bäumen lebenden

vorziehen, da die Wege kürzer sind. Andererseits könnten die Wege durch die Krautschicht für die Ameisen erschwert werden. Außerdem könnte das Mikroklima durch die Vegetationsschicht so verändert werden, dass auch nicht so hitzetolerante Ameisenarten (z.B. *Lasius grandis*, CCS, SH) eher an die Bäume gelangen können. Ohne Krautschicht kommt es – besonders im Sommer – zu extremen Temperaturbedingungen, besonders die Oberflächentemperaturen erreichen Werte von über 50°C (24.06.2010, ca. 11 Uhr, sonnig, Voruntersuchung, 2010). Dies beeinflusst das Nahrungssuchverhalten. Cerdá et al. (1998) nennen diverse Toleranztemperaturen (bis 46°C z.B. bei *Pheidole pallidula*) für Ameisen in einem Savannah-ähnlichen Grasland, die den „trade off“, zwischen Sterblichkeit und Nahrungssuche bestimmen. Im weiteren Verlauf des Jahres, wenn die Zahl der Blattläuse abnimmt, müssen die trophobiotischen Ameisen ihre Ernährung umstellen. Es stellt sich die Frage, was sie fressen und ob der Einfluss der Nicht-Mahd für sie eher noch zusätzliche Nahrungsquellen in Form von Blattlauskolonien auf den krautigen Pflanzen bereitstellt. Beim Vorhandensein einer Krautschicht könnte für die trophobiotischen Ameisen aber auch der Weg zu den Blattläusen auf den Mandarinenbäumen erschwert sein. Die trophobiotischen Ameisen müssten eigentlich die Kolonien auf den Bäumen bevorzugen, da dort die Blattläuse konzentrierter vorkommen als in den viel kleineren Kolonien auf den Pflanzen in der Krautschicht.

(2c) Wie reagieren die eher zoophagen Arten? Diese Arten können eventuell mehr Beutetiere (Ameisen und andere Arthropoden) in der Krautschicht finden und kommen daher vermehrt vor. Die Krautschicht als zusätzliche Schicht im System bietet Nischen und Schutz für potentielle Beutetiere.

(3) Wie verändern sich die Begleitdaten?

Die Abundanz der Blattläuse sollte sich insgesamt je nach Jahreszeit unterscheiden: Sie sollte zur Zeit ihres üblichen Individuen-Peaks im Frühsommer größer sein als im Herbst. Weiterhin sollten die Abundanzen der Blattläuse durch die Pflege der trophobiotischen Ameisen in den gemähten Untersuchungsflächen höher sein. Von den Ameisen wird ja – aufgrund der Beobachtungen im Vorversuch – eine erhöhte Aktivität in den gemähten Untersuchungsflächen erwartet.

Die Vegetation ist durch die Mahd direkt betroffen. Die vorhandenen Gräser hatten durch ihre Mahdresistenz wahrscheinlich einen Vorteil den anderen krautigen Arten gegenüber. Durch das Bestehenlassen der Krautschicht könnte sich dieser Vorteil verschieben und auch neue Arten auftauchen.

Das Mikroklima sollte direkt das Fehlen der Krautschicht widerspiegeln, indem Lichtwerte, Boden-, Luft- und Oberflächentemperatur gegenüber Flächen, die eine Vegetationsschicht besitzen, erhöht sind und indem die Bodenfeuchte abnimmt.

(4) Ist der Ernteertrag unterschiedlich, je nachdem, ob die Ernte von Bäumen aus gemähten Untersuchungsflächen oder aus ungemähten Untersuchungsflächen stammt? Weiterhin sollte die Höhe des Ertrages in den Untersuchungsflächen mit mehr Schädlingen niedriger sein. Mehr Schädlinge sind in den gemähten Untersuchungsflächen zu erwarten, denn dort wird eine erhöhte Aktivität der trophobiotischen Ameisen erwartet, die durch ihre Pflege die Abundanz der Blattläuse erhöhen können.

Beim Vorhandensein einer Krautschicht könnte es aber auch zu einer Konkurrenzsituation um Wasser zwischen Mandarinenbäumen und Krautschicht kommen, der Ertrag könnte sich dadurch verringern.

Um diese Fragen zu beantworten, wurden in einem Freiland-Experiment durch Manipulation des Faktors Krautschicht die Auswirkungen auf die Ameisenfauna in den Baumkronen durch Aktivitätszählungen und in der Boden- und Krautschicht durch Bodenfallen untersucht. Weiterhin wurde das Mikroklima als wichtiger Faktor für die Ameisen aufgenommen, das sich durch die Veränderung in der Vegetation auch verändern kann. Um die Pflanzenarten zu erfassen, die auch als Nahrungsgrundlage für einige Ameisenarten der Krautschicht dienen und als Wirtspflanzen für Blattläuse wichtig sind, wurden Vegetationsaufnahmen durchgeführt. So soll das Verhalten der Ameisen artspezifisch und auch nach Einordnung in die funktionellen Gruppen beschreibbarer werden, um daraus Schlüsse für die Wichtigkeit der Ameisen in Agrarökosystemen ziehen zu können.

## 6.1.2 Methoden

### 6.1.2.1 Design des Freiland-Experiments

Die Datenaufnahme fand in den Jahren 2011 und 2012 auf einem südöstlich gelegenen Teilbereich (ca. 1500 m<sup>2</sup>) der Mandarinenplantage in La Selva del Camp statt. Für das Freiland-Experiment wurden vier Reihen mit je 15 Bäumen ausgewählt (Abb. 6.2). Innerhalb der Reihen wird regelmäßig bewässert, die Mandarinenbäume wachsen dort auf einem leicht erhöhten Wall. Der Dünger wird als Pellet direkt unter die Bäume gegeben, nicht aber zwischen die Bäume. Zwischen den Reihen und auch innerhalb der Reihen existiert eine Krautschicht, die normalerweise 5-6 mal pro Jahr komplett gemäht wird.



**Abbildung 6.2** Lage der Versuchsfläche für das Freiland-Experiment auf der Plantage in La Selva del Camp mit 4 Baumreihen 7, 8, 9 und 10 (Quelle: google, Internet, 2011)

Auf der Versuchsfläche wurden die Bäume unterschiedlich behandelt (Abb. 6.3): es gibt gedüngte und ungedüngte Bäume und zusätzlich Reservebäume. Diese Bäume werden zu Blöcken zusammengefasst, in

jedem Block befinden sich 6 Bäume. Die Hälfte der Bäume (=Parzelle) steht in einer gemähten Untersuchungsfläche (=ohne Krautschicht, C cutted), die anderen 3 Bäume stehen in einer ungemähten Untersuchungsfläche (=mit Krautschicht, UC uncutted). Diese Untersuchungsflächen werden in dieser Untersuchung auch als „Plots“ bezeichnet. Dabei erfolgte die Zuordnung der Einzelbäume innerhalb der Parzellen rein zufällig per Münzwurf. So entstanden 48 Untersuchungsflächen (48 Bäume) mit einer Größe von je 3x3 m. Dieses *split plot design* erlaubt so eine Untersuchung der Faktoren Mahd (C und UC) und Düngung (+F und -F) in 4 Behandlungen: (1) C+F gemäht und gedüngt, (2) C-F gemäht und ungedüngt, (3) UC+F ungemäht und gedüngt, (4) UC-F ungemäht und ungedüngt. Da an allen drei Einzelbaum-Untersuchungsflächen innerhalb der Mahdparzellen die gleichen Daten aufgenommen wurden, also auch an den Reservebäumen, gab es die doppelte Stichprobenzahl an ungedüngten Bäumen. Da der Faktor Düngung und die Interaktionen in einer *split plot* ANOVA explizit für die Aktivität in den Baumkronen und für die Aktivitätsdichte am Boden getestet wurden und nicht signifikant waren (Tab. 9.7 und Tab. 9.8, Anhang) wird dieser Effekt in den Graphiken nicht dargestellt. Es gab daher 24 gemähte C Untersuchungsflächen und 24 ungemähte UC Untersuchungsflächen.

	7	8	9	10
8	r			•
9		•	•	
10			r	r
11	•	r		
12			•	•
13	r	r	r	r
14	•	•	•	•
15	r			
16		•	r	r
17	•			•
18		r	•	
19	r	r	r	r
20				
21	•	•		
22				

**Abbildung 6.3** Design des Freiland-Experiments (*split plot*), dunkelgrün=ungemähte UC Untersuchungsflächen, hellgrün=gemähte C Untersuchungsflächen, Punkt=fertilized (zufällige Düngung), r=Reservebaum, eingerahmt=Parzellen je 3 Bäume), grau=Bäume, die nicht benutzt wurden oder fehlende Bäume

Ende März 2011 wurde eine letzte vollständige Mahd (sowohl mit dem Traktor als auch mit einem Handmähgerät) aller Flächen durchgeführt und anschließend die ungemähten UC-Flächen markiert. Anfang Mai 2010 wurden dann die Untersuchungsflächen zum ersten Mal unterschiedlich gemäht, d.h. es werden nur noch die gemähten C Untersuchungsflächen an den normal stattfindenden (5-6mal pro Jahr) Mahdterminen gemäht. Die abgemähte Vegetation verbleibt immer auf den Flächen. Im Verlauf des Jahres 2011 wurde an 5 Terminen (Tab. 6.1) Daten aufgenommen, wobei T0 der Starttermin (also ungefähr 1 Monat nach der ersten Nicht-Mahd der UC-Flächen) ist, T1 im Frühsommer direkt 2 Stunden nach einer Mahd, T2 im Frühsommer 2 Tage nach der einer Mahd, T3 im Herbst 4 Monate nach T0 und T5 im Herbst 15 Monate nach T0. Die Daten zu T4 im Sommer 12 Monate nach Start des Experiments stehen nicht zur Verfügung.

**Tabelle 6.1** Eigenschaften der Untersuchungsflächen an den Terminen T0 bis T5 (Fotos: Katrin Brewitt, Christian Platner)

	Datum	Beschreibung	Zustand *
<b>T0</b>	01.06.2011	<b>Startwert</b> 1 Monat nach der ersten Nicht-Mahd der UC-Flächen alle Plots ungefähr gleich hohe Krautschicht (ca. 50-100 cm)	
	15.06.2011	<b>Mahd</b>	
<b>T1</b>	15.06.2011	direkt 2 Stunden nach einer Mahd C-Plots: Krautschicht ca. 2 cm hoch UC-Plots: wie in T0 (50-100 cm) Frühsommerwerte	
<b>T2</b>	17.06.2011	2 Tage nach der einer Mahd wie T1 Frühsommerwerte	
	Juli-Oktober 2011	<b>mehrmals Mahd der C Plots</b>	
<b>T3</b>	11.10.2011	4 Monate nach T0 5 Monate nach letzter vollständiger Mahd C-Plots: ca. 50 cm UC-Plots: bis 250 cm hoch Herbstwerte	
<b>T4</b>	Juni 2012	12 Monate nach T0 Bodenfallen (die Daten stehen nicht zur Verfügung) Sommerwerte	
<b>T5</b>	September 2012	15 Monate nach T0 16 Monate nach letzter vollständiger Mahd C-Plots: 50 cm UC-Plots: 200 cm Bodenfallen und Vegetation Herbstwerte	

\* T0, T1 (und T2 das gleiche Bild, da sich nichts geändert hat) zeigen die Reihen 8 und 9 von Süden aus, T3 zeigt 2 Einzelbäume (UC Plots) in Reihe 8 und T5 einen Einzelbaum in Reihe 10 (UC Plots)

### 6.1.2.2 Erfassung der Ameisennester

Die Erfassung dient als Voruntersuchung und Bestandsaufnahme und fand auch auf der Fläche des Freiland-Experiments statt (Abb. 6.2). Es sollten möglichst alle im Juni 2011 zu Versuchsbeginn vorhandenen Nester gefunden werden. So kann beurteilt werden, ob es durch den anthropogenen Einfluss (Mahd und Düngung) Auswirkungen auf die Diversität der Ameisen gibt. An 2 Tagen (31.05.2011 und 01.06.2011) wurden die Nester folgendermaßen kartiert: In einem festen Köderfallen-Raster (16 zwischen den Reihen ( $x5 = 80$ ), 32 pro Baumreihe ( $x4 = 128$ ), also insgesamt 208 Köder auf der Fläche) wurden Köderfallen (Thunfisch, Kekskrümel) ausgebracht. Nach einer kurzen Wartezeit (max.  $\frac{1}{2}$  Stunde) wurden an den Köderfallen die vorhandenen Arten aufgenommen und von den Köderfallen ausgehend die Ameisennesteingänge kartiert, indem z.B. die entstandenen Ameisenstraßen zurückverfolgt wurden. Es wurde notiert, ob sich der Nesteingang zwischen den Baumreihen (ungewässert) oder im Bereich der Mandarinenbäume in den Baumreihen (bewässert) befand. Zusätzlich wurden Nesteingänge gefunden, die innerhalb der Baumreihen (R) an der Steigung des Walls (w) lagen.

### 6.1.2.3 Mikroklima

In jeder Untersuchungsfläche wurden die Lufttemperatur, die Bodentemperatur in 5 cm Tiefe, die Oberflächentemperatur und die Lichtintensität an der Oberfläche und zusätzlich noch die Bodenfeuchte mit verschiedenen Messgeräten aufgenommen (Tab. 6.2).

**Tabelle 6.2** Mikroklimaparameter und benutzte Geräte

Parameter	Gerät
Oberflächen-/Boden-/Lufttemperatur	Testo mini Einstechthermometer, $-50^{\circ}\text{C}$ bis $+150^{\circ}\text{C}$ ; Genauigkeit $\pm 1^{\circ}\text{C}$ ( $-30$ bis $+150^{\circ}\text{C}$ )
Licht	Li-Cor Quantum-Meter Modell 250 Light Meter, mit Sonde Quantum Q20937
Bodenfeuchte	Delta T-Devices HH2 Moisture meter mit ML2X Sonde, Theta Probe Type 250

Der Messpunkt war dabei an allen Untersuchungsflächen gleich und befand sich immer an der südöstlichen Seite des jeweiligen Mandarinenbaumes. Aufnahmezeitpunkt war an allen Terminen mittags 12.30 Uhr. Bis auf T0 mit einigen Wolken war das aktuelle Wetter an allen Terminen sonnig und ohne Wolken. Für die Ameisen ist besonders die Temperatur der Oberfläche ein wichtiger abiotischer Faktor.

### 6.1.2.4 Ameisenaktivität in den Baumkronen

Für die Ameisen, die Ameisenstraßen an den Stämmen der Mandarinenbäume bilden, wurde die Aktivität durch Auszählen bestimmt, indem die Anzahl sowohl der nach oben als auch der nach unten über eine Markierung laufenden Ameisen artspezifisch in 4 Minuten bestimmt wurde. Die Aktivitätszählung wurde an den Terminen (T0, T1, T2, T3) zur gleichen Uhrzeit um 15.30 Uhr begonnen.

#### **6.1.2.5 Ameisenaktivität in Boden- und Krautschicht**

Zur Bestimmung der Zusammensetzung der Ameisengemeinschaft in der Kraut- und Bodenschicht wurde pro Untersuchungsfläche nach zufälliger Wahl der Seite des Baumes eine Bodenfalle ausgebracht. Die Bodenfallen waren 5,5 cm im Durchmesser und 7 cm in der Höhe große Plastikbecher, die ca. 2 cm hoch mit einer Wasser-Spülmittel-Lösung gefüllt waren. Pro Sammelperiode (T0, T2 und T3) waren die Fallen genau 48 h geöffnet. Die Proben wurden anschließend in 70% Ethanol überführt und im Labor die Ameisen bis zur Art bestimmt und ihre Abundanz ausgezählt. Ergänzend wurden einige Ameisen-Exemplare von Xavier Espadaler identifiziert.

#### **6.1.2.6 Vegetation**

Die Vegetationsaufnahmeflächen hatten eine Größe von jeweils 3 x 3 m und wurden um einen Mandarinenbaum herum angelegt. Die Artenbestimmung erfolgte mit Bärtels (1997), Burnie (1996) Kindermann (2010) und Schönfelder & Schönfelder (1984). Die Artmächtigkeit und der Deckungsgrad wurden mit einer in Prozentzahlen umgewandelten Braun-Blanquet-Skala (Bächtiger 2009) geschätzt. Aufgrund der Schichtung (Strata) der Vegetation können dabei pro Untersuchungsfläche Deckungsgrade von mehr als 100% entstehen. Allgemein könnte das ein Hinweis auf eine hohe Dichte der Vegetation sein. Problematisch war die Bestimmung der Gräser, die teilweise schon vertrocknet bzw. noch nicht aufgeblüht waren. Zur Auswertung wurden die Deckungsgrade der einzelnen Arten für jede Behandlung aufsummiert (n=24) und nach Häufigkeit sortiert. Die Vegetation wurde an T0, T3 und T5 aufgenommen. Die Vegetation an T1 und T2 ist identisch mit der an T0, nur dass an T1 und T2 die C Untersuchungsflächen bis auf 5 cm Höhe abgemäht wurden.

#### **6.1.2.7 Blattlaus-Dichte**

Die Blattlaus-Abundanz auf den Mandarinenbäumen wurde an T0 als Startwert und an T3 4 Monate nach der Mahd durch die Klopfmethode (wie auch bei Piñol et al. 2008, 2009 beschrieben) erfasst. Dazu wurde an zwei Seiten eines Baumes je 2x mit einem Schlagstock kräftig geschlagen und die Klopfprobe mit einem 75 cm x 75 cm großen Klopfschirm aufgefangen. Anschließend wurden gezielt die Blattläuse mit einem Exhaustor vom Klopfschirm aufgesammelt und in ein verschließbares Probengefäß gegeben. Nach Einfrieren bei ca. -20°C für 48 h wurden die Proben bis zur weiteren Analyse mit 70% Ethanol versetzt (Abb. 6.4). Zur Bestimmung der Blattlaus-Dichte wurden später die Blattläuse unter dem Binokular aussortiert und die Individuen ohne nähere Artbestimmung ausgezählt.



**Abbildung 6.4** Blattlaus Dichte: Probegefäße mit den Klopfproben in Ethanol, beispielhaft Reihe 8, T0 (Foto: Katrin Brewitt)

Weiterhin wurden, um die Abundanz der Blattlauskolonien in der Krautschicht zu quantifizieren, für jede Untersuchungsfläche die Pflanzenarten notiert, an denen Blattlaus-Kolonien oder auch einzelne Individuen beobachtet wurden.

#### 6.1.2.8 Ertrag

Von November 2010 bis Januar 2011 fand die Ernte der Mandarinen statt. Für jeden einzelnen Baum des Freiland-Experiments wurde die Masse der geernteten Mandarinen für das Jahr 2010 erfasst.

#### 6.1.2.9 Datenauswertung

Für die Analyse der Auswirkungen der zusätzlichen Krautschicht im ersten Jahr wurden alle Untersuchungsflächen (auch die der Reservebäume) mit in die Daten genommen, da ein Düngereffekt für das erste Jahr nicht erkennbar ist. Die ANOVA zwischen den einzelnen gedüngten und ungedüngten Untersuchungsflächen ergab in keinem Fall (Aktivität Baumkronen) signifikante Unterschiede. Der Blockeffekt wird für das erste Jahr vernachlässigt, da es nach der *split plot* ANOVA (Tab. 9.7 und Tab. 9.8, Anhang) keine signifikanten Unterschiede gab. Es gab keine Interaktionen zwischen den Faktoren Mahd und Düngung (an keinem Termin und bei keiner Art). Diese Berechnung wurde durchgeführt mit R, Version 2.14.2 (2012-02-29) und den Packages „agricolae“, „beeswarm“, „MASS“, „sciplo“ und „vegan“.

Die Unterschiede zwischen den C und UC Untersuchungsflächen (Mikroklima, Aktivität Baumkrone und Bodenfalle) wurden mit dem t-Test für unabhängige Stichproben getestet. Für die Aktivitätsmessungen in Baumkronen und Boden- und Krautschicht wurden die Werte für jeden Untersuchungsfläche gemittelt ( $n=24$ ) und der S.E. berechnet. Teilweise wurden auch Individuenzahlen angegeben. Die Datenauswertung erfolgte mit Sigma Plot 11.0 und auch mit Microsoft Excel 2010.

### 6.1.3 Ergebnisse

#### 6.1.3.1 Erfassung der Nester

An den Köderfallen wurden Individuen von 9 Ameisenarten (*Messor barbarus*, *Messor structor*, *Pheidole pallidula*, *Formica rufibarbis*, *Tetramorium semilaeve*, *Camponotus aethiops*, *Lasius grandis*, *Camponotus sylvaticus*, *Plagiolepis pygmaea*) beobachtet und von allen Arten (außer *Plagiolepis pygmaea* und *Camponotus aethiops*, und zusätzlich von *Camponotus foreli*) konnten Nester gefunden werden. Insgesamt wurden bei der zweitägigen Erfassung 133 Ameisennester im obengenannten Bereich (1500 m<sup>2</sup>) gefunden (Tab. 6.3). Mit 59 gefundenen Nesteingängen hat *Messor barbarus* einen Anteil von 44,4% an den gefundenen Nesteingängen. Bei allen Arten außer bei *Messor barbarus* kann man davon ausgehen, dass ein Nesteingang auch ein Nest anzeigt. *Messor barbarus* hat mehrere Nesteingänge pro Nest, die auch bis zu 1,5 m voneinander entfernt liegen können (mündliche Mitteilung Espadaler, 2011). Die Verteilung der Nesteingänge bei *Messor barbarus* ist annähernd gleich in den Reihen selbst (R) und zwischen den Reihen (zR). Einige Eingänge liegen auch an der Steigung des Walls. Die Nester selbst befinden sich wahrscheinlich zwischen den Baumreihen. Die zweithäufigste Art ist *Pheidole pallidula* mit insgesamt 32 nachgewiesenen Nestern, wovon sich der größte Teil in der Fläche zwischen den Reihen befindet. Auch *Tetramorium semilaeve* hat einen Hauptteil ihrer Nester in der Fläche zwischen den Reihen (14 von insgesamt 24 Nestern). Von *Formica rufibarbis* konnten vermutlich alle Nester gefunden werden, da die Art durch ihr aggressives Verhalten sehr auffällig ist. Von *Lasius grandis* konnten nur 3 Nester gefunden werden, alle befinden sich in den Baumreihen.

**Tabelle 6.3** Anzahl und Anteil (%) der Ameisennester in 1500 m<sup>2</sup> nach Art und Lage (R=in den Reihen, zR=zwischen den Reihen, w= am Wall der Reihe)

Arten	R (+w)	zR	Nester insgesamt	Nester insgesamt (%)
<i>Messor barbarus</i>	19 (+8)	32	59	<b>44,4</b>
<i>Messor structor</i>	0 (+1)	0	1	<b>0,8</b>
<i>Pheidole pallidula</i>	8 (+3)	21	32	<b>24,1</b>
<i>Tetramorium semilaeve</i>	9 (+1)	14	24	<b>18,0</b>
<i>Formica rufibarbis</i>	4 (+2)	2	8	<b>6,0</b>
<i>Camponotus sylvaticus</i>	2 (+1)	2	5	<b>3,8</b>
<i>Lasius grandis</i>	3 +(0)	0	3	<b>2,3</b>
<i>Camponotus foreli</i>	0 (+0)	1	1	<b>0,8</b>
<i>Tapinoma nigerrimum</i>	1(+0)	0	1	<b>0,8</b>
<b>total</b>	<b>46 (+15)</b>	<b>72</b>	<b>133</b>	<b>100</b>

#### 6.1.3.2 Mikroklima (Frage 3)

Das Wetter unterschied sich leicht zwischen den einzelnen Aufnahmetagen im Jahr 2011. Insgesamt war das aktuelle Wetter aber an allen 3 Terminen sonnig und unbewölkt. Im Herbst an T3 war es allerdings insgesamt etwas wärmer als an T0 und T1 im Frühsommer. Im Vergleich zwischen C und UC zeigten sich – die Lufttemperatur betreffend (Tab. 6.4) – kaum Unterschiede. Nur an T1 war die Lufttemperatur

hochsignifikant höher in den C Untersuchungsflächen ( $P < 0,001$ ). Auch die Bodentemperatur (Tab. 6.4) zeigte zwischen den gemähten Untersuchungsflächen (C Untersuchungsflächen) und den ungemähten Untersuchungsflächen (UC Untersuchungsflächen) an T1 hochsignifikant höhere ( $P < 0,001$ ) Werte in den C Plots als in den ungemähten UC Plots. Außerdem gab es signifikante Unterschiede zwischen den Oberflächentemperaturen (Tab. 6.4) in den gemähten C Plots im Vergleich zu den UC Plots an T1 ( $P < 0,001$ ), direkt nach der Mahd und an T3 im Herbst ( $P < 0,001$ ).

Als weiterer Hinweis auf das Mikroklima wurden auch Lichtwerte (Tab. 6.4) gemessen, hier waren die Unterschiede aufgrund der vorhandenen/nichtvorhandenen Krautschicht immer signifikant (schon zum Start an T0 vor der erneuten Mahd:  $P = 0,021$ ) bzw. hochsignifikant (nach der erneuten Mahd T1:  $P = < 0,001$ ; T3:  $P = < 0,001$ ) unterschiedlich zwischen C und UC. Diese Unterschiede im Lichtwert hatten entsprechend einen Einfluss auf die anderen Mikroklimawerte.

Die Bodenfeuchte (Tab. 6.4) in den gemähten C Untersuchungsflächen war an T3 signifikant höher ( $P < 0,001$ ) als in den UC Untersuchungsflächen.

**Tabelle 6.4** Mikroklima Mittelwerte $\pm$ S.E. (n =24) und p-Wert (t-Test)

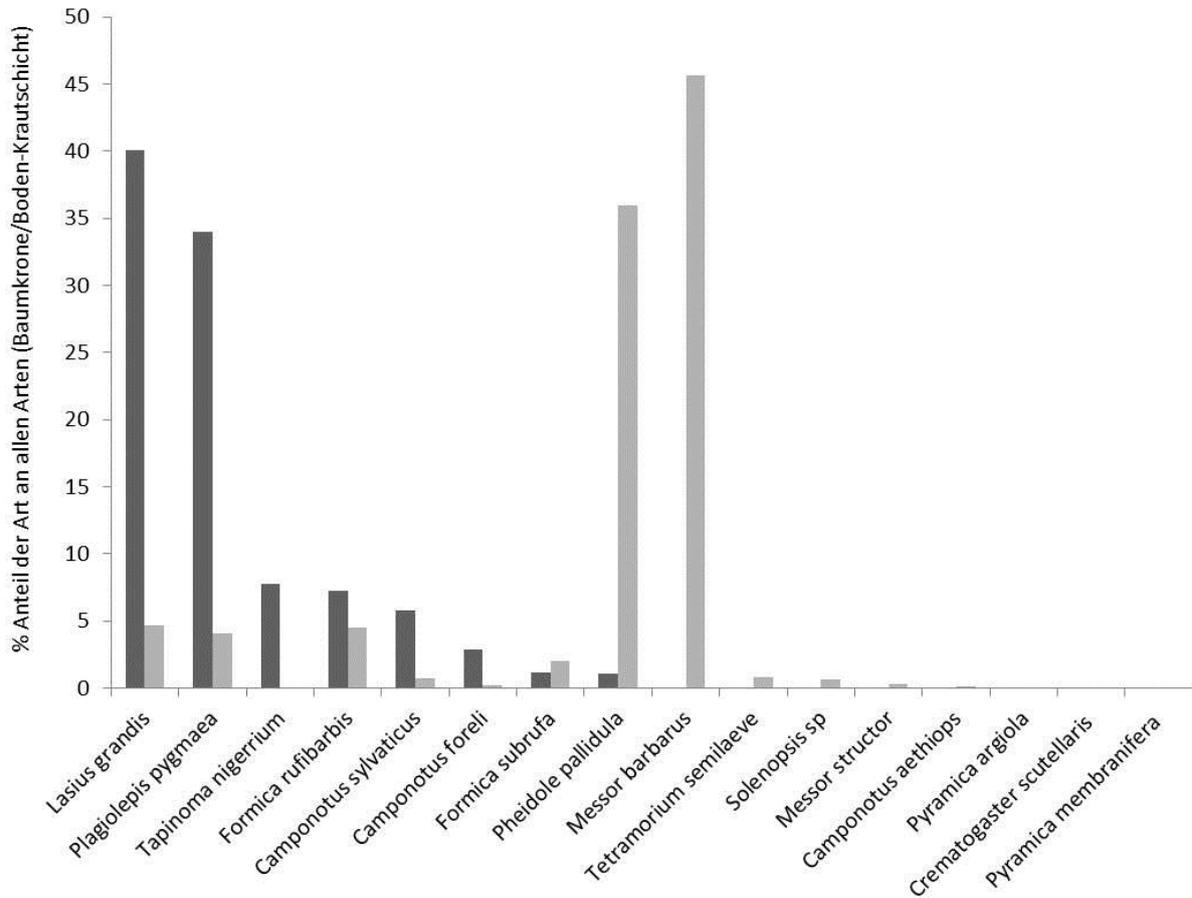
MW (S.E.)	T0 C	T0 UC	P	T1 C	T1 UC	P	T3 C	T3 UC	P
PPF ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ )	462,54 $\pm$ 85,3	222,17 $\pm$ 33,1	<b>0,021</b>	154,88 $\pm$ 16,9	67,63 $\pm$ 4,42	<b>&lt;0,001</b>	1103,08 $\pm$ 81,4	546,5 $\pm$ 87,2	<b>&lt;0,001</b>
Bodenfeuchte ( $\text{m}^3 \text{m}^{-3}$ )	0,12 $\pm$ 0,01	0,11 $\pm$ 0,01	0,364	0,1 $\pm$ 0,01	0,11 $\pm$ 0,01	0,626	0,1 $\pm$ 0,01	0,04 $\pm$ 0,01	<b>&lt;0,001</b>
Lufttemperatur ( $^{\circ}\text{C}$ )	23,08 $\pm$ 0,51	22,57 $\pm$ 0,44	0,157	30,43 $\pm$ 0,28	28,91 $\pm$ 0,16	<b>&lt;0,001</b>	32,14 $\pm$ 0,38	33,14 $\pm$ 0,49	0,112
Bodentemperatur ( $^{\circ}\text{C}$ )	19,37 $\pm$ 0,14	18,91 $\pm$ 0,18	0,071	24,29 $\pm$ 0,44	21,52 $\pm$ 0,25	<b>&lt;0,001</b>	23,98 $\pm$ 0,44	22,77 $\pm$ 0,44	0,091
Oberflächen- temperatur ( $^{\circ}\text{C}$ )	24,39 $\pm$ 0,88	22,5 $\pm$ 0,37	<b>0,019</b>	36,03 $\pm$ 1,26	26,96 $\pm$ 0,57	<b>&lt;0,001</b>	39,88 $\pm$ 1,35	36,89 $\pm$ 1,23	0,140

### 6.1.3.3 Ameisenaktivität insgesamt in Baumkronen und Boden-und Krautschicht (Frage 1)

Für die Ameisen in den Baumkronen konnten Auswirkungen durch die Mahd/Krautschicht nachgewiesen werden (Abb. 6.6), genauso konnten für die Ameisen auf dem Boden und in der Krautschicht Auswirkungen durch die Mahd/Krautschicht nachgewiesen werden (Abb. 6.7).

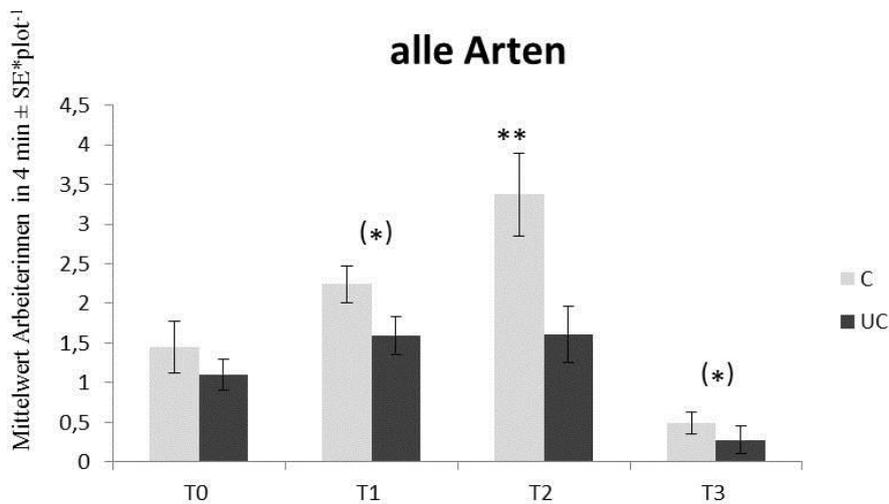
Im Vergleich der insgesamt vorkommenden Arten nach Baum- oder Krautschicht gab es deutliche Unterschiede im Mittel über die Behandlungen. Beim Laufen an den Bäumen zur Baumkrone wurden insgesamt an allen vier Terminen 8 Ameisenarten beobachtet. *Lasius grandis* (40,1%) und *Plagiolepis pygmaea* (34%) sind dabei mit Abstand die häufigsten Arten (Abb. 6.5). 2723 Individuen wurden insgesamt an den 4 Terminen gezählt (Startwert und 3 Termine nach der Mahd). Beim Laufen auf dem Boden und in der Krautschicht wurden an den 4 untersuchten Terminen insgesamt 16 Arten mit 5805 Individuen gefunden. Mit Abstand waren *Messor barbarus* (43,72%) und *Pheidole pallidula* (35,75%) die häufigsten Arten in den Bodenfallen, beides Arten, die gar nicht oder nur sehr selten auf den Bäumen

zu finden sind. Da die Methoden unterschiedlich sind, können die absoluten Individuenzahlen nicht direkt verglichen werden.



**Abbildung 6.5** Anteile (%) der Arten an den Individuenzahlen der Ameisen in der Baumschicht (schwarz, Aktivitätszählung) bzw. der Boden-und Krautschicht (grau, Bodenfallen) Summe aus allen Terminen (Baumschicht: 3 Termine, Boden-und Krautschicht: 4 Termine,). Mittelwerte über alle Behandlungen

Wie im Vorversuch war die Aktivität des Baumbelaufs in den gemähten C Untersuchungsflächen im Vergleich zu den ungemähten (UC) Untersuchungsflächen höher. (Abb. 6.6, T0 bis T3, Tab. 9.7 Anhang).



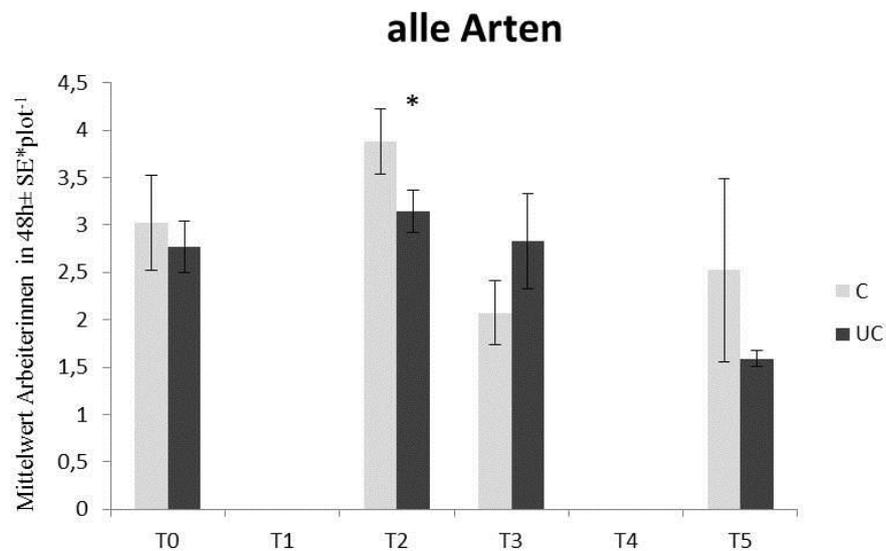
**Abbildung 6.6** Baumschicht Aktivität (Mittelwert ±S.E. aller Ameisen in 24 Untersuchungsflächen) T0 Startwert, T1 bis T3 nach der Mahd, dunkelgrau: UC Untersuchungsflächen, hellgrau: C Untersuchungsflächen, marginal signifikanter Unterschied ( $P=0,0658$ ) an T1 und T3 ( $P=0,0512$ ) und signifikanter Unterschied an T2 ( $P=0,00171$ )

Die Aktivität war signifikant ( $P=0,00171$ ) höher in den gemähten C Untersuchungsflächen an T2 und marginal signifikant höher an T1 ( $P=0,0658$ ) und an T3 ( $P=0,0512$ ) (Tab 6.5), wenn man alle Ameisenarten zusammen betrachtet (Tab 6.5). Es liefen fast doppelt so viele Ameisenindividuen (Individuen insgesamt an 4 Terminen: 728) in den C Untersuchungsflächen wie in den UC Untersuchungsflächen (Individuen insgesamt an 4 Terminen: 347). An T3 (4 Monate nach der Mahd) waren Jahreszeiten-bedingt (Ende des Blattlauspeaks, damit nur noch wenige Exemplare auf den Bäumen) weniger Ameisen insgesamt gefunden worden, aber anteilig liefen immer noch doppelt so viele (Individuen an T3: 111) in den ungemähten UC Untersuchungsflächen wie in den gemähten C Untersuchungsflächen (Individuen an T3: 58). In den unterschiedlich behandelten Untersuchungsflächen C und UC gab es innerhalb der Behandlungen keine signifikanten Unterschiede zwischen den einzelnen Termine (one way ANOVA  $P=0,358$ ).

**Tabelle 6.5** F und P-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab. 9.7 Anhang) alle Ameisenarten der Baumschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T3

Faktor	Wert (DF)	T0	T1	T2	T3
Mahd	F1:7	0,492	4,747	24,21	5,515
	p	0,506	<b>0,0658(*)</b>	<b>0,00171**</b>	<b>0,0512(*)</b>
Dünger	F 1;30	0	0,079	0,008	1,713
	p	0,99	0,781	0,928	0,201
Mahd x Dünger	F 1;30	0,79	0,611	0,207	0,767
	p	0,381	0,41	0,652	0,38

Die Aktivitätsdichte der Ameisen in der Boden- und Krautschicht (Abb. 6.7, Tab. 9.8, Anhang) war an 3 von 4 Terminen in den gemähten C Untersuchungsflächen höher.



**Abbildung 6.7** Boden-Krautschicht Aktivitätsdichte (Mittelwert  $\pm$ S.E. aller Ameisen in 24 Untersuchungsflächen) mit T5 von T0 Startwert, T1 bis T5 nach der Mahd, dunkelgrau: UC Untersuchungsflächen, hellgrau: C Untersuchungsflächen signifikanter Unterschied ( $P=0,0614$ ) an T2

Im Abstand von 2 Tagen nach einer Mahd an T2 war in den ungemähten UC Untersuchungsflächen die Gesamtzahl der Ameisen in den Bodenfallen signifikant ( $P=0,0614$ ) höher als in den gemähten C Untersuchungsflächen. Der Effekt an T3 (im Herbst, 4 Monate nach T0) war aber im Gegensatz zu den Baumkronen umgekehrt: In den UC Parzellen wurden deutlich mehr Ameisen-Individuen (766) gefangen als in den C-Parzellen (455), auch war hier trotz der Jahreszeit keine Minderung der Gesamtzahl zu erkennen (Tab. 9.10 im Anhang zeigt die Gesamtzahlen). In den C Untersuchungsflächen an Termin T3 waren marginal signifikant weniger ( $P=0,06$ ) Ameisen zu finden als in den C Untersuchungsflächen an Termin T2. Die höhere Aktivitätsdichte im Herbst an T3 in den ungemähten UC Untersuchungsflächen entsteht vor allem durch *Messor barbarus* (auch Abb. 6.9), die hier mit 585 von insgesamt 766 Individuen in allen UC Untersuchungsflächen zusammengenommen auffällt.

**Tabelle 6.6** F und P-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab. 9.8 Anhang) alle Ameisenarten der Baumschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T3

Faktor	Wert (DF)	T0	T2	T3	T5
Mahd	F1:7	0,009	4,951	0,64	0,074
	p	0,927	<b>0,0614*</b>	0,45	0,793
Dünger	F 1;30	0,939	0,001	0,38	0
	p	0,3402	0,982	0,542	0,994
Mahd x Dünger	F 1;30	3,298	0,859	0,211	0,004
	p	<b>0,0794(*)</b>	0,361	0,649	0,952

Je nach Zugehörigkeit zu einer funktionellen Gruppe bzw. Ernährungsweise sollten die Arten unterschiedlich auf das Vorhandensein einer Krautschicht reagieren (Frage 2). Die Ergebnisse für die phytophagen (2a), pantophagen (2b) und eher zoophagen Arten (2c) sind auch je nach Stratum „Baumkrone“ oder „Boden- und Krautschicht“ unterschiedlich.

**6.1.3.4 Die phytophagen Ameisen (Frage 2a)**

**Baumkronen**

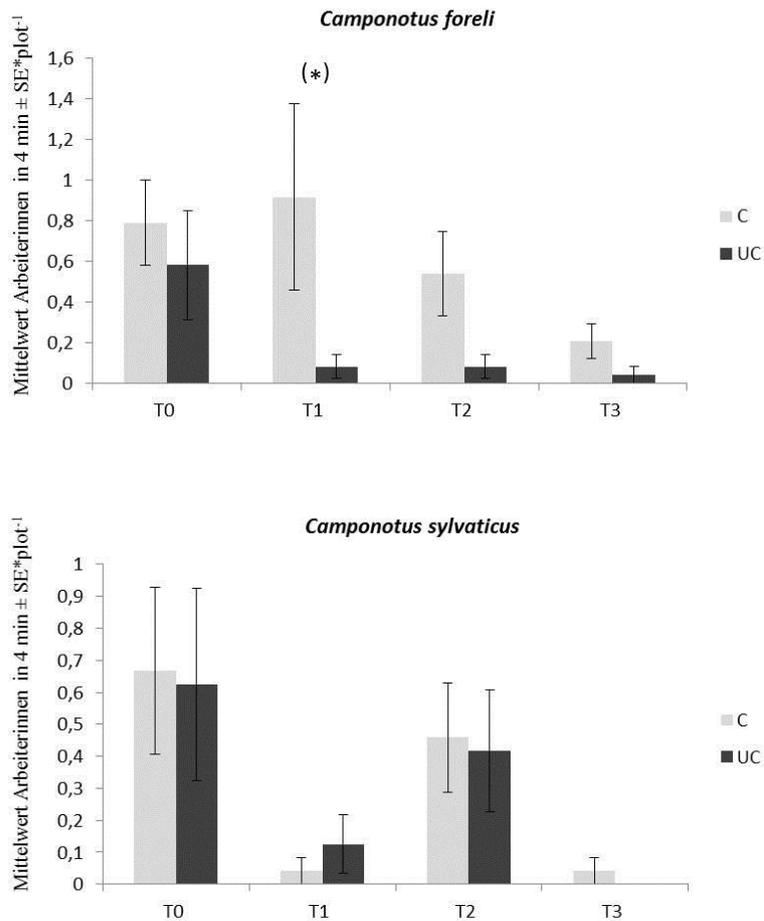
Weder vor der Mahd an T1 noch nach der Mahd an irgendeinem Termin wurden granivore Ameisen (*Messor* sp.) beim Belaufen der Bäume beobachtet. *Camponotus*-Arten als nektarivore Arten sind aber in der Baumschicht anzutreffen: *Camponotus foreli* (Abb. 6.8) zeigte an T1 nach der Mahd eine marginal signifikant höhere Aktivität des Baumbelaufs ( $P=0,0686$ ) in den C Untersuchungsflächen als in den UC Untersuchungsflächen (Tab. 6.7).

**Tabelle 6.7** F und p-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab 9.7 Anhang) *Camponotus foreli* und *Camponotus sylvaticus* in der Baumschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T3

Faktor	Wert (DF)	Cam.for_T0	Cam.for_T1	Cam.for_T2	Cam.for_T3
<b>Mahd</b>	F1:7	0,92	4,625	2,8	2,333
	<i>P</i>	0,369	<b>0,0686(*)</b>	0,138	0,17
<b>Dünger</b>	F 1;30	2,704	1,919	0,356	1,098
	<i>P</i>	0,111	0,176	0,555	0,303
<b>Mahd x Dünger</b>	F 1;30	0,533	0,61	0,04	0,122
	<i>P</i>	0,471	0,441	0,84	0,729

Faktor	Wert (DF)	Cam.syl_T0	Cam.syl_T1	Cam.syl_T2	Cam.syl_T3
<b>Mahd</b>	F1:7	0,064	0,298	0,193	1
	<i>P</i>	0,807	0,602	0,673	0,351
<b>Dünger</b>	F 1;30	0,025	0,233	0,082	0,484
	<i>P</i>	0,876	0,633	0,776	0,492
<b>Mahd x Dünger</b>	F 1;30	0,187	1,714	0,561	0,484
	<i>P</i>	0,669	0,2	0,46	0,492

Auch an allen anderen Datenaufnahmezeitpunkten wurden deutlich mehr Individuen in den gemähten C Untersuchungsflächen gezählt. *Camponotus sylvaticus* (Abb. 6.8) scheint auf die Mahd mit einer geringeren Laufaktivität (T1) in beiden Untersuchungsflächen zu reagieren. An T2 erhöhte sich dafür ihre Aktivität deutlich in beiden Untersuchungsflächen.



**Abbildung 6.8** Phytophage Ameisen in den Baumkronen, unterschiedliche Skalierung beachten!, marginal signifikanter Unterschied bei *Camponotus foreli* an T1 ( $P=0,0686$ )

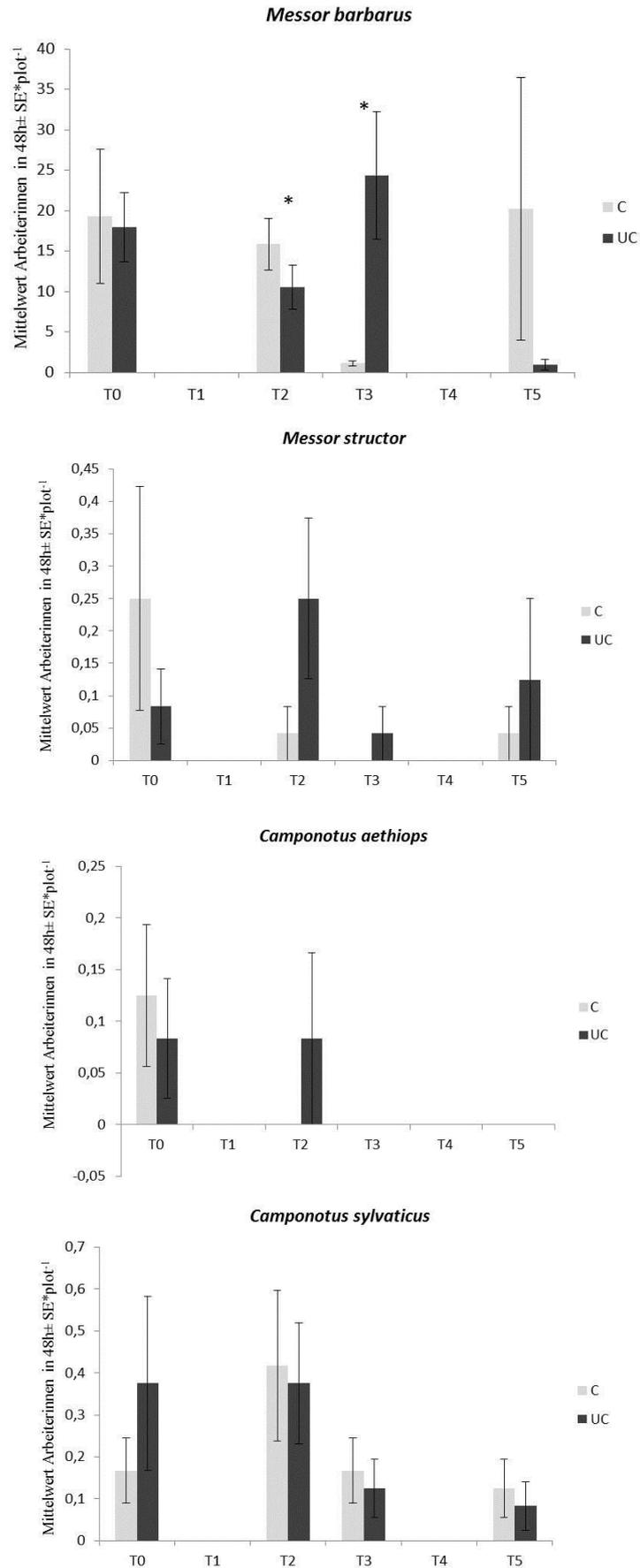
### Boden- und Krautschicht

*Messor barbarus* (Abb. 6.9) war die häufigste Art in den Bodenfallen. Durchschnittlich wurden 1 - 24,4 Individuen pro Untersuchungsflächen gefangen. *Messor structor* dagegen war viel seltener (durchschnittlich 0 - 0,3 Individuen/Untersuchungsfläche). Vor der Mahd an T0 war kein Unterschied zwischen den gemähten C Untersuchungsflächen und den ungemähten UC Untersuchungsflächen zu erkennen. An T2 wurden aber signifikant ( $P=0,0432$ ) mehr Individuen pro Untersuchungsfläche in den C Untersuchungsflächen gefangen (Tab. 6.8).

**Tabelle 6.8** F und P-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab 9.8, Anhang) *Messor barbarus* in der Boden- und Krautschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T5

Faktor	Wert (DF)	Mes.bar_T0	Mes.bar_T2	Mes.bar_T3	Mes.bar_T5
<b>Mahd</b>	F1:7	0,541	6,075	7,452	2,705
	P	0,486	<b>0,0432*</b>	<b>0,0293*</b>	0,144
<b>Dünger</b>	F 1;30	0,003	0,847	0,028	1,078
	P	0,96	0,365	0,867	0,307
<b>Mahd x Dünger</b>	F 1;30	1,575	0,227	0,206	0,003
	P	0,219	0,638	0,653	0,959

Dieser Trend kehrte sich allerdings dann an T3 im Herbst um. Da *Messor barbarus* feste Straßen mit vielen Individuen bildet, kann es sein, dass pro Falle viele Individuen in einer Bodenfalle gefangen wurden, wenn diese Straße dort entlang verlief (hier 2 Fallen mit 114 bzw. 120 Individuen). An T5, wieder im Herbst, aber 15 Monate nach der erneuten Mahd, hatte sich der Trend scheinbar wieder umgekehrt: in den C Plots liefen deutlich mehr Individuen in die Bodenfallen. Man erkennt allerdings am hohen S.E. die Tatsache, dass in einer einzigen Falle ganz besonders viele Individuen (393) gefangen wurden. Wahrscheinlich verlief auch hier direkt eine Straße dieser Ameisenart. Ohne diesen Einzelwert wäre der MW für die C Plots viel geringer (das erklärt auch, warum der Unterschied hier nicht signifikant ist, genau wie auch an T3). Die nektarivore Art *Camponotus aethiops* (Abb. 6.9) war nur mit maximal 0,13 Individuen/Untersuchungsfläche an T0 vor der Mahd in den Bodenfallen gefunden worden, *Camponotus sylvaticus* wurde zwar an allen Terminen gefunden, allerdings auch nur mit maximal 0,42 Individuen/Untersuchungsfläche an T2 in den C Plots. Die Arten *Camponotus sylvaticus*, *Camponotus aethiops* und *Camponotus foreli* waren aber nur in sehr geringen Abundanzen mit maximal 0,42 Individuen/Untersuchungsfläche in den Bodenfallen vertreten (Tab. 9.10, Anhang).



**Abbildung 6.9** Phytophage Ameisen in Boden- und Krautschicht, unterschiedliche Skalierung beachten! Signifikanter Unterschied bei *Messor barbarus* an T2 ( $P=0,0432$ ) und T3 ( $P=0,0293$ )

**6.1.3.5 Die pantophagen Ameisen (Frage 2b)**

**Baumkrone**

*Lasius grandis* zeigte in den Baumkronen einen Anstieg der gezählten Individuen von T0 bis zu T2 (Abb. 6.10). Die Art scheint unmittelbar auf die Mahd zu reagieren, und zeigte an T2 eine deutliche Zunahme in den gemähten C Untersuchungsflächen. Die Mahd scheint die Aktivität des Baumbelaufs bei *Lasius grandis* zu erhöhen. *Lasius grandis* kam aber nur an 16 Bäumen in Reihe 9 und 10 vor, in den anderen Bereichen der Fläche trat sie garnicht auf (Abb. 9.2 Raster, Anhang). Im Herbst (T3) wurden kaum noch Individuen an den Baumstämmen beobachtet. Es gibt aber zu keinem untersuchten Zeitpunkt signifikante Aktivitäts-Unterschiede durch den Faktor Mahd in den Baumkronen.

*Plagiolepis pygmaea* (Abb. 6.10) kam durchschnittlich mit viel weniger Arbeiterinnen (0,2-9 Individuen/Untersuchungsfläche) an den Bäumen vor als *Lasius grandis* (1,5-12,3 Individuen/Untersuchungsfläche). Nach der Mahd (T1 bis T3) liefen mehr Individuen in den C Untersuchungsflächen als in den UC Untersuchungsflächen, allerdings war der Unterschied nur an T3 signifikant ( $P=0,0331$ , Tab. 6.9). *Plagiolepis pygmaea* kam fast an allen Bäumen der Fläche vor, nur fast niemals da, wo *Lasius grandis* aktiv beim Baumbelauf beobachtet wurde (Abb. 9.2 Raster, Anhang).

Von *Tapinoma nigerrimum* (Abb. 6.10) wurden insgesamt ähnliche Individuenzahlen (MW 1,6-4 Individuen/Untersuchungsfläche) wie von *Plagiolepis pygmaea* an den Baumstämmen gezählt, allerdings kam sie an allen Terminen nur in den C Untersuchungsflächen an insgesamt nur 4 nebeneinanderstehenden Bäumen in Reihe 8 vor (Abb. 9.2 Raster, Anhang). Auch die Erfassung der Nester ergab nur den Fund eines Nestes in Reihe 8 (Tab. 6.3).

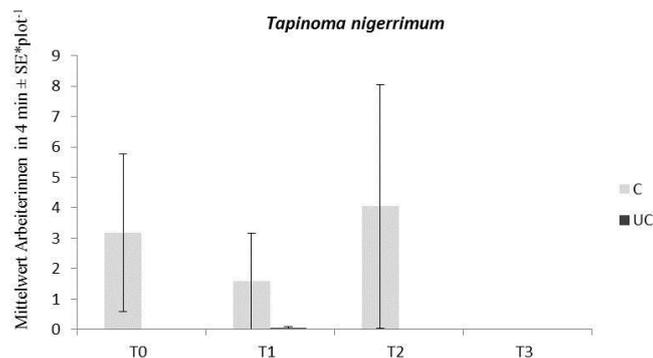
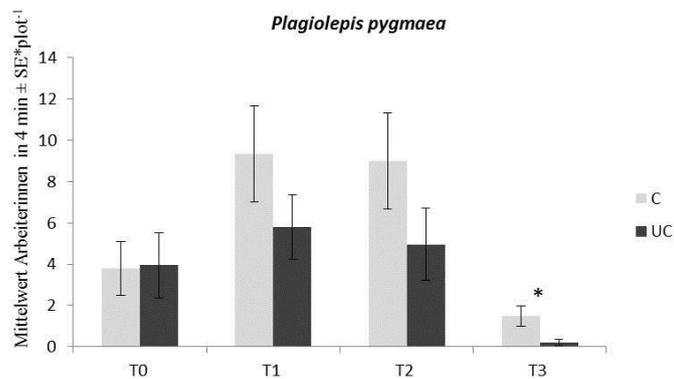
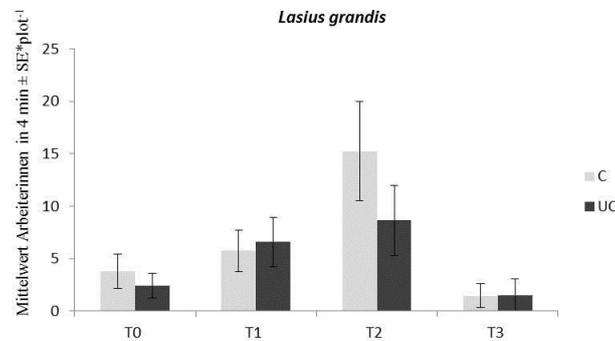
*Formica rufibarbis* (Abb. 6.10) zeigte unmittelbar nach der Mahd an T1 eine zu T0 erhöhte Aktivität beim Belaufen der Bäume in den C Untersuchungsflächen, in den UC Untersuchungsflächen verringerte sich dagegen die Aktivität. Der Unterschied an T1 zwischen den C- und den UC Untersuchungsflächen ist signifikant ( $P=0206$ , Tab. 6.9). Diese Art scheint schnell auf die veränderten Bedingungen zu reagieren und kann die freien Flächen eventuell gut nutzen, um besser zu den Bäumen zu gelangen, die hohe Oberflächentemperatur hindert sie nicht. Obwohl die Individuenzahl im Herbst abnahm, blieb die Aktivität beim Belaufen der Bäume in den C Plots immer höher als in den UC Plots.

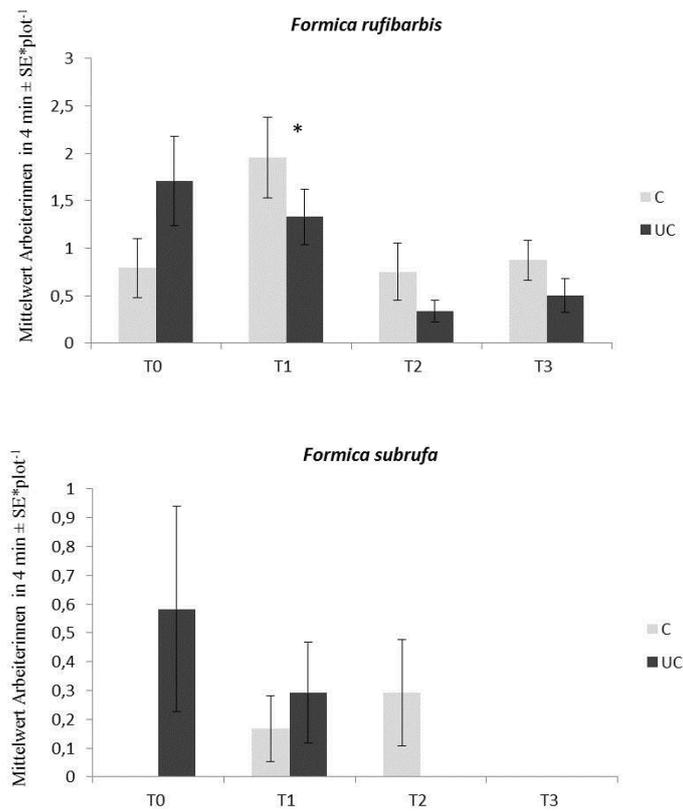
**Tabelle 6.9** F und P-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab 9.7, Anhang) *Plagiolepis pygmaea* und *Formica rufibarbis* in der Baumschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T3

Faktor	Wert (DF)	Plag.pyg_T0	Plag.pyg_T1	Plag.pyg_T2	Plag.pyg_T3
<b>Mahd</b>	F1:7	0,849	0,734	1,544	7,01
	P	0,039	0,42	0,254	<b>0,0331*</b>
<b>Dünger</b>	F 1;30	0,086	0,752	0,653	0,04
	P	0,771	0,393	0,425	0,842
<b>Mahd x Dünger</b>	F 1;30	0,538	0,008	0,243	0,648
	P	0,469	0,931	0,625	0,427

Faktor	Wert (DF)	For.ruf_T0	For.ruf_T1	For.ruf_T2	For.ruf_T3
Mahd	F1:7	8,866	1,195	0,929	2,148
	<i>P</i>	<b>0,0206*</b>	0,31	0,367	0,186
Dünger	F 1;30	0,07	0,181	1,165	0,435
	<i>P</i>	0,793	0,674	0,2889	0,515
Mahd x Dünger	F 1;30	0,905	0,377	4,823	0,896
	<i>P</i>	0,349	0,544	<b>0,0359*</b>	0,351

*Formica subrufa* (Abb. 6.10) zeigt im Vergleich zu T0 vor der Mahd auch eine erhöhte Laufaktivität an den Bäumen in den C Plots (an T0 gab es keine Individuen in den C Plots). Allerdings verringert sich die Zahl der in den UC Plots laufenden Individuen an T1 bis sowohl an T2 als auch an T3 keine Individuen mehr an den Baumstämmen gezählt wurden. *Formica subrufa* zeigt eine sehr geringe Individuenzahl von 0-0,6 pro Untersuchungsfläche.





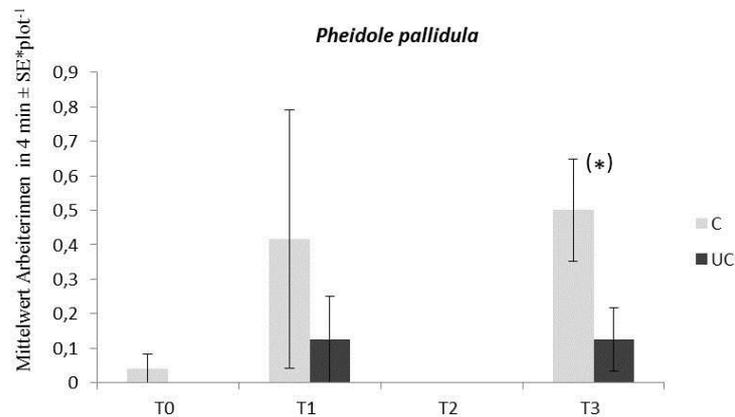
**Abbildung 6.10** Pantophage Ameisen Baumkronen, unterschiedliche Skalierung beachten! Signifikanter Unterschied nur bei *Plagiolepis pygmaea* an T3 ( $P=0,0331$ ) und *Formica rufibarbis* an T1 ( $P=0,0206$ )

Auch *Pheidole pallidula* (Abb. 6.11) wurde in Trophobie beobachtet (Kapitel 5) und war auf den Bäumen zu finden, allerdings in geringer Anzahl (0 bis 0,5 Individuen/Untersuchungsfläche), besonders vor der Mahd. Unmittelbar nach der Mahd erhöht sich die Anzahl in den C Untersuchungsflächen, an T3 ist der Unterschied zu den UC Untersuchungsflächen marginal signifikant ( $P=0,0534$ , Tab. 6.10).

**Tabelle 6.10** F und P-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab 9.7 Anhang) *Pheidole pallidula* in der Baumschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T3

Faktor	Wert (DF)	Phe.pal_T0	Phe.pal_T1	Phe.pal_T2	Phe.pal_T3
<b>Mahd</b>	F1:7	1	0,307	keine da	5,383
	P	0,351	0,597		<b>0,0534(*)</b>
<b>Dünger</b>	F 1;30	0,484	1,222		1,101
	P	0,492	0,278		0,3023
<b>Mahd x Dünger</b>	F 1;30	0,484	0,165		4,406
	P	0,492	0,688		<b>0,0443*</b>

An T2 wurde kein Individuum von *Pheidole pallidula* an den Bäumen laufend beobachtet.



**Abbildung 6.11** Pantophage Ameisen Baumkronen *Pheidole pallidula* Signifikanter Unterschied an T3 ( $P=0,0534$ )

### Boden- und Krautschicht

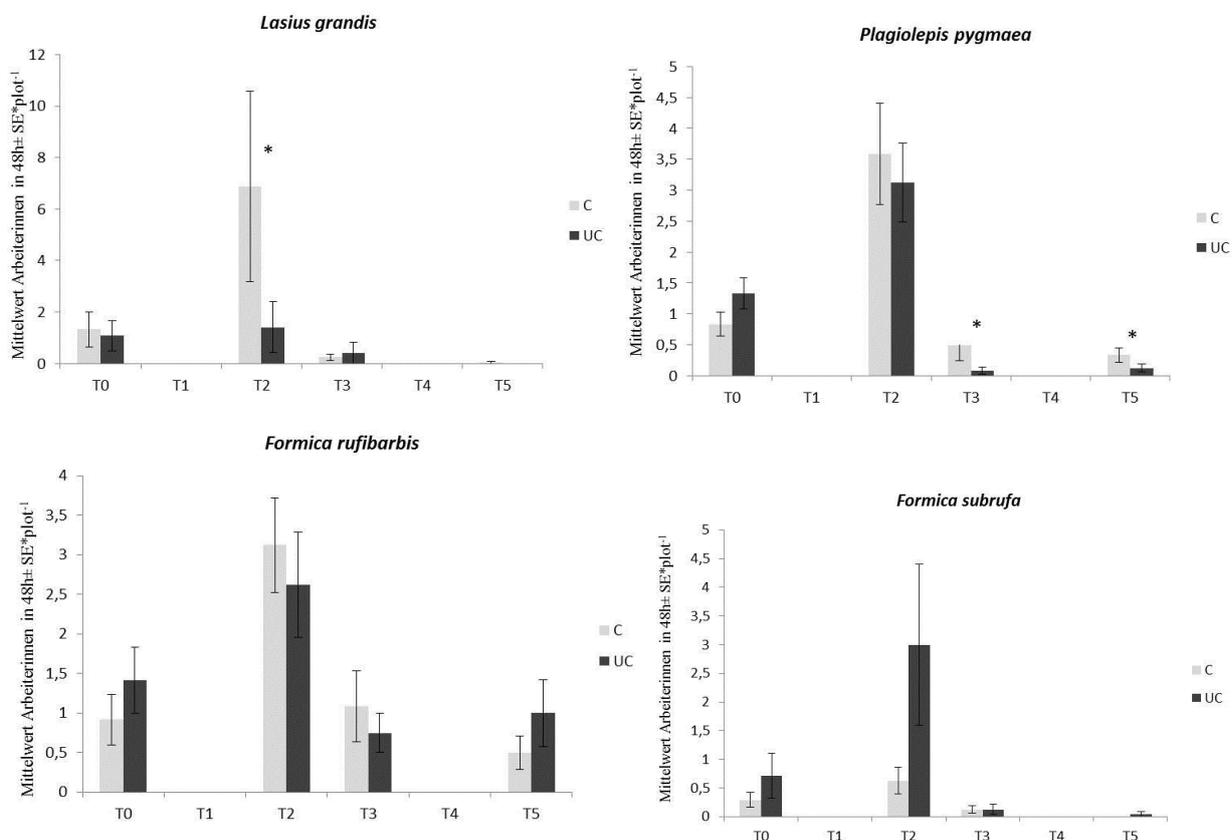
Für *Lasius grandis* (Abb. 6.12) erhöhte sich die Anzahl der Individuen signifikant ( $P=0,0446$ , Tab. 6.10) in den Bodenfallen der Untersuchungsflächen 2 Tage nach der erneuten Mahd (T2). *Lasius grandis* lief verstärkt in den gemähten Flächen. Das passt auch zu den Daten aus den Baumkronen-Zählungen (Abb. 6.10). Dort waren an T2 auch besonders viele Individuen von *Lasius grandis* gezählt worden. *Plagiolepis pygmaea* (Abb. 6.12) war an T2 mit besonders vielen Individuen (86 Individuen insgesamt) in den gemähten C Untersuchungsflächen vorhanden ( $3,58 \pm 0,82$  Individuen/Untersuchungsfläche, Tab. 9.10, Anhang). An den Herbst-Terminen (T3 und T5) gab es auch signifikant mehr ( $P=0,0623$  bzw.  $P=0,0395$ , Tab 6.11) Arbeiterinnen von *Plagiolepis pygmaea* in den Bodenfallen, allerdings nur maximal 0,5 Individuen /Untersuchungsfläche (Tab. 9.10, Anhang). *Tapinoma nigerrimum* hatte überhaupt nur 5 Individuen insgesamt in den Bodenfallen der C Untersuchungsflächen (keine Abbildung).

**Tabelle 6.11** F und P-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab 9.8, Anhang) *Lasius grandis* und *Plagiolepis pygmaea* in der Boden- und Krautschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T5

Faktor	Wert (DF)	Las.gra_T0	Las.gra_T2	Las.gra_T3	Las.gra_T5
<b>Mahd</b>	F1:7	0,144	5,962	0,153	1
	P	0,715	<b>0,0446*</b>	0,707	0,351
<b>Dünger</b>	F 1;30	2,767	2,429	0,023	2,143
	P	0,107	0,1296	0,882	0,154
<b>Mahd x Dünger</b>	F 1;30	0,756	4,261	1,077	2,143
	P	0,391	<b>0,0477*</b>	0,308	0,154

Faktor	Wert (DF)	Pla.pyg_T0	Pla.pyg_T2	Pla.pyg_T3	Pla.pyg_T5
Mahd	F1:7	3,336	0,119	4,907	6,377
	<i>P</i>	0,111	0,74	<b>0,0623*</b>	<b>0,0395*</b>
Dünger	F 1;30	0	4,566	0,004	0,781
	<i>P</i>	0,994	<b>0,0409*</b>	0,951	0,384
Mahd x Dünger	F 1;30	0,244	0,572	0,554	0,781
	<i>P</i>	0,625	0,4553	0,462	0,384

*Formica rufibarbis* (Abb. 6.12) zeigte eine erhöhte Bodenlaufaktivität an T2 im Vergleich zu T0 vor der Mahd in beiden Untersuchungsflächen, anschließend verringerte sich die Zahl wieder. Die Art reagiert eher kurzfristig auf die Störung (wie auch schon beim Belauf der Bäume). *Formica subrufa* (Abb. 6.12) erschien verstärkt an T2 in den Bodenfallen, besonders in den UC Untersuchungsflächen. Anschließend verringerte sich ihre Zahl an allen weiteren Terminen stark.

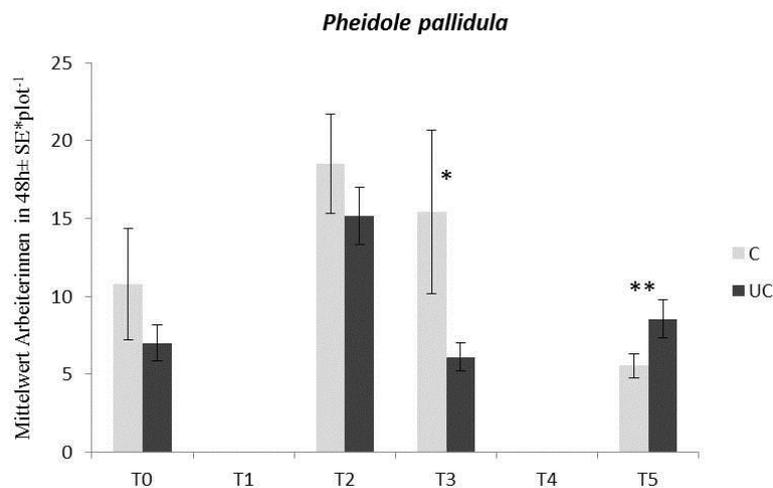


**Abbildung 6.12** Pantophage Ameisen in Boden- und Krautschicht, unterschiedliche Skalierung beachten! Signifikante Unterschiede bei *Lasius grandis* an T2 ( $P=0,0446$ ) und bei *Plagiolepis pygmaea* an T3 ( $P=0,0623$ ) und T5 ( $p=0,0395$ )

*Pheidole pallidula* (Abb. 6.13) hatte an T2 mehr Individuen in den C Untersuchungsflächen und an T3 signifikant mehr ( $P=0,0439$ ) Individuen in den C Untersuchungsflächen, an T5 waren insgesamt weniger Individuen in den Bodenfallen, aber auch hochsignifikant mehr ( $P=0,00612$ ) in den UC Untersuchungsflächen als in den C Untersuchungsflächen (Tab. 6.12).

**Tabelle 6.12** F und P-Werte ANOVA (Mit R, siehe Tab. 9.7, Anhang) *Pheidole pallidula* in der Boden- und Krautschicht für die Faktoren Mahd und Düngung und Interaktionen an T0 bis T5

Faktor	Wert (DF)	Phe.pal_T0	Phe.pal_T2	Phe.pal_T3	Phe.pal_T5
<b>Mahd</b>	F1:7	0,02	1,058	6,019	14,99
	P	0,892	0,338	<b>0,0439*</b>	<b>0,00612**</b>
<b>Dünger</b>	F 1;30	1,263	1,81	0,418	0,088
	P	0,27	0,189	0,523	0,769
<b>Mahd x Dünger</b>	F 1;30	0	0,215	0,883	0,208
	P	0,996	0,646	0,355	0,651



**Abbildung 6.13** Zoophage Ameise *Pheidole pallidula* Boden- und Krautschicht, Signifikanter Unterschied an T3 ( $P=0,085$ ) und T5 ( $P=0,00612$ )

### 6.1.3.6 Die zoophagen Ameisen (Frage 2c)

#### Baumkronen

Die zoophagen Arten zeigten zu keinem Zeitpunkt und in keiner Behandlung eine Laufaktivität in den Baumkronen.

#### Boden- und Krautschicht

In den Bodenfallen wurden insgesamt 3 Ameisenarten gefunden, die sich eher zoophag ernähren. Die Arten *Tetramorium semilaeve*, *Solenopsis* sp., *Pyramica membranifera* waren aber nur in sehr geringen Abundanzen mit maximal 0,9 Individuen/Untersuchungsfläche (Tab. 9.10, Anhang) vertreten. *Tetramorium semilaeve* kam nur an T0 mit 22 (C Untersuchungsflächen) und 17 (UC Untersuchungsflächen) Individuen insgesamt vor, an den weiteren Terminen nicht mehr (alle ohne Abbildung). An T3 wurden 1 Männchen von *Crematogaster scutellaris* und ein Männchen von *Pyramica argiola* in Reihe 7 in den Bodenfallen gefunden. Diese Arten wurden vorher nicht gefunden.

### 6.1.3.7 Vegetation (Frage 3)

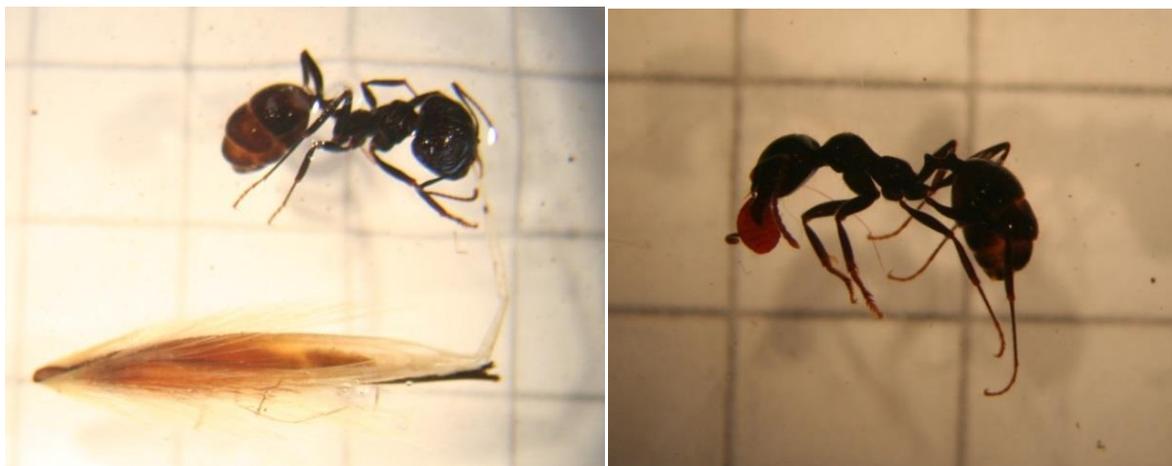
An T0 (Startwert, Juni 2010) hatte die seit Mai 2010 (also seit ca. 1 Monat ) teilweise nicht mehr gemähte Vegetation eine Höhe von durchschnittlich 25 cm (C Plots) bzw. 55 cm (UC Plots), viele Arten mit Ausnahme der Gräser (*Poa annua* mehr in C Plots, *Bromus madritensis* und *Avena barbata* in den UC Plots) waren zu ähnlichen Anteilen vorhanden in allen C Plots und UC Plots (Tab. 6.13). An T1 und T2 (fast direkt nach der Vegetationsaufnahme T0) hatte sich an der Vegetation nichts verändert, nur in den gemähten C Untersuchungsflächen wurde die Vegetation bis auf 5 cm abgemäht, deshalb erfolgte zu diesen Zeitpunkten keine erneute Vegetationsaufnahme. An T3, also im Oktober nach Sommermonaten mit hohen Temperaturen und 3 Mahdterminen der C Untersuchungsflächen, aber Bewässerung, betrug die Höhe der Vegetation in den C Untersuchungsflächen 8 cm durchschnittlich (aber auch: max. 130 cm, *Chenopodium opulifolium*) und in den ungemähten UC Untersuchungsflächen durchschnittlich 130 cm (max. 270 cm, *Conyza sumatrensis*). Insgesamt erschien die Krautschicht trocken und verblüht (T3) und die Artenzusammensetzung hatte sich (bis auf *Oxalis* sp.) im Vergleich zu T0 verändert. Insgesamt wurden im ganzen Untersuchungszeitraum 96 Pflanzenarten in der Krautschicht gefunden (Tab. 9.11 im Anhang zeigt die vollständige Artenliste). Im Vergleich zum Juni (T0: 74 Arten) erschienen außerdem jahreszeitenbedingt im Oktober 2011 (T3: 36 Arten) und auch im September 2012 (T4: 41 Arten) nur ca. halb so viele Arten in der Krautschicht (Tab. 6.13).

Auffällig war der hohe Anteil der Gräser: von den 14 häufigsten Arten gehören 7 Arten zu den Gräsern. *Poa annua* hat zu Beginn an T0 ein Anteil von 22,1% in den C Untersuchungsflächen. *Cynodon dactylon* (ein C4 Gras) sogar 32,4% in den C Untersuchungsflächen 15 Monate nach der Mahd. Das Artenspektrum hatte sich nach Ablauf des Experiments – auch jahreszeitenbedingt – verschoben. Arten, die vom Ausbleiben der Mahd profitieren sind z.B. *Inula viscosa*, und *Conyza sumatrensis* (an T3), eine in Spanien neophytische Art.

**Tabelle 6.13** Die anteilmäßig häufigsten Arten (bzw. Zustände der Vegetation) in den C und UC Untersuchungsflächen an T0, T3 und T5 (in % aller vorkommenden Arten). **fett**: 5 häufigste Arten, **G**: Gräser

	<b>T0</b>	<b>T0</b>	<b>T3</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>	<b>T4</b>
	<b>C</b>	<b>UC</b>	<b>C</b>	<b>UC</b>	<b>C</b>	<b>UC</b>
<i>Poa annua</i> <b>G</b>	<b>22,1</b>	2,9	0	0	0	0
<i>Oxalis</i> sp.	<b>18,4</b>	<b>14,7</b>	<b>8,2</b>	<b>8,1</b>	<b>9,84</b>	<b>13,1</b>
<i>Hordeum murinum</i> <b>G</b>	<b>9,4</b>	<b>9,6</b>	0	0	0,04	2,27
<i>Convolvulus arvensis</i>	<b>4,9</b>	8,5	7,3	1,54	1,79	1,18
<i>Bromus madritensis</i> <b>G</b>	4,6	<b>14,5</b>	0	0	0	0,68
<i>Avena barbata</i> <b>G</b>	2,96	<b>13,5</b>	0	0	0,35	2,36
<i>Conyza sumatrensis</i>	4,2	<b>8,7</b>	2,4	<b>25,5</b>	<b>15,56</b>	<b>19,58</b>
Trockene Vegetation	0	0	<b>28,7</b>	<b>21,1</b>	0	<b>9,98</b>
Boden ohne Vegetation	<b>4,9</b>	3,22	<b>20,6</b>	<b>9,91</b>	<b>2,63</b>	3,63
<i>Cynodon dactylon</i> <b>G</b>	0	0,06	<b>13,2</b>	<b>10,94</b>	<b>32,4</b>	0,59
<i>Setaria verticillata</i> <b>G</b>	0	0	<b>12,4</b>	5,07	<b>13,77</b>	3,18
<i>Inula viscosa</i> <i>Dittrichia viscosa</i>	0,20	0,28	0,22	4,04	1,09	<b>20,9</b>
<i>Oryzopsis meliacea</i> <b>G</b>	0,06	1,14	0	0	0,11	<b>10,7</b>
<b>Artenanzahl</b>	<b>59</b>	<b>62</b>	<b>20</b>	<b>32</b>	<b>31</b>	<b>31</b>
<b>Species richness</b>						
	<b>74</b>		<b>36</b>		<b>41</b>	

Durch Beobachtungen (zum Beispiel Abb. 6.14) konnten einige Arten direkt als Futterpflanzen der Ameisen erkannt werden, dazu gehörten: *Convolvulus arvensis*, *Stellaria media*, *Rubria peregrina*, *Medicago orbicularia*, *Malva parviflora*, *Trifolium* sp., *Oxalis* sp. und die Gräser *Avena barbata* und *Cynodon dactylon*.



**Abbildung 6.14** Aus den Bodenfallen: *Messor barbarus* mit Samen von *Avena barbata* (links) und Samen von *Oxalis* sp. (Fotos: Katrin Brewitt)

### 6.1.3.8 Blattlaus-Dichte (Frage 3)

Die Blattlaus-Dichte ist an T0 in den gemähten und ungemähten Plots ähnlich groß (361 bzw. 326 Individuen durchschnittlich pro Baum). Die Anzahl der Blattläuse in den Bäumen im Oktober (T3, Tab. 6.14, Gesamtzahl in 48 Bäumen: 16 Blattläuse!) war verschwindend gering. Sowohl in den UC

Untersuchungsflächen als auch in den C Untersuchungsflächen ist die Dichte der Blattläuse in T3 im Vergleich zu T0 viel geringer. Dies entspricht den Daten, die Piñol et al. (2009) zur Abundanz und zum jahreszeitlichen Verhalten der Blattläuse erhoben haben. Das Ergebnis kann als Hinweis dienen, dass es sich für die trophobiotischen Ameisen nicht mehr lohnt, auf die Bäume zu laufen.

**Tabelle 6.14** Blattlaus-Dichte

Blattläuse in den Bäumen	T0 C	T0 UC	T3 C	T3 UC
Mittelwert Blattläuse pro Baum ±SE, n=24 (beating-Methode, 4 Schläge pro Baum)	361,5±45,2	326,9±37,3	0,5±0,28	0,17±0,09
Gesamtanzahl Blattläuse in 24 Plots (beating-Methode, 4 Schläge pro Baum)	8676	7846	12	4

An T0 vor der Mahd gibt es in den UC Plots 8 Pflanzenarten mit Blattlauskolonien, in den C Plots 9 Arten mit Blattläusen (Tab. 6.15). Im Vergleich dazu gibt es im Herbst an T3 in den gemähten C Plots keine einzige Blattlauskolonie oder einzelne Blattlaus mehr, obwohl die Vegetation auch hier bis zu 50 cm hoch sein kann. In den ungemähten UC Plots sind im Oktober aber noch einige Kolonien auf fünf Pflanzenarten zu finden, das sind die Pflanzenarten, die zu diesem Zeitpunkt dominant in den UC Plots vorkommen, besonders die neophytische Art *Chonyza sumatrensis* ist Wirtspflanze für viele Kolonien (Tab. 6.15).

**Tabelle 6.15** Anzahl der Untersuchungsflächen, in denen Blattläuse an den Pflanzen der Krautschicht beobachtet wurden an T0 bei gleich hoher Krautschicht und an T3 bei unterschiedlich ausgeprägter Krautschicht

Art	T0 C	T0 UC	T3 C	T3 UC
<i>Asteracea</i>	0	1	0	0
<i>Avena barbata</i>	10	9	0	1
<i>Bromus madritensis</i>	1	0	0	0
<i>Chonyza sumatrensis</i>	0	1	0	23
<i>Convolvulus arvensis</i>	0	1	0	0
<i>Cynodon dactylon</i>	0	0	0	5
<i>Foeniculum vulgare</i>	0	0	0	1
<i>Hordeum murinum</i>	3	3	0	0
<i>Inula viscosa</i>	0	0	0	2
<i>Parietaria officinalis</i>	1	0	0	0
<i>Senecio</i> sp.	1	0	0	0
<i>Sonchus oleaceus</i>	3	3	0	0
<i>Sonchus tenerrimus</i>	16	10	0	0
<i>Stellaria media</i>	1	0	0	0
<i>Taraxum</i> sp.	1	0	0	0
<i>Toriles arvensis</i>	0	2	0	0
<b>Anzahl Arten gesamt</b>	<b>9</b>	<b>8</b>	<b>0</b>	<b>5</b>

### 6.1.3.9 Ertrag (Frage 4)

Die Mandarinen-Ernte am Ende des Jahres 2011 zeigte keine signifikanten Unterschiede beim Ertrag zwischen UC und C ( $P=0,266$ , t-Test, Tab. 6.16) bei 89,24 kg mehr Ertrag an Mandarinen in den UC Untersuchungsflächen.

**Tabelle 6.16** Ertrag an Mandarinen 2011 für die UC und die C Untersuchungsflächen, 24 Bäume

	Ernte 2011 insgesamt (kg)	Mean pro Baum (kg±S.E.)	Diff	P (t-Test)
UC (n=24)	724,22	30,18±2,43	89,24	0,266
C(n=24)	634,8	26,45±2,25		

## 6.1.4 Diskussion

### 6.1.4.1 Begleitdaten zu Mikroklima und Vegetation (Frage 3)

Die aufgenommenen Begleitdaten zu Mikroklima und Vegetation bestätigen die Etablierung des zweiten Stratums (Krautschicht) im Lebensbereich der Ameisen. Durch die Nichtmahd kam es im Verlauf des Experiments zur Ausbildung der Krautschicht. Diese Bereiche (UC Untersuchungsflächen) haben völlig andere Klimawerte als die Bereiche, die nur eine Baumschicht haben (gemähte C Untersuchungsflächen). Licht kann nicht bis zur Bodenoberfläche vordringen und daher liegen Boden- und Oberflächentemperaturen an allen Terminen nach der Mahd in den Untersuchungsflächen mit einer Krautschicht unter denen der gemähten Plots, teilweise sogar signifikant (Tab 6.4). Die Bodenfeuchte in den Untersuchungsflächen ohne Krautschicht war an T3 signifikant höher ( $p<0,001$ ) als in den Plots mit einer Krautschicht. Eventuell ist die Ursache dafür, dass das Wasser aus der Bewässerungsanlage (die ja das Wasser durch eine Sprinklerdüse aus den Schläuchen (Abb. 3.13B) nach oben sprüht) besser in den gemähten Untersuchungsflächen bis an den Boden gelangt. In den UC Untersuchungsflächen mit der inzwischen sehr hohen Krautschicht gelangt weniger Wasser direkt bis zum Boden. Dies könnte langfristig zu einer Konkurrenz um Wasser führen.

### 6.1.4.2 Ameisenaktivität insgesamt in Baumkronen und Boden-und Krautschicht (Frage 1)

Grundsätzlich ist die Artenzusammensetzung je nach Vegetationsschicht (Baumkrone oder Krautschicht) unterschiedlich. In den Baumkronen dominieren die trophobiotischen Ameisen (*Lasius grandis* und *Plagiolepis pygmaea* als häufigste Arten), am Boden die Ernteameisen und die zoophagen Arten (*Messor barbarus* und *Pheidole pallidula* als häufigste Arten). Der Einfluss der Krautschicht auf die Ameisen in der Baumschicht ist signifikant, wenn alle trophobiotischen Arten zusammen betrachtet werden, besonders an T2, dem Termin 2 Tage nach einer Mahd (Abb. 6.6) und muss daher später artspezifisch betrachtet werden. Auch die Arten der Krautschicht zeigen keine große Veränderung ihres Ernährungssuchverhaltens, nur unmittelbar nach der Mahd ist die Laufaktivität an den Bäumen in den

frisch gemähten Flächen signifikant höher (Abb. 6.7). Auch hier macht eine Unterscheidung nach Arten oder trophischen Gruppen Sinn.

Im Herbst (T3) gab es am Boden, im Gegensatz zu den Baumkronen noch genügend Futterquellen für die Ameisen, besonders in den UC Untersuchungsflächen, das Vorhandensein einer Krautschicht hatte also einen Einfluss (bzw. die Maßnahme Mahd verringert im Gegenteil die Futterquellen für die Ameisen). Der Termin T5, 16 Monate nach Beginn des Experiments, zeigte ein verändertes Bild: in den Untersuchungsflächen ohne Krautschicht werden insgesamt wieder mehr Ameisen als in den Untersuchungsflächen mit Krautschicht gefangen.

#### 6.1.4.3 Die phytophagen Ameisen (Frage 2a)

In der Baumschicht gab es in diesem Freiland-Experiment niemals granivore Arten (*Messor* spp.), sie kamen nur in der Krautschicht vor. Der Anteil ihrer Nester war hoch, nur in der Boden- und Krautschicht finden sie die Samen, die ihre Nahrung darstellen (Azcarate et al. 2005, Detrain & Pasteels 2000). Sie sind anteilmäßig wichtige Arten im untersuchten System. Hauptsächlich befinden sich die Nesteingänge nicht in den Baumreihen, sondern zwischen den Baumreihen in der freien, schon immer gemähten Fläche, was ihren Bedürfnissen als Hot Climate Specialists für offene Habitats (HCS/OH) entspricht. Azcarate et al. (2007) beschreiben die Mikroklimabedingungen für die Art *Messor barbarus* mit einem Aktivitäts-Optimum von 25 bis 30°C für die Oberflächentemperatur. Insgesamt reagierte die dominant vorkommende Art *Messor barbarus* kurzfristig mit einer erhöhten Aktivität der frisch gemähten Flächen, wahrscheinlich waren dort viele Samen leichter zu erreichen, da die krautigen Pflanzen gemäht an Boden lagen. Die Straßenbildung der Art *Messor barbarus* (Arnan et al. 2010) ist ein Grund für die großen Unterschiede bei den MW in den Bodenfallen, das erklärt auch, warum die Unterschiede zwischen den C und den UC Untersuchungsflächen nicht signifikant sind. Der Laufradius der Art ist so groß, dass sie die Untersuchungsflächen-Grenzen oft überschreiten. Detrain & Pasteels (2000) beobachteten bei *Messor barbarus* Straßen mit einer Länge von bis zu 25 m (durchschnittlich 8,4 bis 16,3 m). Im Herbst an T3 war dann das Vorkommen in den Untersuchungsflächen mit einer Krautschicht signifikant höher. Hier sind jetzt viele Samen reif und der „Supermarkt“ hat ein großes Angebot. Die Nicht-Mahd bringt den Ernteameisen im Herbst Vorteile. Die dort vorkommenden Pflanzen sind teilweise erwiesenermaßen Futterpflanzen der Ernteameisen (*Oxalis* sp. und Gräser). Auch von der hohen Biomasse her (0,911 mg pro Individuum, alle Durchschnittswerte zur Biomasse stammen aus Platner et al. 2012) kann die Art *Messor barbarus* von ihrer Funktion als Verbreiter/Vernichter von Pflanzensamen (Azcarate et al. 2005) und als Boden-verändernde Art einen großen Einfluss haben. Die Arten der nektarivoren Gattung *Camponotus* sind die größten Arten des Systems und gleichen damit eventuell ihre geringe Abundanz im Vergleich zu den kleineren Arten des Systems aus. Die nektarivore Art *Camponotus foreli* (1,1 mg pro Individuum) hatte wohl Vorteile durch den Wegfall der Krautschicht - sie war vermehrt in den gemähten Untersuchungsflächen an den Bäumen anzutreffen. Die Arten der Gattung *Camponotus* waren zwar auch in den Bodenfallen zu finden, aber in sehr geringer Anzahl, sie zeigten einen Jahreszeiten-Effekt, d.h. sie waren im Herbst seltener, wahrscheinlich weil dann in der Krautschicht kaum noch nektarbereitstellende

Pflanzen zu finden sind. *Camponotus sylvaticus* (1,192 mg pro Individuum) war immer häufiger in den Bodenfallen in den C Untersuchungsflächen anzutreffen. Eventuell hatte die Art unmittelbar nach der Mahd in den durch die Mahd gestörten Flächen alternative Nahrung gefunden (am Boden liegenden Kräuter oder bei der Mahd getötete andere Insekten).

#### 6.1.4.4 Die pantophagen Ameisen (Frage 2b)

Diese funktionelle Gruppe schien insgesamt auf den Wegfall der zusätzlichen Vegetations-Schicht mit einer erhöhten Aktivität beim Belaufen der Bäume zu reagieren, das hatte auch der Vorversuch gezeigt. Die abundanteste Art ist *Lasius grandis*, die besonders kurzfristig nach der Mahd an T2 mit einer erhöhten Aktivität beim Belaufen der Bäume in den C Flächen reagiert und auch zu diesem Zeitpunkt vermehrt in den Bodenfallen der gemähten Untersuchungsflächen ohne Krautschicht gefangen wird. *Lasius grandis* kam allerdings nur in einigen bestimmten Bereichen der Untersuchungsfläche vor (Raster, Abb. 9.2 Anhang) auch bei der Erfassung der Arten (Tab. 6.3) wurden nur 3 Nester gefunden. Die Art *Lasius grandis* als Cold Climate Specialist (CCS) hat einen Vorteil durch die Bewirtschaftungsmaßnahmen auf der Plantage, es entstehen mehr kühlere (Schatten der Plantagenbäume, Bewässerung) Mikroklimabereiche, die die Art als Neststandort bevorzugt. Die Art war vor Einführung des Bewirtschaftungssystems nur sehr gering auf der Plantage vertreten (Piñol et al. 2008). Es konnte nicht genau festgestellt werden, ob die Art tatsächlich nur in den Baumreihen nistet, es wurden nur 3 Nester kartiert. Von der Biomasse her hat die Art *Lasius grandis* (0,41 mg pro Individuum) aber einen großen Einfluss auf Funktionen des Ökosystems (Symbiose mit Blattläusen als wichtige Funktion im Kohlenstoff-Fluss, Blattläuse als Schädlinge der Pflanzen). Für *Lasius grandis* ergaben sich aber insgesamt keine Unterschiede zwischen den Flächen mit oder ohne zweite Vegetationsschicht und zwar über den gesamten Untersuchungszeitraum von 15 Monaten. Der Einfluss der Jahreszeiten und damit das Vorkommen von Blattläusen (Tab. 6.14) sind in dieser Studie deutlich zu erkennen. Die Art *Plagiolepis pygmaea* zeigte im Herbst an T3 ein signifikant höheres Vorkommen an den Stämmen in den gemähten Untersuchungsflächen, auch sonst ist sie immer häufiger in den gemähten Flächen anzutreffen als in den Untersuchungsflächen mit einer Krautschicht. Die sehr kleine Art (0,018 mg pro Individuum) scheint vom Wegfall der Krautschicht zu profitieren, eventuell werden die Wege zu den Bäumen leichter belaufbar ohne dichte Krautschicht. Zudem ist es für die Art wohl lohnender, große Blattlaus-Kolonien auf den Bäumen aufzusuchen als einzelne Blattläuse oder kleine Kolonien auf krautigen Pflanzen. Auch in den Bodenfallen zeigte sich, dass *Plagiolepis pygmaea* die gemähten Flächen bevorzugt. Besonders auffällig war das Phänomen, dass die Art fast niemals dort an den Bäumen lief, an denen auch *Lasius grandis* lief (Raster Abb. 9.2 Anhang). *Formica rufibarbis* als opportunistische Art (OP) zeigte direkt nach der Mahd eine stark erhöhte Aktivität beim Belauf der Bäume, auch später lief sie immer häufiger an den Bäumen in den gemähten Flächen. Auch in den Bodenfallen war die Art immer vertreten, meist mehr in den gemähten Untersuchungsflächen. Die Art reagierte sehr schnell auf Veränderungen und ist bekannt für ihr aggressives Verhalten anderen Insekten und Beute gegenüber (Gómez & Espadaler 2007). Die opportunistische (OP) Art *Pheidole pallidula*, die auch in Trophobiose beobachtet wurde (Kapitel 5),

bevorzugte die gemähten Flächen, was auch an ihrer geringen Größe (0,079 mg pro Individuum) liegen kann, da der Weg zu den Bäumen ohne Hindernisse eventuell einfacher zu bewältigen ist. Die Art zeigte aber keine Abnahme der Aktivität im Herbst, sondern sogar eine signifikant erhöhte Aktivität beim Belaufen der Bäume in den gemähten Untersuchungsflächen im Vergleich zu den Untersuchungsflächen mit einer Krautschicht. Am Boden war der Effekt genau umgekehrt, dort war die Art im Sommer vermehrt in den Bodenfallen der gemähten Untersuchungsflächen zu finden, im Herbst – eventuell wegen der vielen reifen Pflanzensamen – mehr in den ungemähten Untersuchungsflächen.

#### 6.1.4.5 Die zoophage Ameisen (Frage 2c)

Die zoophagen Arten (*Tetramorium semilaeve*, *Solenopsis* sp., *Pyramica membranifera*) wurden nur zu sehr geringen Anteilen in den Bodenfallen gefunden, und niemals an den Bäumen laufend. Auch die Art *Tetramorium semilaeve* kam nur mit wenigen Einzelindividuen in den Bodenfallen vor, obwohl von dieser Art ja sehr viele Nester (18) kartiert wurden (Tab. 6.3).

Alle hypothetischen Annahmen aus Abb. 6.1 können also durchaus bestätigt werden.

#### 6.1.4.6 Ertrag (Frage 4)

Der Ertrag der Mandarinen veränderte sich im ersten Jahr durch das Vorhandensein einer zusätzlichen Krautschicht nicht signifikant. Allerdings könnte es auf Dauer zu einer Konkurrenzsituation zwischen Mandarinenbäumen und der Krautschicht um das zur Verfügung stehende Wasser kommen, da die Krautschicht ja auch einige mehrjährige Pflanze und Bäume (Tab. 9.11, Anhang z.B. *Ficus* sp., *Ilex aquifolium*, *Olea europaea*) enthielt, die dann zu einer ernsten Konkurrenz für die Mandarinenbäume werden könnten. Nicht zu vernachlässigen ist auch, dass die Ernte auf Dauer durch die immer höher und undurchdringlicher werdende Krautschicht „mechanisch“ erschwert wird. Aus diesem Grund wurde das Experiment dann auch im Herbst 2012 mit einer vollständigen Mahd der gesamten Krautschicht abgebrochen.

Pantophage Ameisenarten sind mit den meisten Arten in diesem Langzeit-Freiland-Experiment vertreten. Davon ist die Art *Pheidole pallidula* was die Individuenzahl betrifft am häufigsten vertreten in den Bodenfallen. (Biomasse aber nur 0,079 mg pro Individuum). Eine Veränderung der Diversität der Ameisen durch eine zusätzliche Vegetationsschicht konnte nicht festgestellt werden (Shannon-Index-Werte, Tab. 9.9 und 9.10). Die Werte liegen zwischen 0,892 bis 1,577 für die Baumkronen und zwischen 0,733 bis 1,641 für die Krautschicht. Auch die Pflanzen zeigten innerhalb der Plantage keine Erhöhung ihrer Diversität durch eine Mahd. Allerdings könnte das im Vergleich mit Ökosystemen, die nie gemäht wurden, eventuell anders sein. Ein Einfluss auf das Vorkommen der Blattläuse und damit den potentiellen Schädlingen der Mandarinenbäume konnte nicht festgestellt werden, die Blattläuse zeigten zumindest im ersten Jahr ihre normalen jahreszeitenabhängigen Abundanzen.

*Crematogaster scutellaris* und *Pyramica argiola* wurden erstmals auf der Plantage gefunden, da es sich aber um Männchen handelt, kann man nicht unbedingt davon ausgehen, dass es ein etabliertes Nest auf

der Plantage gibt, die Individuen können aus den benachbarten Bereichen (Olivenhain) in die Fallen gelangt sein, dort wurden sie nachgewiesen (Kindermann 2010).

### 6.1.5 Schlussfolgerungen

- (1) Die Entfernung der krautigen Vegetationsschicht verändert kleinräumig das Mikroklima (Oberflächentemperatur, Bodentemperatur) und damit den Lebensbereich der Ameisen.
- (2) Das Fehlen der Krautschicht verändert das Nahrungssuchverhalten der Ameisengemeinschaft insgesamt signifikant. Es kommt zum Ausweichen auf die Bäume, die jahreszeitenabhängig viele Blattlauskolonien als lohnende Nahrungsquellen aufweisen.
- (3) Granivore Arten wie *Messor barbarus* scheinen eher Vorteile zu haben, wenn die Krautschicht bestehen bleibt, da sie dort ein größeres Nahrungsangebot vorfinden. Durch ihren großen Laufradius können sie aber alle Bereiche nutzen. Ihre *foraging* Strategie wird bestimmt durch das Ausbilden von Straßen und ist damit optimiert.
- (4) Die trophobiotischen Arten zeigen bedingt durch das Vorkommen der Blattläuse einen Jahreszeiteffekt und wie erwartet eine höhere Aktivität in der Baumschicht.
- (5) Ein Einfluss auf das Vorkommen der Blattläuse und damit den potentiellen Schädlingen der Mandarinenbäume konnte nicht festgestellt werden, die Blattläuse zeigten zumindest im ersten Jahr ihre normalen jahreszeitenabhängigen Abundanzen.
- 5) Zoophage Arten sind nur zu einem geringen Anteil in der Krautschicht gefunden worden.
- (6) Artspezifische Ursachen für die Veränderung des Nahrungssuchverhaltens müssten noch genauer durch weitere Manipulations-Experimente aufgeklärt werden. Durch die sehr unterschiedlichen Biomassen der Arten müssen die Aktivitätszahlen auch unterschiedlich bewertet werden.

### 6.1.6 Zusammenfassung

In einem Freiland-Experiment wurde der anthropogene Einfluss in Form von Mahd auf die trophischen Gruppen der Ameisengemeinschaft der Mandarinenplantage untersucht. Die Mahd verringert das Vorhandensein der Krautschicht und damit die Anzahl potentieller Wirtspflanzen für die Blattläuse in dieser zusätzlichen Vegetationsschicht. Für die phytophagen, pantophagen und eher zoophagen Arten sollten die Auswirkungen unterschiedlich und vielleicht auch eher artspezifisch sein. Wahrscheinlich ändert sich das Mikroklima durch die Mahd in diesen Bereichen entscheidend. Um diese Mechanismen und ihren Einfluss auf die Ameisendiversität zu studieren, wurden Aktivitätsmessungen durchgeführt, Bodenfallen unter den Bäumen aufgestellt, die Anzahl der Blattläuse auf den Bäumen quantifiziert, Mikroklimamessungen und Vegetationsaufnahmen durchgeführt. Es konnte für die Baumschicht der deutliche (für alle Arten zusammen auch signifikanter) Effekt gezeigt werden, dass die Ameisen verstärkt in die Baumkronen laufen, wenn die Krautschicht wegfällt. Dies trifft hauptsächlich auf die Gruppe der pantophagen Ameisen mit trophobiotischer Ernährung zu. Während die phytophagen Ernteameisen nie

auf den Bäumen zu finden sind, gibt es die pantophage Art *Pheidole pallidula*, die ganzjährig auch auf den Bäumen zu finden ist, aber auch in großer Anzahl am Boden. Die Ernteameisen sind sehr abundant am Boden, zeigen aber keine signifikante Reaktion auf das Vorhandensein einer Krautschicht. Zoophage Arten wurden kaum gefunden. Auch die nektarivoren Arten der Gattung *Camponotus* sind immer präsent, allerdings in geringer Anzahl und auch jahreszeitenabhängig. Sie haben aber die größte Biomasse der gefundenen Arten. Insgesamt zeigte sich ein unterschiedliches Ernährungsverhalten der Arten.

## 7 Synthese und Schlussfolgerungen

### 7.1 Synthese Trophische Gruppen

Die Untersuchung verschiedener Gruppen der Ameisen einer Mandarinenplantage in Spanien ergab für jede Ameisenart neue Erkenntnisse, die in Kombination mit den Ergebnissen der auch auf der Plantage durchgeführten Isotopenstudie (Platner et al. 2012) eine Zuordnung zu den neu festgelegten trophischen Gruppen (Abb. 2.2) ermöglichte. Damit werden auch weitere Hinweise auf die Funktion als Bioindikatoren für Störung oder Klimax-Zustand des Ökosystems ermöglicht. Nach Roig & Espadaler (2010) sind opportunistische Arten (GO, General Opportunist) und gebietsfremde Arten (IE, invasive Arten) Zeigerarten für eine Störung in Ökosystemen, alle anderen funktionellen Gruppen zeigen eher den Klimax-Zustand des Systems an (Tab. 2.3).

Zuerst wurde als Basis der Isotopen-Analyse der Methodenvergleich durchgeführt, der die Frage nach der Vergleichbarkeit verschiedener Studien klären sollte (Frage 1, Kapitel 4). Die unterschiedlichen Konservierungsmethoden, die in früheren Untersuchungen vor der Analyse der Isotopenverhältnisse für verschiedene Fragestellungen zur Vergesellschaftung und Ernährung der Nahrungsnetz-Mitglieder (Arthropoden) der Plantage durchgeführt wurden, sind nach diesen Ergebnissen durchaus vergleichbar, wenn einige Hinweise beachtet werden. Daher können einzelne Ergebnisse (z.B. zur Diversität der Spinnen auf der Plantage, Mestre et al. (2013) oder zu saisonalen Verschiebungen im Isotopensignal bei den Ameisen, Platner et al. (2012)) direkt quantitativ miteinander in Zusammenhang gebracht werden und tatsächlich emergente Ergebnisse über das Agrarökosystem liefern. Beachtet werden muss dabei aber, dass neben dem Einfluss der Konservierungsmethoden auch die Art der Bewirtschaftung (Zugabe des vergleichsweise stark im N-Isotopensignal angereicherten Düngers) einen Einfluss auf den Isotopenwert haben kann (Kapitel 5).

In der anschließenden Untersuchung zur Anzahl und Art der trophobiotisch aktiven Gruppen der Ameisen (Frage 2, Kapitel 5) konnten durch die Kombination von direkter Beobachtung im Freiland mit den Werten der Isotopenverhältnisse die Arten gut in das näher betrachtete komplexe trophobiotische System eingeordnet werden. Die meisten Arten decken einen Teil ihres Bedarfs durch die Trophobiose, einige Arten zeigen mit ihren hohen  $\delta^{13}\text{C}$ -Werten aber deutlich, dass sie zusätzlich noch andere Nahrung außerhalb des Honigtaus auf einer höheren trophischen Ebene aufnehmen.

An dieses Ergebnis schließt sich direkt die Frage nach der Art zusätzlichen Ernährung an, die in einer ergänzenden Isotopen-Untersuchung zum Ernährungs-System der Art *Pheidole pallidula* genauer untersucht wurde (Anhang, Kapitel 9.4). Ausgangspunkt dieser Untersuchung war die Beobachtung, dass auf den Abfallhaufen an den Nestsaustritten der Art *Pheidole pallidula* immer auch Körperteile anderer Ameisen (vor allem *Messor barbarus*) zu finden waren. Zusätzlich zu diesen Körperteilen wurden daraufhin gezielt Individuen von *Messor barbarus* aus Nestern in der Nähe von *Pheidole pallidula*-Nestern und zusätzlich auch Boden, Pflanzen und Samen der Pflanze (als potentielle Nahrung der Ernteameisen) in der Nähe des *Messor barbarus*-Nestes beprobt. Auch aus den *Pheidole pallidula*-

Nestern wurden Individuen auf ihr Isotopenverhältnis hin untersucht. Mit diesen Bestandteilen (Abb. 9.4, Anhang) sollte durch die Analyse der Verhältnisse der C- und N-Isotope eine durchgehende Nahrungskette nachgezeichnet werden können. Es wurden insgesamt 15 Probensets untersucht, die im Ergebnis tatsächlich die verschiedenen Ebenen der Nahrungskette deutlich nachweisen und damit ein wichtiger Hinweis auf die zusätzliche Ernährung der Art *Pheidole pallidula* sind (Abb. 9.5, Anhang).

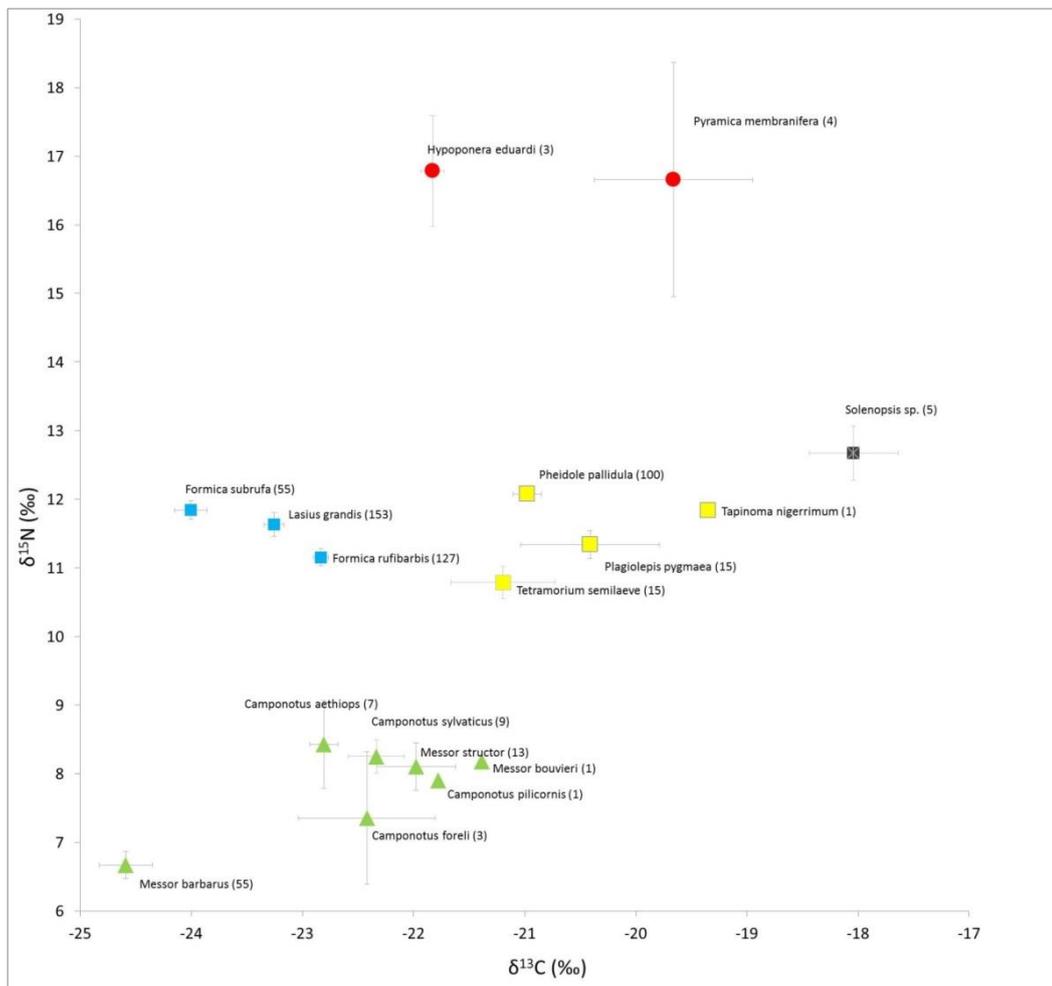
Die untersuchten Ameisenarten auf der Plantage scheinen also insgesamt doch eher eine pantophage/omnivore Ernährung zu haben. Die Trophobie spielt zwar zu bestimmten Zeiten eine wichtige Rolle und stellt wahrscheinlich einen großen Anteil der Kohlenstoffquelle für die Ameisen dar, aber die Isotopenwerte lassen vermuten, dass die Ernährungsweisen insgesamt deutlich komplexer sind.

Im Freiland-Experiment wurde das Nahrungssuchverhalten der auf den Bäumen dominanten Ameisenarten untersucht, speziell wie die trophischen Gruppen durch das Vorhandensein einer zusätzlichen Gras- und Krautschicht beeinflusst werden (Frage 3, Kapitel 6). Andersherum erhält man gleichzeitig Ergebnisse zum Einfluss der Art der anthropogenen Bewirtschaftung, denn der Mensch verändert durch die Mahd (bzw. im konventionellen Anbau sogar die komplette Entfernung) der Krautschicht kurzfristig das Mikroklima und Nahrungsangebot und mittelfristig die gesamten ökosystemaren Sukzessionsprozesse. Im Ergebnis sollten alle Gruppen auf diesen Faktor reagieren, aber im untersuchten zeitlichen Rahmen konnten nur bei einigen Arten signifikante Reaktionen festgestellt werden. Eine einheitliche Reaktion von ganzen funktionellen Gruppen zu erkennen, ist nur tendenziell möglich, so dass es sinnvoll erschien, die Auswertung auf Art-Ebene zu fokussieren. Hier wird wieder die Frage nach der Sinnhaftigkeit der Einteilung in funktionelle Gruppen angerissen und man muss je nach Fragestellung wirklich zwischen Genauigkeit und allgemeinen Aussagen unterscheiden (Lawton 1994).

Die vorliegenden Untersuchungen zu den Ameisen konzentrierten sich auf eine Auswahl der Ameisen, die einerseits durch ihre hohe Abundanz, aber auch durch ihr Ernährungsverhalten bestimmt wurde. An oberirdischen Blattlauskolonien aktive Arten wurden der Fragestellung entsprechend gezielt aufgesammelt, manche Bodenameisen wurden eher zufällig in Bodenproben und Bodenfallen entdeckt. Diese Arten wurden in den Untersuchungen sowohl durch Isotopenuntersuchungen (Kapitel 4 und 5 und auch Kapitel 9.4) als auch durch das Freiland-Experiment (Kapitel 6) zu ihrem Nahrungssuchverhalten untersucht. Die gewonnenen Erkenntnisse können mit bereits vorher bekannten Erkenntnissen (beispielsweise: Cavia 1990, Detrain 1990, Gómez & Espadaler 2007, Paris & Espadaler 2010, Azcárate et al. 2005, 2007) zu den einzelnen Arten zusammengeführt werden, um die Funktionen dieser Arten und ihrer funktionellen Gruppen in Agrarökosystemen insgesamt besser verstehen zu können.

## 7.2 Zusammenführung der Ergebnisse

Alle in dieser Untersuchung ermittelten natürlichen Gehalte der stabilen Isotope  $^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$  und  $^{14}\text{N}/^{15}\text{N}$  (Kapitel 4, Kapitel 5 und ergänzende Untersuchung zu *Pheidole pallidula* im Anhang, Kapitel 9.4) für die Ameisen können in einer gemeinsamen Auftragung zusammenfasst werden, was die Gruppierung in trophische Ebenen noch einmal deutlich zeigt (Abb. 7.1). Aus der Studie von Platner et al. (2012) wurden noch einige Ameisenarten direkt integriert (*Camponotus sylvaticus*, *Camponotus foreli*, *Messor bouvieri*, *Messor structor*, *Solenopsis* sp.).



**Abbildung 7.1** Natürliche Gehalte stabiler Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotope ( $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$ ) wichtiger Ameisenarten einer ökologisch bewirtschafteten Mandarinen-Pflanzung in Spanien (MW $\pm$ S.E. der Arten der Daten aus Kapitel 4 und Kapitel 5 und ergänzende Untersuchung zur Art *Pheidole pallidula* in Kapitel 9.4 und Platner et al. 2012): phytophage (grünes Dreieck), pantophag stark trophobiotische (blaues Quadrat klein), zoophage (roter Kreis); pantophag-omnivore (gelbes Quadrat groß) und kryptische (schwarzes Quadrat) Arten

Die Isotopenwerte lassen untersuchungsübergreifend (Abb. 7.1) tatsächlich deutlich mehrere verschiedene Gruppen erkennen. Scheu & Falca (2000) führten eine Einordnung in trophische Ebenen für Bodenorganismen durch und konnten mehr als 4 trophische Ebenen erkennen. Für die phytophagen Arten (grünes Dreieck, Ernteameisen und nektarivore Arten *Messor barbarus*, *Messor structor*, *Camponotus aethiops*, *Camponotus foreli*, *Camponotus sylvaticus*) wird durch ihre Isotopenwerte die Position auf der untersten trophischen Ebene der untersuchten Ameisenarten ( $\delta^{15}\text{N}$ -Werte zwischen 6 bis 8‰) bestätigt,

ihre  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte sind dabei ähnlich wie die der pantophagen, stark trophobiotischen Arten (blaues Quadrat klein, *Formica subrufa*, *Formica rufibarbis*, *Lasius grandis*), die Kohlenstoff-Quellen (Samen von Gräsern und Blattläuse am Citrus etc.) dieser trophischen Gruppen zeigen also gleiche Isotopengehalte. Im Vergleich zu den  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert (MW zwischen 6,70 bis 10,22‰) der rein phytophagen Hemiptera/Blattläuse dieser Studie (Tab. 5.5) liegen die Werte der phytophagen Ameisenarten aber im Gegensatz zu den Ergebnissen von Gibb & Cunningham (2011) genau auf dieser Stufe der rein phytophagen Ernährungsweise. Gibb & Cunningham (2011) fanden in Australien bei allen untersuchten Ameisengattungen einen  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert, der über den einer rein herbivoren Ernährung hinausgeht. Die pantophag-trophobiotischen Arten liegen aber mit ihren  $\delta^{15}\text{N}$ -Werten (10 bis 12 ‰) wie erwartet mindestens eine trophische Ebene höher.

*Pheidole pallidula* hat zwar aufgrund ihrer gemessenen Isotopenwerte offenbar einen höheren Anteil zoophager Ernährung als andere pantophage Arten, doch sind die Differenzen der  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte geringer als eine ganze trophische Ebene (Kapitel 6, Platner et al. 2012). Die pantophag-omnivoren Arten (gelbes Quadrat groß, *Pheidole pallidula*, *Plagiolepis pygmaea*, *Tapinoma nigerrimum* und *Tetramorium semilaeve*) zeigen ähnlich hohe  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte (d.h. +/- gleiche trophische Ebene) wie die pantophag-trophobiotischen Arten (blaues Quadrat klein), aber angereichertere  $\delta^{12}\text{C}$ -Werte als diese, sie scheinen also unterschiedliche Kohlenstoff-Quellen zu nutzen. Die zoophagen Arten (roter Kreis, *Pyramica membranifera* und *Hypoponera eduardi*) liegen mit ihren  $\delta^{15}\text{N}$ -Isotopenwerten deutlich auf der höchsten trophischen Ebene der untersuchten Arten ( $\delta > 16\text{‰}$ ).

Unter Berücksichtigung der im Freiland-Experiment (Kapitel 6) festgestellten Aktivitätsdichten und den daraus resultierenden Biomasseabschätzungen der untersuchten Arten bekommt man das Bild einer stark pantophagen Ameisengesellschaft: Sieben der untersuchten Arten sind hier einzuordnen (Abb. 7.2), von denen fünf mit hoher Abundanz und Biomasse vertreten sind. Zweitwichtigste trophische Gruppe sind aber direkt die phytophagen Arten, sehr stark vertreten durch die dominante Ernteameisenart *Messor barbarus*.

Von diesen sieben dominanten Arten gelten nach Gómez & Espadaler 2007 (Tab. 3.1) die ökologisch opportunistischen Arten *Formica rufibarbis*, *Pheidole pallidula*, *Plagiolepis pygmaea*, *Tapinoma nigerrimum* und *Tetramorium semilaeve* (GO: Generalisten/Opportunisten) als Zeigerarten für Störungen in Ökosystemen. Alle diese Opportunisten befinden sich tatsächlich auf der pantophagen Trophiestufe. Die generelle opportunistische Ernährungsweise wird also durch die Isotopenwerte bestätigt, auch wenn es zwischen den Arten jeweils einzelne Unterschiede gibt. Die Opportunisten machen mit drei der fünf dominanten pantophagen Arten (*Formica rufibarbis*, *Pheidole pallidula*, *Plagiolepis pygmaea*; Abb. 7.2) einen großen Anteil der Biomasse im untersuchten Agrarökosystem aus, sowohl in der Kraut- als auch in der Baumschicht. Alle übrigen Arten zeigen einen Klimax-Zustand des Systems an (Gómez & Espadaler 2007). Sie nisten entweder wie *Lasius grandis* bevorzugt im Schatten der Bäume oder wie *Messor barbarus* bevorzugt im voll besonnten Bereich zwischen den Baumreihen oder sind in geringeren Abundanzen auf der Plantage vertreten.

In der gemeinsamen Auftragung der  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte (Abb. 7.1) trennen sich die Ameisenarten also in vier trophische Hauptgruppen. Die erste Gruppe, die phytophagen Arten, sind mit *Messor barbarus* sehr abundant vertreten. Diese Art unterscheidet sich in ihren Isotopenwerten nochmal von den auch phytophagen, aber eher nektarivoren Arten. Durch die Dominanz von *Messor barbarus* müssen diese Arten (Gattung *Camponotus*) eventuell andere Nischen im Ökosystem besetzen, genau wie die anderen Arten der Gattung *Messor*, die aber nur mit geringen Individuenzahlen gefunden wurden. Die phytophage Art *Messor barbarus* kommt nur in der Krautschicht vor und beeinflusst mit ihrer Funktion als Samenverbreiter die Diversität dieser Schicht und mit ihrer Funktion als Ökosystemingenieur die Eigenschaften des Bodens. Durch ihre Nestbautätigkeit wird der Boden aufgelockert (Boulton & Ambermann 2006) und bei Starkregenereignissen kann der Boden mehr Wasser aufnehmen und so in Kombination mit einer intakten, durch die Ameisen diversen Krautschicht Erosion verhindern. Dies ist ein wesentlicher Vorteil auf nicht mit Herbiziden oder Insektiziden behandelten ökologisch bewirtschafteten Plantagen. Als zusätzliche Effekt einer intakten, diversen Krautschicht kann eine Erhöhung der Arthropodendiversität genannt werden, mit den Vorteilen, die durch die Stabilität der Gemeinschaft entstehen (mehr räuberische Arten, die z.B. die Schädlinge der Mandarinenbäume erbeuten, Dermaptera, Parasitoide, Piñol et al. 2009). So kann die Krautschicht auch Auswirkungen auf die Kronenschicht haben, in der ja die Blattläuse als Schädlinge leben. Die phytophagen Ameisen übernehmen insgesamt wichtige Funktionen im Ökosystem.

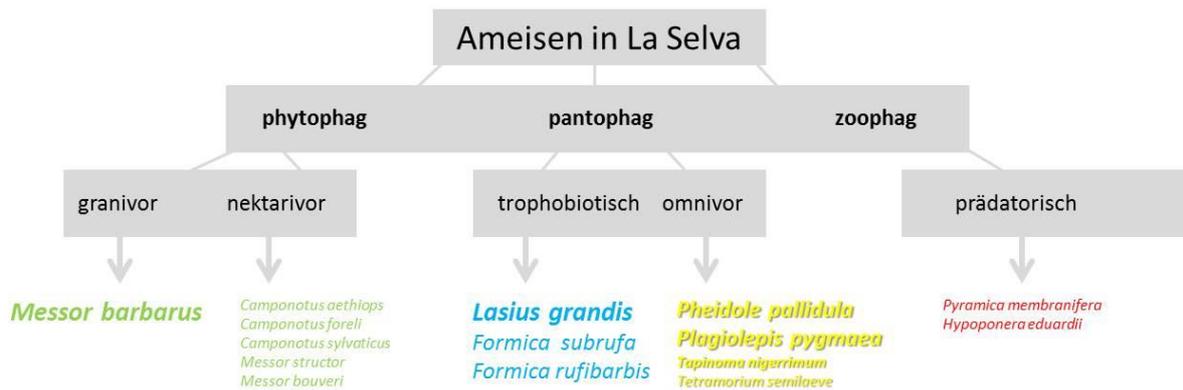
Als zweite trophische Hauptgruppe lassen sich die pantophagen, stark trophobiotischen Arten abgrenzen, die tatsächlich nicht einheitlich aus einer klimatischen Gruppe (nach Andersen 1997 und Roig & Espadaler 2010) kommen, sondern mit der Art *Formica subrufa* aus der Gruppe der HCS, mit *Lasius grandis* aus der klimatische Gruppe der CCS und mit *Formica rufibarbis* aus der Gruppe der GO (Tab. 3.1).

Neu ist also, dass die Arten, die bei Andersen (1997) und Roig & Espadaler (2010) getrennt wurden, von ihrer Ernährung her in eine gemeinsame Gruppe einzuordnen sind. Insgesamt sind die trophobiotischen Arten aber deutlich von der Gruppe der phytophagen Ameisen abgegrenzt, im Gegensatz zu Studien zu phytophagen Ameisen in den Tropen, die sich in ihren Isotopensignalen deutlich weniger zwischen trophobiotischer und phytophager Ernährung unterscheiden (Davidson 2003, Blüthgen 2003). *Lasius grandis* ist in dieser Gruppe die abundanteste Art und kann als Trophobiosepartner die Populationen der Blattläuse in der Kronenschicht beeinflussen. Bekanntermaßen haben trophobiotische Ameisen die Funktion der Kontrolle von Blattläusen in Ökosystemen (beispielsweise Oliver et al. 2007). Piñol et al. (2011) haben aber nach einem Ausschluss der Ameisen aus den Baumkronen keine Effekte auf die Blattläuse gefunden, auch nicht auf den Ertrag an Mandarinen. Ein wichtiger Faktor bei der Verwischung des Effektes auf die Blattläuse könnte neben den häufig vorkommenden, als generalistische Räuber bekannten Ohrwürmern/Dermaptera (Piñol et al. 2009, Romeu-Dalmau 2012) auch die Saisonalität des Blattlausvorkommens gewesen sein (Piñol et al. 2009). *Lasius grandis* leistet auch einen Beitrag zum Gesundheitsschutz der anderen Ökosystemmitglieder, da die Art durch die Aufnahme von Honigtau auch

Schimmelbildung in Blattlauskolonien und an den Blättern der Mandarinenbäume verhindern kann (Schumacher & Platner 2009). Die Arten der Gattung *Formica* könnten, ihrer Körpergröße nach, aber auch Spinnen erbeuten. Fiedler et al. (2007) und Platner (2006) fanden höhere Isotopenverhältnisse für diese Gattung, Platner et al. (2012) beschrieben auch deutlich saisonale Unterschiede der Isotopenverhältnisse zwischen diesen Arten auf der Plantage. Die Arten *Formica subrufa* und *Formica rufibarbis* haben jedoch in La Selva die gleichen  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte, also die gleiche trophische Ebene wie die Art *Lasius grandis*.

Die dritte trophische Gruppe bilden die pantophagen- omnivoren Arten. Alle Arten bis auf die mit ihren Isotopenwerten ähnlich liegende kryptische Art *Solenopsis* sp. sind opportunistische (GO) Arten. Hier gleicht die Einteilung nach Roig & Espadaler (2010) wieder der neuen Einteilung nach der trophischen Ebene. Alle opportunistischen Arten halten sich sowohl in der Kraut- als auch in der Baumkronenschicht auf. Die abundanteste Art dieser Gruppe ist *Pheidole pallidula*, die in ihrer Funktion als räuberische Art einen Einfluss auf die anderen Arthropoden im Ökosystem haben kann, also auch auf Schädlinge der Mandarinenbäume. Außerdem ist sie als Aasfresser wichtig für die Hygiene des Ökosystems. Diese wichtige Funktion in Ökosystemen könnte durchaus Gegenstand weiterer Forschung auf der Plantage werden. Auch Bodenorganismen kommen für *Pheidole pallidula* als Beute in Frage. Als Zeigerart für Störungen ist sie auch in veränderlichen Gebieten (z.B. im Freilandversuch in gemähten Plots) stark vertreten, auch im häufig gestörten Bereich zwischen den Plantagen-Baumreihen nistet sie und ist sehr abundant und dominant und schnell an Ködern (Platner, Bakhtina, Brewitt, unveröffentlichte Daten, 2012).

Die vierte trophische Gruppe bilden die zoophagen Arten (*Hypoponera eduardi*, *Pyramica membranifera*), die als Top-Prädatoren die höchsten  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte (bis 16,8‰) zeigen. Sie leben im Boden und ernähren sich bekanntermaßen (Hölldobler & Wilson 1990) auch von Bodenorganismen (Collembolen beispielsweise). Hier fehlen weitgehend Untersuchungen auf der Plantage, der Boden könnte grundsätzlich eine weitaus größere Rolle im System (Scheu 2002) der Plantage spielen. Diese Basis der „Braunen Nahrungskette, (*Brown food web* z.B. untersucht von Kaspari & Yanoviak 2009) wurde bis jetzt nicht untersucht, könnte aber durchaus ein sehr vielversprechendes Ziel weiterer Studien werden. Die zoophage Gruppe zeigte ähnliche Kohlenstoff-Isotopenverhältnisse wie die omnivoren/pantophagen Arten, das könnte ein Hinweis auf gleiche Nahrungsquellen (Bodenorganismen) sein. Der Boden würde also neben Baum- und Krautschicht als drittes „Stratum“ hinzukommen und sollte in weiteren Untersuchungen unbedingt berücksichtigt werden. Auch zu Abundanzen der Bodenameisen fehlen die Untersuchungen, sie könnten häufiger vorkommen, als bisher angenommen.



**Abbildung 7.2** Zuordnung der untersuchten Ameisenarten zu den trophischen Gruppen. Die Zuordnung erfolgt nach den natürlichen Gehalten der stabilen Isotope  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  (Abb. 7.1). Die Schriftgröße spiegelt grob die Wichtigkeit der einzelnen Arten wider, die hauptsächlich durch die Abundanzen der Arten im Freiland-Experiment und die Biomasse abgeschätzt wurde.

Bisherige Beobachtungen zu den wichtigsten Arten (Gómez & Espadaler 2007, u.a.) lassen sich also durch diese Arbeit bestätigen, die neue Formulierung der trophischen Gruppen im Gegensatz zu den funktionellen Klimagruppen erlaubt eine angewandtere Betrachtungs- und Herangehensweise und ist auch gut durch die Analyse der Isotopenverhältnisse zu bestätigen. Allerdings ist es unerlässlich, direkte Beobachtungen des Verhaltens und die artspezifische Betrachtung mit einzubeziehen.

Von den insgesamt 26 auf der Plantage vorkommenden Ameisenarten sind 14 Arten opportunistische Arten (GO, Tab. 3.1), auch die von der Biomasse her wichtigsten Arten (*Lasius grandis*, *Pheidole pallidula*, *Formica subrufa*, *Formica rufibarbis* und *Plagiolepis pygmaea*, siehe Abb. 7.2) sind in der pantophagen (nämlich sowohl in der stark trophobiotischen als auch in der eher omnivoren) Gruppe zu finden. Die Ameisengemeinschaft auf der nach den Richtlinien ökologischer Agrarwirtschaft bewirtschafteten Plantage in La Selva zeigt also mit den weit verbreiteten opportunistischen Arten typische „Störungen“ im Agrarsystem an, wie Bewässerung, Düngung und Mahd, indiziert aber mit ihren auffällig vielen typischen Klimax-Arten auch deutlich den ökologischen Wert der hochdiversen Vegetation. Zusammenfassend werden die 15 untersuchten Arten mit all ihren bisher bekannten und hier neu ermittelten oder bestätigten Eigenschaften und Zugehörigkeiten zu funktionellen Gruppen in einer Tabelle beschrieben (Tab. 7.1).

**Tabelle 7.1** Zusammenfassung der in dieser Arbeit untersuchten 15 Ameisenarten (nach der Reihenfolge, in der sie in der Einleitung vorgestellt wurden) Die Zuordnung in funktionelle Gruppen folgt Roig & Espadaler 2010

Art	Funktionelle Gruppe	Ernährungstyp Literatur (Tab. 3.2)	Trophische Ebene in Kapitel 5	Ernährungsverhalten Futterquellenwahl <i>optimal foraging</i>	Platner et al. 2012	Synthesegruppe *
<i>Camponotus aethiops</i>	HCS/OH	nektarivor, trophobiotisch	nur 1 Individuum untersucht	in Krautschicht geringe Individuenzahl, aber große Art	herbivor, Basis des Nahrungsnetzes, aber wohl zusätzliche Nahrung, hohe $\delta^{13}\text{C}$ -Werte	1

<i>Camponotus foreli</i>	HCS/OH	nektarivor, trophobiotisch	nicht untersucht	immer mehr in der C Plots, geringe Individuenzahl, aber große Art		1
<i>Camponotus sylvaticus</i>	HCS/OH	nektarivor, trophobiotisch	nicht untersucht	immer mehr in den C Plots, Jahreszeiteffekt, aber große Art		1
<i>Formica rufibarbis</i>	GO	omnivor	pantophag eher trophobiotisch	bevorzugt die Bäumen in den C Plots, starke unmittelbare Reaktion auf Entfernung der Krautschicht auch in Krautschicht	trophobiotisch und zeitweise prädatorisch	2
<i>Formica subrufa</i>	HCS/OH	omnivor	pantophag, eher trophobiotisch	Laufverhalten auf Bäumen nicht eindeutig, am Boden kurzfristig abundant in UC Plots	nicht untersucht	2
<i>Hypoponera eduardi</i>	SP	prädatorisch	nicht untersucht	Boden/Krautschicht wenig Individuen	prädatorisch, hohe $\delta^{15}\text{N}$ Werte	4
<i>Lasius grandis</i>	CCS/SH	trophobiotisch, prädatorisch (Blattläuse)	pantophag trophobiotisch	bevorzugt kurzfristig Bäume in C Plots, sonst kein Einfluss der Krautschicht, jahreszeitenabhängig	trophobiotisch und zeitweise prädatorisch	2
<i>Messor barbarus</i>	HCS/OH	granivor	nicht untersucht	nie auf Bäumen, sowohl in C als auch in UC Plots sehr abundant, Straßenbildung	granivor, Basis des Nahrungsnetzes, nie auf Bäumen	1
<i>Messor structor</i>	HCS/OH	granivor	nicht untersucht	Boden/Krautschicht wenig Individuen	granivor, Basis des Nahrungsnetzes, nie auf Bäumen	1
<i>Pheidole pallidula</i>	GO	prädatorisch, detritivor	signifikant höheres $\delta^{15}\text{N}$ als <i>Tetramorium</i> und <i>Lasius grandis</i> : stärker zoophag	auch auf Bäumen, jahreszeiten-unabhängig, am Boden sehr häufig, im Sommer mehr in C Plots, im Herbst mehr in UC Plots	omnivor, höhere $\delta^{15}\text{N}$ Werte als <i>T. semilaeve</i> , frisst ev. an anderen Ameisen	3
<i>Plagiolepis pygmaea</i>	GO	nektarivor	pantophag. auch trophobiotisch	bevorzugt die Bäume in den C Plots, vermehrtes, in C Plots signifikant höheres Vorkommen in Bodenfallen nach Entfernen der Krautschicht aber nur da, wo <i>Lasius grandis</i> nicht vorkommt.	ähnliche $\delta^{15}\text{N}$ -Werte wie <i>P. pallidula</i> und <i>T. semilaeve</i> , angereichert beim $\delta^{13}\text{C}$	3
<i>Pyramica membranifera</i>	SP	prädatorisch	eher zoophag	Boden/Krautschicht wenig Individuen	prädatorisch, hohe $\delta^{15}\text{N}$ Werte	4

<i>Solenopsis sp.</i>	C	kryptisch	nicht untersucht	Boden/Krautschicht wenig Individuen	nur 1 Exemplar!, omnivor, ähnlich <i>Plagiolepis pygmaea</i>	3
<i>Tapinoma nigerrimum</i>	GO	trophobiotisch, nektarivor, omnivor	nicht nur trophobiotisch	nur ein Nest	nur 1 Exemplar!, ähnlich <i>Plagiolepis pygmaea</i>	3
<i>Tetramorium semilaeve</i>	GO	detritivor	nicht untersucht	nie auf Bäumen, sehr selten in Bodenfallen, im Widerspruch zu hoher Nestanzahl	omnivor	3

\*1=phytophag, 2=pantophag, stark trophobiotisch, 3=pantophag-omnivor, 4=zoophag

Für die Ameisenarten des untersuchten Agrarökosystems konnten aufgrund der Beobachtungen wichtige Ökosystemdienstleistungen angenommen werden (Samenverbreitung, Bodenauflockerung, Erosionsschutz, Schädlingskontrolle, Erhöhung der Diversität der Krautschicht und Arthropodengemeinschaft). Diese Erkenntnisse könnten als Hinweise auf die Bewertung des Zustandes des Agrarökosystemen dienen. Das Bewerten mit Hilfe von Indikatororganismen kann sehr nützlich sein und das Wissen darüber sollte vermehrt werden. Für den mediterranen Raum mit seinen wichtigen Agrarökosystemen und relativ vielen Arten und funktionellen Gruppe fehlten dazu Untersuchungen, sodass diese Arbeit hier eine Lücke füllt.

### 7.3 Schlussfolgerungen und Ausblick

- (1) Verschiedene Behandlungs- und Lagerungsmethoden von Arthropoden, bei denen anschließend die natürlichen Verhältnisse der Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotope analysiert werden sollen, sind bei Beachten einiger Grundregeln durchaus miteinander vergleichbar.
- (2) Es können durch die Kombination von Beobachtung im Freiland und Analyse der Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotopenverhältnisse sehr konkrete Aussagen zur Ernährung von Ameisen gemacht werden. Auch wird so eine falsche Interpretation der Isotopen-Werte ausgeschlossen.
- (3) Die gemessenen  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte können gut die tropischen Ebenen der Ameisen detektieren.
- (4) Im mediterranen Plantagensystem sind pantophage Ameisen neben den granivoren Ernteameisen die abundanteste trophische Gruppe. Die Trophobiose ist zu bestimmten Zeiten im Jahr eine extrem wichtige Ernährungsform für die pantophagen Arten. Das hat seine Ursache aber auch darin, dass die Plantage als Monokultur Vorteile für die Blattläuse bietet.

- (5) Durch den Wegfall der Krautschicht auf der Plantage (also den Einfluss des Menschen) kommt es zu einer Konzentration der Ameisen in der Baumschicht und eventuell auch in der Bodenschicht. Dieser Aspekt sollte in zukünftiger Forschung intensiver betrachtet werden.
- (6) Ernteameisen profitieren von einer zusätzlichen Krautschicht, da diese Schicht ein zusätzliches Nahrungsangebot in Form von Pflanzensamen bietet. Auch die trophobiotischen Ameisen können eher zwischen Baum- und Krautschicht wählen (*optimal foraging*).
- (7) Die Synthese von Beobachtung, Isotopenanalyse und Freiland-Experiment ermöglicht eine genaue Abschätzung der Bedürfnisse und Eigenschaften der Ameisen und bietet damit eine Grundlage für ein Bioindikator-System für den Zustand des Ökosystems (Störung oder Klimaxzustand) der mediterranen Ameisenarten in anthropogen beeinflussten Gebieten.
- (8) Eine artspezifische Betrachtung ist aufgrund der Genauigkeit immer in Erwägung zu ziehen, da so die genauen Unterschiede zwischen den Arten nicht verloren gehen (z.B. bei den Isotopenuntersuchungen), auch wenn bei manchen Fragestellungen die funktionellen Gruppen deutlichere Hinweise auf Zusammenhänge in Ökosystemen geben können.
- (9) Weitere Untersuchungen könnten in Zukunft mithilfe der DNA Analyse z.B. des Inhalts der Verdauungstraktes (King et al.2008) noch exaktere Ergebnisse zur Ernährung der Ameisen liefern.

## 8 Literatur

### 8.1 Literaturverzeichnis

**Agosti D, Johnson NF, Editors (2005):** Antbase. World Wide Web electronic publication. antbase.org, version (05/2005). Hymenoptera Name Server, Vers. 1.5. Internetquelle: <http://osuc.biosci.ohio-state.edu> (aufgerufen am 13. Nov. 2013). *Vermutlich wird die Artenzahl von dieser Seite aufgerufen:*  
<http://hol.osu.edu/index.html?id=152>

**Albers D, Schaefer M, Scheu S (2006)** Incorporation of plant carbon into the soil animal food web of an arable system. *Ecology* 87:235-245.

**Andersen AN (1995)** A classification of Australian ant communities, based on functional groups which parallel plant life-forms in relation to stress and disturbance. *J Biogeogr* 22:15-29.

**Andersen AN (1997)** Functional Groups and Patterns of Organization in North American Ant Communities: A Comparison with Australia. *J Biogeogr* 24:433-460.

**Andersen AN (2000)** A global ecology of rainforest ants: Functional groups in relation to environmental stress and disturbance. In: Agosti D, Majer JD, Alonso LE, Schultz TR: *Ants Standard methods for measuring and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institution Press, Washington and London.

**Arnan X, Rodrigo A, Retana J (2007)** Uncoupling the effects of shade and food resources of vegetation on Mediterranean ants: an experimental approach at the community level. *Ecography* 30: 161-172. *Einfluss der Vegetation auf die mediterranen Ameisenarten*

**Arnan X, Retana J, Rodrigo A, Cerdá X (2010)** Foraging behaviour of harvesting ants determines seed removal and dispersal *Insect. Soc.* (2010) 57:421–430. *Drei Messor-Arten unterscheiden sich in der Art der Straßenbildung und in der Entfernung des Transportes der Samen und der Samengröße. Messor-Arten werden beschrieben, die – abhängig von der Art – entweder*

*verantwortlich sind für das Vernichten von Samen oder das Verbreiten von Samen.*

**Arnan X, Cerdá X, Retana J (2012)** Distinctive life traits and distribution along environmental gradients of dominant and subordinate Mediterranean ant species. *Oecologia* (2012) 170:489–500

**Arrington AD, Winemiller KO (2002)** Preservation Effects on Stable Isotope Analysis of Fish Muscle. *Transactions of the American Fisheries Society* 131:337-342, 2002.

**Atkinson PW, Baker AJ, Bevan RM, Clark NA, Cole KB, Gonzalez PM, Newton J, Niles LJ, Robinson RA (2005)** Unravelling the migration and moult strategies of a long-distance migrant using stable isotopes: Red Knot *Calidris canutus* movements in the Americas. *Ibis* 147, 738–749.

**Azcárate FM, Arqueros L, Sánchez AM, Peco B (2005)** Seed and fruit selection by harvester ants, *Messor barbarus*, in Mediterranean grassland and scrubland. *Functional Ecology* 19:273-283.

**Azcárate FM, Kovacs E, Peco B (2007)** Microclimatic conditions regulate surface activity in harvester ants *Messor barbarus*. *Journal of insect behavior* 20 (3) 315-329. *Hier werden die Mikroklimafaktoren (Temperaturen und Bodenfeuchte) untersucht, die Bedingung für die verschiedenen Aktivitäten der Art sind.*

**Bächtiger JB (2009)** Lebensraum Schweiz Einführung Pflanzensoziologie, Institut für Umwelt und Ressourcen  
[https://home.zhaw.ch/~celi/lebensraeume\\_09/skript\\_e/skript1\\_pflanzensoziologie\\_SBUI07.pdf](https://home.zhaw.ch/~celi/lebensraeume_09/skript_e/skript1_pflanzensoziologie_SBUI07.pdf). (01.10.2013)  
*Die Braun-Blanquet Schätzskala, hier auch verändert nach Pflanzensoziologie, Hartmut Dierschke, 1994*

**Bärtels A (1997)** Farbatlas Mediterrane Pflanzen, Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart.

**Bakhtina, Svetlana (2013)** Einfluss von Mahd und Düngung auf die Diversität der Arthropoden, insbesondere Ameisen als Schlüsseltiergruppe Protokoll Forschungsmodul, Universität Bielefeld, unveröffentlicht

- Barrow LM, Bjordal K, Reich KJ (2008)** Effects of preservation method on stable carbon and nitrogen isotope values, *Physiological and biochemical Zoology* 81(5): 688-693.
- Benoist G, Marquer P (2007)** Struktur der Landwirtschaft in Spanien 2005. *Landwirtschaft und Fischerei*, 24/2007. ISSN 1977-0324. Katalognummer: KS-SF-07-024-DE-N. © Europäische Gemeinschaften, 2007.
- Bestelmeyer BT, Agosti D, Alonso LE, Brandão CRF, Brown jr WL, Delabie JHC, Silvestre R (2000):** Field techniques for the study of ground-dwelling ants; an overview, description, and evaluation, in *Ants-Standard methods for measuring and monitoring biodiversity* by Agosti D, Majer JD, Alonso LE, Schultz TR.
- Bihn J, Gebauer G, Brandl R (2010)** Loss of functional diversity of ant assemblages in secondary tropical forests. *Ecology*, 91(3), 782–792 by the Ecological Society of America
- Blackman RL, Eastop VF (2013)** Aphids on the World's Plants - An online identification and information guide. Published online at <http://www.aphidsonworldsplants.info/index.htm> [accessed 10th April 2013]
- Blaum N, Mosner E, Schwager M, Jeltsch F (2011)** How functional is functional? Ecological groupings in terrestrial animal ecology: towards an animal functional type approach. *Biodivers Conserv* 20:2333–2345
- Blüthgen N, Gebauer G, Fiedler K (2003)** Disentangling a rainforest food web using stable isotopes: dietary diversity in a species-rich community. *Oecologia*: 137:426-435.
- Blüthgen N, Metzger D, Linsenmair KE (2006)** Ant-hemipteran trophobioses in a Bornean rainforest – diversity, specificity and monopolisation. *Insect Soc* 53:194-203
- BMELV Bundesministerium für Ernährung Landwirtschaft und Verbraucherschutz (Mai 2011):** Länderbericht Spanien. [http://www.agrarentwicklung.de/fileadmin/site/default/files/Mitteilungen-Ausland/Spanien-Laenderbericht\\_02.pdf](http://www.agrarentwicklung.de/fileadmin/site/default/files/Mitteilungen-Ausland/Spanien-Laenderbericht_02.pdf)
- BMELV Bundesministerium für Ernährung Landwirtschaft und Verbraucherschutz (April 2013):** Länderbericht Spanien. [http://www.bmelv.de/SharedDocs/Downloads/Veraanstaltungen/04-06-AUWITAG-LaenderberichtSpanien.pdf?\\_\\_blob=publicationFile](http://www.bmelv.de/SharedDocs/Downloads/Veraanstaltungen/04-06-AUWITAG-LaenderberichtSpanien.pdf?__blob=publicationFile)
- Bolton B (18.3.2013)** *Anzahl der Ameisenarten* <http://www.antweb.org/description.do?name=formicidae&rank=family&project=allantwebants>
- Bosley KL, Wainright SC (1999)** Effects of preservatives and acidification on the stable isotope ratios (15N:14N, 13C:12C) of two species of marine animals, *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 1999, 56(11): 2181-2185.
- Boulton, A.M, Amberman KD (2006)** Ant nest influences on soil biota: A mechanistic approach. *Biodiversity and Conservation* 15:69-82.
- Brucker G, Kalusche D (1990)** Boden und Umwelt: bodenökologisches Praktikum 2. Auflage, Quelle & Meyer Verlag, Heidelberg, Wiesbaden, *hier wird auf Seite 72 die Berlese Apparatur und ihre Funktion erklärt.*
- Burnie D (1996)** Wildpflanzen Südeuropas, Ravensburger Naturführer, Ravensburger Buchverlag, Ravensburg.
- Cammeraat LH, Willott SJ, Compton SG, Incoll LD (2002)** The effects of ants' nests on the physical, chemical and hydrological properties of a rangeland soil in semi-arid Spain. *Geoderma* 105.1-20.
- Carabel S, Verísimo P, Freire J (2009)** Effects of preservatives on stable isotope analyses of four marine species. *Estuar coast shelf sci.* 82(2): 348-350.
- Carroll JI, Janzen DH (1973)** Ecology of foraging by ants *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 1973.4:231-257.
- Casey MM, Post DM (2011)** The problem of isotopic baseline: Reconstructing the diet and trophic position of fossil animals. *Earth-Science Review*, 106, 1–2, 131–148
- Cavia V (1990)** Régimen alimenticio de la Hormiga *Formica subrufa* (Hymenoptera:

- Formicidae). *Ses Ento ICHN-SCL:97-107. hier wird die Art Formica subrufa beschrieben.*
- Cerdá X, Palacios R, Retana J (2009)** Ant Community Structure in Citrus Orchards in the Mediterranean Basin: Impoverishment as a Consequence of Habitat Homogeneity. *Environ. Entomol.* 38(2), 317-324
- Cerdá X, Dejean A (2011)** 3. Predation by ants on arthropods and other animals. Pp: 39-78 *in: Predation in the Hymenoptera: An Evolutionary Perspective.*
- Cerdá X, Retana J, Cros S (1997)** Thermal disruption of transitive hierarchies in Mediterranean ant communities. *J Anim Ecol* 66:363-374, 34
- Cerdá X, Retana J, Cros S (1998)** Critical thermal limits in Mediterranean ant species: trade-off between mortality risk and foraging performance. *Functional Ecology* 12:45-55
- Chapin III FS, Zavaleta ES, Eviner VT, Naylor RL, Vitousek PM, Reynolds HL, Hooper DU, Lavelle S, Sala OE, Hobbie SE, Mack MC, Diaz S (2000)** Consequences of changing biodiversity. *Nature*, 405: 234-242.
- Collier KJ, Bury S, Gibbs M (2002)** A stable isotope study of linkages between stream and terrestrial food webs through spider predation. *Freshwater Biology* (2002) 47, 1651–1659.
- Collingwood CA (1978)** A provisional list of Iberian Formicidae with a key to the worker caste (Hym, Aculeata). *EOS* 52:65–95.
- Corvalan C, Hales S, McMichael A (2005)** Synthesis Report, United States, eastern Millennium Ecosystem Assessment (2005): Ecosystems and Human Well-Being: Synthesis Report. Washington DC: Island Press <http://www.who.int/globalchange/ecosystems/ecosys.pdf>
- Costanza R, d'Arge R, de Groot R, Farber S, Grasso M, Hannon B, Limburg K, Naeem S, O'Neill RV, Paruelo J, Raskin RG, Sutton P, van den Belt M (1997)** The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature* 387: 253-260. *Basispaper zum materiellen Wert der Ökosysteme, für 17 Ökosystemleistungen wird der Wert geschätzt. Der Minimum-Wert für 16 Biome wird mit durchschnittlich 33 Billionen (10<sup>12</sup>) US\$ geschätzt.*
- Crist TO (2009)** Biodiversity, species interactions, and functional roles of ants (Hymenoptera: Formicidae) in fragmented landscapes: a review. *Myrmecol.News*.12: 3-13
- Dauber J, Niechoj R, Baltruschat H, Wolters V (2008)** Soil engineering ants increase grass root arbuscular mycorrhizal colonization. *Biology and Fertility of Soils* 44, 5: 791-796
- Davidson DW, Cook SC, Snelling RR, Chuta TH (2003)** Explaining the abundance of ants in lowland tropical rainforest canopies. *Science*, 300, 969-972.
- Delabie JHC (2001)** Trophobiosis between Formicidae and Hemiptera (Stenorrhyncha and Auchenorrhyncha): an Overview. *Neotropical Entomology*, 30(4): 501-516.
- DeNiro MJ, Epstein S (1978)** Influence of diet on the distribution of carbon isotopes in animals, *Geochimica et Cosmochimica Acta* 42: 495-506.
- DeNiro MJ, Epstein, S (1981)** Influence of diet on the distribution of nitrogen isotopes in animals, *Geochimica et Cosmochimica Acta* 45 (1981) 341-351.
- Detrain C. (1990)** Field study on foraging by the polymorphic ant species, *Pheidole pallidula*. *Insectes Sociaux* 37 (4): 315-332. *Viele Einzelheiten zum Nahrungssuchverhalten der sehr häufigen Pheidole pallidula*
- Detrain C, Pasteels JM (2000)** Seed preferences of the harvester ant *Messor barbarus* in a Mediterranean Grassland (Hymenoptera: Formicidae). *Sociobiology* 35(1) -35-48, *u.a. Nahrungspflanzen mit ihren Samen von Messor barbarus*
- Dixon AFG (1998)** Aphid ecology-An optimization approach. Second edition Chapman & Hall, 2-6 Boundary Row, London SE1 8HN, UK). *Etwas zu den Feinden der Blattläuse*
- Dormann CF, Gruber B, Fründ J (2008)** Introducing the bipartite Package: Analysing Ecological Networks. *R News* 8(2): 8–11.

- Edwards MS, Turner TF, Sharp ZD (2002)** Short- and long term effects of Fixation and Preservation on stable Isotope values ( $^{13}\text{C}$ ,  $^{15}\text{N}$ ,  $^{34}\text{S}$ ) of Fluid-preserved museum specimens, *Copeia*, 2002(4), 1106-1112.
- Ehrlich PR, Ehrlich AH (1981)** Extinction: The causes and consequences of the disappearance of species. Random House, New York *Die "rivet popper hypothesis"* *Nietenhypothese: Die Arten eines Systems sind wie Nieten in den Tragflächen eines Flugzeuges; einzelne Nieten können entbehrlich sein, weil ja genug davon da sind. Wenn aber die letzte Art (Niete) einer funktionellen Gruppe wegfällt, kann die ganze Stabilität verloren gehen und das Flugzeug abstürzen. Man sollte davon ausgehen, dass jede Art wichtig ist, solange man nicht etwas anders weiß.*
- Ellenberg H (1974)** Zeigerwerte mitteleuropäischer Gefäßpflanzen. *Scripta Geobotanica IX*. E. Goltze (Göttingen)  
oder die aktuellere Version:
- Ellenberg H, Weber HE, Düll R, Wirth V, Werner W, Paulissen D (1991)** Zeigerwerte von Pflanzen in Mitteleuropa (*Scripta Geobotanica*; 18). 3. verbess. und erw. Aufl. Verlag Erich Goltze KG, Göttingen, ISBN 3-88452-518-2.
- Engel MS, Grimaldi DA (2005)** Primitive new ants in Cretaceous amber from Myanmar, New Jersey, and Canada (Hymenoptera: Formicidae). *American Museum Novitates* 3485, 1-23 *Ameisen allgemein Zahlen*
- Espadaler X (2010, June)** Clau de determinació de les formigues (obreras) de La selva del Camp (24 espècies)
- Feldhaar H, Gebauer G, Blüthgen N (2010)** Stable isotopes: past and future in exposing secrets of ant nutrition (Hymenoptera: Formicidae). *Myrmecological News* 13, 3-13
- Feuchtmayr H, Grey J (2003)** Effect of preparation and preservation procedures on carbon and nitrogen stable isotope determination from zooplankton, *Rapid commun. Mass spectrum*. 2003; 17:2605-2610.
- Fiedler K, Kuhlmann F, Schlick-Steiner BC, Steiner FM, Gebauer G (2007)** Stable N –isotope signatures of central European ants-assessing positions in a trophic gradient. *Insect Soc* 54:393-402.
- Fischer MK, Völkl W, Hoffmann KH (2005)** Honeydew production and honeydew sugar composition of polyphagous black bean aphid, *Aphis fabae* (Hemiptera: Aphididae) on various host plants and implications for ant-attendance. *Eur. J. Entomol.* 102: 155–160
- Fisher B (2013)** Antweb (12.11.2013) (<http://www.antweb.org/>) *diese Internetseite zeigt die aktuellen Ameisenartenzahlen weltweit und wird von der California Academy of Sciences gepflegt und ist nach eigenen Angaben die „weltweit größte Online-Datenbank für Bilder und naturkundliche Informationen über Ameisen“ Brian Fisher ist der Projektleiter des Antweb-Projekts.*
- Florencio DF, Rosa CS, Marins A, Cristaldo PF, Araujo AP, Silva IR, DeSouza O (2011)** How to preserve termite samples in the field for carbon and nitrogen stable isotope studies? *Rapid Commun. Mass Spectrom.* 25: 243- 246.
- Folgarait PJ (1998)** Ant biodiversity and its relationship to ecosystem functioning: a review. *Biodivers Conserv* 7:1221–1244
- Giardina CP, Binkley D, Ryan MG, Fownes JH, Senock RS (2004)** Belowground carbon cycling in a humid tropical forest decreases with fertilization *Oecologia* 139: 545–550
- Gibb H, Cunningham SA (2011)** Habitat contrasts reveal a shift in the trophic position of ant assemblages. *J Anim Ecol* 80:119-127
- Gloutney ML, Hobson KA (1998)** Field preservation techniques for the analysis of stable carbon and nitrogen isotope ratios in eggs. *J Field Ornithol* 69:223–227. *U.a. Einfrieren der Proben hat keinen Effekt auf die Isotopenwerte*
- Gómez K, Espadaler X (2007)** *Hormigas Ibericas – English version keys.*  
<http://www.hormigas.org/xClavesi/Clavesi.htm>  
[accessed 28-May-2013]

- Gösswald K (1989)** Die Waldameise Bd 1 Biologische Grundlagen, Ökologie und Verhalten Wiesbaden AULA Verlag
- Greenslade PJM (1976)** The meat ant *Iridomyrmex purpureus* (Hymenoptera: Formicidae) as a dominant member of ant communities. *J. Aust. Ent. Soc.* 15, 237-240.
- Greenslade PJM, Greenslade P (1976)** Some effects of vegetation cover and disturbance on a tropical ant fauna. *Insectes Sociaux.* 1977, 24 (2) 163-182.
- Greenslade PJM (1978)** Ants. The physical and biological features of Kunoth Paddock in Central Australia (ed. by W.A. Low.), 109-113. CSIRO Division of Land Resources Technical Paper No. 4, Canberra.
- Greenstone MH, Sunderland KD (1999)** Why a symposium on spiders in agroecosystems now? *The Journal of Arachnology* 27:267–269.
- Hansson S, Hobbie JE, Elmgren R, Larsson U, Fry B, Johansson S (1997)** The stable nitrogen isotope ratio as a marker of food web interactions and fish migration. *Ecology*, 78(7), 1997, pp. 2249–2257.
- Hawkins CP, MacMahon JA (1989)** Guilds: The multiple meanings of a concept. *Ann. Rev. Entomol.* 1989. 34:423-51
- Hernández-Ruiz P, Castaño-Meneses G, Cano-Santana Z (2009)** Composition and functional groups of epiedaphic ants (Hymenoptera: Formicidae) in irrigated agroecosystem and in nonagricultural areas *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, 44 (8) 904-910
- Hobson KA, Gibbs HL, Gloutney ML (1997)** Preservation of blood and tissue samples for stable-carbon and stable-nitrogen isotope analysis. *Can J Zool* 75:1720–1723.
- Hölldobler B, Wilson EO (1990)** *The Ants*. 1st edition. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York.
- Hood-Nowotny R, Knols BGJ (2007)** Stable isotope methods in biological and ecological studies of arthropods. *Entomol Exp Appl* 124:3-16.
- Hooper DU, Chapin III FS, Ewel JJ, Hector A, Inchausti P, Lavorel S, Lawton JH, Lodge DM, Loreau M, Naeem S, Schmid B, Setälä H, Symstad AJ, Vandermeer J, Wardle DA (2005)** Effects of biodiversity on ecosystem functioning: a consensus of current knowledge *Ecological Monographs*, 75(1), 3–35
- Hormigas (Juni 2013)**  
(<http://www.hormigas.org/xPaginas/Intro.htm>)
- IUCN International Union for Conservation of Nature and Natural Resources (2008)** *A world without biodiversity? The magazine of the World Conservation Union.* 2008.
- Johnson NC (2010)** Resource stoichiometry elucidates the structure and function of arbuscular mycorrhizas across scales. *New Phytologist* 185:631-647.
- Jones CG, Lawton JH, Shachak M (1994)** Organisms as ecosystem engineers. *Oikos* 69:373-386.
- Kaehler S, Pakhomov EA (2001)** Effects of storage and preservation on the  $\delta^{13}\text{C}$  and  $\delta^{15}\text{N}$  signatures of selected marine organisms. *Mar Ecol Prog Ser* Vol. 219: 299–304.
- Kaspari M, Yanoviak SP (2009)** Biogeochemistry and the structure of tropical brown food webs *Ecology*, 90(12), 2009, pp. 3342–3351
- Kearns CA, Inouye DW, Waser NM (1998)** Endangered mutualisms: The conservation of plant-pollinator interactions. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 29, 83-112. *bei Verlust einer Art gehen auch die Interaktionen verloren*
- Kindermann Sarah (2010)** Ant communities in different Mediterranean agroecosystems: effects of microclimate and vegetation. unpublished. Bachelor Thesis, Universität Bielefeld, Germany
- King RA, Read DS, Traugott M, Symondson OC (2008)** Molecular analysis of predation: a review of best practice for DNA-based approaches. *Molecular Ecology* 7, 947–963. *Die Analyse der DNA des Inhalts des Verdauungstraktes von Prädatoren als wichtige zukünftige Methode.*

- Krab EJ, van Logtestijn RSP, Cornelissen JHC, Berg MP (2012)** Reservations about preservations: storage methods affect  $\delta^{13}\text{C}$  signatures differently even in closely related soil fauna, *Methods in Ecology and Evolution* 3 (1) 138-144
- Labandeira CC, Johnson KR, Wilf P (2002)** Impact of the terminal Cretaceous event on plant-insect associations. *PNAS* 99 (4) 2061-2066. *Koevolution Angiospermen und Bestäuber*
- Lawton JH (1994):** What do species do in ecosystems? *Oikos* 71:367-374.
- Lescarno MN, Farji-Brener AG, Gianoli E, Carlo TA (2012)** Bottom-up effects may not reach the top: the influence of ant-aphid interactions on the spread of soil disturbance through trophic chains. *Proc R Soc B* 279:3779-3787.
- Majer JD, Delabie JHC (1994)** Comparison of the ant communities of annually inundated and terra firme forests at Trombetas in the Brazilian Amazon. *Ins. Soc.* 41, 343±359. *U.a. das Anwenden mehrerer Fang-Methoden gleichzeitig steigert die Effizienz.*
- Majer, JD (1997)** The use of pitfall traps for sampling ants -a critique. *Mem. Mus. Vict.* 56, 323±329. *Selektivität von z.B. Bodenfallen (nur bodenlaufende Ameisen) kann durch Verwenden mehrerer Methoden ausgeglichen werden.*
- Majer J, Rabi G, Isevac L (2007)** Ants (Hymenoptera: Formicidae) pass the bioindicator scorecard. *Myrmecological News* 10: 69-76. *Gute Einführung zu Bioindikatoren*
- Margulis L, 1981 (2011) Lynn Margulis (1938–2011) Biologist who revolutionized our view of early cell evolution. Nachruf von **James A. Lake** *die Original Literatur wäre* **Origin of Eukaryotic Cells (1970)**
- Martius C, Römbke J, Verhaagh M, Höfer H, Beck L (2001)** Termiten, Regenwürmer und Ameisen-prägende Elemente der Bodenfauna tropischer Regenwälder, *andrias* 15 15-27
- Mateo MA, Serrano O, Serrano L, Michener RH (2008)** Effects of sample preparation on stable isotope ratios of carbon and nitrogen in marine invertebrates: implications for food web studies using stable isotopes; *Oecologia* (2008) 157:105–115.
- McCann KS (2000)** The diversity-stability debate. *Nature*, 405: 228-233.
- McCutchan JH, Lewis WM, Kendall C, McGrath CC (2003)** Variation in trophic shift for stable isotope ratios of carbon, nitrogen, and sulfur. *OIKOS* 102: 378–390.
- Mestre L, Piñol J, Barrientos J, Camac A., Espadaler, X, (2012)** Effects of ant competition and bird predation on the spider assemblage of a citrus grove. *Basic and Applied Ecology* 13 (2012) 355–362.
- Mestre L, Piñol J, Barrientos J, Espadaler X, Brewitt K, Werner C, Platner C (2013)** Trophic ecology of canopy- and ground-living spiders in a Mediterranean agroecosystem: a stable isotope analysis. *Basic Appl Ecol, Basic and Applied Ecology* vol. 14 issue 5 August, 2013. p. 413-422
- Michener RH, Schell DM (1994)** Stable isotope ratios as tracers in marine aquatic food webs. In: Lajtha K, Michener R (eds) *Stable isotopes in ecology and environmental sciences*. Blackwell, Cambridge.
- Miersch M (28.11.08)** Wie Ameisen andere Ameisenarten versklaven. *Die Welt* Axel Springer AG 2013 (<http://www.welt.de/wissenschaft/tierwelt/article2798508/Wie-Ameisen-andere-Ameisenarten-versklaven.html>)
- Minagawa M, Wada E (1984)** Stepwise enrichment of  $^{15}\text{N}$  along food chains: further evidence and the relation between  $\delta^{15}\text{N}$  and animal age. *Geochim. Cosmochim. Acta* 48(5) 1135-1140.
- Monran NA (2006)** Symbiosis. *Current Biology* 16 (20), 866-871.
- Müller H (1873)** Die Befruchtung der Blumen durch Insekten und die gegenseitigen Anpassungen beider. *Engelmann, Leipzig*.
- Myers N (1996)** Environmental services of biodiversity *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* 93: 2764-2769 *Basispaper zu Ökosystemdienstleistungen*

- Nentwig, W, Bacher S, Beierkuhnlein C, Brandl R, Grabherr G (2004)** Ökologie, Spektrum Akademischer Verlag Heidelberg Berlin. 1.Auflage
- Nentwig W, Bacher S, Brandl R (2011)** Ökologie kompakt, Spektrum Akademischer Verlag; Auflage: 3. Aufl. 2012
- Nieto Nafría JM, Mier (1998)** Hemiptera. Aphididae II. In M.A. Ramos et al. Fauna Ibérica Volumen 11. Museo Nacional de Ciencias Naturales. C.S.I.C. (Madrid). 424 pp.
- Nieto Nafría JM, Mier Durante MP, Binazzi A, Pérez Hidalgo N (2003)** Hemiptera. Aphididae II. In M.A. Ramos et al. Fauna Ibérica Volumen 19. Museo Nacional de Ciencias Naturales. C.S.I.C. (Madrid). 351 pp.
- Nieto Nafría JM, Mier Durante MP, García Prieto F, Pérez Hidalgo N (2005)** Hemiptera. Aphididae III. En M.A. Ramos et al. Fauna Ibérica Volumen 28. Museo Nacional de Ciencias Naturales. C.S.I.C. (Madrid). 364 pp.
- O'Grady A, Schmidt O, Breen J (2010)** Trophic Relationships of Grassland Ants Based on Stable Isotopes. *Pedobiologia* 53:221-225.
- Oliver TH, Mashanova A, Leather SR, Cook JM, Jansen VAA (2007)** Ant semiochemicals limit apterous aphid dispersal. *Proc. R. Soc. B* 2007 274, 3127-3131.
- Ottonetti L, Tucci L, Chelazzi G, Santini G (2008)** Stable isotopes analysis to assess the trophic role of ants in a Mediterranean agroecosystem. *AgricFor Entomol* 10:29–36.
- Paris C, Espadaler X (2010)** Honeydew collection by the invasive garden ant *Lasius neglectus* versus the native ant *L. grandis*. *Arthropod–Plant Interact* 3:75–85.
- Peterson BJ, Fry B (1987)** Stable isotopes in ecosystem studies, *Annu Rev Ecol Syst* 18:293–320.
- Piñol J, Espadaler X, Cañellas N, Barrientos JA, Muñoz J, Pérez N, Ribes E, Ribes J (2008)** Artrópodos de un campo ecológico de mandarinos. *Ses Entom ICHN-SCL* 13-14:57-72.
- Piñol J, Espadaler X, Cañellas N, Pérez N (2009)** Effects of the concurrent exclusion of ants and earwigs on aphid abundance in an organic citrus grove. *Biocontrol* 54:515-527
- Piñol J, Espadaler X, Cañellas N, Martínez-Vilalta J, Barrientos JA, Sol D (2010)** Ant versus Bird Exclusion Effects on the Arthropod Assemblage of an Organic Citrus Grove. *Ecological Entomology*, 35, 367-376
- Piñol J, Espadaler X, Cañellas N (2012)** Eight years of ant-exclusion from citrus canopies: effects on the arthropod assemblage and on fruit yield. *Agric For Entomol* 14: 49–57.
- Platner C (2006)** Ameisen als Schlüsseltiere in einem Grasland. Studien zu ihrer Bedeutung für die Tiergemeinschaft, das Nahrungsnetz und das Ökosystem. Biodiversity and ecology series, Teil 1 Göttingen: Univ.-Verl. Göttingen.
- Platner C, Piñol J, Sanders D, Espadaler X (2012)** Trophic diversity in a Mediterranean food web-Stable isotope analysis of an ant community of an organic citrus grove. *Basic Appl Ecol* 13:587–596.
- Polis GA, Sears ALW, Huxel GR, Strong DR, Maron J (2000)** When is a trophic cascade a trophic cascade? *TREE vol. 15*
- Ponsard S, Amlou M (1998)** Effects of several preservation methods on the isotopic content of Drosophila samples. *Académie des sciences, Paris* 1999.322, 35-4.
- Ponsard S, Arditi R (2000)** What can stable isotopes ( $\delta^{15}\text{N}$  and  $\delta^{13}\text{C}$ ) tell about the foodweb of soil macro-invertebrates? *Ecology*, 81(3), 2000, pp. 852–864.
- Pontin AJ (1978)** The numbers and distribution of subterranean aphids and their exploitation by the ant *Lasius flavus* (Fabr.). *Ecol Entomol* 3:203–207.
- Post DM (2002)** Using stable isotopes to estimate trophic position: models, methods, and assumptions. *Ecology* 83: 703–718.

- Radcliffe EB, Ragsdale DW (2002)** Aphid-transmitted Potato Viruses: The importance of understanding vector biology Amer J of Potato Res 79 353-386 *Beispiel für Blattläuse als Krankheitsüberträger auf Pflanzen*
- Ramón-Laca L (2003)** The introduction of cultivated Citrus via Northern Africa and the Iberian Peninsula Economic Botany 57(4) pp. 502-514. 2003
- Raunkiaer C (1934)** The Life Forms of Plants and Statistical Plant Geography, Oxford University Press
- Remaudière G, Remaudière M (1997)** *Catalogue of the World's Aphididae*. Paris: Institut National de la Recherche Agronomique. 473pp. *Anzahl der Blattlausarten Literaturhinweis aus Stadler & Dixon 2005*
- Retana J, Cerdá X, Espadaler X (1992)** Coexistence of two Sympatric ant species, *Pheidole pallidula* and *Tetramorium semilaeve* (Hymenoptera, Formicidae). Entomol Gen 17, 29–40.
- Retana J, Cerdá X (2000)** Patterns of diversity and composition of Mediterranean ground ant communities tracking spatial and temporal variability in the thermal environment. Oecologia 123: 436-444.
- Reznikova ZI, Panteleeva SN (2001)** Interaction of the ant *Myrmica rubra* L as a predator with springtails (Collembola) as a mass prey. Doklady Biological Sciences 380: 475–477.
- Roig X, Espadaler X (2010)** Propuesta de grupos funcionales de hormigas para la Península Ibérica y Baleares, y su uso como bioindicadores (Proposal of functional groups of ants for the Iberian Peninsula and Balearic islands, and their use as bioindicators). Iberomyrmex 2: 28-29. *Die Anpassung des Einteilungssystems von Andersen auf die Ameisenfauna von Spanien.*
- Romeu-Dalmau C, Espadaler, X, Piñol J (2012)** Abundance, interannual variation and potential pest predator role of two co-occurring earwig species in citrus canopies. Journal of Applied Entomology 136 (7), 501–509.
- Root RB (1967)** The niche exploitation pattern of the blue-gray gnatcatcher. Ecol. Monogr. 37:317-50 Guild: “a group of species that exploit the same class of environmental resources in a similar way.”
- Sagers CL, Goggin FL (2007)** Isotopic enrichment in a phloem-feeding insect: influences of nutrient and water availability. Oecologia 151:464-472.
- Sanders D, Platner C (2007)** Intraguild interactions between spiders and ants and top down control in a grassland food web. Oecologia 150:611-624.
- Sarakinos HC, Johnson ML, Vander Zander MJ (2002)** A synthesis of tissue-preservation effects on carbon and nitrogen stable isotope signatures Can. J. Zool. 80: 381–387.
- Scarascia-Mugnozza G, Oswald H, Piussi P, Radoglou. K (2000)** Forests of the Mediterranean region: gaps in knowledge and research needs. Forest Ecology and Management 132 (2000) 97-109.
- Schaefer M (2003)** Wörterbuch der Ökologie, 4. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag Heidelberg, Berlin.
- Scheu S, Falca M (2000)** The soil food web of two beech forests (*Fagus sylvatica*) of contrasting humus type: stable isotope analysis of a macro- and a mesofauna-dominated community Oecologia (2000) 123: 285–286.
- Scheu S (2003)** The soil food web: structure and perspectives. European Journal of Soil Biology 38 (2002) 11–20
- Schmidt O, Curry JP, Dyckmans J, Rota E, Scrimgeour CM (2004)** Dual stable isotope analysis ( $^{13}\text{C}$  and  $^{15}\text{N}$ ) of soil invertebrates and their food sources. Pedobiologia 48:171-180.
- Schönfelder I, Schönfelder P (1984)** Die Kosmos Mittelmeerflora: über 500 Mittelmeerpflanzen in Farbe, Stuttgart, Kosmos Gesellschaft der Naturfreunde Franck'sche Verlagshandlung.
- Schultz TR (2000)** In search of ant ancestors. Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A., 97, 14028-14029.)

- Schumacher E, Platner C (2009)** Nutrient dynamics in a tritrophic system of ants, aphids and beans. *J Appl Entomol* 133:33-46.
- Seifert B (1996)** Ameisen beobachten, bestimmen Naturbuch Verlag. Weltbild Verlag GmbH, Augsburg
- Seifert B (2007)** Die Ameisen Mittel- und Nordeuropas, Iultra Verlags- und Betriebsgesellschaft, Görlitz/Tauer.
- Smyntek PM, Teece MA, Schulz KL, Thackeray SJ (2007)** A standard protocol for stable isotope analysis of zooplankton in aquatic food web research using mass balance correction models. *Limnol. Oceanogr.*, 52(5), 2007, 2135–2146 E 2007, by the American Society of Limnology and Oceanography, Inc.
- Stadler B, Dixon AFG (2005)** Ecology and evolution of aphid-ant interactions. *Ann Rev Ecol Evol S* 36:345-372.
- Sticht C, Schrader S, Giesemann A (2006)** Influence of chemical agents commonly used for soil fauna investigations on the stable C-isotopic signature of soil animals; *European Journal of Soil Biology* 42, Supplement 1: 326–330
- Streck R (30.12.2007)** Wird Spanien zur Wüste? *Telepolis* (21.07.2013) )  
<http://www.heise.de/tp/artikel/26/26957/1.html>
- Styrsky JD, Eubanks MD (2007)** Ecological consequences of interactions between ants and honeydew-producing insects *Proc. R. Soc. B* (2007) 274
- Sweeting CJ, Polunin NVC, Jennings S (2004)** Tissue and fixative dependent shifts of  $\delta^{13}\text{C}$  and  $\delta^{15}\text{N}$  in preserved ecological material, *Rapid commun. Mass spectrum*. 2004; 18: 2587-2592.
- Syväranta J, Martino A, Kopp D, Céréghino R, Santoul F (2011)** Freezing and chemical preservatives alter the stable isotope values of carbon and nitrogen of the Asiatic clam (*Corbicula fluminea*), *Hydrobiologia* (2011) 658: 383-388,
- Tillberg CV, McCarthy DP, Dolezal AG, Suarez AV (2006):** Measuring the trophic ecology of ants using stable isotopes. *Insect. Soc.* 53 (2006) 65–69.
- Tilman D, Knops J, Wedin D, Reich P, Ritchie M, Siemann E (1997)** The influence of functional diversity and composition on ecosystem processes. *Science* 277,1300. *Am Beispiel eines Experiments (grassland) wird der Einfluss der Anzahl der Arten und der Anzahl der funktionellen Gruppen auf verschiedenen Ökosystemprozesse / Biomasse N-Gehalt untersucht. Der Einfluss der funktionellen Gruppen ist größer als der der Arten.*
- Tilman D (2000)** Causes, consequences and ethics of biodiversity. *Nature*, 405: 208-211.
- Tilman D, Reich PB, Knops J, Wedin DA, Mielke T Lehman C (2001)** Diversity and Productivity in a Long-Term Grassland Experiment. *Faculty Publications in the Biological Sciences*, Paper 151.
- Tscharntke T (2012)** Pflanzenbauliches Handeln bestimmt Biodiversität und assoziierte Ökosystemdienstleistungen in Agrarökosystemen. *Mitt. Ges. Pflanzenbauwiss.* 24: 17–20.
- Unger S, Máguas C, Pereira JS, Aires LM, David TS, Werner C (2010)** Disentangling drought-induced variation in ecosystem and soil respiration using stable carbon isotopes. *Oecologia* 163:1043–1057
- Van der Putten WH, de Ruiter PC, Bezemer TM, Harvey JA, Wassen M, Wolters V (2004)** Trophic interactions in a changing world. *Basic and Applied Ecology*, 5, 487-494. *Bei Verlust einer Art gehen auch die Interaktionen dieser Art verloren*
- Van Mele P, Cuc TT (2000)** Evolution and status of *Oecophylla smaragdina* (Fabricius) as a pest control agent in citrus in the Mekong Delta, Vietnam *International Journal of pest management* 46(4) 295-301 *hier wird die Schädlingskontrolle in Citrusplantagen in Vietnam durch die Ameisenart beschrieben und als Managementmaßnahme empfohlen*
- Vander Zanden MJ, Rasmussen, JB (1999)** Primary consumer  $\delta^{15}\text{N}$  and  $\delta^{13}\text{C}$  and the trophic position of aquatic consumers. *Ecology*, 80: 1395–1404.
- Ventura M, Jeppesen EE (2009)** Effects of fixation on freshwater invertebrate carbon and

- nitrogen isotope composition and its arithmetic correction. *Hydrobiologia* (2009) 632:297–308.
- Vernon A, Paracer S (2000)** Symbiosis: an introduction to biological associations. Oxford. Oxford University Press
- Walter H, Breckle S (1991)** Ökologie der Erde, Band 4 Gemäßigte und arktische Zonen außerhalb Euro-Nordasiens, Gustav Fischer Verlag Stuttgart.
- Wan S, Luo Y, Wallace LL (2002)** Changes in microclimate induced by experimental warming and clipping in tallgrass prairie. *Global change biology* 8, 754-768, *Experiment zum Einfluss von Wärme und Vegetation auf das Mikroklima*
- Way MJ (1963)** Mutualism between ants and honeydew producing homoptera. *Annu Rev Entomol* 8: 307-344.
- Werner C, Máguas C (2010)** Carbon isotope discrimination as a tracer of functional traits in a Mediterranean macchia plant community. *Funct Plant Biol* 37:467-477.
- Wheeler WM (1910)** Ants, their structure, development and behavior. Columbia University Press. New York: 339-360  
<http://archive.org/details/antstheirstruct00wheegoog>
- Wilson EO, Southwood Sir R (1990)** Success and dominance in ecosystems: the case of the social insects. Ecology Institute, 1990.
- Wilson ACC, Sternberg L da S, Hurley KB (2011)** Aphids alter host-plant nitrogen isotope fractionation. *PNAS* 108:10220-10224.
- Wolff A, Debussche M (1999)** Ants as seed dispersers in a Mediterranean old-field Succession *Oikos* 84 443-452
- Woodcock P, Edwards DP, Newton RJ, Edwards FA, Khen CV, Bottrell SH, Hamer KC (2012)** Assessing trophic position from nitrogen isotope ratios: effective calibration against spatially varying baselines. *Naturwissenschaften*. 99(4):275-83  
*Baseline Pflanzen und Ameisen*
- Worm B, Barbier EB, Beaumont N, Duffy JE, Folke C, Halpern BS, Jackson JBC, Lotze HK, Micheli F, Palumbi SR, Scala E, Selkoe KA, Stachowicz JJ, Watson R (2006)** Impacts of biodiversity loss on ocean ecosystem services. *Science*, 314: 787-790. *Am Beispiel der Ozeane werden Folgen des Artenverlustes auf Leistungen wie Wasserqualität und Ernährung untersucht.*
- Xu J, Yang Q, Zhang Me, Zang Mi, Xie P, Hansson LA (2011)** Preservation effects on stable isotope ratios and consequences for the reconstruction of energetic pathways. *Aquat Ecol* 45:483–492. DOI 10.1007/s10452-011-9369-5
- Zalewski M, Dudek D, Godeau JF, Maruszkiewicz M (2012)** Stable isotopic research on ground beetles. Review of methods *Baltic J Coleopterol* 12(1) 1407-8619.
- Zoebelein G (1956)** Der Honigtau als Nahrung der Insekten: Teil II. *Z Angew Entomologie* 39:129–167. doi: 10.1111/j.1439-0418.1956.tb01247.x

## 9 Anhang

### 9.1 Kapitel 4

**Tabelle 9.1** Zusammenfassung der Ergebnisse einiger ausgewählter Studien zur Konservierung vor der Analyse natürlichen Verhältnisse der stabilen Isotope (1997 bis 2012)

Referenz	Untersuchte Arten	Methode	Dauer	Diskrimination Faktor 13C (‰)	Diskrimination Faktor 15N (‰)	Bemerkungen
	Terrestrische Arthropoden	Terrestrische Vertebraten	Aquatische Organismen			
<b>Hobson 1997</b>	Blut und Brustmuskulatur der Wachtel ( <i>Coturnix coturnix japonica</i> ) und Blut vom Schaf ( <i>Ovis aries</i> )	Gepuffertes Formalin (10%), ABI Lyse Puffer, Queen's lysis Puffer	8 Wochen	Blut: signifikante Abreicherung des 13C und 15N		
		Getrocknet auf Glasfaser-Filterpapier		Blut: Werte der Proben unterscheiden sich nicht signifikant von denen der Kontrolle.		
		Gefriertrocknung (Kontrolle) Lagerung in 70% ethanol		Blut: Werte der Proben unterscheiden sich nicht signifikant von denen der Kontrolle.		
		DSMO		Muskelgewebe: DMSO Proben zeigen eine signifikante Abreicherung von 13C und 15N im Vergleich zur Kontrolle.		
		Formalin		Muskelgewebe: Formalin Proben zeigen eine signifikante Abreicherung von 13C und 15N im Vergleich zur Kontrolle.		
<b>Ponsard &amp; Amlou 1998</b>	<i>Drosophila melanogaster</i> , 10 Paare mit gleicher Ernährung, n=4	Ethanol 95%	10 Tage	Kein Effekt	signifikant	Zusätzlich: Labor Population und deren Homogenität
		Ethanol 95%	6 Wochen	Kein Effekt	signifikant	
		Ethylene glycole	10 Tage	Kein Effekt	signifikant	Kontrolle= Gefriertrocknung Das Beste ist Einfrieren ohne flüssigen Stickstoff "Preserve is better than rotting " weil beim Verrotten signifikante Veränderungen
		Formalin	10 Tage	signifikant	signifikant	
		Formalin	6 Wochen	Kein Effekt	signifikant	
		NaCl Lösung (33g/L)	10 Tage	Kein Effekt	Kein Effekt	

Kapitel 4

		Einfrieren -20°C	12 Wochen	Kein Effekt	Kein Effekt	auftreten.
		Flüssiger N2	12 Stunden	marginal	Kein Effekt	
		Verrottung	10 Tage	signifikant	signifikant	
<b>Bosley et al. 1999</b>	juvenile Flunder ( <i>Pleuronectes americanus</i> ) und die Schwänze (einschließlich Exoskelett) von „mud shrimps“ ( <i>Crangon septemspinosa</i> ).	Formalin	?	Abnahme der $\delta^{13}\text{C}$ Werte (0.6-2.3‰) Tab. 1: Vergleich mit eingefrorenen Proben	signifikante Zunahme der $\delta^{15}\text{N}$ Werte (0.5-1.4‰) im Vergleich mit eingefrorenen Proben	“We also tested the effects of acidification by comparing samples that were acidified either by fuming with concentrated HCl or by the direct application of 1 N HCl containing 1.0% platinum chloride”
		Formalin und anschließend in Ethanol				
		gesättigte Quecksilberchlorid Lösung				
		Einfrierenn/Gefriertrocknung		Kein Effekt	Kein Effekt	
<b>Kaehler &amp; Pakhomov 2001</b>	Fisch ( <i>Argyrosomus hololepidotus</i> ) Oktopus ( <i>Octopus vulgaris</i> ) Kelpgewebe ( <i>Ecklonia radiata</i> ) einige Proben eines Individuums der littoral Schnecke ( <i>Nodilittorina africana</i> )	Einfrieren-18°C	1 4, 12 Wochen anschließen d: in destilliertem Wasser gewaschen und 24h bei 50°C getrocknet. 6,12,24,48a nd 96 h	kein Effekt	kein Effekt	Schlussfolgerung: konservierten Proben sollten nicht für 13C-Analyse verwendet werden, da Effekte stark variieren zwischen den Studien und Arten. Es gibt aber nur einen kleinen Effekt beim $^{15}\text{N}$ , hier ist die Analyse von konservierten Proben ok.  Die Proben sollten gefroren, gefriergetrocknet oder im Trockenofen getrocknet werden.
		Trockenofen		kein Effekt	kein Effekt	
		Formalin 4% saline		signifikante Abnahme der Werte	leichter Anstieg der Werte, nicht signifikant	
		Ethanol 70%		Abnahme 0.6 - 1.5 bei Tieren und elp	leichter Anstieg der Werte, nicht signifikant	
		Schnecken: nur direkte Analysen (getrocknet vor der Analyse)				
<b>Arrington &amp; Winemiller 2002</b>	Fisch, Muskelgewebe	Salz		+0,13‰	+0,72‰	Salz ist eine einfache, kostengünstige Konservierungstechnik Geeignet, wenn sich Proben $<2$ ‰ unterscheiden
		Formalin und Ethanol		-1,12‰	+0,62‰	

Kapitel 4

<b>Edwards 2002</b>	Fisch aus Museumssammlungen (entweder ganze Fische oder Gewebe) n=20/10	10% gepuffertes Formalin mindestens 10 Tage, waschen mit destilliertem Wasser, 35% Ethanol für 2 Wochen und 70% Ethanol langfristig, lyophilisiert=Gefriertrocknung	>Wochen	mittlere Abnahme 1.1‰ SD 0.8  Grund: Isotopen Werte des Formalins, nicht aber Dauer der Fixierung oder Extraktion von Lipiden	Anreicherung in allen Proben (MW: +0.5‰ SD 0.3)	Zusätzlich wurde Schwefel ( <sup>34</sup> S) untersucht, es gab aber keinerlei Effekte.  Kontrolle= Einfrieren  Fazit: die Auswirkungen der Lagerung in Formalin sind niedrig, so dass die Proben in Museen auch für eine Analyse geeignet sind.
<b>Sarakinos et al. 2002</b>	Sacramento sucker <i>Catostomus occidentalis</i> (Fisch), asiatische Körbchenmuschel, <i>Corbicula fluminea</i> Köcherfliegenlarvee, <i>Hydropsyche</i> sp. (aquatisches Insekt)	75% Ethanol		nicht signifikant	Konservierung beeinflusst mittlere <sup>15</sup> N-Werte mit weit niedriger Frequenz und Größe, Köcherfliegen: keine Effekte in Ethanol,	zusätzlich: Zusammenfassung der Literatur und Museum Proben  "preserved specimens may be used for stable-isotope analysis and open up the possibility of using archived collections to reconstruct food webs and biogeochemical changes at scales of tens to hundreds of years"
		10% Formalin		mittlere Abreicherung: 1,65‰ in δ <sup>13</sup> C	Köcherfliege: Abreicherung in Formalin (-1,33‰)	
<b>Feuchtmayr &amp; Grey 2003</b>	Süßwasser Zooplankton ( <i>Daphnia</i> , <i>Mesocyclops</i> , <i>Cyclops</i> , ... )	Ethanol 96%	4 Tage	nicht signifikant	signifikante Anreicherung + 0,6-1,5‰	Zusätzlich: Darminhalt und Modellierung  sehr großer Effekt beim Einfrieren!  gute Erklärungen in der Diskussion darüber, warum sich die Werte ändern Kontrolle=unkonserviert
		Methanol 37%		signifikante Abweichung		
		Formaldehyd		Anreicherung: 1,1‰		
		Gluteraldehyd		signifikante Anreicherung		
		Einfrieren		Abreicherung-0.9‰		
		Schockgefroren		nicht signifikant		
<b>Sweeting et al. 2004</b>	<i>Gadus morhua</i> (Kabeljau), verschiedene Gewebe: Muskel, Rogen, Leber; 3 Proben für jede	Ethanol 80%	1 und 8 Tage, 2 Wochen, 1,3,7,11,15, 19,21 Monate	größere <sup>13</sup> C Verschiebungen in Gewebe mit höherem Fettanteil		Kein Effekt der Dauer in irgendeiner Behandlung Zusätzlich : C und N und C/N alle Proben vor der Analyse gefriergetrocknet; Werte je nach Gewebetyp: "je fetter desto mehr Anreicherung."

Kapitel 4

	Behandlung (von 1 Individuum!)	Fomaldehyd 4%			in Geweben mit hohen Proteinzeigten sich größere Verschiebungen beim <sup>15</sup> N	Kontrolle=Gefriertrocknung Empfehlung: Einfrieren!
		Einfrieren -10°C		keine Änderung der Isotopensignatur		
<b>Sticht et al. 2006</b>	Nematoden, Collembolen	Monoethylenglykol (MEG)		nur MEG verursachte keine signifikante Veränderung in der <sup>13</sup> C-Isotopen-Signatur beider Bodenfauna Gruppen	nicht untersucht?	
		Ethanol (EtOH) 96%		Collembolen: keine signifikante Veränderung		
		Milchsäure		verändert die <sup>13</sup> C Werte		
		TAF, Formalin und Glycerin		verändert die <sup>13</sup> C Werte		
<b>Tillberg et al. 2006</b>	Ameisen (10–20 Arbeiterinnen pro Probe)	95% Ethanol	6 Monate	+ 0,61 ‰	kein Effekt	96% Ethanol 6 Monate: 0,7 Abnahme im C/N Verhältnis Kontrolle=Einfrieren für 2 h, Ofentrocknung 50°C
		Körperteile Caput/Thorax-Abdomen		höhere Werte in Caput als in Thorax	kein Effekt	
<b>Barrow et al. 2008</b>	Meeresschildkröten <i>Chelonia mydas</i> , <i>Caretta caretta</i> , <i>Trachemys scripta elegans</i> , 2 Individuen, Epidermis	Ethanol 70%	1,4,15,30,60 days	kein Effekt	kein Effekt	Zusätzlich: Literaturzusammenfassung!  Kontrolle=Trocknung bei 60°C es wurde eine Fettextraktion gemacht (Petroleum Äther) mit einigen Proben, das hatte aber keinen Effekt.
		NaCl gesättigt		kein Effekt	kein Effekt	
		Einfrieren -10°C		60 Tage: signifikant	60 Tage: signifikant	
		DMSO Puffer (wichtig für Genanalysen)		signifikant	signifikant	

Kapitel 4

	n=6 bis 18					
<b>Mateo et al. 2008</b>	marine Invertebraten	acid washing  Spülen mit destilliertem Wasser (DWR),  Fettgehalt, Darminhalt		hoch signifikante Anreicherung bis 0.9‰  schwacher Gesamteffekt beim 13C 0.6‰ (für alle Proben)  größte Verzerrungen in <sup>13</sup> C Isotopensignaturen (bis zu 2.0‰ in kompletten Individuen)	hoch signifikante Anreicherung bis zu 2.1‰ (komplette Individuen) Bis zu 1.1‰ (Gewebe Proben). <b>DWR</b> zeigt eine Verringerung von 0.7‰ in 15 N Werten (für Gewebeproben).  größte Verzerrungen in <sup>15</sup> N Isotopensignaturen (bis zu +4.3‰ in Gewebeproben).	Schlussfolgerung: (1) man sollte sowohl acid washing als auch DWR vermeiden (2) Fettextraktion und Darmentleerung durchführen.  Darm-Inhalte: zeigte insgesamt keine signifikante Wirkung.  Zusätzlich ein Review
<b>Carabel et al. 2009</b>	4 marine Arten: <i>Himantalia elongata</i> (Seetang), <i>Anemonia sulcata</i> (Seeanemone), <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Muschel), <i>Patella vulgata</i> (Napfschnecke)  n=20 per species	Einfrieren im Vergleich zu 10% Formalin für 2 Tage und anschließend für längere Zeit in 70% Ethanol	6, 12, 24 Monate	<i>H.elongata</i> : +2.9‰, "Effekte waren nicht signifikant wahrscheinlich aufgrund der hohen Variabilität von 13C Isotopen-Daten zwischen den Proben " <i>A. sulcata</i> : nur in den 6Monats-Proben: Verringerung um 0.9‰);	Die Anreicherung ist kleiner als die Anreicherung pro trophische Ebene	"highly variable effects of formalin ethanol preservation on 13C and 15N between species"  Die Ergebnisse sollten nicht ignoriert werden!  Bei keiner Art gab es eine Einfluss auf das C/N Verhältnis
<b>Ventura &amp; Jeppesen 2009</b>	Süßwasser Invertebraten, 11 Taxa: Insektenlarven, Crustaceen.	Ethanol 80%	2 und 6 Monate, Lugol: gewaschen	+1,18±0,94	+0,39±0,68	für mehrere Stunden in Wasser gelassen, bis Darminhalt entfernt Kontrolle= -20°C durchschnittlicher Effekt der Fixierung in

Kapitel 4

	Oligochaeten		mit dest Wasser			Ethanol war stärker als in Lugol
		Lugol (Copepode <i>Cyclops vicinus</i> )		-0,47±0,99	+0,17±0,77	
<b>Florencio et al. 2011</b>	Termiten <i>Cornitermes cumulans</i> (je 5 Arbeiterinnen aus 1 Probe) Brasilien	NaCL (300g/L), anschließend Gefriertrocknung	49 Tage	kein Effekt	kein Effekt	Kontrolle: direkt analysierte Proben, eingefroren und dann gefriergetrocknet Sehr weicher Körper, wenig Chitin, deshalb geht Verfall schnell
		80% Ethanol, anschließend Gefriertrocknung	49 Tage	kein Effekt	kein Effekt	
<b>Syväranta et al. 2011</b>	asiatische Körbchenmuschel ( <i>Corbicula fluminea</i> ) N=5-6 for each group	Ethanol 70%	1 Woche, 1, 6, 12 Monate	Anstieg: +1.8 +- 0.5‰	Anstieg: +1.0+-0.3	Kontrolle=getrocknet direkt nach Sammeln, alle Proben wurden in sauberem Leitungswasser gewaschen, Ofengetrocknet bei 60°C für 48h  Es gab auch einen Effekt auf C und N Gehalte und C/N Verhältnis  Veränderungen passierten in der ersten Woche, aber nicht bei <sup>13</sup> C/Formalin. Die Dauer der Lagerung ist irrelevant, Einfrieren hat keinen Einfluss auf die Werte.  Schlussfolgerung: die beste Methode ist die direkte Analyse oder Trocknung der Proben.
		Formalin 4%		+ 1.3 ± 0.3 ‰	+0.9+-0.2	
		Einfrieren -20°C		2.1 ± 0.3 ‰ 2.2 ± 0.3 ‰, (p < 0.001)	+1.0+-0.3	
		Formalin+Ethanol	2 Tage Formalin, danach in Ethanol	+ 1.6 ± 0.3 ‰	+1.0+-0.3	
<b>Xu et al. 2011</b>	<i>Siniperca chuatsi</i> ; <i>Hypophthalmichthys nobilis</i> ; <i>Ctenopharyngodon idellus</i> (Fisch, Muskelgewebe)  n=3 pro Art	Formalin 4%	13, 31, 63, 99, 127, 165, und 625 Tage	signifikanter Effekt	signifikanter Effekt	Lagerungseffekte sind signifikant “effects of preservation appear to be highly taxa-specific and no significant time-dependent variations in nearly 2-year duration of preservation”  <sup>δ13</sup> C und <sup>δ15</sup> N Werte verändern sich generell in einer frühen Phase der Lagerung und werden dann stabil über eine relativ lange Zeit Kontrolle=sofort getrocknete Probe
		Ethanol 70%		signifikanter Effekt	signifikanter Effekt	
		NaCl übergesättigt		signifikanter Effekt	signifikanter Effekt	
		Trocknung		kein Effekt	kein Effekt	

Kapitel 4

<p><b>Zalewski et al. 2012</b></p>	<p>Laufkäfer Carabidae aus Polen: 10 Barber Fallen (22 Carabiden ohne Lösung und 10 Carabiden in Glycol), 4 Arten</p>	<p>7 Tage in monoethylene glycol + 7 Tage in 96% Ethanol Oder 7 Tage in der Falle ohne Lösung + 7 Tage eingefroren</p>	<p>7 Tage+7 Tage</p>	<p>kein Effekt</p>	<p>kein Effekt</p>	<p>Zusätzlich ein Review (30% der Studien ignorieren die Baseline)  Kleine Anzahl von n und nicht nach Arten getrennt!  Pitfall Effekt getestet!</p>
<p><b>Krab et al. 2012</b></p>	<p>Collembolen: <i>Folsomia candida</i>, <i>Orchesella cincta</i>, die sich in Größe und Pigmentierung unterscheiden</p>	<p>Gefriertrocknung Trocknung Töten mit Stickstoff minus 80°C 70% Ethanol NaCl gesättigt</p>	<p>46 Tage</p>	<p>kein Effekt kein Effekt kein Effekt kein Effekt <i>F. candida</i> (adults): schwach abgereichert <i>O. cincta</i>: kein Effekt beide signifikant abgereichert (1 ‰ bzw. 0.7 ‰ artspezifisch)</p>	<p>Nicht untersucht</p>	<p>Zusätzlich der Vergleich zwischen juvenilen und adulten Individuen: Das Alter hat einen Einfluss auf die Werte, auch die Größe, Dicke der Cuticula und Fettreserven  Collembolen fraßen an <i>Cladosporium cladosporioides</i>, der entweder auf C3 oder C4 Pflanzen wuchs.  Schlussfolgerung: Gefriertrocknung und artspezifische Untersuchung!</p>

## 9.2 Kapitel 5

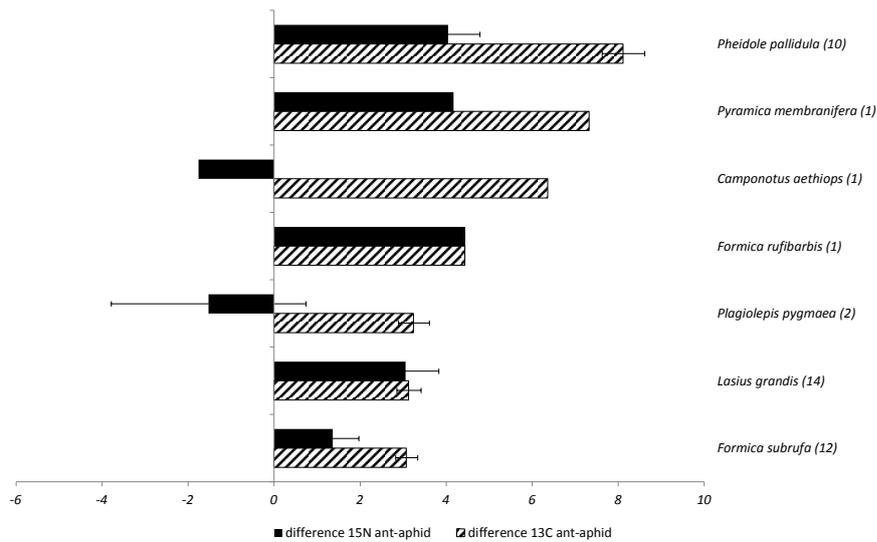
**Tabelle 9.2** Mittelwerte ( $\text{‰} \pm \text{SE}$ ) für  $\delta^{13}\text{C}$  and  $\delta^{15}\text{N}$  für alle Arten der Komponenten. Die Nummern verweisen auf Abb. 5.3). ant=Ameise, aph=Blattlaus, hp=Wirtspflanze, s=Boden, fertilizer=Dünger, F=fertilized, NF=not fertilized

Komponente	Nr.	Art	MW $\text{‰}$ $\delta^{13}\text{C}$	S.E. $\delta^{13}\text{C}$	MW $\text{‰}$ $\delta^{15}\text{N}$	S.E. $\delta^{15}\text{N}$	n	
ant	F	28	<i>Camponotus aethiops</i>	-23,28		10,74		1
ant	F	29	<i>Formica rufibarbis</i>	-21,61		12,21		1
ant	F	24	<i>Formica subrufa</i>	-23,03	0,15	11,87	0,34	17
ant	F	23	<i>Lasius grandis</i>	-23,88	0,23	12,18	0,46	10
ant	F	25	<i>Pheidole pallidula</i>	-21,57	0,22	12,67	0,58	7
ant	F	26	<i>Plagiolepis pygmaea</i>	-24,46	0,71	11,21	0,88	4
ant	F	27	<i>Pyramica membranifera</i>	-21,78	0,03	12,77	1,05	2
aph	F	20	<i>Aphis fabae</i>	-29,79		11,04		1
aph	F	2	<i>Aphis gossypii</i>	-28,37	0,83	11,58	1,18	4
aph	F	6	<i>Aphis</i> sp.	-29,73	0,08	13,88	1,38	2
aph	F	1	<i>Aphis spiraecola</i>	-27,21	0,59	11,96	0,68	8
aph	F	7	<i>Aphis umbrella</i>	-30,21	0,56	10,01	0,72	5
aph	F	8	<i>Brachycaudus amygdalinus</i>	-26,83	0,25	11,03	0,35	4
aph	F	12	<i>Brachycaudus persicae</i>	-27,13	0,33	11,45	0,12	4
aph	F	15	<i>Corylobium avellanae</i>	-27,65		6,58		1
aph	F	5	<i>Dysaphis plantaginea</i>	-27,62	0,31	5,56	0,36	8
aph	F	16	<i>Hyalopterus amygdali</i>	-26,35		11,92		1
aph	F	21	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	-28,70	0,31	11,99	0,64	14
aph	F	17	<i>Myzocallis coryli</i>	-27,77		5,57		1
aph	F	14	<i>Myzus persicae</i>	-25,12		8,51		1
aph	F	11	<i>Sitobion avenae</i>	-27,96	0,36	6,56	0,28	3
aph	F	19	<i>Uroleucon sonchi</i>	-28,72	0,60	8,48	2,54	2
aph	F	18	<i>Uroleucon</i> sp.	-29,83	1,24	7,11	0,95	2
scale	F	22	<i>Ceroplastes</i> sp.	-25,31		8,80		1
hp	F	41	Asteraceae	-30,20	0,32	6,95	0,49	2
hp	F	36	<i>Avena barbata</i>	-27,84	1,31	7,50	1,67	3
hp	F	36	<i>Avena barbata, roots</i>	-29,25	0,35	7,40	1,06	3
hp	F	35	<i>Chaerophyllum</i> sp.	-30,23	0,53	11,17	1,29	4
hp	F	31	<i>Citrus clementina</i>	-25,39	0,80	9,80	0,49	5
hp	F	39	<i>Corylus avellana</i>	-24,49	0,38	4,04	0,16	2
hp	F	32	<i>Malva parviflora</i>	-28,84	0,75	9,11	1,65	6
hp	F	48	<i>Parietaria officinalis</i>	-30,38		11,54		1
hp	F	38	<i>Prunus dulcis</i>	-26,43		8,21		1
hp	F	42	<i>Prunus persica</i>	-26,90	0,06	8,28	1,08	2
hp	F	33	<i>Pyrus communis</i>	-27,94	0,20	5,84	2,40	2
hp	F	30	<i>Sonchus tenerrimus</i>	-28,18	0,35	10,60	0,44	18
hp	F	34	<i>Urtica</i> sp.	-28,65	0,74	14,42	0,42	5
s	F	53	soil in fertilized rows	-24,50	0,28	8,24	0,17	41
s	F	54	soil directly under fertilized trees	-24,37	0,09	8,74	0,28	13
s	F	55	soil directly under fertilizer patches	-24,61		10,56		1
fertilizer	F	56	2010	-25,01	0,10	12,35	0,18	3
ant	NF	24	<i>Formica subrufa</i>	-24,37		6,76		1
ant	NF	23	<i>Lasius grandis</i>	-24,80	0,21	9,45	0,38	7
ant	NF	25	<i>Pheidole pallidula</i>	-20,53	0,35	12,75	0,68	2

ant	NF	26	<i>Plagiolepis pygmaea</i>	-24,45		9,99		1
aph	NF	9	Aphididae	-25,59	0,50	7,83	1,57	3
aph	NF	20	<i>Aphis fabae</i>	-29,89	0,55	4,49	0,17	4
aph	NF	2	<i>Aphis gossypii</i>	-27,06	0,40	9,14	0,60	5
aph	NF	1	<i>Aphis spiraecola</i>	-28,45	0,38	4,89	0,36	3
aph	NF	7	<i>Aphis umbrellae</i>	-29,42		11,16		1
aph	NF	10	<i>Brachycaudus cardui</i>	-29,15	0,68	5,41	0,41	4
aph	NF	13	<i>Brevicoryne brassicae</i>	-27,87		8,32		1
aph	NF	5	<i>Dysaphis plantaginea</i>	-26,91		6,85		1
aph	NF	21	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	-28,43		9,12		1
aph	NF	11	<i>Sitobion avenae</i>	-26,58		3,26		1
aph	NF	18	<i>Ureleucon</i> sp.	-29,26		5,29		1
scale	NF	22	<i>Ceroplastes</i> sp.	-25,72	0,37	3,01	0,30	2
hp	NF	41	Asteraceae	-29,21	0,18	3,51	0,28	2
hp	NF	36	<i>Avena barbata</i>	-27,67	0,90	6,30	3,23	2
hp	NF	37	<i>Carduus pycnocephalus</i>	-29,24	0,65	4,28	0,53	4
hp	NF	48	<i>Foeniculum vulgare</i>	-29,96		5,73		1
hp	NF	47	<i>Hirschfeldia incana</i>	-29,15		6,82		1
hp	NF	32	<i>Malva parviflora</i>	-29,82		12,01		1
hp	NF	44	<i>Olea europaea</i>	-24,84	0,07	1,55	0,09	2
hp	NF	40	<i>Plantago</i> sp.	-29,91	0,31	2,76	0,36	4
hp	NF	33	<i>Pyrus communis</i>	-28,13		3,44		1
hp	NF	30	<i>Sonchus tenerrimus</i>	-28,68		7,93		1
s	NF	52	soil on border Citrus grove	-25,80	0,37	4,90	0,39	12
s	NF	51	soil between the rows	-25,30	1,32	6,38	1,41	2
s	NF	50	soil out of Citrus grove	-20,26	4,71	4,48	1,57	2

**Tabelle 9.3** Mittlere Abweichung ( $\% \pm SE$ ) im Isotopenwert  $\delta^{13}C$  und  $\delta^{15}N$  zwischen Wirtspflanze und Blattlaus, sortiert nach Größe der  $^{13}C$  Differenz n in Klammern, nicht unterschieden nach F und NF

	Diff Blattlaus Wirtspflanze $\delta^{13}C$ (‰)	SE $\delta^{13}C$	Diff Blattlaus Wirtspflanze $\delta^{15}N$ (‰)	SE $\delta^{15}N$
<i>Corylobium avellanae</i> (1)	-3,54		2,45	
<i>Ceroplastes</i> sp. (2)	-1,12	0,68	3,50	0,81
<i>Aphis umbrella</i> (4)	-0,92	1,12	3,83	1,04
<i>Baizongia pistaciae</i> (2)	-0,71	0,19	2,59	1,59
<i>Brachycaudus amygdalinus</i> (2)	-0,56	0,57	-1,53	1,32
<i>Brachycaudus persicae</i> (1)	-0,51		2,03	
<i>Aphis spiraecola</i> (8)	-0,48	0,38	0,41	1,22
<i>Hyperomyzus lactucae</i> (16)	-0,43	0,24	-3,78	0,81
<i>Aphis</i> sp. (3)	-0,37	0,57	-3,69	2,01
<i>Aphis fabae</i> (2)	-0,28	0,96	0,49	0,10
<i>Sitobion avenae</i> (5)	0,22	0,02	1,57	0,75
<i>Uroleucon sonchi</i> (5)	0,28	0,32	0,50	0,86
<i>Brachycaudus cardui</i> (2)	0,45	0,14	4,28	4,16
<i>Hyalopterus amygdali</i> (1)	0,49		-3,59	
<i>Dysaphis plantaginea</i> (3)	0,55	0,79	3,31	1,10
<i>Aphis gossypii</i> (11)	1,03	0,47	-2,38	0,66
<i>Brevicoryne brassicae</i> (1)	1,28		-6,97	
<i>Myzus persicae</i> (1)	1,84		0,25	



**Abbildung 9.1** Differenzen im Isotopenwert  $^{13}C$  und  $^{15}N$  zwischen Wirtspflanze und Blattlaus, sortiert nach Größe der  $^{13}C$  Differenz, n in Klammern, nicht unterschieden nach F und NF

**Tabelle 9.4** Einzelwerte  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  (‰) für 3 Ameisenarten, die den Baum hochlaufend (leerer Gaster) und den Baum hinunterlaufend (sichtbar gefüllter Gaster) beprobt wurden.

Art	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)
<i>Formica subrufa</i> , hochlaufend	-22,93	12,29
<i>Formica subrufa</i> , hinunterlaufend	-22,62	12,51
<i>Lasius grandis</i> , hochlaufend	-23,96	10,14
<i>Lasius grandis</i> , hinunterlaufend	-24,22	9,95
<i>Plagiolepis pygmaea</i> , hochlaufend	-22,82	13,03
<i>Plagiolepis pygmaea</i> , hinunterlaufend	-23,81	12,1

### 9.3 Kapitel 6

**Tabelle 9.5** Ergebnisse Vorversuch Juni 2010, Ameisen: *Formica subrufa*, *Plagiolepis pygmaea*, *Lasius grandis*, *Pheidole pallidula*

Baum	Termin 1 12.06.2010		Termin 2 23.06.2010		Summe STABW MW
	Reihe 4 gemäht	Reihe 5 ungemäht	Reihe 4 gemäht	Reihe 5 gemäht	
-1	11	1	5	13	
-2	12	3	10	7	
-3	10	3	9	17	
-4	49	7	64	11	
-5	63	7	57	61	
-6	11	12	21	32	
-7	9	4	12	6	
-8	16	9	86	39	
-9	14	1	121	47	
	<b>195</b>	<b>47</b>	<b>385</b>	<b>233</b>	
	19,8871	3,767551	41,38773	19,7068	
	<b>21,7</b>	<b>5,2</b>	<b>42,8</b>	<b>25,9</b>	

**Tabelle 9.6** Zusammenfassung der Ergebnisse des Freiland-Experiments Krautschicht (grau: keine Daten aufgenommen)

	Termin	T0	T0	T1	T1	T2	T2	T3	T3	T5	T5	total
	Faktor Mahd	C	UC	C	UC	C	UC	C	UC	C	UC	
	Mittlere Höhe der Vegetation (cm)	30-55	30-55	0-5	55	wie T2	wie T2	8	130 (max 270)			
Mikroklima	MW Bodentemperatur (°C± SE, n=24)	19,4±0,1	18,9±0,2	24,3±0,4	21,5±0,3			24,0±0,4	22,7±0,4			
	Wetter bei Mikroklimaaufnahme	leicht bewölkt		sehr sonnig, keine Wolken		wie T2		sehr sonnig, keine Wolken, lange kein Regen				
	MW Oberflächentemperatur (°C±SE, n=24)	24,4±0,9	22,5±0,4	36,0±1,3	27,0±0,6			39,9±1,4	36,9±1,2			
	MW Lufttemperatur (°C± SE, n=24)	23,1±0,5	22,6±0,4	30,4±0,3	28,9±0,2			32,1±0,4	33,1±0,5			
	PPF (µmol m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup> ± SE, n=24)	462,5±85,3	222,2±33,1	154,9±16,9	67,63±			1103,1±81,4	546,5±87,2			
	Bodenfeuchte (% Masse ± SE)	0,12±0,01	0,11±0,01	0,1±0,01	0,11±0,01			0,1±0,01	0,04±0,01			
Ameisen Boden-Krautschicht, absolute Zahlen	<i>Messor barbarus</i>	463	431			381	253	27	585	486	23	2649
	<i>Pheidole pallidula</i>	258	168			444	364	370	146	133	205	2088
	<i>Lasius grandis</i>	32	25			165	34	6	10	1	0	273
	<i>Plagiolepis pygmaea</i>	20	32			86	75	12	2	8	3	238
	<i>Formica rufibarbis</i>	22	28			74	59	26	15	12	24	260
	<i>Formica subrufa</i>	7	17			15	72	3	3	0	1	118
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	22	17				6	1		0	0	46
	<i>Camponotus sylvaticus</i>	4	9			10	8	4	3	3	2	43
	<i>Solenopsis</i> sp.	3	6			14	9	4	2	0	0	38
	<i>Messor structor</i>	6	2			1	6			1	3	19
	<i>Camponotus foreli</i>	2				8	4			1	0	15
	<i>Camponotus aethiops</i>	3	2				2			0	0	7
<i>Tapinoma</i>	5								0	0	5	

Kapitel 6

	<i>nigerrimum</i>											
	<i>Pyramica argiola</i>							1		0	0	1
	<i>Pyramica membranifera</i>									1	3	4
	<i>Crematogaster scutellaris</i>							1		0	0	1
	<b>Gesamtanzahl</b>	<b>847</b>	<b>737</b>			<b>1198</b>	<b>892</b>	<b>455</b>	<b>766</b>	<b>646</b>	<b>267</b>	<b>5808</b>
	species richness pro plot (n=24)	4,33	4,38			5,29	5,08	2,75	2,58	2,208	1,833	16
	SE species richness pro plot	0,31	0,27			0,27	0,21	0,29	0,24	?	?	
Ameisen, Baumkronenschicht, absolute Zahlen	<i>Plagiolepis pygmaea</i>	91	95	224	139	216	119	36	5			925
	<i>Formica rufibarbis</i>	19	41	47	32	18	8	21	12			198
	<i>Formica subrufa</i>	0	14	4	7	7	0	0				32
	<i>Camponotus foreli</i>	19	14	22	2	13	2	5	1			78
	<i>Camponotus sylvaticus</i>	16	115	1	3	11	10	1				157
	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	76		38	1	97						212
	<i>Lasius grandis</i>	91	58	138	158	366	208	35	37			1091
	<i>Pheidole pallidula</i>	1		10	3			13	3			30
	<b>Gesamtanzahl</b>	<b>313</b>	<b>337</b>	<b>484</b>	<b>345</b>	<b>728</b>	<b>347</b>	<b>111</b>	<b>58</b>			<b>2723</b>
	species richness pro plot (n=24)	2,04	2,46	2,33	2,08	2,17	1,46	1,92	0,63			<b>8</b>
SE species richness pro plot	0,19	0,26	0,14	0,17	0,23	0,18	0,25	0,16				
Vegetation	n Pflanzenarten	59	62					20	32	31	31	96
	häufigste Arten	<i>Poa annua</i> , <i>Oxalis</i> sp., <i>Hordeum murinum</i> , <i>Convolvulus arvensis</i> ,	<i>Oxalis</i> sp., <i>Bromus madritensis</i> , <i>Avena barbata</i> , <i>Hordeum murinum</i> ,					Trockene Vegetation, Boden ohne Vegetation, <i>Cynodon dactylon</i> , <i>Setaria verticillata</i> ,	<i>Conyza sumatrensis</i> , trockene Vegetation, <i>Cynodon dactylon</i> , Boden ohne	<i>Cynodon dactylon</i> , <i>Conyza sumatrensis</i> ,	<i>Inula viscosa</i> , <i>Conyza sumatrensis</i> , <i>Oxalis</i> sp., <i>Oryzopsis miliaceae</i> ,	

Kapitel 6

		Boden ohne Vegetation	<i>Conyza sumatrensis</i>					<i>Oxalis</i> sp.	Vegetation, <i>Oxalis</i> sp.	<i>Setaria verticillata</i> , <i>Oxalis</i> sp.	Trockene Vegetation	
Blatfläuse in den Bäumen	beating (n=24, MW 4 Schläge)	361,5±45,2	326,9±37,3					0,5±0,28	0,17±0,09			
	beating (insgesamt in 24 plots)	8676	7846					12	4			

\*T0= Startwert; T1= 2 Stunden nach der Mahd; T2=2 Tage nach der Mahd; T3= 4 Monate nach der Mahd; T5= 15 Monate nach der erneuten Mahd; C= cutted plots, UC=uncutted plots

**Tabelle 9.7** F und P Werte für den Mahd und Düngereffekt an den verschiedenen Terminen **Baumkrone** (Statistik mit R)

Faktor	Wert (DF)	Ant_T0	Plag.pyg_T0	For.ruf_T0	For.sub_T0	Cam.for_T0	Cam.syl_T0	Tap.nig_T0	Las.gra_T0	Mes.str_T0	Phe.pal_T0
Mahd	F1:7	0,492	0,849	8,866	2,253	0,92	0,064	1	0,321	keine da	1
	p	0,506	0,039	<b>0,0206*</b>	0,177	0,369	0,807	0,351	0,588		0,351
Dünger	F 1;30	0	0,086	0,07	0,196	2,704	0,025	1,142	2,171		0,484
	p	0,99	0,771	0,793	0,661	0,111	0,876	0,294	0,151		0,492
MahdxDünger	F 1;30	0,79	0,538	0,905	0,196	0,533	0,187	1,142	0,331		0,484
	p	0,381	0,469	0,349	0,661	0,471	0,669	0,294	0,569		0,492

Faktor	Wert (DF)	Ant_T1	Plag.pyg_T1	For.ruf_T1	For.sub_T1	Cam.for_T1	Cam.syl_T1	Tap.nig_T1	Las.gra_T1	Mes.str_T1	Phe.pal_T1
Mahd	F1:7	4,747	0,734	1,195	0,283	4,625	0,298	1	0,002	keine da	0,307
	p	<b>0,0658(*)</b>	0,42	0,31	0,611	<b>0,0686(*)</b>	0,602	0,351	0,964		0,597
Dünger	F 1;30	0,079	0,752	0,181	0,218	1,919	0,233	1,69	0,005		1,222
	p	0,781	0,393	0,674	0,644	0,176	0,633	0,204	0,941		0,278
MahdxDünger	F 1;30	0,611	0,008	0,377	0,035	0,61	1,714	2,47	0,1		0,165
	p	0,41	0,931	0,544	0,853	0,441	0,2	0,127	0,754		0,688

nur bei log(\*)

Faktor	Wert (DF)	Ant_T2	Plag.pyg_T2	For.ruf_T2	For.sub_T2	Cam.for_T2	Cam.syl_T2	Tap.nig_T2	Las.gra_T2	Mes.str_T2	Phe.pal_T2
--------	-----------	--------	-------------	------------	------------	------------	------------	------------	------------	------------	------------

Kapitel 6

Mahd	F1:7	24,21	1,544	0,929	1,59	2,8	0,193	1,354	2,141	keine da	keine da
	p	<b>0,00171**</b>	0,254	0,367	0,248	0,138	0,673	0,283	0,187		
Dünger	F 1;30	0,008	0,653	1,165	0,002	0,356	0,082	1,748	0,07		
	p	0,928	0,425	0,2889	0,964	0,555	0,776	0,196	0,933		
MahdxDünger	F 1;30	0,207	0,243	4,823	0,002	0,04	0,561	1,748	0,021		
	p	0,652	0,625	<b>0,0359*</b>	0,964	0,84	0,46	0,196	0,886		

Faktor	Wert (DF)	Ant_T3	Plag.pyg_T3	For.ruf_T3	For.sub_T3	Cam.for_T3	Cam.syl_T3	Tap.nig_T3	Las.gra_T3	Mes.str_T3	Phe.pal_T3
Mahd	F1:7	5,515	7,01	2,148	keine da	2,333	1	keine da	0,524	1	5,383
	p	<b>0,0512(*)</b>	<b>0,0331*</b>	0,186		0,17	0,351		0,493	0,351	<b>0,0534(*)</b>
Dünger	F 1;30	1,713	0,04	0,435		1,098	0,484		1,968	0,484	1,101
	p	0,201	0,842	0,515		0,303	0,492		0,171	0,492	0,3023
MahdxDünger	F 1;30	0,767	0,648	0,896		0,122	0,484		0,643	0,484	4,406
	p	0,38	0,427	0,351		0,729	0,492		0,429	0,492	<b>0,0443*</b>

**Tabelle 9.8** F und P Werte für den Mahd und Düngereffekt an den verschiedenen Terminen **Boden und Krautschicht** (Statistik mit R)

Faktor	Wert (DF)	Ant_T0	Mes.bar_T0	Phe.pal_T0	Pla.pyg_T0	For.sub_T0	For.ruf_T0	Las.gra_T0	Mes.str_T0	Cam.syl_T0	Cam.aet_T0	Cam.for_T0	Tet.Sem_T0	Tap.nig_T0
Mahd	F1:7	0,009	0,541	0,02	3,336	0,753	0,471	0,144	0,179	0,272	0,304	2,333	0,263	1
	p	0,927	0,486	0,892	0,111	0,414	0,515	0,715	0,685	0,618	0,598	0,17	0,624	0,351
Dünger	F 1;30	0,939	0,003	1,263	0	0,378	0,645	2,767	3,857	0,322	0,111	0,238	4,842	0,865
	p	0,3402	0,96	0,27	0,994	0,543	0,428	0,107	<b>0,0589(*)</b>	0,5749	0,7412	0,629	<b>0,0356*</b>	0,36
Mahd x Dünger	F 1;30	3,298	1,575	0	0,244	0,117	0,028	0,756	0,429	5,212	5,444	0,238	0,33	0,865
	p	<b>0,0794(*)</b>	0,219	0,996	0,625	0,735	0,868	0,391	0,5177	<b>0,0297*</b>	<b>0,0265*</b>	0,629	0,5698	0,36
Faktor	Wert (DF)	Ant_T2	Mes.bar_T2	Phe.pal_T2	Pla.pyg_T2	For.sub_T2	For.ruf_T2	Las.gra_T2	Mes.str_T2	Cam.syl_T2	Cam.aet_T2	Cam.for_T2	Tet.Sem_T2	Tap.nig_T2

Kapitel 6

Mahd	F1:7	4,951	6,075	1,058	0,119	1,056	0,235	5,962	1	0,07	1	0,513	1	keine da
	p	<b>0,0614*</b>	<b>0,0432*</b>	0,338	0,74	0,338	0,6433	0,0446*	0,351	0,935	0,351	0,497	0,351	
Dünger	F 1;30	0,001	0,847	1,81	4,566	0,586	4,038	2,429	0,407	3,307	0,484	0,052	2,143	
	p	0,982	0,365	0,189	<b>0,00409*</b>	0,45	<b>0,0536(*)</b>	0,1296	0,528	<b>0,079(*)</b>	0,492	0,821	0,154	
Mahd x Dünger	F 1;30	0,859	0,227	0,215	0,572	1,879	2,41	4,261	0,07	1,241	0,484	0,605	2,143	
	p	0,361	0,638	0,646	0,4553	0,182	0,131	<b>0,0477*</b>	0,794	0,274	0,492	0,443	0,154	
Faktor	Wert (DF)	Ant_T3	Mes.bar_T3	Phe.pal_T3	Pla.pyg_T3	For.sub_T3	For.ruf_T3	Las.gra_T3	Mes.str_T3	Cam.syl_T3	Cam.aet_T3	Cam.for_T3	Tet.Sem_T3	Tap.nig_T3
Mahd	F1:7	0,64	1,251	6,019	4,907	0,023	0,014	0,153	1	0,127	keine da	keine da	1	keine da
	p	0,45	0,306	<b>0,0439*</b>	<b>0,0623*</b>	0,883	0,911	0,707	0,351	0,732			0,351	
Dünger	F 1;30	0,38	8,189	0,418	0,004	2,059	0,459	0,023	0,484	1,319			2,143	
	p	0,542	<b>0,0287*</b>	0,523	0,951	0,162	0,503	0,882	0,492	0,26			0,154	
Mahd x Dünger	F 1;30	0,211	0,129	0,883	0,554	0,053	2,476	1,077	0,484	0,33			2,143	
	p	0,649	0,7322	0,355	0,462	0,819	0,126	0,308	0,492	0,57			0,154	
Faktor	Wert (DF)	Ant_T5	Mes.bar_T5	Phe.pal_T5	Pla.pyg_T5	For.sub_T5	For.ruf_T5	Las.gra_T5	Mes.str_T5	Cam.syl_T5	Cam.aet_T5	Cam.for_T5	Tet.Sem_T5	Tap.nig_T5
Mahd	F1:7	0,074	2,705	14,99	6,377	1	1,452	1	0,179	0,179	keine da	1	keine da	keine da
	p	0,793	0,144	<b>0,0061**</b>	<b>0,0395*</b>	0,351	0,267	0,351	0,685	0,685		0,351		
Dünger	F 1;30	0	1,078	0,088	0,781	0,484	0,456	2,143	0,944	0,385		0,484		
	p	0,994	0,307	0,769	0,384	0,492	0,505	0,154	0,339	0,54		0,492		
Mahd x Dünger	F 1;30	0,004	0,003	0,208	0,781	0,484	0,518	2,143	2,622	0,385		0,484		
	p	0,952	0,959	0,651	0,384	0,492	0,477	0,154	0,116	0,54		0,492		

**Tabelle 9.9** Baumkronen Ergebnisse T1, T2 und T3, MW der laufenden Ameisenindividuen pro Untersuchungsfläche und Diversitätsindizes

	C			UC			C			UC			C			UC			C			UC		
	T0			T0			T1			T1			T2			T2			T3			T3		
	Σ	MW	SE																					
<i>Plagiolepis pygmaea</i>	91	3,79	1,29	95	3,96	1,58	224	9,33	2,32	139	5,79	1,56	216	9,00	2,34	119	4,96	1,76	36	1,50	0,49	5	0,21	0,15
<i>Formica rufibarbis</i>	19	0,79	0,31	41	1,71	0,47	47	1,96	0,42	32	1,33	0,29	18	0,75	0,30	8	0,33	0,12	21	0,88	0,21	12	0,50	0,18
<i>Formica subrufa</i>	0	0	0	14	0,58	0,36	4	0,17	0,12	7	0,29	0,18	7	0,29	0,19	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Camponotus foreli</i>	19	0,79	0,21	14	0,58	0,27	22	0,92	0,46	2	0,08	0,06	13	0,54	0,21	2	0,08	0,06	5	0,21	0,08	1	0,04	0,04
<i>Camponotus sylvaticus</i>	16	0,67	0,26	15	0,63	0,30	1	0,04	0,04	3	0,13	0,09	11	0,46	0,17	10	0,42	0,19	1	0,04	0,04	0	0	0
<i>Tapinoma nigerrimum</i>	76	3,17	2,59	0	0	0	38	1,58	1,58	1	0,04	0,04	97	4,04	4,00	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lasius grandis</i>	91	3,79	1,66	58	2,42	1,19	138	5,75	1,98	158	6,58	2,38	366	15,2	4,71	208	8,67	3,36	35	1,46	1,12	37	1,54	1,54
<i>Messor structor</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,04	0,04
<i>Pheidole pallidula</i>	1	0,04	0,04	0	0	0	10	0,42	0,38	3	0,13	0,13	0	0	0	0	0	0	12	0,50	0,15	3	0,13	0,09
<b>species richness</b>	<b>7</b>			<b>7</b>			<b>8</b>			<b>8</b>			<b>8</b>			<b>5</b>			<b>6</b>			<b>6</b>		
<b>Shannon</b>	<b>1,572</b>			<b>1,523</b>			<b>1,413</b>			<b>1,153</b>			<b>1,246</b>			<b>0,892</b>			<b>1,471</b>			<b>1,115</b>		
<b>Eveness</b>	<b>0,808</b>			<b>0,850</b>			<b>0,680</b>			<b>0,554</b>			<b>0,640</b>			<b>0,555</b>			<b>0,821</b>			<b>0,623</b>		

**Tabelle 9.10** Boden Krautschicht Ergebnisse T0,T2, T3, und T5, MW der Ameisenindividuen pro Untersuchungsfläche und Diversitätsindizes

	C			UC			C			UC			C			UC			C			UC		
	T0			T0			T2			T2			T3			T3			T5			T5		
	Σ	MW	SE	Σ	MW	SE	Σ	MW	SE	Σ	MW	SE	Σ	MW	SE	Σ	MW	SE	Σ	MW	SE	Σ	MW	SE
<i>Messor barbarus</i>	463	19,3	8,28	431	17,9	4,29	381	15,9	3,22	253	10,54 6	2,74	27	1,13	0,35	585	24,4	7,90	486	20,3	16,2 7	23	0,96	0,68
<i>Pheidole pallidula</i>	258	10,8	3,58	168	7,00	1,17	444	18,5	3,17	364	15,2	1,84	370	15,4	5,23	146	6,08	0,91	133	5,54	0,77	205	8,54	1,21
<i>Plagiolepis pygmaea</i>	20	0,83	0,20	32	1,33	0,25	86	3,58	0,82	75	3,13	0,64	12	0,50	0,26	2	0,08	0,06	8	0,33	0,12	3	0,13	0,07
<i>Formica subrufa</i>	7	0,29	0,13	17	0,71	0,39	15	0,63	0,23	72	3,00	1,41	3	0,13	0,07	3	0,13	0,09	0	0,00	0,00	1	0,04	0,04
<i>Formica rufibarbis</i>	22	0,92	0,32	34	1,42	0,42	75	3,13	0,60	63	2,63	0,66	26	1,08	0,45	18	0,75	0,25	12	0,50	0,21	24	1,00	0,43
<i>Lasius grandis</i>	32	1,33	0,69	26	1,08	0,59	165	6,88	3,70	34	1,42	0,98	6	0,25	0,12	10	0,42	0,42	1	0,04	0,04	0	0	0,00
<i>Messor structor</i>	6	0,25	0,17	2	0,08	0,06	1	0,04	0,04	6	0,25	0,12	0	0	0	1	0,04	0,04	1	0,04	0,04	3	0,13	0,13
<i>Camponotus sylvaticus</i>	4	0,17	0,08	9	0,38	0,21	10	0,42	0,18	9	0,38	0,15	4	0,17	0,08	3	0,13	0,07	3	0,13	0,07	2	0,08	0,06
<i>Camponotus aethiops</i>	3	0,13	0,07	2	0,08	0,06	0	0	0	2	0,08	0,08	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Camponotus foreli</i>	2	0,08	0,06	0	0	0	8	0,33	0,13	4	0,17	0,08	0	0	0	0	0	0	1	0,04	0,04	0	0	0
<i>Tetramorium semilaeve</i>	22	0,92	0,32	17	0,71	0,27	0	0	0	6	0,25	0,25	1	0,04	0,04	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Solenopsis</i> sp.	3	0,13	0,07	6	0,25	0,11	14	0,58	0,22	9	0,38	0,16	4	0,17	0,08	2	0,08	0,06	0	0	0	0	0	0
<i>Tapinoma nigerrimum</i>	5	0,21	0,15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyramica membranifera</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,04	0,04	3	0,13	0,07
<i>Pyramica argiola</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,04	0,04	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Crematogaster scutellaris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,04	0,04	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>Anzahl Ameisenarten</b>	<b>13</b>			<b>11</b>			<b>10</b>			<b>12</b>			<b>11</b>			<b>9</b>			<b>9</b>			<b>8</b>		
<b>Shannon</b>	<b>1,279</b>			<b>1,342</b>			<b>1,554</b>			<b>1,64</b>			<b>0,809</b>			<b>0,751</b>			<b>0,733</b>			<b>0,838</b>		
<b>Eveness</b>	<b>0,499</b>			<b>0,560</b>			<b>0,675</b>			<b>0,66</b>			<b>0,338</b>			<b>0,342</b>			<b>0,333</b>			<b>0,403</b>		

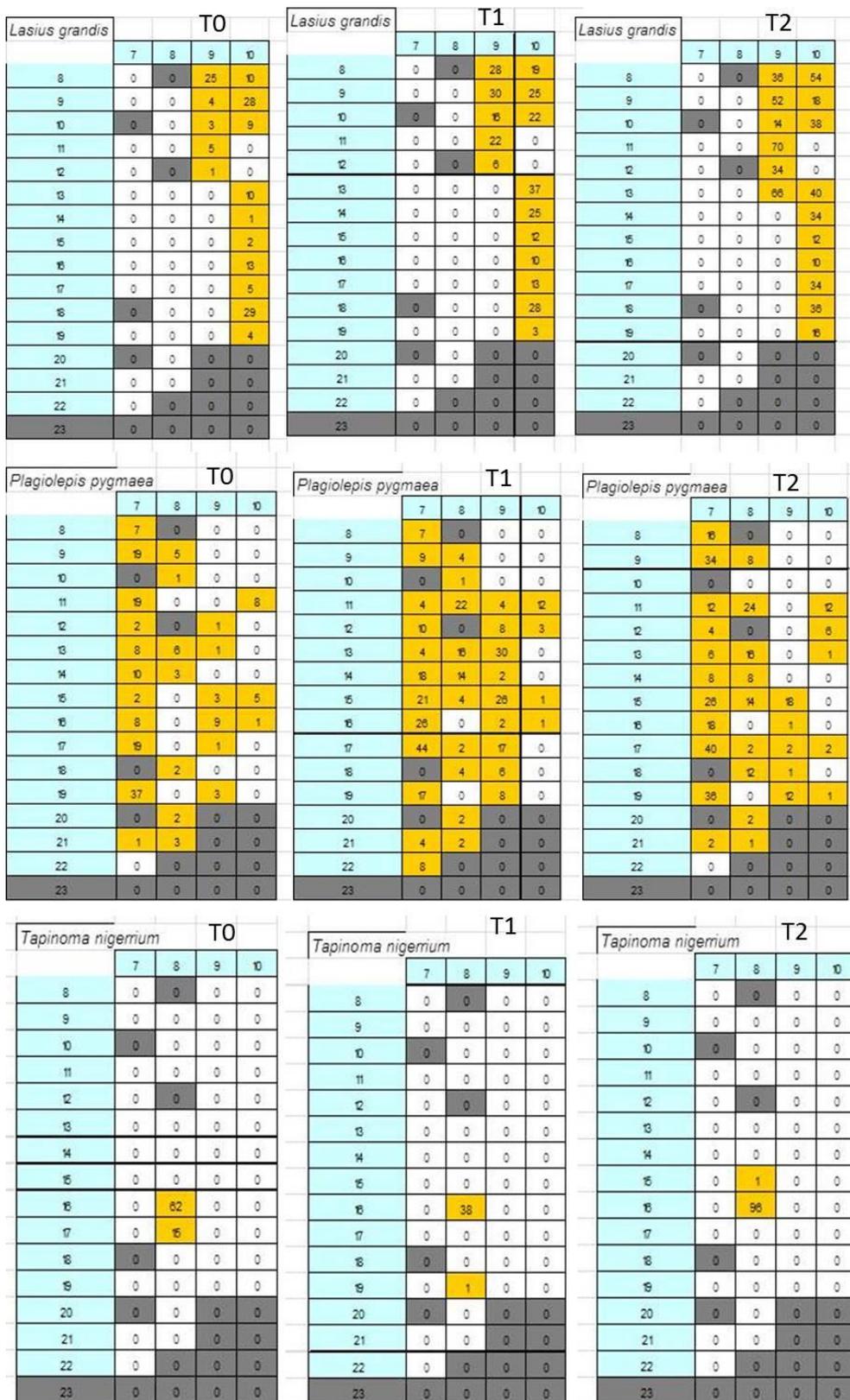


Abbildung 9.2 Raster Aktivität in den Baumkronen für *Lasius grandis*, *Plagiolepis pygmaea* und *Tapinoma nigerrimum* an T0, T1 und T2, gelb: Plots mit Ameisen an den Baumstämmen, Anzahl 2 min hoch- und hinunterlaufende, grau: Plots ohne Baum oder Baum nicht im Versuchsdesign

**Tabelle 9.11** Vollständige Artenliste der Pflanzen der Krautschicht 2011 bis September 2012. Insgesamt wurden 96 krautige Pflanzenarten gefunden. Anteil (%) insgesamt auf allen 24 Plots pro Termin und Behandlung

Art	Familie	T0 C	T0 UC	T3 C	T3 UC	T4 C	T4 UC
<i>Acer campestre</i>	Sapindaceae					0,46	0,05
<i>Amaranthus cruentus</i>	Amaranthaceae	0,06					
<i>Amaranthus deflexus</i>	Amaranthaceae	0,11	0,06		0,06		
<i>Anagallis arvensis</i>	Primulaceae	0,4	0,09				
<i>Andryala integrifolia</i>	Asteraceae	0,06	0,03				
<i>Antirrhinum orontium</i>	Plantaginaceae	0,06	0,06				
<i>Araujia sericifera</i>	Apocynaceae					0,25	0,27
<i>Asparagus officinalis</i>	Asparagaceae					0,25	0,54
Asteraceae			0,06				
<i>Avena barbata</i>	Poaceae	2,96	13,49			0,35	2,36
<i>Bromus hordeacius</i>	Poaceae	1	0,85				
<i>Bromus madritensis</i>	Poaceae	4,6	14,53				0,68
<i>Calendula arvensis</i>	Asteraceae	0,23	0,14			0,07	
<i>Campanula erinius</i>	Campanulaceae	0,09	0,2				
<i>Capsella bursa pastoris</i>	Brassicaceae	0,09					
<i>Carduus pygnocephalus</i>	Asteraceae	0,06					
<i>Chenopodium opulifolium</i>	Amaranthaceae	0,23	0,6	0,18	6,72	1,23	1,81
<i>Chondrilla juncea</i>	Asteraceae	0,2	0,17	0,04	1,16		
<i>Convolvulus althaeoides</i>	Convolvulaceae	0,06	0,6		0,06		0,05
<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae	4,9	8,52	7,3*	1,54*	1,79	1,18
<i>Conyza bonariensis</i>	Asteraceae					3,22	
<i>Conyza sumatratensis</i>	Asteraceae	4,2	8,66	2,4**	25,49	19,58	15,56
<i>Cynodon dactylon</i>	Poaceae		0,06	13,2	10,94	32,4	0,59
<i>Cynoglossum creticum</i>	Boraginaceae	0,23					
<i>Cyperus rotundus</i>	Cyperaceae	1,28	0,17	3,27	0,14	0,91	
<i>Daucus carota</i>	Apiaceae		0,09			0,07	0,09
<i>Desmazeria rigida</i>	Poaceae	0,51					
„Distel“	Asteraceae	0,06					
<i>Euphorbia prostrata</i>	Euphorbiaceae			0,04	0,03	0,18	
<i>Euphorbia</i> sp.	Euphorbiaceae	0,06			0,06		
<i>Ficus</i> sp.	Moraceae			0,04	0,06		
<i>Foeniculum vulgare</i>	Apiaceae	0,03	0,06		0,32		
<i>Galium parisiensis</i>	Rubiaceae	1,9	1,17				
<i>Geranium molle</i>	Geraniaceae	0,43	0,4	0,18	0,06	0,07	
<i>Geranium rotifundifolium</i>	Geraniaceae	3,1	3,16			0,11	
<i>Heliotropium europaeum</i>	Boraginaceae					0,04	0,05
<i>Hirschfeldia incana</i>	Brassicaceae	0,11	0,77		0,06	0,35	
<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae	9,4	9,6			0,04	2,27
<i>Hyparrhenia hirta</i>	Poaceae			0,44		1,82	0,23
<i>Ilex aquifolium</i>	Aquifoliaceae				0,03		
<i>Inula viscosa</i> <i>Dittrichia viscosa</i>	Asteraceae	0,2	0,28	0,22	4,04	1,09	20,92
<i>Koeleria phleoides</i>	Poaceae	0,88	0,63				
<i>Lactuca serriola</i>	Asteraceae	0,31	0,85		0,1		
<i>Lamarckia aurea</i>	Poaceae	1,03	0,66				
<i>Lamium amplexicaule</i>	Lamiaceae	0,06					
<i>Leontodon taraxacoides</i>	Asteraceae		0,17				
<i>Lolium rigidum</i>	Poaceae	1,62	0,71				
<i>Malva parviflora</i>	Malvaceae	0,94	0,8	0,71*	0,24*	0,04	
<i>Medicago minima</i>	Fabaceae		0,14				
<i>Medicago orbicularis</i>	Fabaceae	0,51	0,51				
<i>Medicago polymorpha</i>	Fabaceae	0,6	0,77				

<i>Melica ciliata</i>	Poaceae	0,06	0,54				0,23
<i>Melilotus indicus</i>	Fabaceae		0,03				
<i>Olea europaea</i> klein	Oleaceae				0,09		0,05
<i>Oryzopsis miliaceae</i>	Poaceae	0,06	1,14			0,11	10,71
<i>Oxalis</i> sp.	Oxalidaceae	18,4	14,73	8,53	8,43	9,84	13,1
<i>Pallenis spinosa</i>	Asteraceae	0,14					
<i>Parietaria officinalis</i>	Urticaceae	2,3	0,28	1,26	0,33	3,33	1,45
<i>Paronychia argentea</i>	Caryophyllaceae		0,14				
<i>Plantago lagopus</i>	Plantaginaceae	0,09	0,31				
<i>Poa annua</i>	Poaceae	22,8	2,93				
Poaceae 1	Poaceae				1,69		
<i>Polycapton tetraphyllum</i>	Caryophyllaceae	0,03	0,03				
<i>Reichardia picroides</i>	Asteraceae	0,03	0,2				
<i>Rhamnus alaternus</i>	Rhamnaceae						0,68
<i>Rubia peregrina</i>	Rubiaceae						0,05
<i>Rubus idaeus</i>	Rosaceae		0,03		0,14		2,27
Schilf rot			0,14				
<i>Scorzonera laciniata</i>	Asteraceae						
<i>Setaria verticillata</i>	Poaceae			12,4	5,07	13,77	3,18
<i>Sinapis arvensis</i>	Brassicaceae					0,04	
<i>Solanum nigrum</i>	Solanaceae	0,06	0,14	0,09***	0,36	5,04	6,26
<i>Sonchus oleraceus</i>	Asteraceae	0,37	0,66				
<i>Sonchus tenerrimus</i>	Asteraceae	2	4,19	0,13	0,45	0,88	0,73
<i>Sorghum halepense</i>	Poaceae				0,06		
<i>Stellaria media</i>	Caryophyllaceae	4,9	4,07				
<i>Torilis arvensis</i>	Apiaceae	0,26	0,31				
<i>Trifolium campestre</i>	Fabaceae	1,6	0,6				
<i>Trifolium glomeratum</i>	Fabaceae				0,86	0,04	
<i>Trifolium repens</i>	Fabaceae	0,06	0,14				0,91
<i>Urospermum dalechampii</i>	Asteraceae						
<i>Urtica urens</i>	Urticaceae	0,06	0,03			0,07	0,09
Unbekannt 01	Asteraceae				0,03		
Unbekannt 02			0,14	0,22			
Unbekannt 03		0,06	0,14				
Unbekannt 04		0,03					
Unbekannt 05			0,31				
Unbekannt 06				0,04	0,19		
Unbekannt 07					0,23		
Unbekannt 08		0,03	0,6				
Unbekannt 09 T5							0,05
Unbekannt 10			0,03				
<b>Trockene Vegetation</b>				28,7	21,1		9,98
<b>Boden</b>		4,87	3,22	20,6	9,91	2,63	3,63

\*nicht blühend, \*\*klein, \*\*\*große Früchte

## 9.4 Zoophage Ameisen (ergänzende Untersuchung)

### 9.4.1 Einleitung

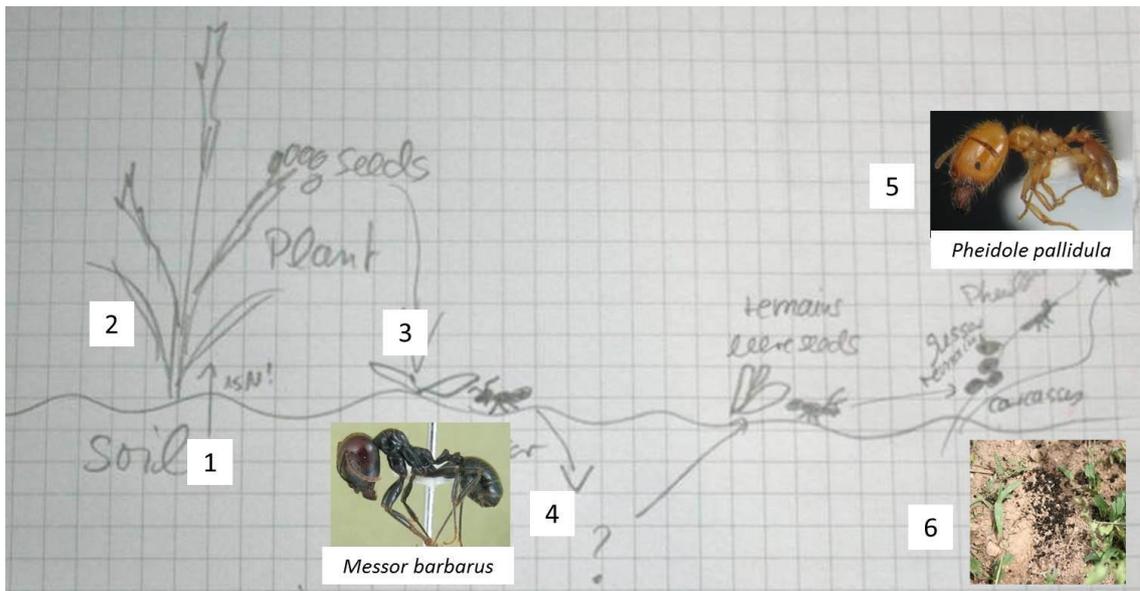
*Pheidole pallidula* ist eine zoophage generalistische Art, die neben einer trophobiotischen Ernährung auch tierische und pflanzliche Nahrung zu gleichen Anteilen aufnimmt (Gómez & Espadaler 2007). Um die in Kapitel 5 ermittelten starken Anreicherungen beim  $\delta^{13}\text{C}$  bei *Pheidole pallidula* besser erklären zu können, wurde die Ernährung dieser Art näher betrachtet. Bei der genaueren Beobachtung fielen die an den Nesteingängen oft anzutreffenden „Abfallhaufen“ der Ameisen auf (Abb. 9.3). Oft findet man dort Körperteile von beispielsweise Ameisen der Gattung *Messor* oder auch von anderen Arthropoden (z. B. Segmente von Asseln, eigene Beobachtung, Juni 2011). Diese Beobachtungen gelten auch für *Formica rufibarbis*, dazu könnten noch weitere Untersuchungen durchgeführt werden.



**Abbildung 9.3** Links: Abfallhaufen an *Formica rufibarbis*-Nest, Juni 2011. Rechts: Abfallhaufen an *Pheidole pallidula* Nest, Oktober 2011. (Fotos: Katrin Brewitt)

Um herauszufinden, ob sich die Beobachtungen auch im  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$  Isotopensignal erkennen lassen, bzw. das hohe angereicherte  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal von *Pheidole pallidula* (Ergebnis Kapitel 5) erklären können, wurden gezielt Proben von zusammenliegenden Nestern und damit mit wahrscheinlicher Nahrungsbeziehung von *Messor barbarus* und *Pheidole pallidula* genommen. Außerdem wurden mögliche und tatsächliche Nahrungsquellen (eingetragenen Samen und leere Samenhüllen außerhalb der Nester von *Messor barbarus*) und potentielle Nahrung direkt von den Pflanzen mit beprobt. Erwartet wird (Abb. 9.4), dass der Boden und die darin wachsenden Pflanzen korrelierende  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte zeigen und der  $\delta^{13}\text{C}$ -Wert der Pflanze eher artabhängig und bodenunabhängig ist (Ergebnisse Kapitel 5). Die Samen der Pflanzen zeigen gegenüber der Pflanze vielleicht Anreicherungen in beiden Isotopenwerten, da es sich um Pflanzenteile handelt, die einen Speicher für die Keimungsphase der nächsten Pflanzengeneration darstellen. Die Samen werden von der Gattung *Messor* als Nahrung genommen, die granivore Ernteameisen lägen damit eine trophische Ebene höher als die Samen. Wenn diese granivoren Ameisen wieder zu Nahrung für andere, pantophage oder zoophage Ameisen werden,

müsste sich das im Signal dieser anderen Ameisen wie *Pheidole pallidula* zeigen, die wieder eine trophische Ebene höher liegen.



**Abbildung 9.4** Skizze des Probensets für die potentielle Nahrungskette Pflanze - *Messor* - *Pheidole*. 1= Boden am *Messor*-Nest, 2= krautige Pflanzen an *Messor*-Nest, 3= Samen dieser Pflanze, 4= *Messor barbarus* Arbeiterinnen aus diesem Nest, 5= *Pheidole pallidula* Arbeiterinnen aus dem benachbarten Nest, 6= Abfälle an diesem *Pheidole* Nest und auch an *Messor* Nest

#### 9.4.2 Methode

Es wurden gezielt Nester von *Pheidole pallidula* ausgesucht, die sich in unmittelbarer Nähe von *Messor barbarus*-Nestern befanden. Alle Nester befanden sich im kartierten Bereich der Fläche des Freiland-Experiments zur Krautschicht (siehe Abb. 6.2). Zum Vergleich wurden auf der Brachwiese (Abb. 3.2 A2) drei weitere *Messor barbarus*-Nester beprobt (hier wurden keine *Pheidole pallidula*-Nester in der Nähe gefunden).

Ein vollständiges Probenset (Abb. 9.4) enthielt diese Bestandteile:

1. Boden am *Messor barbarus* -Nest
2. potentielle Nahrungspflanzen am *Messor barbarus*-Nest
3. potentielle Samen in der Nähe des *Messor barbarus*-Nestes
4. *Messor barbarus*-Arbeiterinnen (je ca. 5)
5. *Pheidole pallidula*-Arbeiterinnen (je ca. 10)
6. Reste an beiden Nestern (Reste=remains)
  - a) *Pheidole pallidula*: Körperteile von Ameisen, selten Pflanzenreste,
  - b) *Messor barbarus*: Samenhüllen, Spelzen von *Avena barbata*, *Medicago orbicularis*- besonders auf der Brachwiese, *Trifolium campestre*...),

Die Proben wurden eingefroren (Elektrolux ERB 8367, -22°C) oder sonnengetrocknet (Pflanzen, Boden, Samen) oder in 70% Ethanol überführt (Ameisen, remains). Zur Analyse der natürlichen

Verhältnisse der stabilen Isotope werden die Proben gemahlen oder direkt komplett nach Auswiegen in das Massenspektrometer gegeben.

Die Daten werden nach Bestandteil des Probensets gemittelt und der S.E. berechnet. (Sigmaplot 11.0).

### 9.4.3 Ergebnisse

Bestandteil der insgesamt 15 Probensets (d.h. in der Nähe der Nesteingänge) waren 16 verschiedene Pflanzenarten. *Amaranthus* sp., *Avena barbata*, *Bromus madritensis*, *Chonyza sumatrensis*, *Convolvulus arvensis*, *Cynodon dactylon*, *Cyperus rotundus*, *Hordeum murinum*, *Hyporrhentia hirta*, *Medicago orbicularia*, *Oxalis* sp., *Paronychia argentea*, *Plantago* sp., *Poa annua*, *Sonchus tenerrimus* und *Trifolium campestre*. Samen von 6 Pflanzensamen wurden beprobt: *Avena barbata*, *Oxalis* sp., *Trifolium campestre*, *Medicago orbicularia*, *Cynodon dactylon* und *Hyporrhentia hirta*. Wie die Daten der anderen Bestandteile der Probesets wurden auch die Daten der Proben der beiden untersuchten Ameisenarten gemittelt.

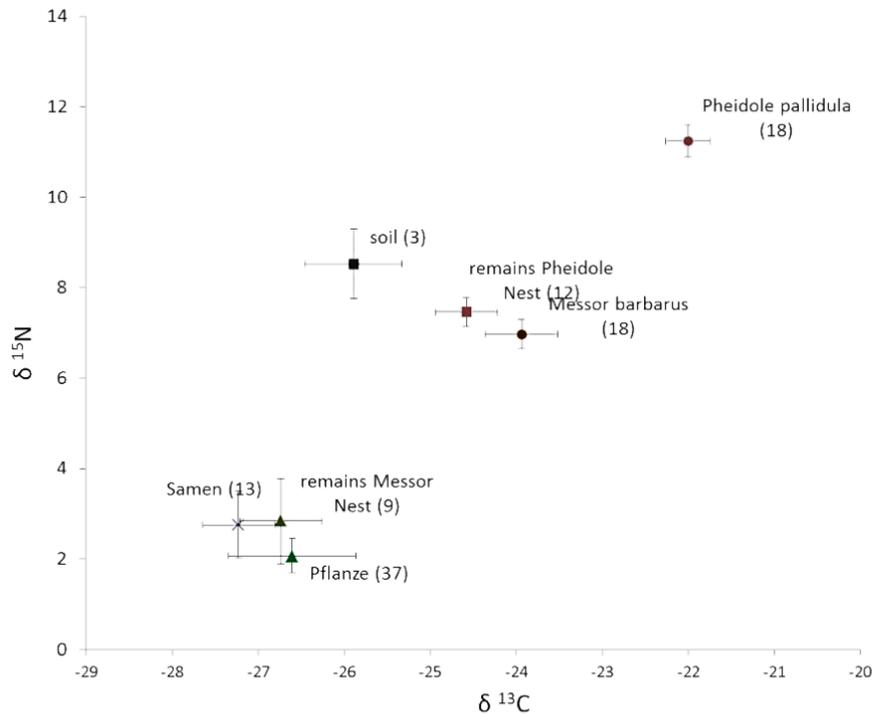
Für die Abfälle an den Nestern der granivoren Art *Messor barbarus* wurden die niedrigsten Isotopenwerte gefunden ( $\delta^{13}\text{C}$ : -26,58‰ und  $\delta^{15}\text{N}$ : 2,84‰), die nah an den Werten der Pflanzen in der Nähe des Nestes und der von diesem Pflanzen produzierten Samen liegen (Pflanzen:  $\delta^{13}\text{C}$ : -26,60‰ und  $\delta^{15}\text{N}$ : 2,07‰ Samen:  $\delta^{13}\text{C}$ : -27,23‰ und  $\delta^{15}\text{N}$ : 2,76‰), es handelte sich ja auch hauptsächlich um pflanzliche Reste. Die Ernteameise *Messor barbarus* selbst lag sowohl mit den  $\delta^{13}\text{C}$  (+2,66‰) als auch mit den  $\delta^{15}\text{N}$  Werten (+4,9‰) über den Werten dieser untersten Stufe der Trophieebenen im untersuchten System (Tab. 9.12). Allerdings wurde *Messor barbarus*-Arbeiterinnen auch beim Erbeuten eines Käfers beobachtet (Foto vorne).

**Tabelle 9.12** Mittlere Gehalte (MW ‰) der  $\delta^{13}\text{C}$ - und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte der einzelnen Bestandteile der Probensets.

Bestandteil (n)	$\delta^{13}\text{C}$ ‰(MW±S.E.)	$\delta^{15}\text{N}$ ‰(MW±S.E.)
Pflanzen (37)	-26,60±0,742	2,07±0,382
remains (12) ( <i>Pheidole pallidula</i> Nest)	-24,58±0,355	7,46±0,318
remains (9) ( <i>Messor barbarus</i> Nest)	-26,74±0,477	2,84±0,939
Samen (13)	-27,23±0,424	2,76±0,735
<i>Pheidole pallidula</i> (18)	-22,01±0,262	11,24±0,356
<i>Messor barbarus</i> (18)	-23,94±0,422	6,97±0,316
Boden (3)	-25,89±0,564	8,52±0,768

Diese Art scheint sich – zumindest, wenn sich die Gelegenheit bietet – teilweise auch zoophag zu ernähren und kann damit opportunistisch auf Gegebenheiten im Ökosystem reagieren. Die an den Nestern von *Pheidole pallidula* gefundenen Körperteile der Ernteameisen zeigten ähnliche Werte wie die Arbeiterinnen von *Messor barbarus*. Die pantophage Art *Pheidole pallidula* zeigte mit den

durchschnittlich 11,24‰ beim  $\delta^{15}\text{N}$  die höchste trophische Ebene des hier untersuchten Systems (Abb. 9.5).



**Abbildung 9.5** Einordnung der Komponenten des Ernährungssystems *Messor barbarus/ Pheidole pallidula* im Plot  $\delta^{13}\text{C}$  gegen  $\delta^{15}\text{N}$  (‰)±SE, in Klammern n

#### 9.4.4 Diskussion

Wie erwartet entsprechen die Isotopenwerte der untersuchten Ernteameisen *Messor barbarus* als phytophage Art der unteren Stufe im System. Nur die Produzenten des Systems, die Pflanzen in der Nähe der Nester mit ihren Samen und den pflanzlichen Abfällen am *Messor*-Nest, zeigen niedrigere Werte. Allerdings korreliert entgegen der Hypothese der Boden- $\delta^{15}\text{N}$  Wert nicht mit den  $\delta^{15}\text{N}$  Werten der Pflanzen. Es wurden aber im Rahmen dieser Untersuchung auch nur 3 Bodenproben beprobt, so dass nicht für jedes Probenstet der entsprechende Boden getestet wurde. Die Bodenproben entstammen eher den gedüngten Bereichen unter den Bäumen, die Nester der Ameisen liegen aber eher in den Bereichen zwischen den Reihen, sodass die auch dort wachsend Pflanzen eher die  $^{15}\text{N}$  Werte der Bereiche zwischen den Reihen zeigen.

Obwohl die Probenstets nicht artspezifische untersucht wurden, ergab sich das grobe Bild, dass sich die Art *Pheidole pallidula* tatsächlich zusätzlich zu der beobachteten trophobiotischen Ernährung auch noch von toten oder lebenden andern Ameisen ernähren könnte und damit auf einer höheren trophischen Ebene steht.

## 10 Formales

### 10.1 Abkürzungsverzeichnis

Tabelle 10.1 Abkürzungsverzeichnis

ant	Ant, Ameise
aph	Aphid, Blattlaus
C	cutted-gemähte Flächen
C	kryptische Arten
CCS	Cold Climate Specialist
CWDS	Coarse woody debris specialists, Totholzspezialisten
DD	Dominant Dolichoderinae
diff	Differenz
F	fertilized-gedüngte Bereiche
GM	Generalized Myrmicinae
GO	Generalisten/Opportunisten
HCS	Hot Climate Specialist
hp	Host plant, Wirtspflanze
IE	invasiven Arten
MESZ	mitteleuropäische Sommerzeit
MW	Mittelwert
NF	non fertilized, nicht gedüngte Bereiche
O	Opportunisten
OH	open habitats
OPP	Ruderal Opportunists
P	Social parasites
R	in den Baumreihen oder Programm R
r	Reservebaum
SC	Subordinate Camponotini
S.E.	Standard Error
SH	shadow habitats
SP	Spezialisierte Prädatoren
T0	01.06.2011
T1	15.06.2011
T2	17.06.2011
T3	11.10.2011
T5	September 2012
UC	uncutted-nicht gemähte Flächen
WUE	Wassernutzungseffizienz
w	am Wall der Baumreihe
zR	zwischen den Baumreihen

## 10.2 Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen bedanken, die mich auf dem Weg zur Promotion begleitet und unterstützt haben.

Besonderer Dank gilt meinem Erstgutachter Herrn Prof. Wolfram Beyschlag, der mir bereits während meines Studiums an der Universität Bielefeld eine ausgezeichnete und umfangreiche wissenschaftliche Betreuung zukommen ließ und Dr. Christian Platner, der mich mit großer Geduld und großem Fachwissen bei den inhaltlichen Diskussionen und bei der praktischen Durchführung begleitet hat. Vielen Dank auch an Dr. Manfred Kraemer für die Erstellung des Zweitgutachtens.

Dank auch an zwei unbekannte Gutachter von *Insectes Sociaux* für ihre hilfreichen Kommentare.

Ohne das unkomplizierte Vertrauen der Gleichstellungskommission der Fakultät für Biologie hätte ich nicht die Möglichkeit gehabt, meine Promotion zu beginnen und zu beenden.

Ich danke der gesamten restlichen Arbeitsgruppe (Alex, Angelika, Babsi, Carsten, Christiane, Elke, Ingo, Maren, Martina, Stephan, Tine, Tini, Tom, Verena) am Lehrstuhl für Ökosystembiologie in W4, die mir sowohl eine hilfreiche, fröhliche und fördernde Atmosphäre als auch die Möglichkeit bot, Geld zu verdienen. Danke an Tom und Stephan für ihre Korrekturen. Ich danke auch besonders Babsi für die sichere und verantwortungsvolle Analyse meiner Proben.

Nuria Cañellas in Spanien danke ich für die Möglichkeit, meine Untersuchungen auf ihrer Plantage in La Selva del Camp durchführen zu dürfen und die Möglichkeit, in ihrer Wohnung zu wohnen. Von der *Universitat Autònoma de Barcelona* danke ich Josep Piñol, Xavier Espadaler, Nico Perez, Josep Gibal und Laia Mestre für ihre wertvollen fachlichen Ratschläge und ihr geteiltes Wissen und die Finanzierung der Untersuchungen zur Vergleichbarkeit der verschiedenen Studien.

Für immer unvergessen bleiben wird mir die Zeit mit Sarah in La Selva del Camp, mit der die Zusammenarbeit so ergiebig und so lustig war. Ich bin sehr traurig, dass sie nicht mehr da ist.

Ohne meine Eltern wäre sowieso nichts möglich gewesen und das ist für immer in meinem Herzen. Auch dem großen Rest meiner tollen Familie und meinen Freunden bin ich für die Rücksichtnahme, ihre diversen Ablenkungen und ihre Zuversicht dankbar. Akki danke ich für seine liebevolle Aufmerksamkeit und Geduld und dass er mir tatsächlich immer wieder neue Kraft gegeben hat.

Unendlicher Dank an meine Kinder Ben, Jan und Lisa für ihre Toleranz, ihre Lebensfreude und ihre ständige Inspiration, was die Unwägbarkeiten des Lebens angeht.

### 10.3 Publikationen

Brewitt K (2009): Erfassung von Neophyten im Urfttal im Nationalpark Eifel und Vorschläge für ein Maßnahmenkonzept zum Umgang mit Neophyten im Nationalpark Eifel

Gutachten im Auftrag des Nationalparkforstamtes Eifel [http://www.nationalpark-eifel.de/data/inhalt/2009\\_10\\_Katrin\\_Brewitt\\_Neophyten\\_Urft\\_1271261945.pdf](http://www.nationalpark-eifel.de/data/inhalt/2009_10_Katrin_Brewitt_Neophyten_Urft_1271261945.pdf)

Brewitt K, Piñol J, Werner C, Platner C (2011) Analyzing a trophic system in a Mediterranean plantation using isotopes C and N. In: *Verhandlungen der Gesellschaft für Ökologie*. Vol 41. Gesellschaft für Ökologie; 2011: 116. Poster

Piñol J, Espadaler X, Mestre L, Brewitt K, Platner C (2011) Usefulness and limitations of stable isotope analysis ( $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$  and  $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ) to establish trophic guilds in arthropod-dominated terrestrial food webs. Presented at the 12th EEF Congress "Responding to rapid environmental change", Ávila, Spain, from 25 to 29 September 2011. Poster

Brewitt K, Piñol J, Werner C, Platner C (2011) Analyzing the trophobiotic relationship between ants and aphids in a Mediterranean citrus-grove using stable  $^{13}\text{C}$  und  $^{15}\text{N}$  isotopes MEDECOS XII: *Linking Science to Resource Management*. The International Mediterranean Ecosystems Conference. September 6-9, 2011 – Los Angeles, California, United States. Poster

Mestre L, Piñol J, Barrientos J, Espadaler X, Brewitt K, Werner C, Platner C (2013) Trophic ecology of canopy- and ground-living spiders in a Mediterranean agroecosystem: a stable isotope analysis. *Basic Appl Ecol, Basic and Applied Ecology* vol. 14 issue 5 August, 2013. p. 413-422

Katrin Brewitt, Christian Platner, Josep Piñol, Xavier Espadaler, Nico Pérez, Wolfram Beyschlag (2013) Importance of trophobiosis in a diverse plant and animal community in a Mediterranean citrus-plantation - Analysis of stable isotopes  $^{13}\text{C}$  and  $^{15}\text{N}$  AKÖ März 2013 Poster

#### **10.4 Erklärung**

Hiermit versichere ich, dass ich diese Arbeit selbständig verfasst, keine anderen Quellen und Hilfsmittel als die angegebenen benutzt und die Stellen, die anderen Werken dem Wortlaut oder Sinn nach entnommen sind, kenntlich gemacht habe. Diese Arbeit hat in dieser oder ähnlicher Form keiner anderen Prüfungsbehörde vorgelegen.

Bielefeld, 25.11.13

---