



universität
wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

Inhaltstoffliche Ausstattung von ausgewählten Wüsten- und
Hochgebirgspflanzen Marokkos

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Naturwissenschaften (Mag. rer. nat.)

Verfasserin:	Sabine Schmid
Matrikel-Nummer:	9709893
Studienrichtung / Studienzweig (lt. Studienblatt):	Biologie / Ökologie (A 444)
Betreuer:	Ao. Univ.-Prof. Dr. Roland ALBERT

Wien, im November 2008

INHALTSVERZEICHNIS

Inhaltsverzeichnis.....	I
Danksagung	III
Einleitung	1
Cytoplasmatisch verträgliche Osmolyte... ..	3
Die „compatible solutes“ näher betrachtet	4
Stabile Isotope – Indikatoren für Trockenstress.....	6
Stabile Isotope – Indikatoren für Substratnutzung	7
Fragestellungen	8
Material und Methoden	9
Aufsammlungsorte und Pflanzen.....	9
Kurzsteckbrief der Pflanzen: Lebensform, Stoffwechselweg.....	12
Beschreibungen der Aufsammlungsorte: geologische Geschichte, Untergrund.....	13
Klimatische Faktoren	19
Probengewinnung und Vorbereitung.....	22
Chemische Analysen.....	24
Statistische Analysen.....	27
Ergebnisse	29
Wassergehalte.....	29
Osmotisches Potenzial	31
Anorganische Ionen und organische Säureanionen	33
Zucker, zyklische und azyklische Zuckeralkohole	40
Aminosäuren.....	48
¹² C/ ¹³ C- und ¹⁴ N/ ¹⁵ N- Isotopenverteilung; Kohlenstoff- und Stickstoffgehalte	55
Vergleich der Gehalte an anorganischen Ionen, organischen Säureanionen, Kohlehydraten und Aminosäuren in den einzelnen Arten	62

Diskussion	64
Wassergehalte.....	64
Osmotisches Potenzial.....	65
Anorganische Ionen und organische Säureanionen	66
Zucker, zyklische und azyklische Zuckeralkohole	71
Aminosäuren.....	74
¹² C/ ¹³ C- und ¹⁴ N/ ¹⁵ N- Isotopenverteilung; Kohlenstoff- und Stickstoffgehalte	78
Die Standorte im zusammenfassenden Vergleich.....	80
Zusammenfassung	81
Abstract	83
Anhang.....	85
Abbildungsverzeichnis	109
Abkürzungsverzeichnis	115
Literaturverzeichnis.....	119
Lebenslauf	127

DANKSAGUNG

Danken möchte ich meinem Betreuer Ao. Univ.-Prof. Dr. Roland ALBERT für seine Geduld und die hilfreichen Anmerkungen zum Manuskript, der Abteilung checo (Chemical ecology and Ecosystem Research) an der Universität Wien für die Bereitstellung der Labors und Gerätschaften sowie all ihren MitarbeiterInnen, insbesondere Ao. Univ.-Prof. Dr. Andreas RICHTER, Mag. Andreas BLÖCHL und Mag^a. Sabine MARINGER für die methodischen Hilfestellungen.

Ausserdem gilt mein Dank dem in Marokko stationierten Projekt IMPETUS und den im Mai und Oktober 2003 dort beschäftigten Mitarbeitern für ihre Gastfreundschaft und insbesondere Mag. Markus STAUDINGER für seine Hilfe bei der Aufsammlung und Bestimmung der Pflanzen.

Danken möchte ich auch meiner Mutter für die finanzielle Hilfe, ohne die die Fertigstellung dieser Arbeit nicht möglich gewesen wäre und all meinen Freunden für die mentale Unterstützung in schwierigen Zeiten.

EINLEITUNG

Viele der rezenten Familien der höheren Pflanzen haben im Laufe ihrer Entwicklung Gattungen oder Arten hervorgebracht, die in der Lage sind, mit den außergewöhnlichen Stressfaktoren in ariden Großlebensräumen erfolgreich umzugehen. Die Anpassung der Pflanzen an die Kombination hoher Strahlungsintensitäten und den damit verbunden hohen Temperaturen mit der gegebenen physikalischen – und an salzbeeinflussten Standorten zusätzlich gegebenen „osmotischen“ - Trockenheit im Sinne von SCHIMPER (1898), findet seine Ausprägung in anatomischen und morphologischen, aber auch physiologischen Merkmalen.

Anatomisch-morphologische Anpassungen

Durch Ausbildung einer dicken mit mehreren Wachsschichten überzogenen **Cuticula** wird der Wasserverlust durch cuticuläre Transpiration minimiert. Starke **Sklerotisierungen** der oberirdischen (transpirierenden) Gewebe verhindern während trockener Perioden den Strukturverfall durch Welken.

Bei vielen Taxa ist eine Reduzierung der transpirierenden Oberfläche zu beobachten, in deren Folge es zu **Mikrophyllie** bis hin zum gänzlichen Verlust der Blätter kommt. Bei den sogenannten **Rutensträuchern** werden, sofern nicht schon gänzlich zurückgebildet, die meist sehr kleinen und hinfalligen Blätter mit zunehmender Trockenheit abgeworfen, und die grüne Sprossachse übernimmt die Photosynthese.

Bei trockenresistenten Arten, v.a. innerhalb der Monokotylen sind Strukturen wie **Rollblatt** und **Faltblatt** häufig anzutreffen. Diese flexiblen Strukturveränderungen bewirken in erster Linie Schutz der transpirierenden Blattflächen vor dem Wind, sodass die Wasserdampfabgabe aufgrund des erhöhten Grenzflächenwiderstandes stark reduziert wird. Ein zusätzlicher Effekt ist, dass eine Aufheizung der Blätter dadurch vermieden wird, dass durch Einrollung bzw. Faltung die der Strahlung ausgesetzte Blattfläche insgesamt kleiner wird, woraus sich ebenfalls eine Reduktion der Transpirationsraten ergibt. Andere Mechanismen zur Regulation der stomatären Transpiration trockenoleranter Pflanzenarten sind in die Epidermis **eingesenkte Spaltöffnungen**, oft kombiniert mit der Ausbildung dichter Behaarung. Beide Merkmale führen ebenfalls zur Steigerung des Grenzflächenwiderstandes und damit zur Reduktion des Wasserverlustes durch Transpiration. Auch die Regulationsfähigkeit der Stomata von trockenoleranten Pflanzen selbst scheint effizienter und flexibler zu sein (SCHULZE et al. 1972, 1973).

Eine besondere Form morphologischer Anpassung stellt die **Sukkulenz** dar. Die Pflanzen sukkulenter Taxa sind in der Lage, in speziellen Speichergeweben Wasser anzureichern und können aus diesen inneren Wasserreserven ihren Wasserbedarf in Trockenzeiten decken (vgl. zu diesem Themenkreis u.a. ESCHRICH 1995, MOHR & SCHOPFER: 1978, DICKISON 2000).

Physiologische Anpassungen

Auch Anpassungen auf physiologischer Ebene verhalfen den höheren Pflanzen, aride Großlebensräume der Erde zu besiedeln. Die sehr viel günstigere Ökonomie des Wasserverbrauches im Zusammenhang mit der Entwicklung spezieller Formen der CO₂-Fixierung in Form von CAM (Crassulacean Acid Metabolism) und des C₄-Typus der Photosynthese ist wohl die auffälligste der physiologischen Adaptationen.

Der physikalischen Trockenheit und den damit verbundenen stark negativen Wasserpotenzialen im Boden wirkt die Absenkung des osmotischen Potenzials in der Pflanze durch Akkumulation osmotisch wirksamer Substanzen, wie anorganische Ionen und/oder die Synthese organischer Osmotika entgegen.

Ganz analoge Verhältnisse wie bei den Xerophyten gelten auch für Pflanzen auf salzhaltigen Substraten, wie etwa den Meeresküsten oder den binnenländischen Salzsteppen und –wüsten in ariden Zentren unserer großen Kontinente, vielfach in unmittelbarem Bereich von Salz- und Sodaseen. Während für Wüstenpflanzen die physikalische Trockenheit des Standorts eine osmotische Anpassung erfordert, ist es das niedrige osmotische Potenzial, also die wasserentziehende Wirkung der salzbelasteten Bodenlösung, auf die an salinen Standorten gedeihende Pflanzen mit einer osmotischen Anpassung reagieren müssen (vgl. u.a. ALBERT & POPP 1977, KINZEL 1982). Für letztere Situation hatte schon SCHIMPER (1898) den sehr treffenden Terminus „physiologische Trockenheit“ eingeführt.

Diese Zusammenfassung sollte nur einen kurzen Überblick über die vielfältigen Anpassungsmechanismen der Pflanzen an aride Großlebensräume geben. Die gesamte Formenvielfalt unserer Pflanzenwelt und ihre (Über-)lebensstrategien können im Detail in gängigen Lehrbüchern wie ZIEGLER 1998, HOPKINS 1999, oder in einschlägigen Fachlehrbüchern bzw. in Fachartikeln (z.B. DAWSON et al. 1989, ARNDT et al. 2000, 2001, SCHULZE et al. 2002 u.v.a.) nachgelesen werden.

Cytoplasmatisch verträgliche Osmolyte

Die Akkumulation größerer Mengen an anorganischen Ionen hilft zwar, das Problem der Wasseraufnahme an trockenen Standorten zu lösen, es zeigte sich aber, dass hohe Konzentrationen der osmotisch aktiven Ionen im Cytoplasma toxisch wirken. Insbesondere Na^+ und Cl^- - Ionen konkurrieren mit den Enzymen um das Lösungsmittel Wasser und bewirken in höheren Konzentrationen, dass im Zusammenhang mit den geänderten Ladungsverhältnissen die optimale Hydratation der Enzyme nicht mehr gegeben ist. Dadurch verringert sich deren Aktivität bei steigenden Ionenkonzentrationen im Cytoplasma (vgl. Zusammenfassung in KINZEL 1982).

Um die Störung der Lebensfunktionen der Zelle zu verhindern, werden nach der sog. „Kompartimentierungshypothese“ (vgl. WYN JONES & GORHAM 1983, FLOWERS & YEO 1988) in ionenspeichernden Pflanzen die osmotisch wirksamen Ionen entgegen dem herrschenden Konzentrationsgefälle aktiv, also unter Energieaufwand in die Vakuole transportiert und dort zu osmoregulatorischen Zwecken akkumuliert. Durch diese Kompartimentierung wird das Cytoplasma weitgehend von störenden Ionen freigehalten, sodass die Enzymaktivität gesichert ist. Um eine Entwässerung des ionenarmen Cytoplasmas zu verhindern, müssen im Cytoplasma enzymverträgliche aber osmotisch aktive Substanzen angereichert werden. Als solche osmotisch wirksamen aber enzymverträglichen organischen Substanzen werden in der Literatur besonders quaternäre Ammoniumverbindungen, insbesondere Glycinbetain, einige Aminosäuren, insbesondere Prolin sowie als dritte Stoffklasse diverse Hexite und Cyclite, wie z.B. Mannit, Sorbit und v.a. Pinit genannt (vgl. GREENWAY & OSMOND 1972, KINZEL 1987, POPP & SMIRNOFF 1995, JAINDL & POPP 2006).

Für die Vertreter dieser Verbindungsklassen wurde der Sammelname „compatible solutes“ („cytoplasmatische Osmotika“ bzw. „stoffwechselverträgliche Osmolyte“) geprägt. Dabei wurde schon früh deutlich, dass die vermehrte Synthese dieser Verbindungen im Zuge von Trocken- oder Salzstress einem taxonspezifischen Muster folgt. Dies führte zur Prägung des Begriffs des „Physiotypus“ als einer taxonomischen Einheit, deren Reaktion auf physikalische oder physiologische Trockenheit in einem ähnlichen inhaltstofflichen Muster erfolgt (vgl. u.a. ALBERT & KINZEL 1973, KINZEL 1982, CHOO & ALBERT 1997, ALBERT et al. 2000, ALBERT 2005).

Die „compatible solutes“ näher betrachtet:

Die Vertreter dieser Verbindungsklassen sind für die Anpassung des Cytoplasmas an das, aufgrund der Anreicherung von anorganische Ionen, organischen Säuren (Apfelsäure, Zitronensäure, Oxalsäure u.a.) und Zuckern (v.a. Saccharose), sehr niedrige osmotische Potenzial in der Vakuole verantwortlich (vgl. u.a. GREENWAY & OSMOND 1972, KINZEL 1987, POPP & SMIRNOFF 1995). Compatible solutes funktionieren unter den verschiedensten Stressbedingungen wie etwa Trockenheit, Salzbelastung, Hitze und Kälte zusätzlich als Enzymschutz, indem sie die Hydrathülle der Enzyme stabilisieren (STOOP et al. 1996, RHODES et al. 1999, JAINDL & POPP 2006).

In analoger Weise lässt sich auch ein Membranschutz interpretieren, der immer wieder erwähnt wird (vgl. z.B. SCHULZE et al. 2002): Durch Schutz des Hydratmantels werden Struktur und Funktion der zahlreichen extra- bzw. transmembranalen Proteine aufrecht erhalten. Weiters wurde erstmals von SMIRNOFF & CUMBES (1989) auch über die Funktion als Radikalfänger berichtet.

Hexite und Cyclite

Als Hexite und Cyclite bezeichnet man die azyklischen und zyklischen Zuckeralkohole, die metabolische Reduktionsprodukte aus Mono- bzw. Disacchariden darstellen (DE GRUYTER 1983). So wird z. B. unter Aufwand von NADH bzw. NADPH aus Mannose der aliphatische Zuckeralkohol Mannit(ol).

Als Vertreter der azyklischen Zuckeralkohole bzw. Hexite wurden bereits Mannit und Sorbit eingehend auf ihre Funktion als compatible solutes untersucht (STOOP et al. 1996, JAINDL & POPP 2006). Pinit, Quebrachit und einige Derivate von Inosit (myo-, chiro-, scyllo-Inosit) als Vertreter der zyklischen Zuckeralkohole (Cyclite) treten ebenfalls häufig in Pflanzen auf, die unter abiotischem Stress leiden. Besonders Pinit ist häufig in hohen Konzentrationen in Vertretern der Familien der *Fabaceae* und *Mimosaceae* anzutreffen (vgl. u.a. ALBERT et al. 2000, CHOO & ALBERT 1997). Cyclite funktionieren ebenfalls unter Stressbedingungen als Schutz für cytoplasmatische Enzyme (JAINDL & POPP 2006).

Prolin

Prolinakkumulation ist eine sehr häufige und schon längere Zeit bekannte metabolische Reaktion von Pflanzen auf Trocken- oder Salzstress. Die Biosynthese von Prolin kann von Glutaminsäure oder alternativ von Arginin (über Ornithin) ausgehen. Prolin dient nachgewiesenermaßen ebenfalls als Schutzstoff für Enzyme gegen eine Reihe von abiotischen Stressfaktoren (vgl. u.a. STEWART & LARHER 1980, THOMPSON 1980, STEWART 1981, HANSON & HITZ 1982, DELAUNEY & VERMA 1993, TAYLOR 1996, RHODES et al. 1999).

Betaine

Zur Substanzklasse der Betaine zählen mehrere quaternäre Ammoniumverbindungen (Glycinbetain, β -Alaninbetain, Prolinbetain, Trigonellin), die metabolisch mit Mono- und Dimethylglycin in Verbindung stehen (DE GRUYTER 1983). Viele höhere Pflanzen, aber auch Algen, akkumulieren als Reaktion auf Trockenstress Betaine. Betaine, namentlich Glycinbetain, treten v. a. in *Chenopodiaceae*, daneben aber auch in den Familien der *Amarantaceae*, *Plumbaginaceae*, *Capparaceae*, *Zygophyllaceae*, *Lamiaceae*, *Solanaceae*, *Asteraceae* und *Poaceae* regelmäßig auf (WYN JONES & STOREY 1981, ALBERT et al. 2000, ALBERT 2005). Allerdings sind die in vorliegender Arbeit untersuchten Familien der *Fabaceae* und *Brassicaceae* konstitutiv nicht in der Lage, Betaine anzureichern (vgl. KINZEL 1982, ALBERT et al. 2000)

Stabile Isotope - Indikatoren für Trockenstress:

In der Natur kommt Kohlenstoff in Form von zwei stabilen Isotopen vor (^{12}C und ^{13}C). Mit 98,89 at% ist das ^{12}C -Isotop das in der Atmosphäre häufigere Isotop, während ^{13}C nur zu 1,11 at% vorliegt.

Das für den Aufbau von organischem Material verwendete CO_2 der Atmosphäre wird in den pflanzlichen Geweben von zwei Enzymen verarbeitet: Ribulose-1,5-bisphosphat-carboxylase-oxygenase (RubisCO) und Phosphoenolpyruvat-Carboxylase (PEPC). Bei C3-Pflanzen fixiert die RubisCO das in den Interzellularräumen des Blattes verfügbare CO_2 , während bei Pflanzen, die dem C4- und CAM-Stoffwechselweg folgen, das CO_2 durch die PEPC vor Weiterverarbeitung durch die RubisCO zunächst in ein Zwischenprodukt (Malat) eingebaut wird. (vgl. z.B. SCHULZE et al. 2002).

Die beiden für die Fixierung von CO_2 bei der Photosynthese verantwortlichen Enzyme diskriminieren bei der Reaktion mit CO_2 verschieden stark das schwerere ^{13}C -Isotop. RubisCO bevorzugt das leichtere $^{12}\text{CO}_2$ als Substrat, während PEPC zwischen den unterschiedlich schweren CO_2 Molekülen kaum unterscheidet. Folglich ist der ^{13}C -Gehalt von C3-Pflanzen geringer als der von C4- und CAM-Pflanzen. Der $\delta^{13}\text{C}$ -Wert (Abweichung des $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ -Verhältnisses vom Vienna-PeeDee Belemnite Standard in ‰) von C3-Pflanzen liegt normalerweise zwischen -31 und -26 ‰, derjenige von CAM-Pflanzen zwischen -26 und -12 ‰, je nach dem wie ausgeprägt die Fixierung von CO_2 mittels PEPC war, und derjenige von C4-Pflanzen zwischen -6 und -19 ‰ (vgl. SMITH & EPSTEIN 1971).

Bei Spaltenschluß infolge von Trockenstress reichert sich das diskriminierte schwerere ^{13}C -Isotop in dem für die RubisCO bzw. PEPC relevanten Pool (interzellulärer Gasraum) an. Durch das relativ zum Gesamt- CO_2 -Gehalt steigende Angebot an $^{13}\text{CO}_2$ wird dieses ansonsten diskriminierte schwerere Isotop entsprechend häufiger vom Enzym angenommen und in organische Verbindungen eingebaut. Das führt dazu, dass trockengestresste Pflanzen einen vergleichsweise höheren (weniger negativen) $\delta^{13}\text{C}$ -Wert aufweisen als Pflanzen mit ausreichender Wasserversorgung (CHAPIN 2002, GUY 1980). Somit können aus den gemessenen $\delta^{13}\text{C}$ -Werten Rückschlüsse auf den auf die Pflanze einwirkenden Grad des Trockenstress gezogen werden.

Stabile Isotope –Indikatoren für Substratnutzung:

Atmosphärischer Stickstoff ist der größte N-Pool unserer Erde. Mit 78% ist Stickstoff der Hauptbestandteil unserer Luft und liegt in zwei natürlich vorkommenden Isotopen (^{14}N und ^{15}N) vor, wobei das seltenere, schwerere Isotop (^{15}N) einen Anteil von nur 0,3663% an der Atmosphäre einnimmt. Der $\delta^{15}\text{N}$ -Wert gibt eine Abweichung des Verhältnisses zwischen den ^{14}N - und ^{15}N -Isotopen von ihrem natürlichen Vorkommen in unserer Atmosphäre an. Dem Luftstickstoff wird demnach per Definition ein $\delta^{15}\text{N}$ -Wert von 0 ‰ zugeordnet (HÖGBERG 1997, BODDEY et al. 2000).

Dadurch lassen sich Aussagen darüber treffen, welche Stickstoffquelle den Pflanzen zu ihrem Wachstum zur Verfügung stand. Besonders deutlich wird der Unterschied dann, wenn - wie im Falle der *Fabaceae* - Luftstickstoff durch die Symbiose mit Knöllchenbakterien für die Pflanzen verfügbar gemacht wird, während alle nicht zur Stickstofffixierung befähigten Pflanzen den $\delta^{15}\text{N}$ -Wert des N-Pools im Boden widerspiegeln (vgl. dazu u.a. BODDEY et al. 2000, GATHUMBI 2002, DIAZ et al. 2005).

Fragestellungen

- Ist das Inhaltstoffmuster der an den jeweiligen Testflächen aufgesammelten Pflanzenarten mehr durch ihre systematische Stellung oder mehr durch das jeweilige Bündel an ökologischen Faktoren gesteuert (v.a. Trocken- und Kältestress)?
- Wie variabel können die untersuchten Familien bezüglich ihres Inhaltstoffmusters darauf reagieren?
- Lassen sich durch Vergleich der Messungen des $\delta^{13}\text{C}$ -Wertes in der Gesamttrockensubstanz bzw. den Presssäften Indizien für die Einwirkung von chronischem bzw. aktuellem Trockenstress gewinnen (vgl. ARNDT & WANEK 2002)?
- Gibt es Unterschiede im physiologischen Verhalten zwischen Aufsammlungen im Frühjahr und im Herbst, und lassen sich daraus Rückschlüsse über die Intensität der sommerlichen Dürreperiode ziehen?
- Lassen sich durch das Verhältnis der beiden Stickstoffisotope ^{14}N und ^{15}N Aussagen über die N-Versorgung und deren Rolle für die Akkumulation von Prolin treffen? (DIAZ et al. 2005).

MATERIAL UND METHODEN

Aufsammlungsorte und Pflanzen:

Es wurden an sieben verschiedenen Testflächen entlang eines Gradienten von der Vollwüste bis in die trockenen Hochlagen des südlichsten Atlas-Gebirgszugs in Marokko Pflanzenarten der Familien *Leguminosae* Juss. (alternativ *Fabaceae* Lindl.) und *Cruciferae* Juss. (alternativ *Brassicaceae* Burnett) aufgesammelt und hinsichtlich des Musters an osmotisch wirksamen Inhaltsstoffen analysiert. Eine Aufsammlung wurde im Mai 2003, eine zweite im Oktober 2003, nach Ende der sommerlichen Trockenzeit, durchgeführt. Die sieben Untersuchungsflächen unterscheiden sich bezüglich einer Vielzahl an einwirkenden abiotischen Faktoren, insbesondere aber durch die unterschiedliche Wasserverfügbarkeit.

Die Versuchspflanzen der zwei Verwandtschaftskreise repräsentieren zum Teil auch unterschiedliche Lebensformen (Sträucher, Kleinsträucher, Igelpolster).

- (1) **Testfläche El Miyit** (-5.62900 E, 30.36367 N, 792m): *Retama raetam* (*Fabaceae*)
- (2) **Testfläche Bou Ihrhem, Argioun** (-6.19012 E, 30.5760 N, 1020m): *Farsetia aegyptiaca* (*Brassicaceae*)
- (3) **Testfläche Bou Skour** (-6.3404 E, 30.95587 N, 1412m): *Genista scorpius* ssp. *myriantha* (*Fabaceae*)
- (4) **Testfläche Trab Labied** (-6.57978 E, 31.17345 N, 1385m): *Farsetia occidentalis* und *Zilla spinosa* ssp. *macroptera* (beide *Brassicaceae*)
- (5) **Testfläche Agdz** (-6.69068 E, 30.76939 N, 1475 m): *Retama sphaerocarpa* (*Fabaceae*)
- (6) **Testfläche in der Artemisiasteppe von Taoujgalt** (-6.32913 E, 31.38217 N, 1902m): *Adenocarpus bacquei* (*Fabaceae*)
- (7) **Testfläche Tizi El Fugani, nahe der IMPETUS-Testfläche "Tichki" in der Igelpolsterstufe des Hohen Atlas** (-6.27164 E, 31.52824 N, 2793m): *Cytisus purgans* ssp. *balansae* und *Erinacea anthyllis* (beide *Fabaceae*), sowie *Alyssum spinosum*, *Vella mairei* (beide *Brassicaceae*)

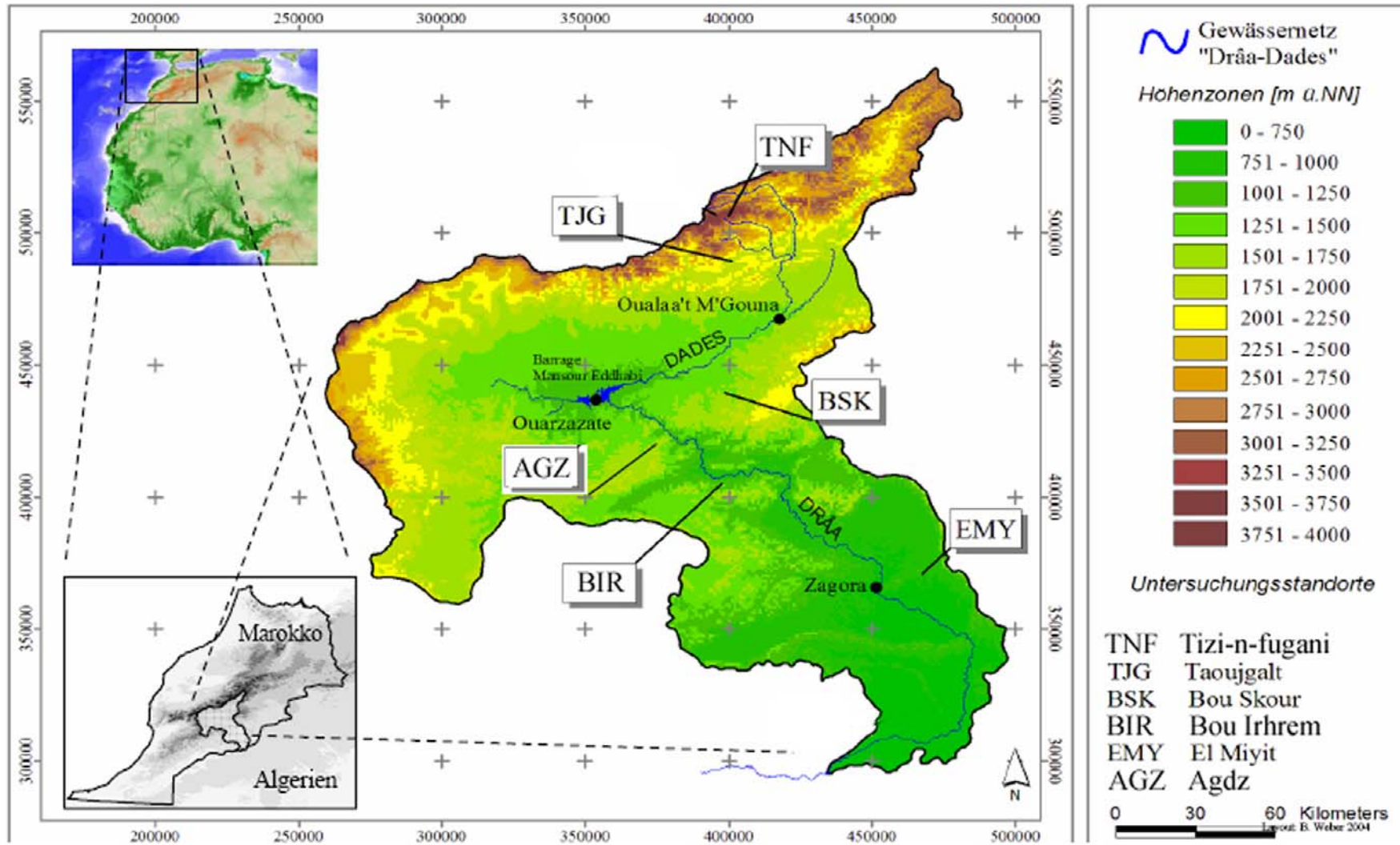


Abb. A: Untersuchungsstandorte und Höhenzonen im oberen Einzugsgebiet des Wadi Drâa (Datengrundlage: GTOPO 30, Projektion: Lambert Conformal Conic, Spheroid: Clarke 1880, Rasterweite: 937 m). Verändert nach WEBER (2004)

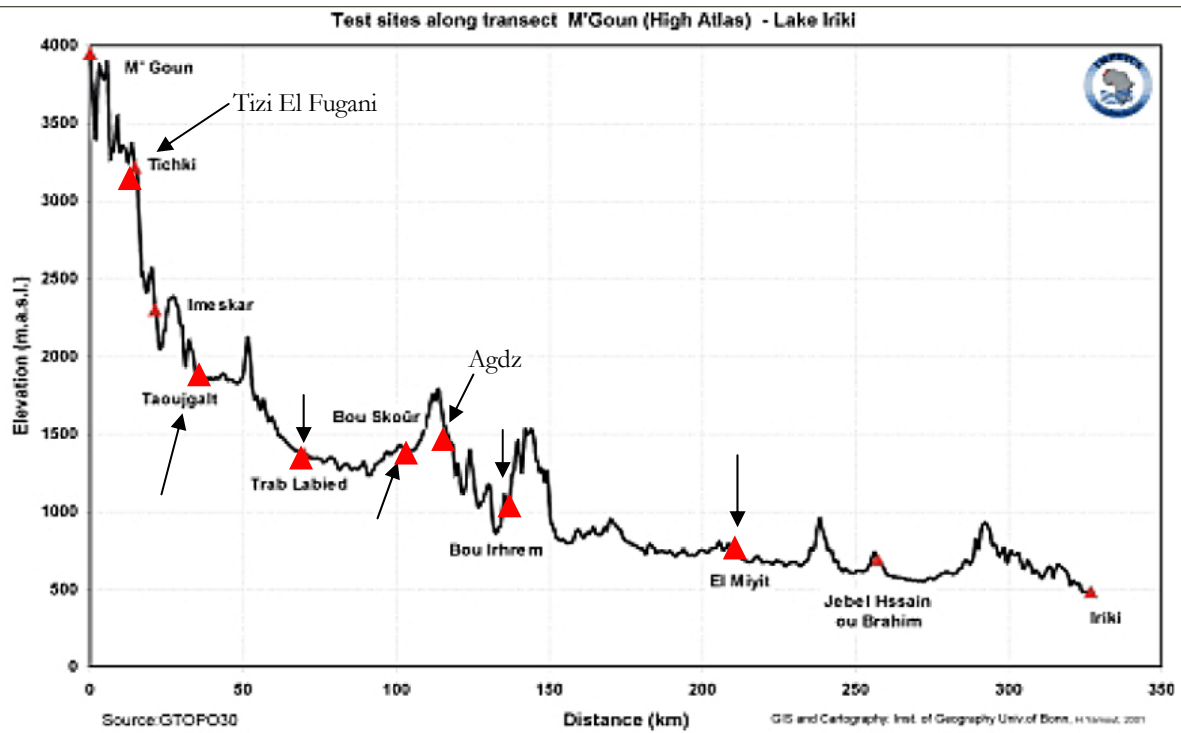


Abb. B: Höhen transect durch das Einzugsgebiet des Wadi Drâa. Die Aufsammlungsstandorte sind mit Pfeilen markiert. (verändert nach IMPETUS 2001)

Kurzsteckbrief der Pflanzen: Lebensform, Stoffwechselweg

***Alyssum spinosum* L. (Brassicaceae)**

Chamaephyt mit Sprossdornen, Dornpolsterpflanze der oromediterranen Zone, C3-Stoffwechselweg

***Farsetia aegyptiaca* Turra (Brassicaceae)**

Chamaephyt, nur wenig verholzender Zwergstrauch, der nach längeren Trockenperioden die Blätter abwirft und als Rutenstrauch überlebt, C3-Stoffwechselweg

***Farsetia occidentalis* B.L.Burt (Brassicaceae)**

Lebensform wie *F. aegyptiaca*, C3-Stoffwechselweg

***Vella mairei* Humbert (Brassicaceae)**

Chamaephyt mit Sprossdornen, Dornpolsterpflanze der oromediterranen Zone, C3-Stoffwechselweg

***Zilla spinosa* (L.) Prantl ssp. *macroptera* (Cosson) Maire & Weiller (Brassicaceae)**

Chamaephyt, Ruten(zwerg)strauch mit Sproßdornen, C3-Stoffwechselweg

***Adenocarpus bacquei* Batt. & Pitard (Fabaceae)**

Phanerophyt, besonders in Wasserabflussrinnen, C3-Stoffwechselweg

***Cytisus purgans* (L.) Boiss. ssp. *balansae* (Boiss.) M. (Fabaceae)**

Chamaephyt mit Sprossdornen, Dornpolsterpflanze der oromediterranen Zone, C3-Stoffwechselweg

***Erinacea anthyllis* Link (= *E. pungens* Boiss.) (Fabaceae)**

Chamaephyt mit Sprossdornen, Dornpolsterpflanze der oromediterranen Zone, C3-Stoffwechselweg

***Genista scorpius* (L.) DC. ssp. *myriantha* (Ball) Maire (Fabaceae)**

Phanerophyt, Rutenstrauch, C3-Stoffwechselweg

***Retama raetam* (Forsk.) Webb. & Berthel (Fabaceae)**

Phanerophyt, Rutenstrauch, Fraßschutz durch Giftstoffe, besonders in (kleinen) Wadis, C3-Stoffwechselweg

***Retama sphaerocarpa* (L.) Boiss. (Fabaceae)**

Phanerophyt, Rutenstrauch, Fraßschutz durch Giftstoffe, besonders in (kleinen) Wadis, C3-Stoffwechselweg

(Botanische Klassifikationen nach WATSON, 1992; SAYED 2001; ZIEGLER et al. 1981, FINCKH 2007 und mündl. Mitteilungen von IMPETUS-Mitarbeiter Mag. Markus STAUDINGER)

Beschreibungen der Aufsammlungsorte: geologische Geschichte, Untergrund

Die ausgewählten Testflächen sind entlang eines hauptsächlich Nord-Süd orientierten Transekts von den oromediterran geprägten Hängen des Hohen Atlas zu den Wüstengebieten des Saharavorlands angeordnet. Mit Hilfe dieser Testflächen sollten die wichtigsten ökologischen Gradienten, sowohl bezüglich der Aridität als auch bezüglich der Höhenlage, des oberen Drâa-Einzugsgebietes abgebildet und die Variabilität der Anpassung an diese ökologischen Gegebenheiten innerhalb der beiden untersuchten Familie erfasst werden.

El Miyit

Die Testfläche von El Miyit liegt in einem ca. 30 km von Zagora entfernten Becken westlich des Jebel Bani auf ca. 790m Seehöhe. Die Beckenlandschaft wird durch meist nur geringmächtige quartäre Wadi-Schotter über Schiefen des Ordoviziums und Bani-Quarzit-Felsen gekennzeichnet. Die Quarzite sind stark geklüftet und enthalten Kalksteineinschlüsse.

Laut den Daten der offiziellen Wetterstation von Zagora erhält das Becken von Zagora durchschnittlich 70 mm Niederschlag pro Jahr.

Die Vegetation dieser Halbwüste ist stark in die Abflussrinnen kontrahiert und gehört der saharischen phytogeographischen Region an (vgl. dazu ZOHARY 1973). In den tieferen Abflussrinnen finden sich *Acacia raddiana* und *Retama raetam*, in den flacheren dominieren Zwergsträucher (z.B. *Hammada scoparia*), die Regflächen sind frei von perennierenden Pflanzen.

Das Gebiet wird von den Ziegen- und Dromedarherden der ansässigen Bewohner der Siedlung El Miyit und von nomadischen Berbergruppen als Weidefläche genutzt.

Bou Ihrhem

Der Standort Bou Ihrhem, Argioun liegt etwa 15km östlich von Agdz auf ca. 1050m Seehöhe im Wadi Drâa. In diesem Gebiet finden sich oberkambrische Quarzite und Sandsteine in die gelegentlich Kalke eingeschaltet sind. Das Drâa-Tal selbst ist in weichen ausgeräumten Schiefen des unteren Silur eingebettet. Typisch für die Gebiete des Anti-Atlas sind zwergstrauchgeprägte Felsfluren mit in die Abflussrinnen zusammengezogener Vegetation. Aber auch auf den Regflächen zwischen den Rinnen, die den Bruchlinien des Untergrundgesteins folgen, finden sich vereinzelt perennierende Pflanzen wie z.B. *Hammada scoparia*.

Phytogeographische Region: Saharisch

Agdz-Ouarzazate

Der Standort Agdz-Ouarzazate befindet sich in einem kleinen Nebenarm des Wadi Drâa nahe der Straße zwischen Agdz und Ouarzazate auf 1475m Seehöhe. Nach Untergrund und Vegetation entspricht dieser Standort weitgehend der Testfläche von Bou Skour mit der Ausnahme, dass durch die Wadi-Situation eine höhere Wasserverfügbarkeit gegeben war. Des Weiteren waren erste Einflüsse der saharischen Vegetationszone (*Retama sphaeroarpa* - Büsche) zu bemerken.

Bou Skour

Die Testfläche Bou Skour liegt ca. 6 km nordwestlich der gleichnamigen Bergbausiedlung in der flachen Hügellandschaft des Jebel Sarrho auf etwa 1420m Seehöhe. Das Gebiet gehört zum südlich gelegenen Anti-Atlas und wird durch das präkambrische Grundgebirge des Jebel Sarrho geprägt. Die präkambrischen Vulkanite und Sedimente des Anti-Atlas werden in den Höhen durch Grobkonglomerate überlagert. In den Tälern dominieren fluviatile Ablagerungen des Holozäns. In der Nähe der Testsite befinden sich eine alte Kupferlagerstätte und deren Abraumhalden.

Die vorherrschende irano-turanische Vegetation wird durch Zwergstrauchsteppen (z.B. *Convolvulus trabutianus*) geprägt. Das Gebiet wird als Weidefläche von einer nomadisierenden Fraktion der Ait Atta und von den Tieren der Besitzer eingesprengter Häuser genutzt.

Trab Labied

Die Testfläche von Trab Labied liegt auf 1380m Seehöhe am Südrand des Hohen Atlas im Becken von Ouarzazate. Das känozoisch (Pliozän – Quartär) verfüllte Becken ist ein Sammelpunkt vieler niederschlagsgespeisten Zuflüsse der nahen Berge. Die aufliegenden groben Schotter zeigen triassische Dolerite, liassische und eozäne Kalke sowie rote Sandsteine des Hohen Atlas.

Die durch vorherrschende *Chenopodiaceae*-Zwergsträucher geprägte Steppe gehört der irano-turanischen Vegetationszone an. Die Bewohner der angrenzenden Ortschaften nutzen dieses Gebiet als Weiden für ihre Schaf- und Ziegenherden.

Taoujgalt

Der Standort von Taoujgalt liegt auf einer Seehöhe von 1900m im Auslaufbereich eines Schwemmfächers in der breiten Hochebene von Ait Toumert. Die Testfläche befindet sich in einem känozoisch verfüllten Hochtal inmitten des Hohen Atlas. Der Boden besteht hier aus den Schottern des Schwemmfächers und feinkörnigeren Verwitterungsprodukten pliozäner Konglomerate über den von Norden einfallenden Kalken des unteren bis mittleren Lias.

Die Vegetation dieser Hochebene wird durch Wermutarten aus der *Artemisia herba-alba* Gruppe dominiert. Die Fläche wird von Berbergruppen als Weide genutzt, stellenweise wird die Steppe für den Bewässerungsfeldbau umgebrochen.

Phytogeographische Region: irano-turanisch

Tizi El Fugani

Die Testfläche Tizi El Fugani ist eine mit grobem Geröll aus verwittertem Untergrundgestein bedeckte Hangschulter in 3165m Seehöhe. Den Untergrund bilden triassische und jurassische Gesteine des Hohen Atlas.

Die Vegetation dieser Testfläche entspricht der oromediterranen Stufe, d.h. den Dornpolstergesellschaften der mediterranen Hochgebirge. Die Fläche wird von den Berbergruppen des Gebietes als Sommerweide genutzt.

(Geologische Klassifikationen nach der Arbeitsgruppe FINCKH, DIEKKRÜGER, GASTREICH, SCHULZ & YAMOUT – IMPETUS 2001)



Abb. C: Standort El Miyit



Abb. D: Standort Bou Irhrem



Abb. E: Standort Bou Skour



Abb. F: Standort Trab Labied



Abb. G: Standort Taoujalt



Abb. H: Standort Tizi El Fugani (Tichki)

Klimatische Faktoren:

Die klimatischen Faktoren wurden von einer Arbeitsgruppe im Rahmen des Großprojektes IMPETUS (siehe FINCKH 2007) erhoben. Die Daten wurden als Interpretationshilfe in Bezug auf die abiotischen Faktoren herangezogen.

Standort	Jahresniederschlag	Höhenlage
El Miyit	52 mm	790m
Bou Ihrhem	78 mm	1050m
Bou Skour	133 mm	1420m
Trab Labied	124 mm	1380m
Taoujgalt	170 mm	1900m
Tizi El Fugani	528 mm	3165m

Tab.1: Mittlerer Jahresniederschlag und Höhenlage der Untersuchungsstandorte.

Die folgenden Grafiken sollen einen Überblick über die Niederschlagsituation an einigen der oben genannten Standorten wiedergeben. Die Abbildungen I-M stammen unverändert aus WEBER (2004) und sollen einen differenzierteren Einblick in die Unterschiede der Niederschlagsituation an den Aufsammlungsstandorten geben als die Jahresmittelwerte.

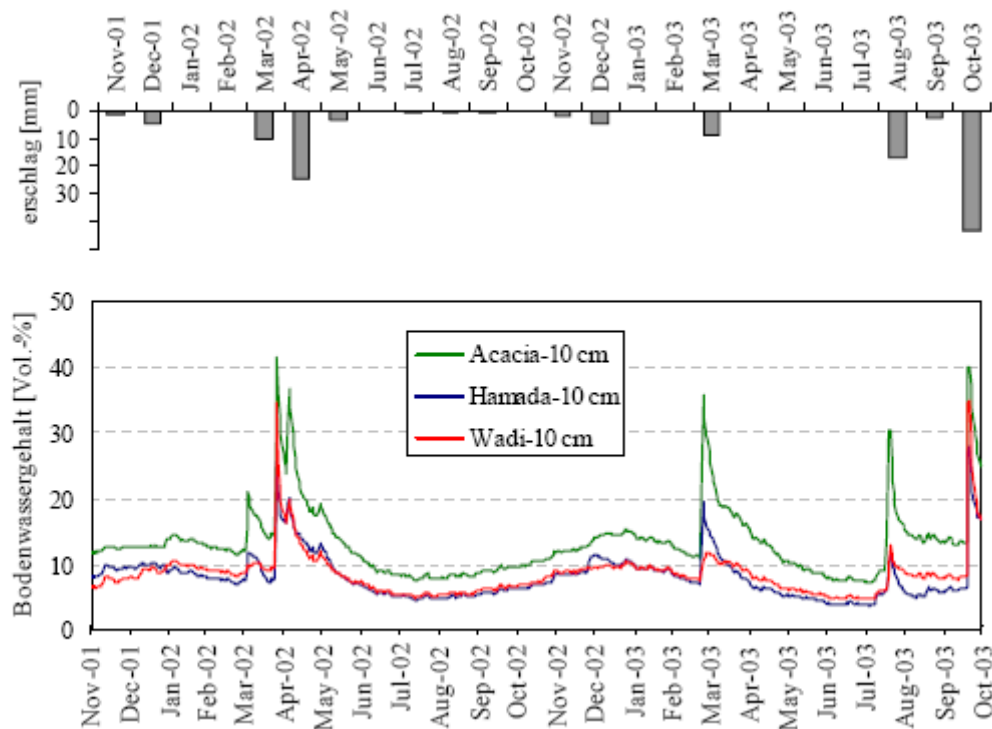


Abb. I: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.-%) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=125$ mm) am Standort El Miyit von November 2001 bis Oktober 2003.

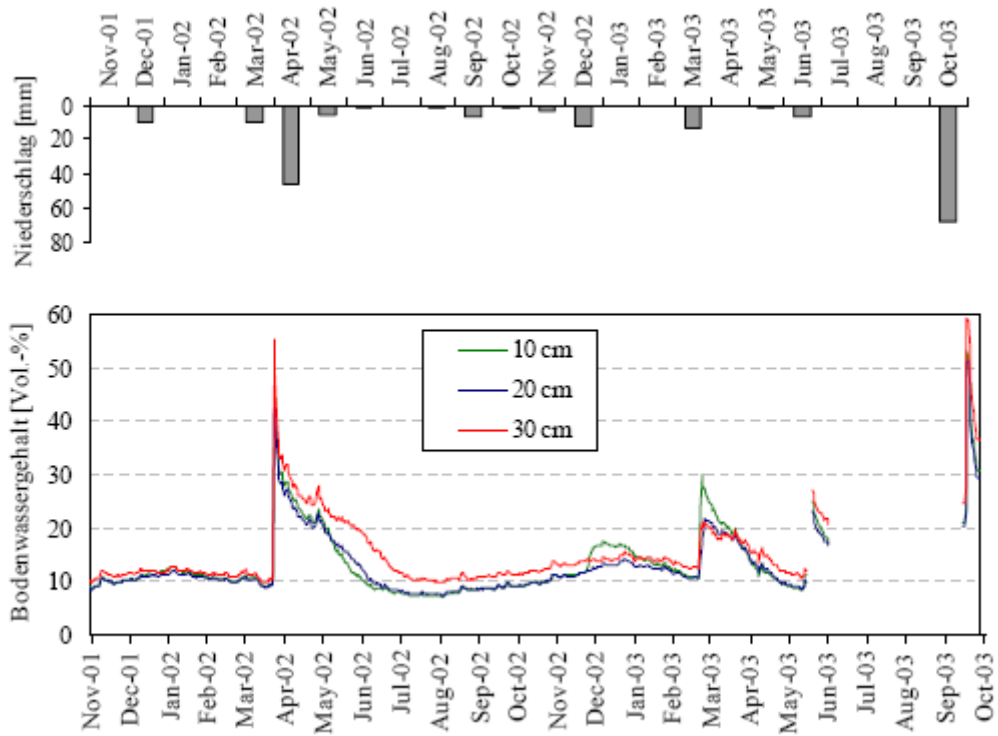


Abb. J: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.-%) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=187$ mm) am Standort Bou Ihrrem von November 2001 bis Oktober 2003.

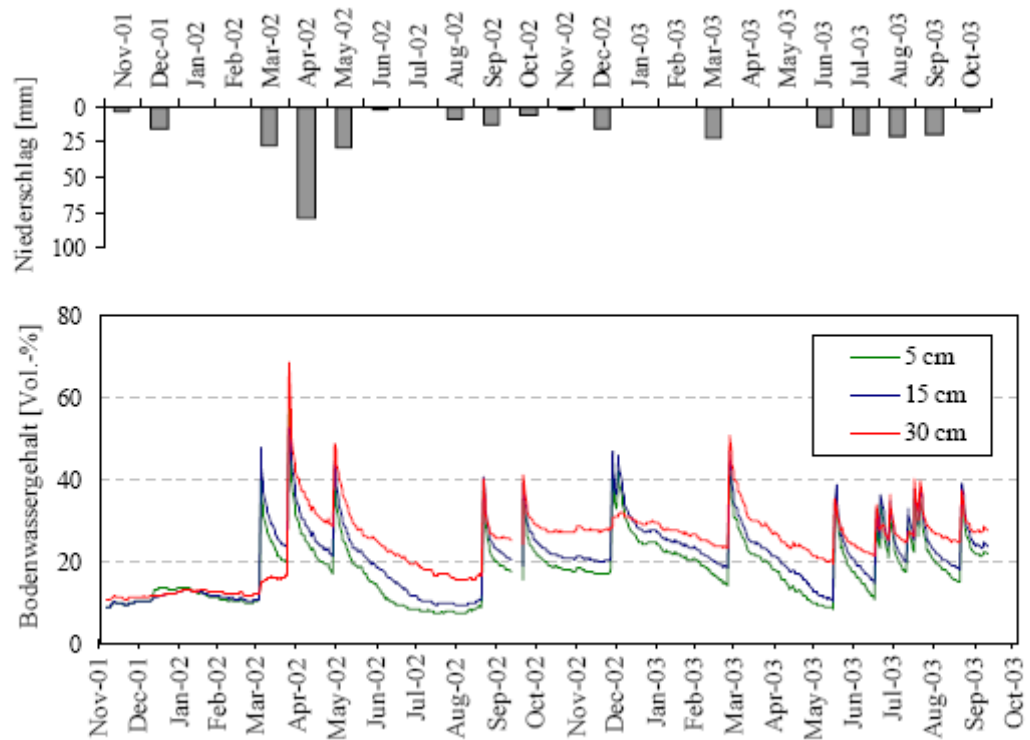


Abb. K: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.-%) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=297$ mm) am Standort Bou Skour von November 2001 bis Oktober 2003.

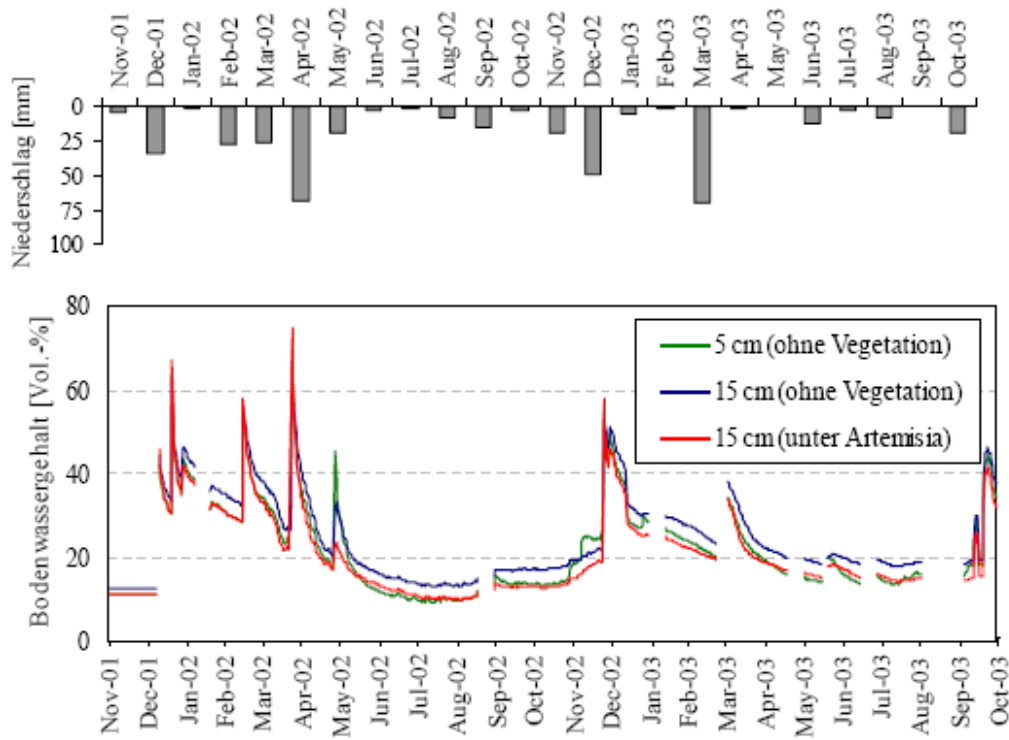


Abb. L: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.-%) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=402$ mm) am Standort Taoujalt von November 2001 bis Oktober 2003.

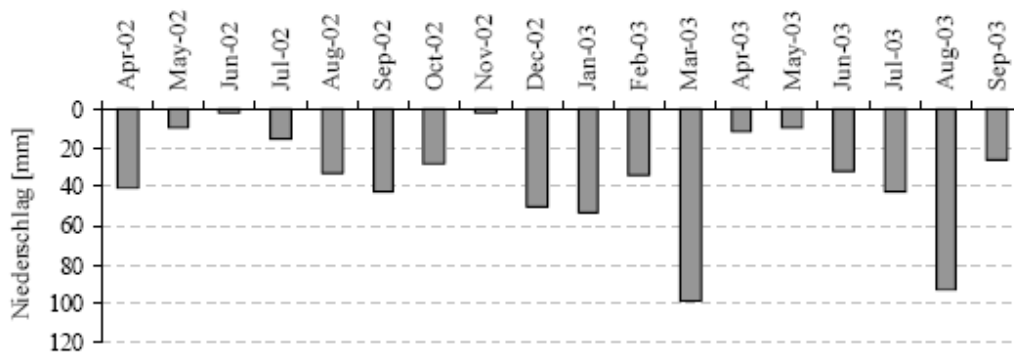


Abb. M: Monatliche Niederschlagssummen am Standort Tichki (Tizi El Fugani) von April 2002 bis September 2003.

Probengewinnung und Vorbereitung:

Aufsammlung: An jedem der oben beschriebenen Standorte wurde jeweils im Mai und im Oktober 2003 in einem Umkreis von ca. 1 km um den angegebenen GPS – Koordinatenpunkt lebendes, frisches Pflanzenmaterial gesammelt. Pro Standort und Spezies wurden Stichproben bestehend aus Pflanzenmaterial (meist junge, photosynthetisch aktive Sprosssteile) von je 5 Individuen geworben. Jeder der Standorte wurde aufgrund auffälliger kleinräumiger Unterschiede (Wasserabflussrinnen, Hanglagen, Hangexposition) in Substandorte unterteilt, wobei für jeden Substandort eine Stichprobe angefertigt wurde. Pro Standort und Zeitpunkt (Mai/Oktober) wurden also 15 Individuen besammelt und das Material von jeweils 5 Individuen zu drei Stichproben (Substandortproben) vereinigt. In zwei Fällen (*Adenocarpus bacquei*, *Retama sphaerocarpa*) war es aufgrund der geringen Individuendichte und des begrenzten Vorkommens dieser Arten (ausschließlich in Wadis), nur möglich eine Stichprobe, bestehend aus Material von je 11 Individuen innerhalb des Substandorts „Wasserabflussrinne“ aufzunehmen. In Summe erhielten wir auf diese Weise n=39 Stichproben der Familie der *Brassicaceae* und n=29 Stichproben aus der Familie der *Fabaceae*.

Soweit es möglich war, wurden bei der Gewinnung des Pflanzenmaterials grüne, voll entwickelte Blätter bevorzugt. Wenn die vorhandenen Blätter nicht ausreichten, mussten zusätzlich auch photosynthetisch aktive Teile der Sprossachsen geerntet werden, sodass in einigen Fällen Mischproben aus Sprossachsen und Blättern verarbeitet wurden. Im Falle von teilweise laubwerfenden bzw. aphyllen Rutensträuchern oder Dornpolstern wurden junge Sprosssteile gesammelt; wo Blätter vorhanden waren, wurden dabei auch diese mit aufgesammelt.

Die Pflanzenteile wurden abgezupft oder abgeschnitten und zusammen mit Aqua dest. - getränktem Zellstoff in einem dicht schließenden Plastikbeutel in einer Kühltruhe bei ca. 10°C für den Transport in die Station zwischengelagert. Durch die Aufsättigung der Atmosphäre in den Plastikbeuteln mit Wasserdampf sollte ein Wasserverlust der Pflanzenteile vermieden werden. Bis zur Weiterverarbeitung - noch am selben Tag - wurden die Proben im Kühlschrank bei 4°C aufbewahrt. Die durchgehende Kühlung sollte die Enzymaktivität und damit den Stoffabbau sowie die eventuelle Entwicklung von Pilzen minimieren. Je nach Entfernung des Aufsammlungsortes zur Station dauerte der Transport zwischen zwei und fünf Stunden. Die Lagerung im Kühlschrank betrug, je nach Probenumfang des Tages und dem damit verbundenen Zeitaufwand der Verarbeitung, zwischen Null und acht Stunden.

Probenvorbereitung: Das Frischmaterial wurde in einer speziell angefertigten ca. 1 m³ großen, mit Wasserdampf gesättigten Kammer zunächst manuell grob zerkleinert und durchmischt, um eine homogene Mischprobe zu erhalten. Zur weiteren Verarbeitung aliquoter Teile zu Presssaft bzw. Pulver wurde wie folgt vorgegangen:

(1) Presssäfte: Ein Aliquot der homogenisierten Mischprobe wurde in dicht verschließbaren Plastikbehältern in einem handelsüblichen Mikrowellenherd (1000W) für 3x 10 Sekunden stark erhitzt, um die Membranen zu denaturieren und enzymatische Reaktionen zu stoppen (POPP et al. 1996). Die Behälter wurden danach bis zu ihrem Transport nach Wien bei -22°C tiefgefroren. Nach Transport des durchgehend gekühlten Pflanzenmaterials nach Wien wurden daraus nach kurzem Auftauen Presssäfte durch Zentrifugation (3500 rpm bei 10°C, Beckmann Zentrifuge J2-21) hergestellt.

(2) Das zweite Aliquot der homogenisierten Mischprobe wurde noch vor Ort im Trockenschrank bei 75°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Aus diesem Material wurde auch der Wassergehalt durch Wägen der Probenaliquote vor und nach der Trocknung ermittelt. Die getrockneten Proben wurden in Wien manuell weiter zerkleinert und anschließend in einer Schwingmühle (Retsch MM 2000) feinst vermahlen.

Sowohl bei der Aufsammlung als auch bei der Weiterverarbeitung der Proben wurde darauf geachtet, bei der Handhabung des Pflanzenmaterials stets Laborhandschuhe zu tragen, um eine Kontamination mit Na⁺- und Cl⁻-Ionen zu unterbinden.

Chemische Analysen:

Folgende Parameter wurden im **Presssaft** bestimmt:

- osmotisches Potenzial (kryoskopische Osmometrie)
- anorganische Kationen (Atomabsorptions-Spektrophotometrie)
- anorganische und organische Anionen (HPLC)
- Zucker und Zuckeralkohole (GC)
- Isotopenverhältnisse $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ und $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$

Folgende Parameter wurden mittels Extrakt bzw. direkt aus dem **Pflanzenpulver** bestimmt:

- freie Aminosäuren (HPLC)
- Isotopenverhältnisse $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ und $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$

Die Mehrheit der Inhaltsstoffe wurde in vorliegender Arbeit direkt im Pflanzenpresssaft ermittelt und beziehen sich daher auf mL Presssaft. Die freien Aminosäuren, die aus methodischen Gründen in Extrakten aus dem vermahlenden Pulver der trockenen Pflanzenteile gemessen wurden, wurden mithilfe der ermittelten Werte für den Frischwassergehalt auf g (bzw. mL) Frischwasser bezogen. Dies spiegelt die Konzentrationsverhältnisse im Zellsaft am ehesten wider, sodass diese Werte mit den Presssaft-Werten unmittelbar vergleichbar sind. Da in vorliegender Studie Pflanzenarten verglichen werden sollten, die Repräsentanten sehr unterschiedlich „xeromorpher“ Lebensformen darstellen, und da zudem infolge Materialmangels zum Teil Mischproben aus (hygromorphen) Blättern und (xeromorpheren) Sprossachsen in variierenden Mischungsverhältnissen verarbeitet werden mussten, wurde der Bezug der Werte für die freien Aminosäuren auf mL Wassergehalt als zweckdienlicher betrachtet als der Bezug auf die Trockensubstanz. In letzterem Falle würde aufgrund sehr unterschiedlicher Wassergehalte bzw. Trockensubstanz-Anteile das Bild stark verzerrt werden.

Osmotisches Potenzial

Die Bestimmung der Menge an wasserlöslichen, osmotisch wirksamen Stoffen in den gewonnenen Presssäften wurde mittels kryoskopischer Osmometrie (Micro-Osmometer Model 3 MO plus) durchgeführt. Die ermittelten Werte wurden in $\text{mosmol}\cdot\text{L}^{-1}$ angegeben und sind ein Maß für die Konzentration aller osmotisch wirksamen Verbindungen und Ionen (=Osmolalität). Gleichzeitig spiegeln diese Werte auch das osmotische Potenzial (- MPa) wider. Im Text wird daher neben der „Osmolalität“ auch der Begriff „osmotisches Potenzial“ verwendet.

Anorganische Kationen (Atomabsorptions-Spektrophotometrie)

Die Messung der anorganischen Kationen (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+}) erfolgte in verdünnten Presssäften (1:504) mittels Atomabsorptions-Spektrophotometrie (AAS, Perkin Elmer 3110 W). Die Probelösungen (wässrig, 0,1% Cäsiumchlorid als Strahlungspuffer) wurden in einer Luft-Acetylgasgemischflamme atomisiert und mittels der entsprechenden Hohlkathodenlampen photometrisch quantifiziert. Zur Kalibrierung dienten Standardgemische mit Konzentrationen der genannten Kationen von $10\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ bis $1\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$.

Anorganische und organische Anionen (HPLC)

Die Analyse der anorganischen Anionen (Nitrat, Chlorid, Sulfat und Phosphat) und der organischen Säureanionen (Malat, Oxalat, Citrat, Isocitrat, cis- und trans-Aconitat) erfolgte in verdünnten Presssäften (1:500).

Die Flüssigkeitschromatografische Auftrennung erfolgte an einem Chromatographiesystem (Dionex DX 500), bestehend aus einer Anionenaustauschersäule (IonPac AS11, $10\ \mu\text{m}$, $25\ \text{cm} \times 4\ \text{mm}$ Innendurchmesser) und einer Vorsäule (IonPac AS11-guard, $13\ \mu\text{m}$, $5\ \text{cm} \times 4\ \text{mm}$) in einem Eluenten ($0,5\ \text{mM KOH}$ auf $37,5\ \text{mM KOH}$ in 18 min, Eluentengenerator EG40) bei einer Flussrate von $2\ \text{mL}/\text{min}$ und einer konstanten Säulentemperatur von 35°C . Die aufgetrennten Ionen wurden mittels Leitfähigkeitsdetektor (Dionex ED 40) nach chemischer Suppression quantifiziert.

Die Berechnung der quantitativen Größen erfolgte über Kalibrierungen mit einem Standardgemisch (Fluka) in Konzentrationen von $100\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ bis $0,78\ \text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$.

Zucker und Zuckeralkohole (GC)

Für die Analyse der löslichen Zucker (Fruktose, Glukose, Saccharose, Trehalose und Raffinose) sowie der azyklischen (Mannit) und zyklischen (Pinit, Quebrachit, myo-, chiro- und scyllo-Inosit) Zuckeralkohole wurden die zur Trockene gebrachten (Speedvac, Savant) 20µL Aliquote der unverdünnten Presssäfte in Pyridin aufgenommen. Die Derivatisierung der Hexite und Cyclite zu Trimethylsilyl-Derivaten erfolgte durch die Zugabe von N,O-bis-(Trimethylsilyl)-Trifluoroacetamid (BSTFA) und Trimethylchlorosilan (TMCS) und 45 minütiger Inkubation bei 75°C in dicht verschlossenen Glasgefäßen. Die Quantifizierung erfolgte unter Bezug auf eine definierte Menge eines ebenfalls mitsilylierten internen Standard (Phenyl-β-D-Glucopyranosid) über Kalibrierungen mit einem selbst hergestellten Standardgemisch aus Reinsubstanzen mit Stoffmengen von 100µg bis 2,5µg (Fluka).

Die gaschromatographische Auftrennung erfolgte auf einem Chromatographie-System (Gaschromatograph HP 5890 A), bestehend aus einer Kapillarsäule (15 m x 0,52 mm Innendurchmesser) mit einer apolaren stationären Phase (HP1, 0,2 µm). Die Auftrennung erfolgte unter Anwendung eines Temperaturprogramms: 85°C, 1 min isotherm; 85-125°C, mit einer Heizrate von 30°C/min; 125-250°C, 5°C/min; 250-310°C, 10°C/min und 310°C für 2 min isotherm. Der Injektor wurde jeweils 3°C über der Säulentemperatur gehalten, während der Flammenionisationsdetektor konstant bei 330 °C betrieben wurde. Als Brenngas fungierte Wasserstoff, als Oxidans Pressluft. Als Trägergas wurde Helium mit einem Fluss von 3 mL/min verwendet (11 kPa bei 85 °C).

Isotopenverhältnisse $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ und $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$

Etwa 2 mg der vermahlenden Pflanzenproben wurden in Zinnkapseln eingewogen. Parallel dazu wurden auch je 50 µL Aliquote der Presssäfte in Zinnkapseln pipettiert und im Vakuum (Speedvac Heto VR-1) zur Trockne gebracht.

Sowohl Pflanzenpulver als auch die Presssaft-Rückstände wurden mittels Massenspektrometrie (Massenspektrometer, Finnigan MAT Delta) auf die jeweiligen Isotopenverhältnisse und die Absolutgehalte an C und N untersucht.

Freie Aminosäuren (HPLC)

Zur quantitativen Erfassung der freien Aminosäuren (Alanin, Arginin, Asparagin, Cystein, Glutamin, Glutaminsäure, Glycin, Histidin, Isoleucin, Leucin, Lysin, Methionin, Phenylalanin, Prolin, Serin, Threonin, Tyrosin, Valin) wurde aus etwa 20mg des vermahlenden Pflanzenpulvers

unter Zugabe einer wässrigen Lösung von L-Methionin-Sulfon und Nor-Leucin (Interne Standardsubstanzen zu 2,5mM, 5mM), ein Methanol-Chloroform-Heißwasserextrakt hergestellt. (60°C, 30 min Inkubation)

Die wässrige Phase wurde mittels Kationenaustauscherharz (Dowex 50W x 8, 50-100 mesh) von störenden anorganischen und organischen Anionen befreit. Die mit 3M NH₃ eluierte Probe wurde an einem Rotavapor (Büchi RE120, Büchi R124 mit temperierten Wasserbad) bei 40°C Wasserbadtemperatur zur Trockene eingengt und anschließend in 500µL MilliQ (MilliQ 185 Plus Wasseraufbereitung, Fa Millipore) Wasser aufgenommen.

Diese wässrigen Lösungen wurden unter Zugabe einer Mischung aus Methanol, Natrium-Acetat und TEA (Triethylamin) getrocknet (Speedvac, Savant) und anschließend in einer wässrigen Derivatisierungs-Lösung aus Methanol, TEA und PITC (Phenylisothiocyanat) aufgenommen und erneut im Vakuum getrocknet (Speedvac, Savant).

Die so vorbereiteten Proben konnten in Eluent A (bestehend aus Natrium-Acetat, TEA, EDTA (Ethylendiamintetraessigsäure), Essigsäure, Acetonitril und MilliQ-Wasser) aufgenommen und am Flüssigkeits-Chromatographiesystem (Dionex, Österreich) unter Verwendung von einer Silicagelsäule (Novapak C18 column 3,9 x 300mm) und einer Vorsäule (Novapak C18 precolumn 3,9 x 300mm) bei einer konstanten Säulentemperatur von 38°C und einem graduierten Wechsel von Eluent A zu Eluent B (EDTA, Acetonitril und MilliQ-Wasser) gemessen werden. Die Detektion erfolgte mittels UV-Detektor bei einer Wellenlänge von 254nm.

Die Quantifizierung erfolgte unter Bezug auf die zu Beginn zugegebenen internen Standardsubstanzen und über Kalibrierungen mit einem Standardgemisch (100µM bis 1µM) der oben genannten Aminosäuren. Standardsubstanzen und Chemikalien wurden von Fluka (Wien, Österreich) und Merck (Wien, Österreich) bezogen.

Statistische Analysen:

Für die grafische und statistische Bearbeitung der gewonnenen Daten wurde die Statistik-software SigmaPlot 9.0 (Systat Software, Inc.) bzw. Excel 2002 (Microsoft, Cor.) herangezogen.



Abb. N: „Probenvorbereitungsraum“: ein ca. 1m³ großer Luftraum, der mit Wasserdampf aufgesättigt wurde.

ERGEBNISSE

Wassergehalte:

Die ermittelten relativen Wassergehalte der aufgesammelten Stichproben betragen in der Familie der *Brassicaceae* zwischen 39% (*Farsetia occidentalis*) und 86% (*Vella mairei*), während die *Fabaceae* einen nicht so großen Schwankungsbereich von 41% (*Retama raetam*) bis 64% (*Retama spaerocarpa*) aufwiesen. In den folgenden Abbildungen sind die absoluten Wassergehalte als g pro g Trockengewicht verzeichnet.

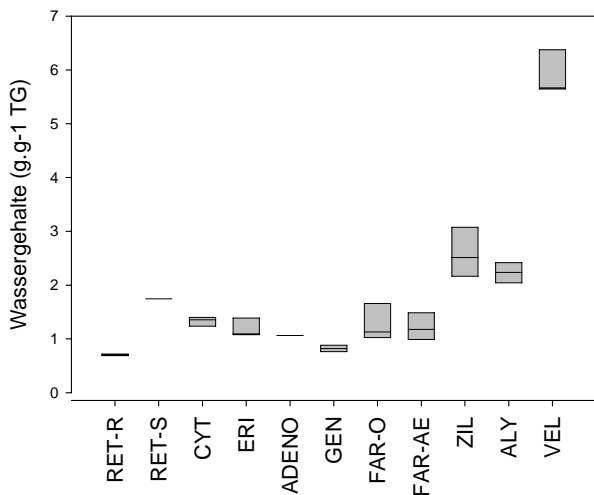


Abb. 1: Box-plot der Wassergehalte der Stichproben jeweils einer Art (Mai-Aufsammlung, alle Standorte).

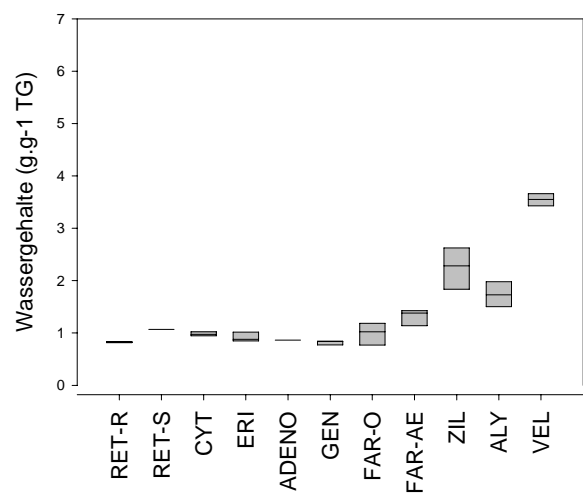


Abb. 2: Box-plot der Wassergehalte der Stichproben jeweils einer Art (Oktober-Aufsammlung, alle Standorte).

Bezüglich des Aufsammlungszeitpunkts (Mai/Oktober) konnte bei einzelnen Arten (*Vella mairei*) ein signifikanter Unterschied festgestellt werden. Ebenso zeichnete sich bei beiden Familien eine Tendenz zu geringeren Wassergehalten am Ende der sommerlichen Trockenperiode (Oktober) ab (vgl. Abb. 1 und 2, sowie Abb. 3).

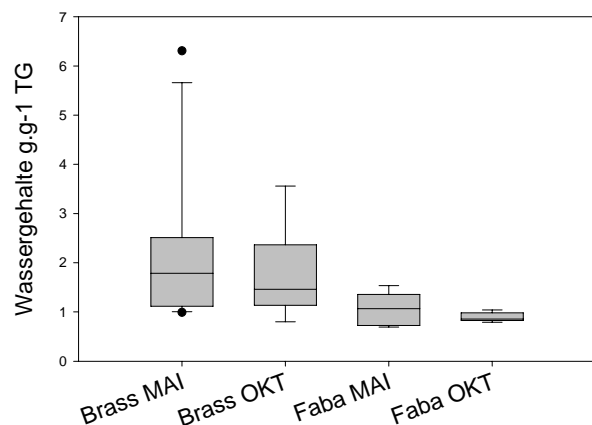


Abb. 3: Box-plots der Summe sämtlicher Stichproben einer Familie (Mai- bzw. Oktober-Aufsammlung, alle Standorte).

Trotz der beträchtlichen Unterschiede bezüglich des Jahresniederschlags zwischen den Standorten (El Miyit: 52mm bis Tichki 528mm) gab es lediglich eine schwache Tendenz hin zu höheren Wassergehalten am feuchtesten Standort (Tizi El Fugani (Tichki), vgl. Abb. 4).

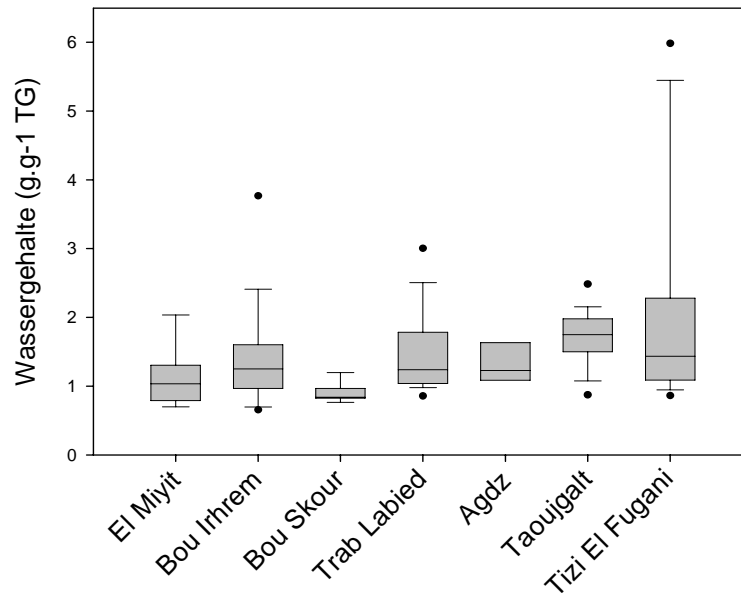


Abb. 4: Vergleich der Standorte anhand der Wassergehalte aller Stichproben beider Familien, Mai- und Oktober-Aufsammlung. 95% Confidenzintervall.

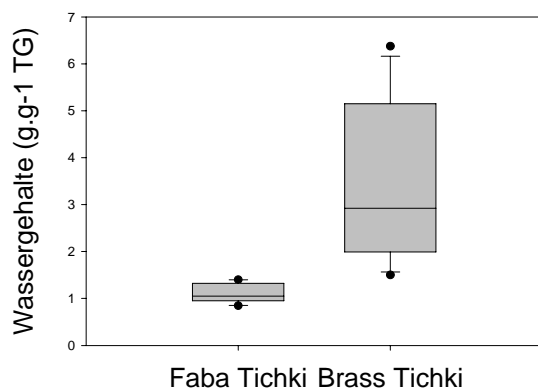


Abb. 5: Box-plot der Stichproben der *Fabaceae* und *Brassicaceae* am Standort Tizi El Fugani (Tichki).

Die Stichproben an den verschiedenen Substandorten eines Standorts wiesen ebenfalls unterschiedliche Wassergehalte auf.

Unter Einbeziehung aller erhobenen Daten an einem ausgewählten Standort (Tizi El Fugani im Hohen Atlas) soll die Variabilität der Familien unter sehr ähnlichen Umweltbedingungen deutlich gemacht werden: wie Abb. 5 zeigt, war der Schwankungsbereich der *Brassicaceae* deutlich größer als der der *Fabaceae*.

Die beiden Familien unterscheiden sich bezüglich ihres Wassergehalts an diesem Standort trotz der Variabilität innerhalb beider Familien verursacht durch unterschiedliche Hangneigung, Strahlungsintensitäten (Hang-Exposition), Jahreszeit und Art signifikant (95% Confidenzintervall).

Osmotisches Potenzial:

Der durchschnittliche Gehalt an wasserlöslichen, osmotisch wirksamen Substanzen (Osmolyte) im Presssaft schwankte für die *Brassicaceae* zwischen 620 – 700 mosmol.L⁻¹ je nach Jahreszeit, wobei die Werte im Oktober geringfügig höher lagen als im Mai (vgl. Abb. 6). Die höchste Osmolalität (und folglich auch das höchste osmotische Potenzial) innerhalb der Familie der *Brassicaceae* wies *Farsetia aegyptiaca* mit Werten um 1000 mosmol.L⁻¹ auf, das niedrigste *Zilla macroptera* mit rund 400 mosmol.L⁻¹.

Die durchschnittliche Osmolalität der *Fabaceae* variierte je nach Jahreszeit zwischen 450 – 580 mosmol.L⁻¹, wobei die Werte der Stichproben der Aufsammlung im Oktober niedriger waren als diejenigen der Mai-Aufsammlung (vgl. Abb.7).

Das höchste osmotische Potenzial innerhalb der *Fabaceae* wies *Retama reatam* mit durchschnittlich 860 mosmol.L⁻¹ auf, das niedrigste der Igelpolster *Erinacea anthyllis* mit rund 300 mosmol.L⁻¹.

Unterschiede zwischen den einzelnen Standorten zeichneten sich in den osmotischen Potenzialen der Pflanzen deutlicher ab als im Wassergehalt, allerdings waren auch diese Unterschiede nicht signifikant (vgl. Abb. 8).

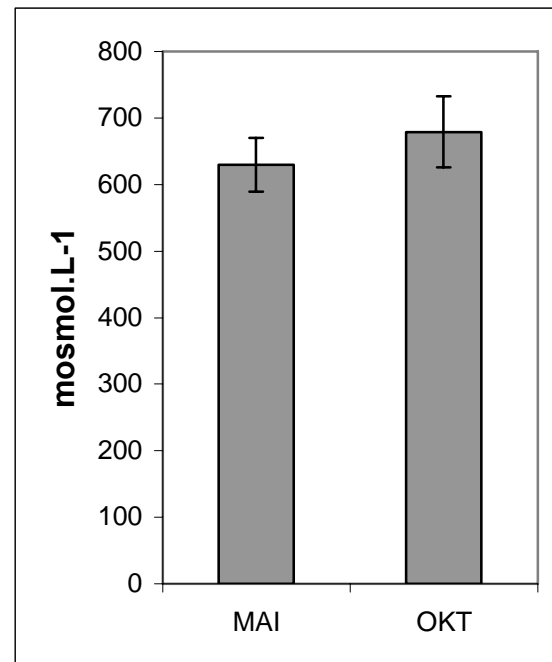


Abb. 6: Jahreszeitlicher Vergleich der Osmolalität der *Brassicaceae*; Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Oktober).

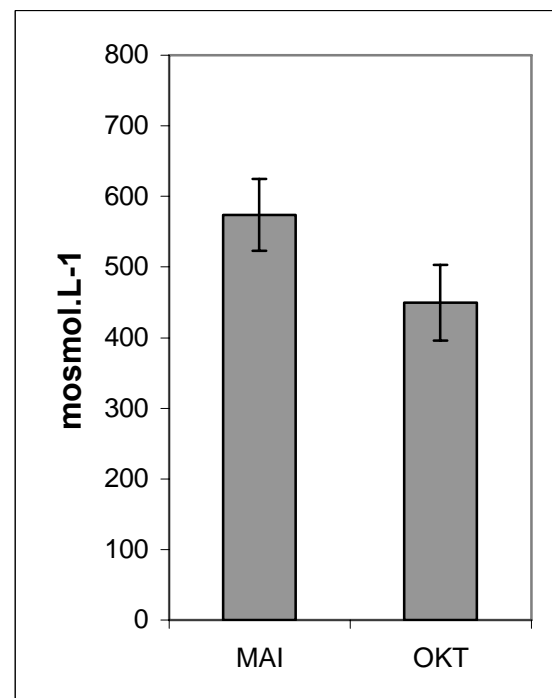


Abb. 7: Jahreszeitlicher Vergleich der Osmolalität der *Fabaceae*; Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober).

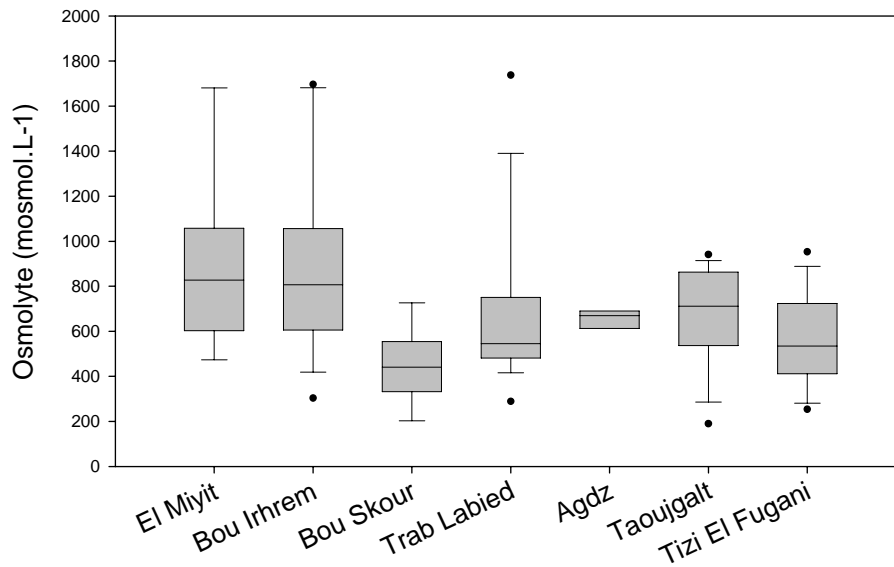


Abb. 8: Vergleich der Standorte anhand der Summe der Osmolyte (Osmolalität). 95% Confidenzintervall.

Die mögliche Variabilität innerhalb der beiden Familien an einem ausgewählten Standort (Tizi El Fugani) zeigt Abb. 9. Die jeweiligen Box-plots schließen alle aufgesammelten Stichproben an diesem Standort ein. Trotz der aufgrund unterschiedlicher Arten und Aufsammlungszeiten gegebenen Unterschiede innerhalb eines Standortkomplexes war bezüglich der Gesamtheit an osmotisch aktiven Substanzen im Presssaft ein deutlicher Unterschied zwischen den Familien erkennbar.

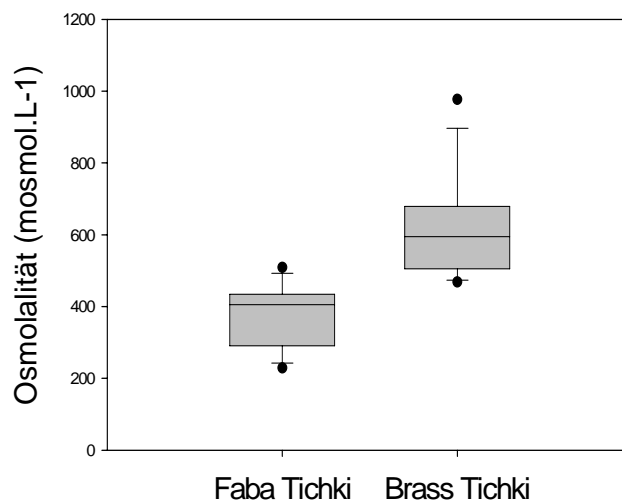


Abb. 9: Vergleich und Variabilität der Familien am Standort Tizi El Fugani (Tichki) bezüglich ihrer Osmolalität.

Anorganische Ionen und organische Säureanionen:

In der Familie der **Brassicaceae** zeigten *Alyssum spinosum* und *Farsetia aegyptiaca* mit Werten knapp unter $800 \mu\text{val.mL}^{-1}$ die höchsten Gehalte an **anorganischen Kationen**. Bei *Alyssum spinosum*, *Farsetia aegyptiaca*, *Vella mairei* und *Zilla macroptera* (im Oktober) lag der Calciumgehalt deutlich über dem Kalium- und Magnesiumgehalt, während *Farsetia occidentalis* und *Zilla macroptera* (im Mai) weniger Calcium- und Magnesium enthielten. Natrium konnte im Durchschnitt bei allen Arten nur in Spuren unter $0,5 \mu\text{val.mL}^{-1}$ gefunden werden (vgl. Abb. 10).

Die **Fabaceae** wiesen vergleichsweise geringere Gehalte an anorganischen Kationen auf (vgl. Abb. 12). Innerhalb der Familie zeigte *Retama raetam* die höchsten Werte mit bis zu $682 \mu\text{val.mL}^{-1}$. Bei *Retama raetam*, *Cytisus balansae* und *Adenocarpus baquei* lagen die Calciumwerte deutlich über den Kaliumwerten, ebenso bei *Erinacea anthyllis* (im Oktober). *Erinacea anthyllis* (im Mai) sowie *Retama sphaerocarpa* und *Genista myriantha* zeigten niedrigere Calciumwerte als Kaliumwerte (vgl. Abb. 11).

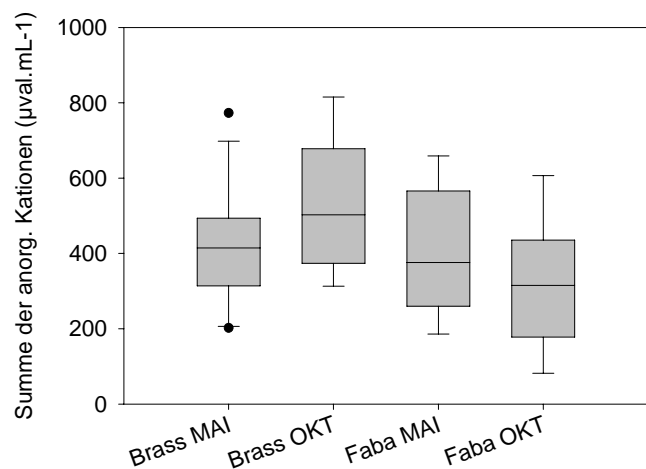


Abb. 12: Vergleich der Summe der Kationen beider untersuchten Familien im Frühjahr und Herbst.

Bei *Retama raetam* und *Cytisus balansae* entsprach der Magnesiumgehalt etwa dem Calciumgehalt, bei *Retama sphaerocarpa* war Magnesium das am stärksten angereicherte anorganische Kation, bei allen anderen Arten lag der Magnesiumwert in derselben Größenordnung wie der Kaliumgehalt oder etwas darunter.

Bezüglich der Verteilung der **anorganischen Anionen** (siehe Abbildungen 10 und 11) waren vergleichsweise höhere Sulfatgehalte bei den **Brassicaceae** und höhere Phosphatgehalte bei den **Fabaceae** auffällig. Die aus den einzelnen Stichproben errechneten Mittelwerte der Arten der **Brassicaceae** lagen für Chlorid maximal bei $54 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Alyssum spinosum*), für Nitrat bei $63 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Farsetia aegyptiaca*), für Sulfat bei $213 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Farsetia aegyptiaca* und ebenso bei *Farsetia occidentalis*) und für Phosphat bei $43 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Zilla macroptera*). Bei den **Fabaceae** zeigte sich ein anderes Bild: hier lagen die höchsten Durchschnittswerte einzelner Arten für Chlorid bei $34 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Adenocarpus baquei*), für Nitrat bei $4 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Retama raetam*), für Sulfat bei $71 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Retama raetam*) sowie für Phosphat bei $64 \mu\text{val.mL}^{-1}$ (*Retama sphaerocarpa*).

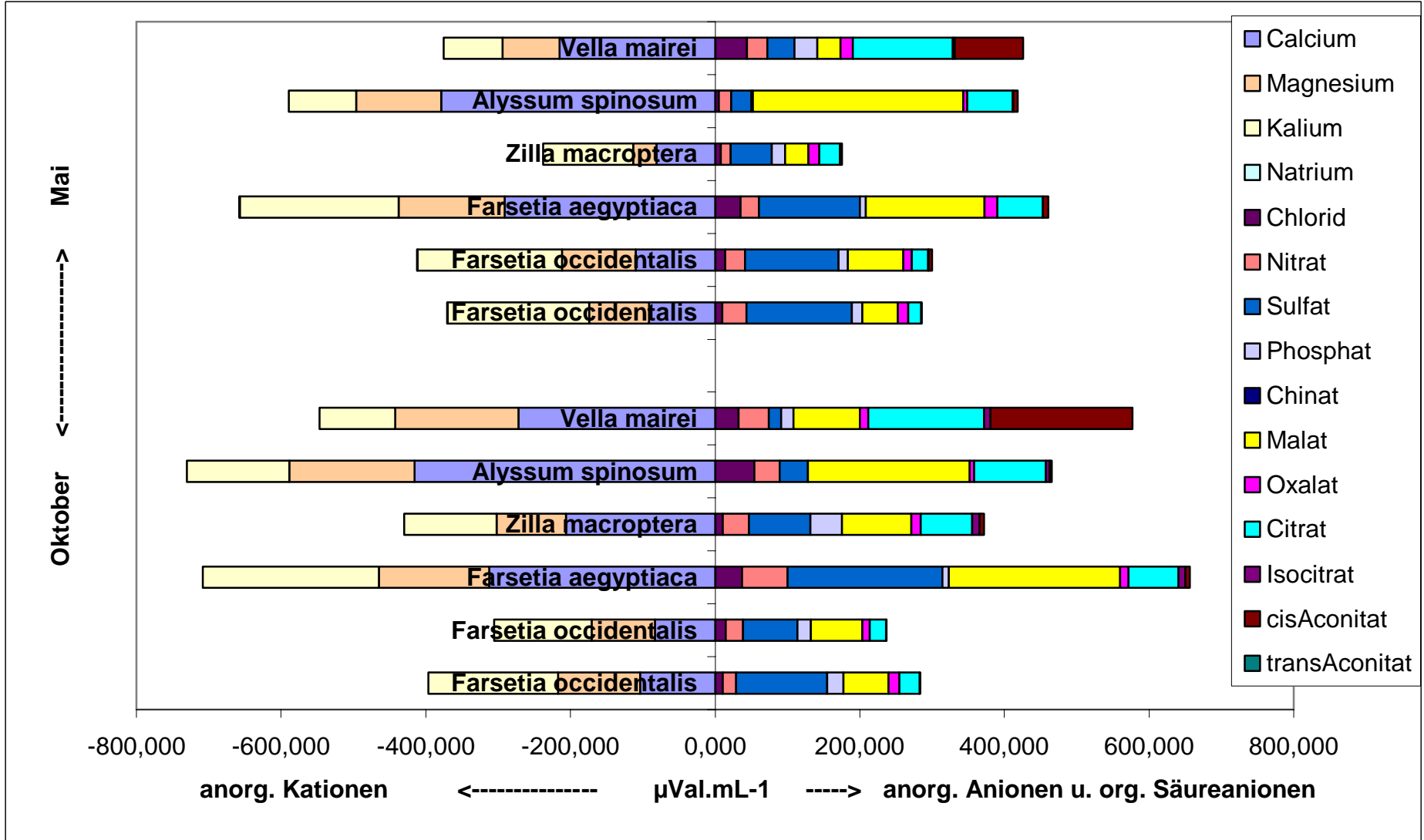
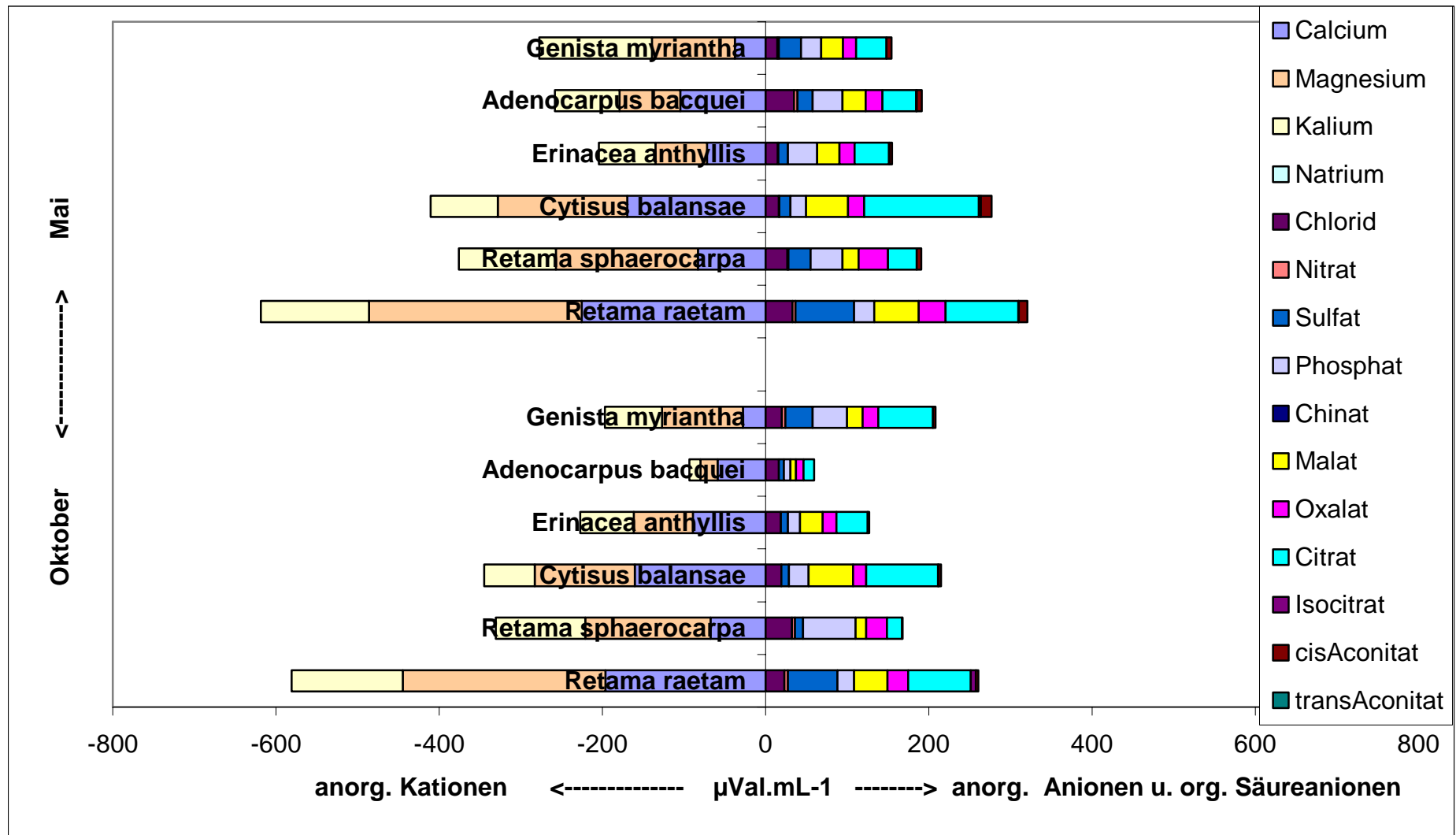


Abb. 10: Grafische Darstellung der Mittelwerte aller anorganischen Kationen (links) und aller anorganischen Anionen und organischen Säure-Anionen (rechts) der Vertreter der Familie der *Brassicaceae* sowie jahreszeitlicher Vergleich: Maiaufsammlung (oben) und Oktoberaufsammlung (unten).



53 Abb. 11: Grafische Darstellung der Mittelwerte aller anorganischen Kationen (links) und aller anorganischen Anionen und organischen Säure-Anionen (rechts) der Vertreter der Familie der *Fabaceae* sowie jahreszeitlicher Vergleich: Maiaufsammlung (oben) und Oktoberaufsammlung (unten).

Beim Muster der organischen Säureanionen (siehe Abb. 10 und 11) fielen der vergleichsweise hohe Gehalt an Malat bei den *Brassicaceae* sowie die herausragend hohen Werte an cis-Aconitat bei *Vella mairei* auf. Im Vergleich zu den *Brassicaceae* wiesen die *Fabaceae* höhere Gehalte an Oxalat auf. Bei den *Brassicaceae* enthielten die Hochgebirgspflanzen (*Vella mairei*, *Alyssum spinosum*) viel mehr Citrat als alle anderen Pflanzenarten. Eine der Hochgebirgsarten der *Fabaceae*, *Cytisus balansae*, wies ebenfalls – allerdings nur geringfügig – höhere Citratwerte auf als die Tieflandarten (z.B. *Retama reatam*). *Alyssum spinosum*, *Zilla macroptera* und *Farsetia aegyptiaca* (*Brassicaceae*) und *Retama raetam* (*Fabaceae*) zeigten im Oktober nennenswerte Mengen an Isocitrat (rund $10 \mu\text{val.mL}^{-1}$). Ansonsten war Isocitrat nur in Spuren von maximal $1 \mu\text{val.mL}^{-1}$ nachweisbar. Chinat wurde in allen Stichproben gefunden, allerdings nur in sehr geringen Spuren von $0,2 \mu\text{val.mL}^{-1}$ und darunter – Gehalte, die anhand der verwendeten Standard-Kalibration nicht mehr eindeutig quantifizierbar waren. Ein eventuell vorhandener trans-Aconitat-peak war in den Chromatogrammen sämtlicher Proben nicht vom Rauschen der Grundlinie zu unterscheiden.

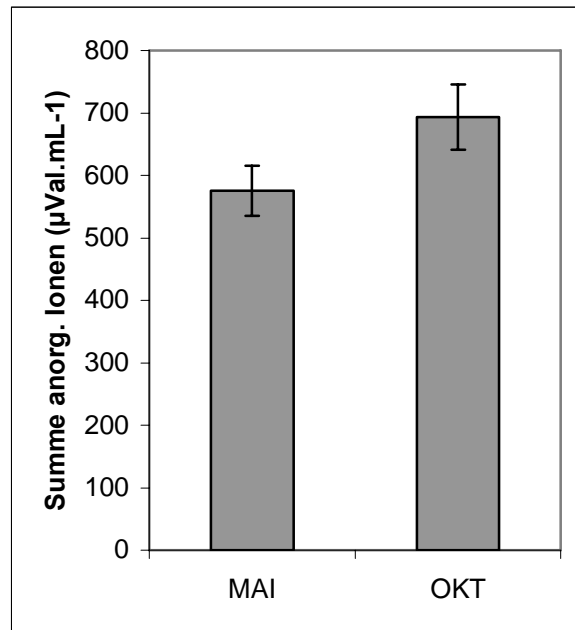


Abb. 13: Jahreszeitlicher Vergleich der anorg. Ionen bei den *Brassicaceae*. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei $n=21$ (Mai) und $n=18$ (Okt).

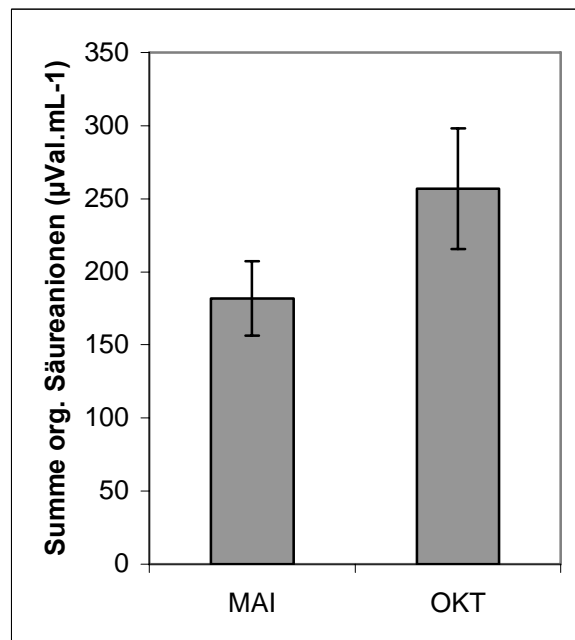


Abb. 14: Jahreszeitlicher Vergleich der org. Säureanionen bei den *Brassicaceae*. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei $n=21$ (Mai) und $n=18$ (Okt).

Bei beiden Familien zeigten sich jahreszeitlich bedingte Unterschiede in den Ionengehalten, wobei für die *Brassicaceae* ein relativ deutlicher Anstieg in den Ionengehalten im Oktober von durchschnittlich $575 \mu\text{val.mL}^{-1}$ auf $693 \mu\text{val.mL}^{-1}$ bei den anorganischen Ionen und von $181 \mu\text{val.mL}^{-1}$ auf $256 \mu\text{val.mL}^{-1}$ bei den organischen Säureanionen zu verzeichnen war. Bei den *Fabaceae* hingegen nahmen die Gehalte an organischen Säureanionen (von $143 \mu\text{val.mL}^{-1}$ auf $115 \mu\text{val.mL}^{-1}$) sowie an anorganischen Ionen (von $469 \mu\text{val.mL}^{-1}$ auf $411 \mu\text{val.mL}^{-1}$) zum Oktober hin leicht ab (vgl. Abb. 13 und 14 *Brassicaceae*, 15 und 16 *Fabaceae*).

Die Regressionen zwischen anorganischen Kationen (als unabhängige Variable) und der Summe an anorganischen Anionen und organischen Säureanionen (als abhängige Variable) zeigten bei beiden Familien eine für Freilandproben relativ deutliche Abhängigkeit ($r^2 = 0,7$; vgl. Abb. 17 und 18).

Beschränkt man sich im betrachteten Stichprobenumfang lediglich auf zwei Arten innerhalb eines Standorts, dann lässt sich die statistische Abhängigkeit der Summe der gemessenen Anionen (abhängige Variable) gegenüber der Summe der gemessenen Kationen (unabhängige Variable) auf ein $r^2 = 0,9$ steigern (vgl. Abb. 19).

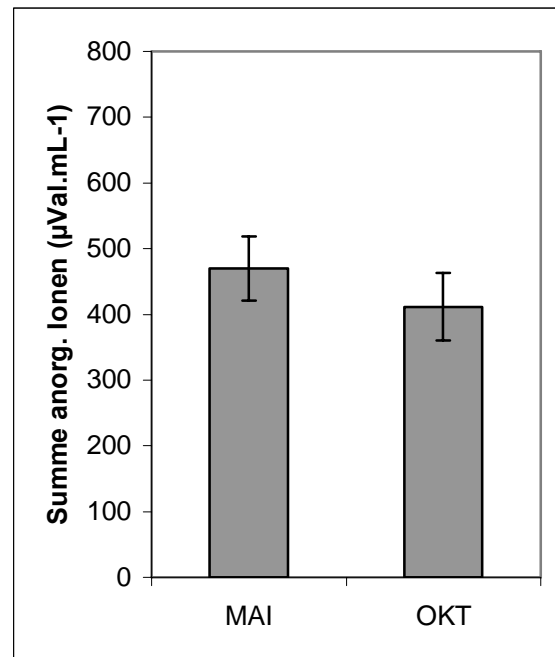


Abb. 15: Jahreszeitlicher Vergleich der anorg. Ionen bei den *Fabaceae*. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei $n=15$ (Mai) und $n=13$ (Okt).

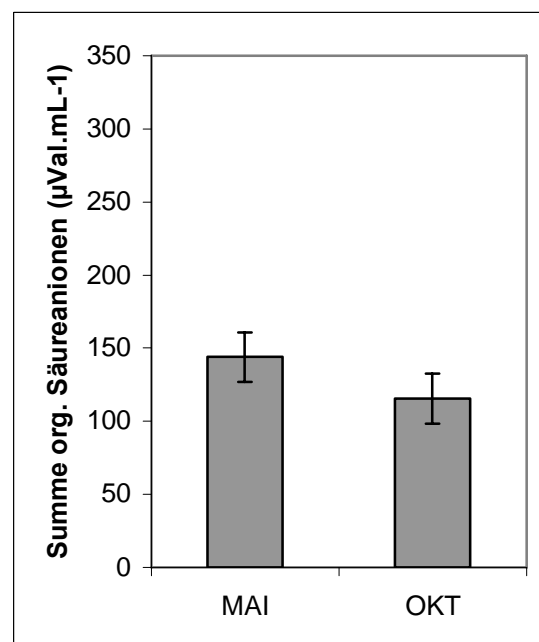


Abb. 16: Jahreszeitlicher Vergleich der org. Säureanionen bei den *Fabaceae*. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei $n=15$ (Mai) und $n=13$ (Okt).

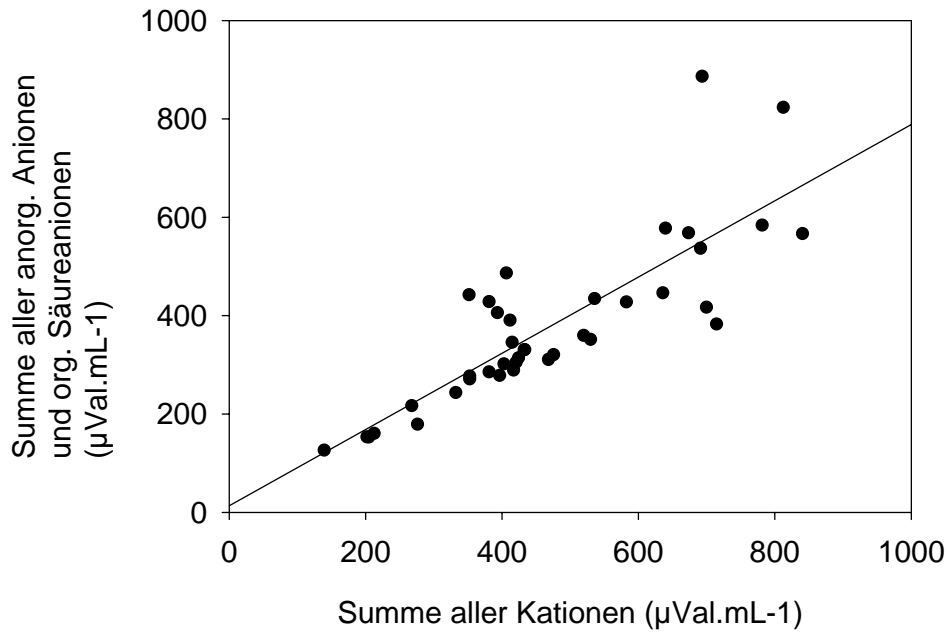


Abb. 17: Regression zwischen den anorg. Kationen und der Summe der anorg. Anionen und org. Säureanionen bei den *Brassicaceae*. $r^2=0,7$

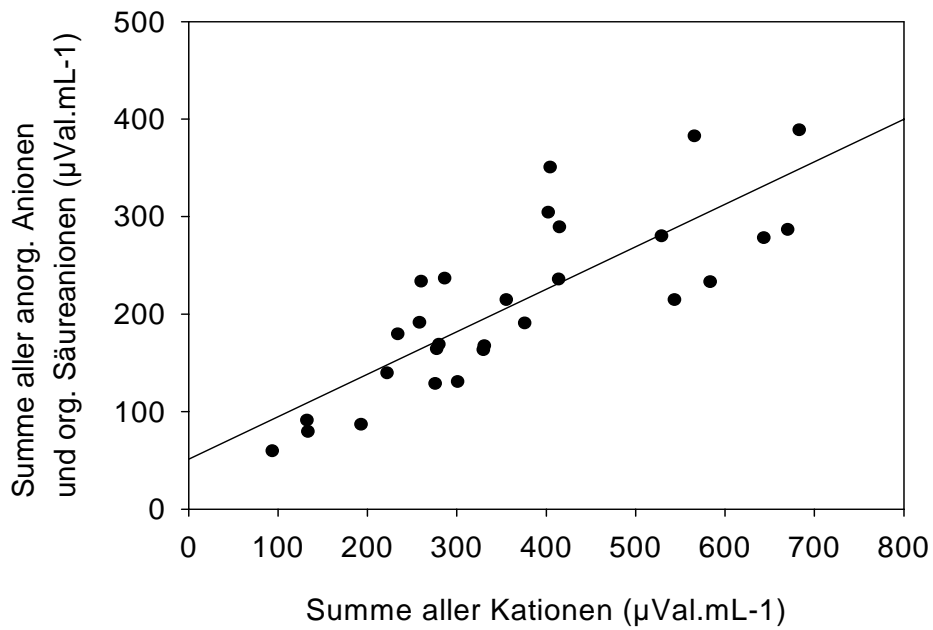


Abb. 18: Regression zwischen den anorg. Kationen und der Summe der anorg. Anionen und org. Säureanionen bei den *Fabaceae*. $r^2=0,7$

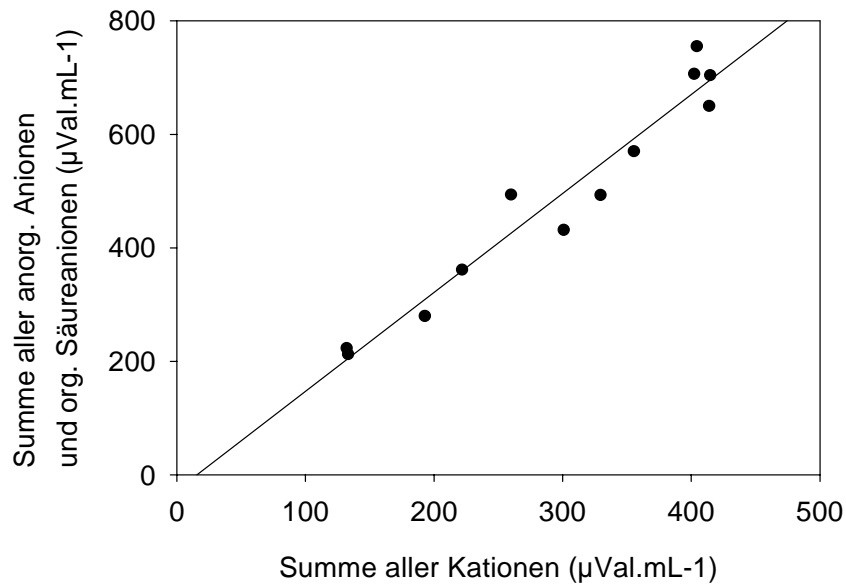


Abb. 19: Regression zwischen den anorg. Kationen und der Summe der anorg. Anionen und org. Säureanionen bei den *Fabaceae* des Standorts Tizi El Fugani (Tichki). $r^2=0,9$

Die maximale Variabilität innerhalb der Stichproben einer Familie an einem ausgewählten Standort zeigt Abb. 20 und 21. Die jeweiligen Box-plots schließen alle Stichproben einer Familie am Standort Tizi El Fugani ein, die aufgesammelt wurden. Trotz der großen Streuung der Werte aufgrund der Berücksichtigung beider Aufsammlungstermine und unterschiedlicher Taxa (Arten) war sowohl bezüglich der Gesamtheit an aufgenommenen anorganischen Ionen als auch der Mengen an organischen Säureanionen ein signifikanter Unterschied zwischen den Familien feststellbar.

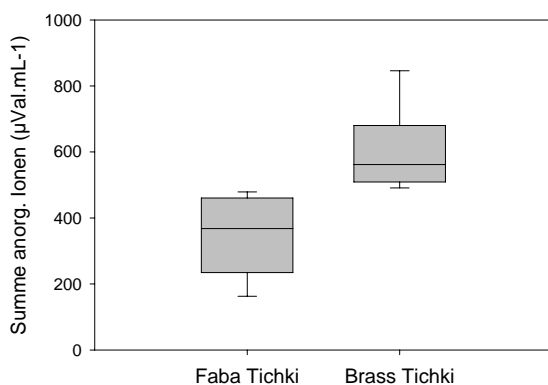


Abb. 20: Box-plots der Summe an anorganischen Kationen und Anionen aller Stichproben der *Fabaceae* und *Brassicaceae* am Standort Tizi El Fugani (Tichki). 95% Confidenzintervall.

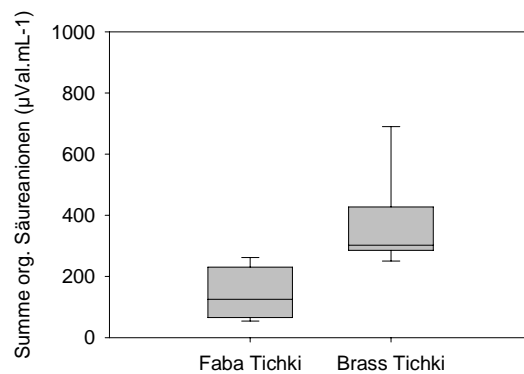


Abb. 21: Box-plots der Summe an organischen Säureanionen aller Stichproben der *Fabaceae* und *Brassicaceae* am Standort Tizi El Fugani (Tichki). 95% Confidenzintervall.

Zucker, zyklische und azyklische Zuckeralkohole:

In den Substanzklassen der löslichen Zucker sowie der zyklischen und azyklischen Zuckeralkohole zeigten sich der erste wesentliche Unterschied zwischen den beiden bearbeiteten Familien.

In der Familie der *Fabaceae* wurden große Mengen an **Pinit**, bis zu $153 \mu\text{mol}\cdot\text{mL}^{-1}$ (*Retama raetam*), gefunden, Werte, die selbst die gespeicherten **Saccharose**-Mengen (bis zu $36 \mu\text{mol}\cdot\text{mL}^{-1}$, *Retama raetam*) noch übertrafen.

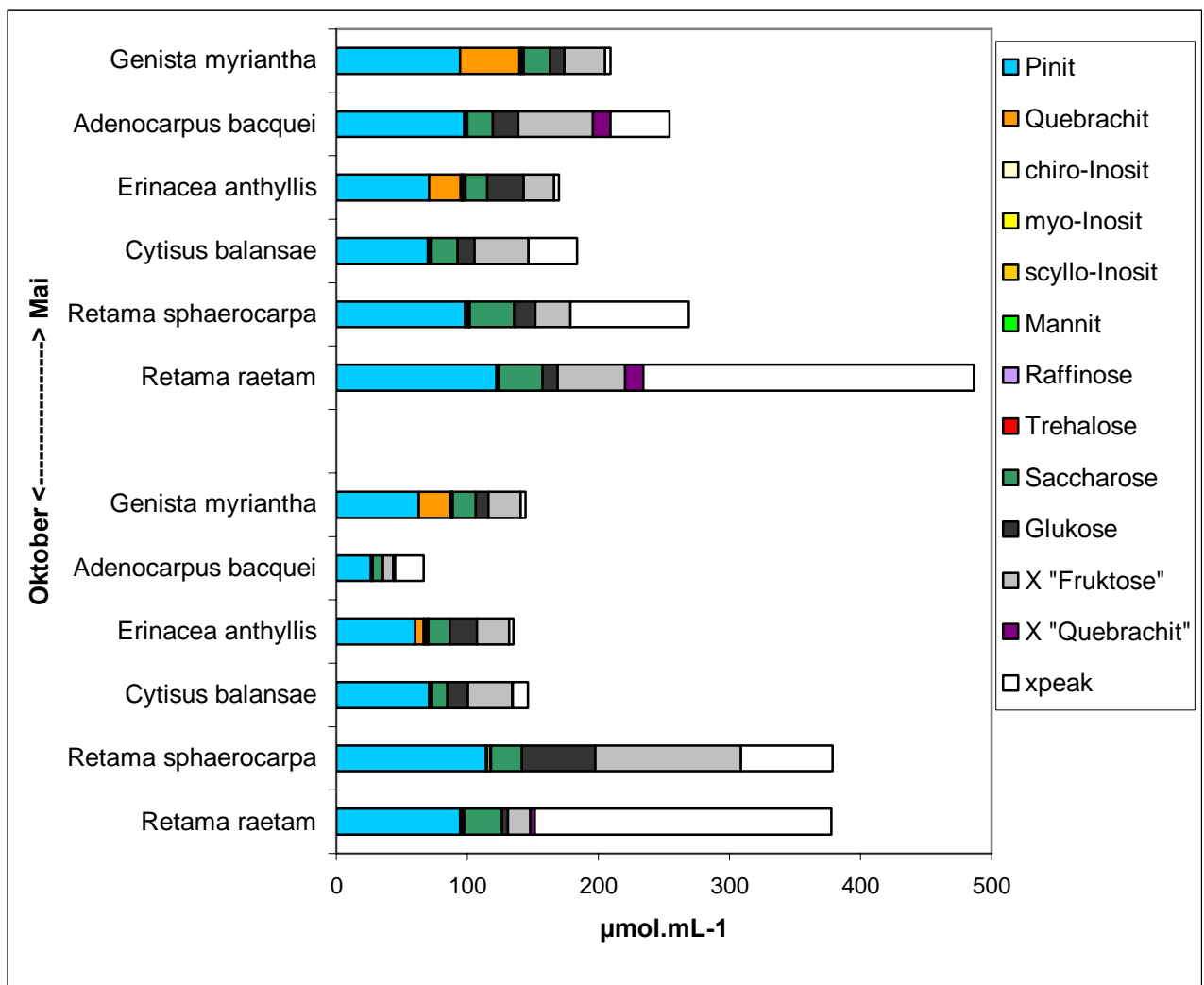


Abb. 22: Grafische Darstellung aller löslichen Zucker, zyklischen sowie azyklischen Zuckeralkohole und weiterer nicht identifizierter Substanzen aus diesen Verbindungsklassen bei Vertretern der Familie der *Fabaceae*. Die Bezeichnung X "Fruktose" steht für eine nicht identifizierte Substanz die eine ähnliche Retentionszeit wie Fruktose aufwies und daher als solche berechnet wurde. Analog dazu trat auch ein X „Quebrachit“ peak mit einer etwas kürzeren Retentionszeit als Quebrachit auf. Die als „xpeak“ bezeichnete unbekannte Substanz, die im Chromatogramm zwischen dem internen Standard und der Saccharose auftritt, wurde wie Saccharose quantifiziert.

Glukose lag bei den *Fabaceae* in Mengen von 3 bis 53 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$ vor, **Quebrachit** konnte nur bei *Genista myriantha* (bis zu 60 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$) und *Erinacea anthyllis* (bis zu 38 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$) eindeutig festgestellt werden. **Myo-Inosit** und dessen Stereoisomere **chiro-** und **scyllo-Inosit** waren bei allen *Fabaceae* in geringen Konzentrationen von max. 3 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$ messbar. **Mannit** war in derselben Größenordnung vertreten, allerdings konnte bei *Genista myriantha* und *Retama sphaerocarpa* kein Mannit nachgewiesen werden. Die Konzentration an **Raffinose** war bei allen *Fabaceae* ebenfalls nur sehr gering (max. 1 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$). **Trehalose** konnte in allen *Fabaceae* außer in *Retama sphaerocarpa* in geringen Spuren von unter 0,2 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$ detektiert werden, wobei eine exakte Quantifizierung in diesem Größenordnungsbereich sehr unsicher war. Eine eindeutige Quantifizierung der **Fruktose** war nicht möglich, da der Verdacht bestand, dass zur selben Retentionszeit eine unbekannte Substanz überlagerte. (vgl. Abb. 22 und 25)

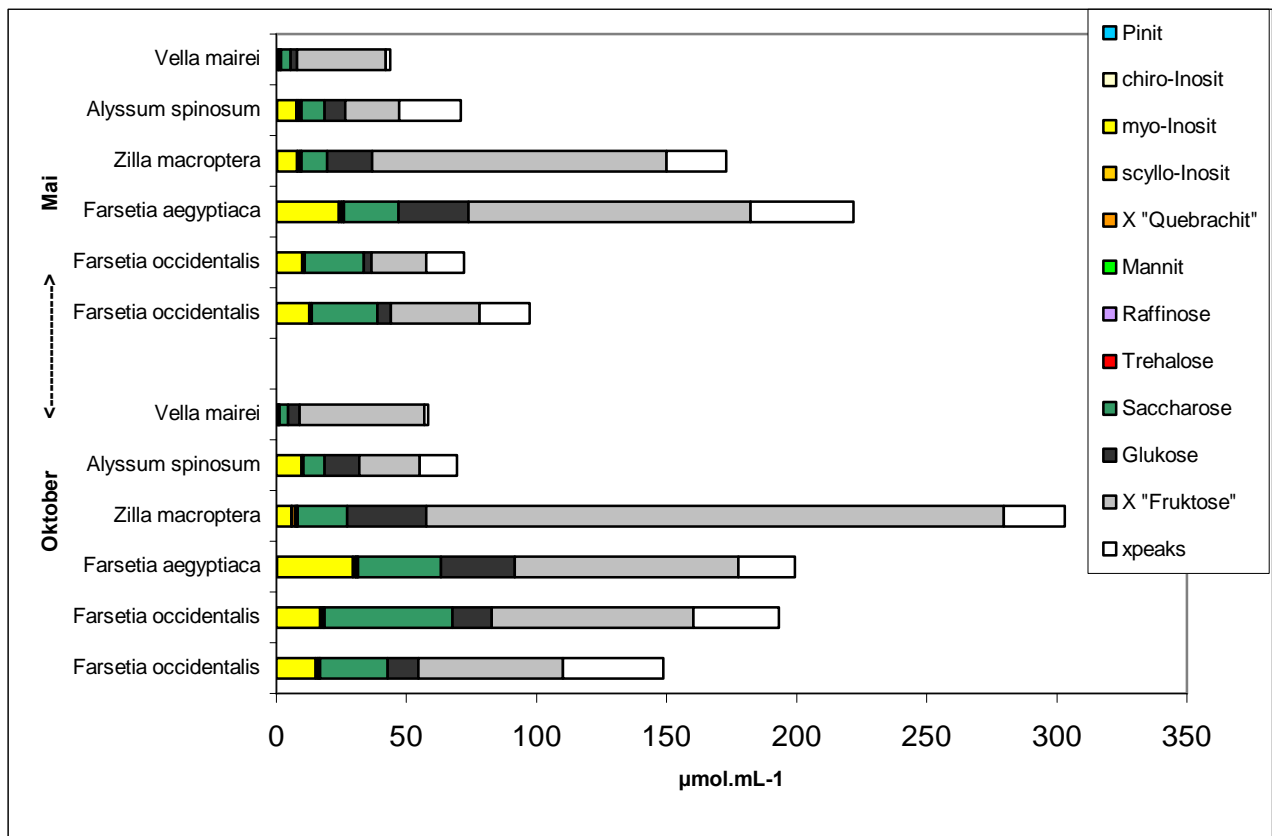


Abb. 23: Grafische Darstellung aller löslichen Zucker, zyklischen sowie azyklischen Zuckeralkohole und weiterer nicht identifizierter Substanzen aus diesen Verbindungsklassen bei Vertretern der Familie der *Brassicaceae*. Die Bezeichnung X "Fruktose" steht für eine nicht identifizierte Substanz, die eine ähnliche Retentionszeit wie Fruktose aufwies und daher als solche berechnet wurde. Analog dazu trat auch ein X „Quebrachit“ peak mit einer etwas kürzeren Retentionszeit als Quebrachit auf. Als „xpeaks“ bezeichnet wurde die Summe zweier unbekannter Substanzen. Eine trat im Chromatogramm zwischen dem internen Standard und der Saccharose auf und wurde wie Saccharose quantifiziert (vgl. *Fabaceae*), eine weitere trat nahe der Glukose auf und wurde daher wie Glukose quantifiziert.

In den Arten der Familie der *Brassicaceae* wurden nur geringe Spuren an **Pinit** (bis $0,3 \mu\text{mol.mL}^{-1}$, *Alyssum spinosum*) gefunden. Die gespeicherten Mengen an **Saccharose** betragen maximal $57 \mu\text{mol.mL}^{-1}$ (*Farsetia occidentalis*). **Glukose** lag in deutlich geringeren Gehalten von 1 bis $43 \mu\text{mol.mL}^{-1}$ vor. Als einziger Cyclit war **myo-Inosit** in vergleichsweise hohen Mengen von bis zu $32 \mu\text{mol.mL}^{-1}$ (*Farsetia aegyptiaca*) quantifizierbar, dessen Derivate **chiro-** und **scyllo-Inosit** hingegen lagen nur in Spuren vor (bis max. $1,5 \mu\text{mol.mL}^{-1}$), wobei chiro-Inosit lediglich bei *Vella mairei* detektierbar war. **Mannit** war in allen *Brassicaceae* ebenfalls nur spurenweise enthalten (bis $0,8 \mu\text{mol.mL}^{-1}$). **Raffinose** war bei allen *Brassicaceae* in ähnlich geringen Mengen (max. $1 \mu\text{mol.mL}^{-1}$) auffindbar. Wie bei den *Fabaceae* konnte **Trehalose** auch in allen *Brassicaceae* in geringen Spuren (bis zu $0,4 \mu\text{mol.mL}^{-1}$) detektiert werden. Wie oben erwähnt, konnte auch in den Proben der *Brassicaceae* **Fruktose** wegen Überlagerungseffekten mit unbekanntem Substanzen nicht eindeutig quantifiziert werden. (vgl. Abb. 23 und 24)

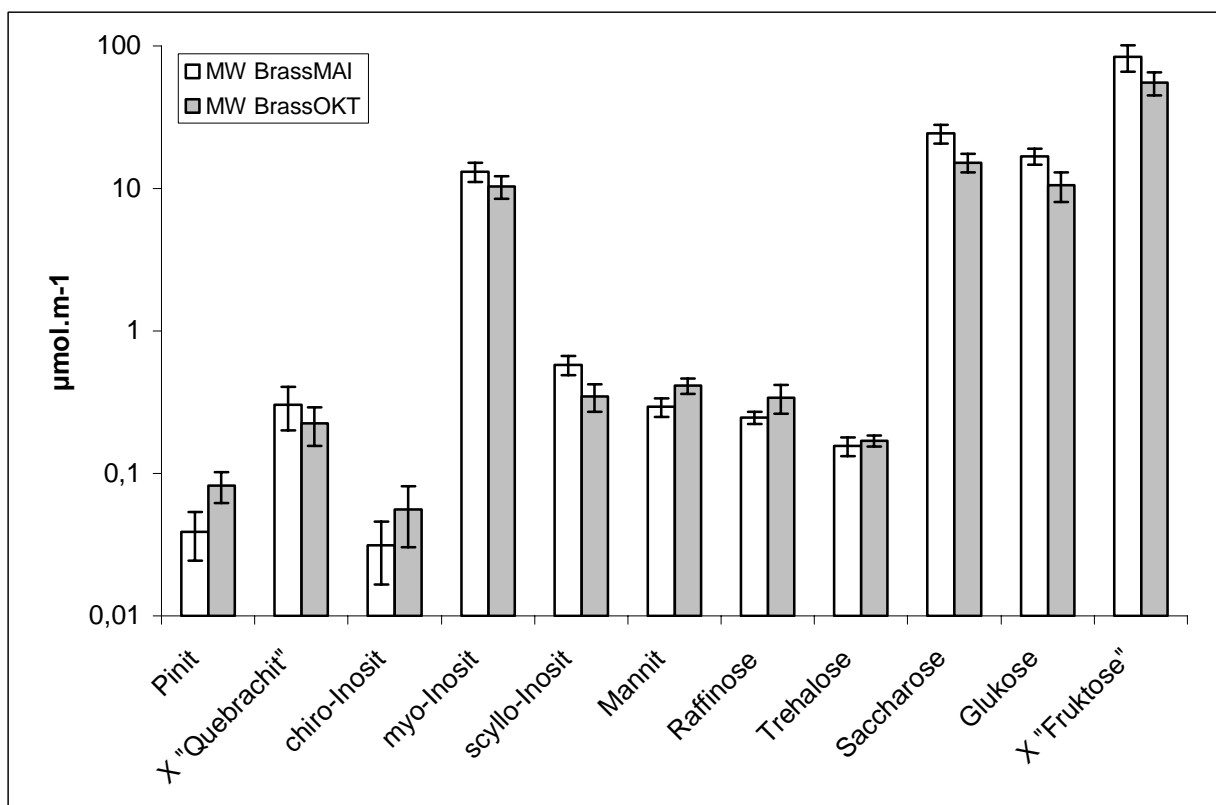


Abb. 25: Lösliche Zucker und Zuckeralkohole im Mittel über alle Stichproben der *Brassicaceae* sowie Vergleich der Mai- und Oktoberaufsammlung. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=20$ (Mai) und $n=18$ (Oktober). **Achtung: logarithmische Skala!**

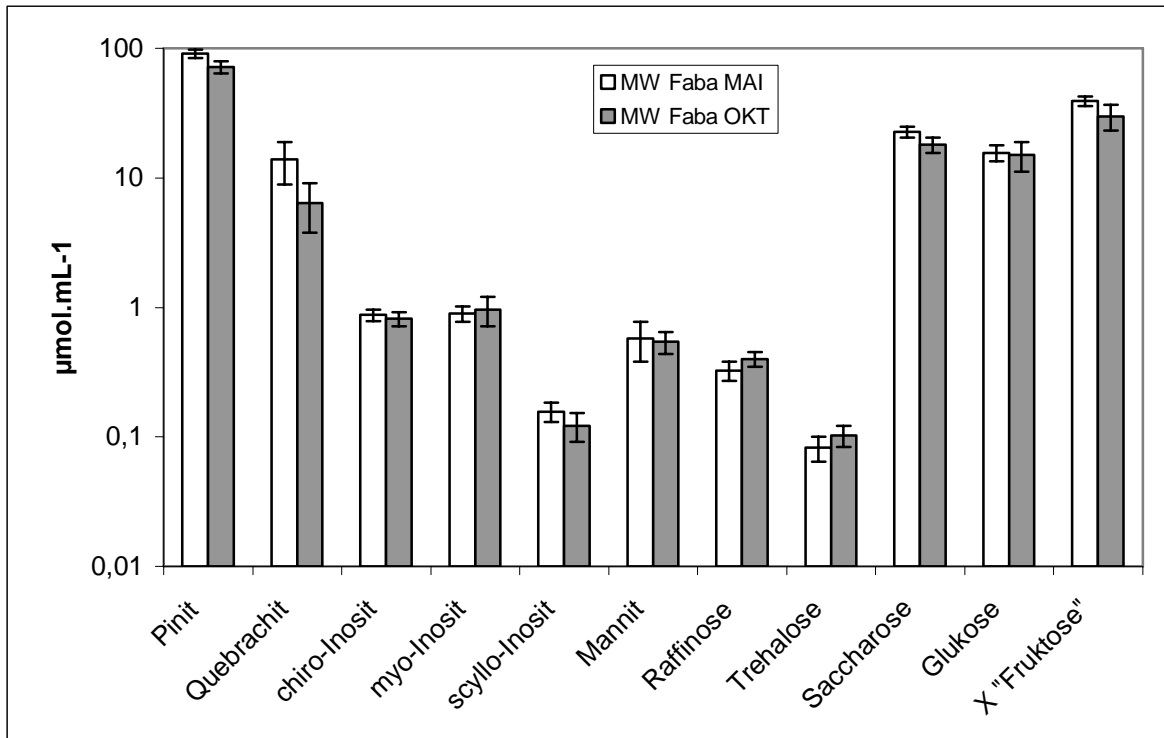


Abb. 25: Lösliche Zucker und Zuckeralkohole im Mittel über alle Stichproben der *Fabaceae* sowie Vergleich der Mai- und Oktoberaufsammlung. Fehlerbalken entspricht dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober). **Achtung: logarithmische Skala!**

Vergleicht man die Summe an zyklischen und azyklischen Zuckeralkoholen mit den löslichen Zuckern, so zeigt sich ein deutlicher Unterschied: Die *Brassicaceae* speicherten wesentlich größere Mengen an löslichen Zuckern als an Zuckeralkoholen, während die *Fabaceae* Zuckeralkohole sehr viel stärker akkumulierten, wobei Pinit die Hauptkomponente darstellte.

Die Speicherung von löslichen Zuckern fiel bei den *Fabaceae* vergleichsweise gering aus (vgl. Abb. 26 und 27).

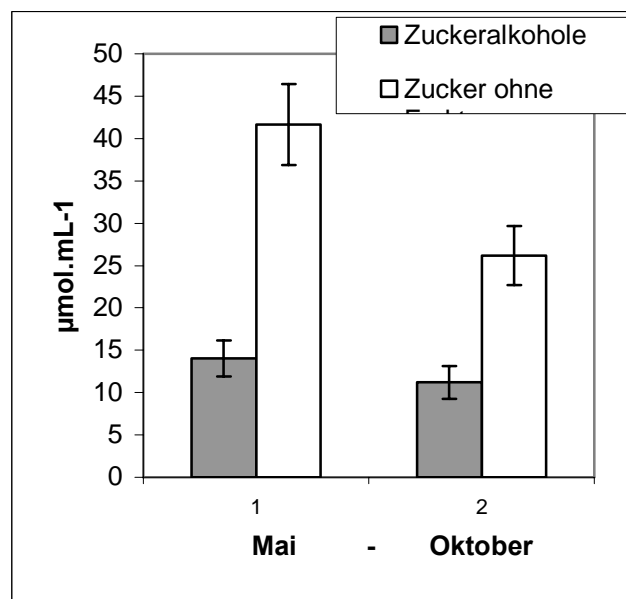


Abb. 26: Vergleich der Gehalte an Zuckeralkoholen und löslichen Zuckern sowie des jahreszeitlichen Aspekts bei den untersuchten *Brassicaceae*.

Bei beiden Familien war eine Tendenz zu geringeren Werten im Oktober erkennbar (vgl. Abb. 28). Bei den *Brassicaceae* zeichnete sich dieser Rückgang vor allem bezüglich löslicher Zucker, bei den *Fabaceae* vor allem bezüglich Pinit ab (vgl. Abb. 26 und 30).

Vergleicht man die einzelnen Arten bezüglich ihrer Pinitgehalte, so zeigte sich ein besonders hoher Wert bei den beiden *Retama*-Arten im Vergleich zu den anderen Arten der *Fabaceae* (vgl. Abb. 31).

Die jahreszeitlichen Schwankungen sowie die Unterschiede der beiden Familien bezüglich ihres Gehaltes an Pinit und myo-Inosit (dem mengenmäßig bedeutendsten Zuckeralkohol der *Brassicaceae*) sollen die Abbildungen 29 und 30 verdeutlichen.

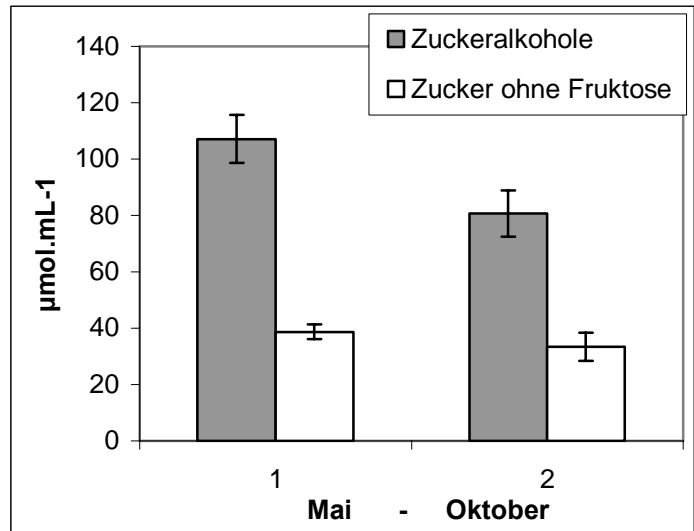


Abb. 27: Vergleich der Gehalte an Zuckeralkoholen und löslichen Zuckern sowie des jahreszeitlichen Aspekts bei den *Fabaceae*.

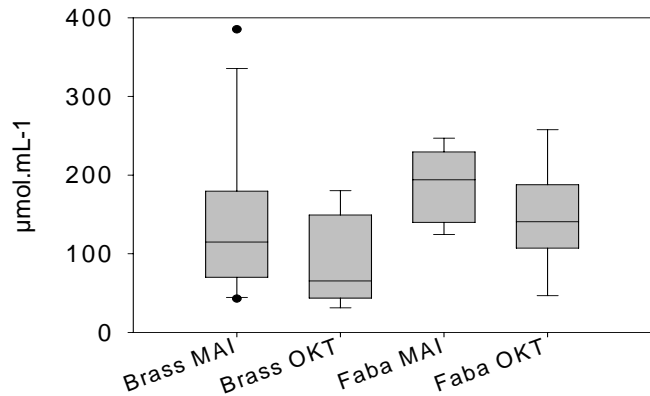


Abb. 28: Jahreszeitlicher Vergleich der Gesamtgehalte an Zuckeralkoholen und löslichen Zuckern.

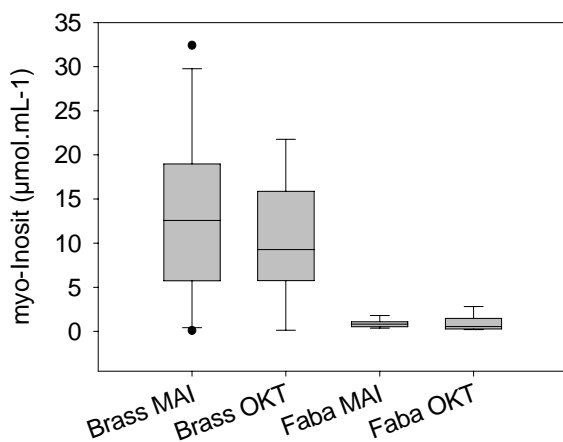


Abb. 29: Vergleich der Familien und der jahreszeitlichen Änderungen am Beispiel des myo-Inosits.

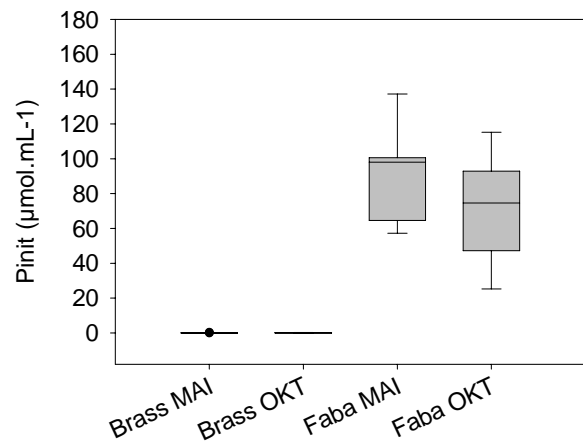


Abb. 30: Vergleich der Familien und der jahreszeitlichen Änderungen am Beispiel des Pinit.

In Abb. 31 zeigt sich die Variabilität einiger Arten in Abhängigkeit von den mikroklimatischen Unterschieden an den einzelnen Standorten. Unter den Artbezeichnungen sind alle Stichproben dieser Art subsummiert. Die strichförmigen „Boxen“ bei *Retama sphaerocarpa* und *Adenocarpus baquei* ergeben sich aus dem geringen Probenumfang (2 Stichproben) dieser Arten und sagen nichts über die Variabilität der jeweiligen Art aus.

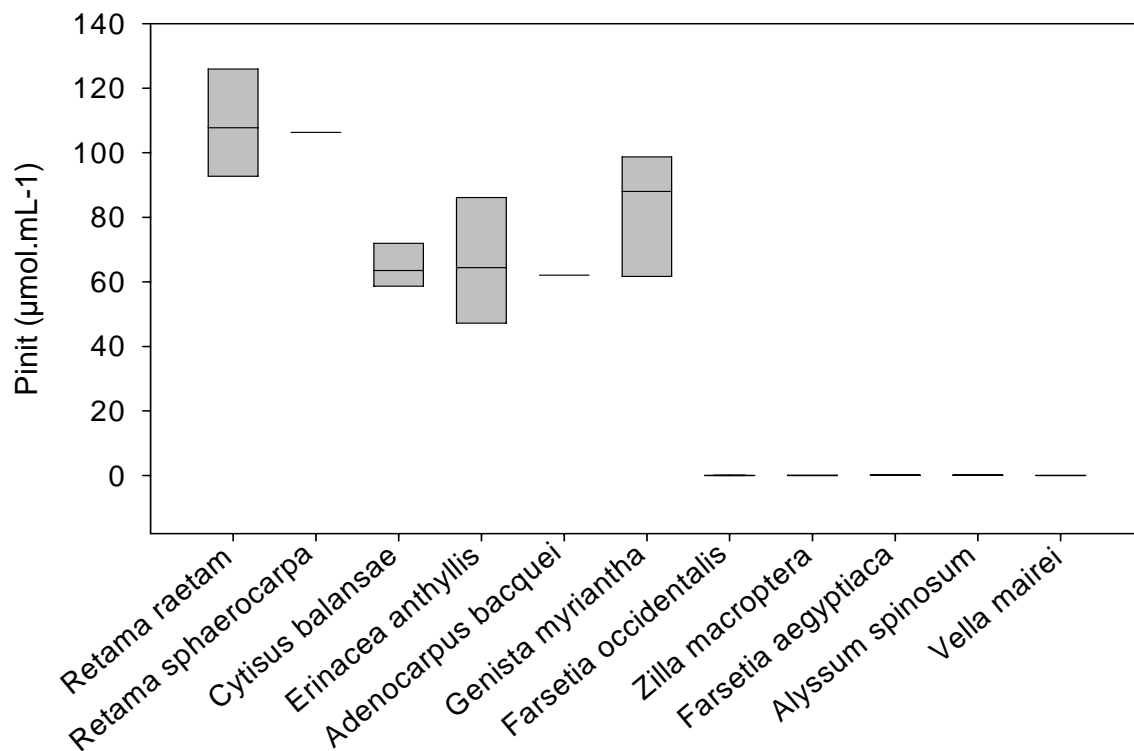


Abb. 31: Box-plots der Pinitgehalte der einzelnen Arten beider Familien. Die 5 strichförmigen „Boxen“ der *Brassicaceae* (rechts) ergeben sich durch den äußerst geringen Schwankungsbereich der Spuren an Pinit. Die strichförmigen „Boxen“ bei *Retama sphaerocarpa* und *Adenocarpus baquei* ergeben sich aus dem geringen Probenumfang dieser Arten und sagen nichts über die Variabilität dieser Art aus.

Die Berechnungen der Regression zwischen dem osmotischen Potenzial und der Summe der Zuckeralkohole ergab bei den *Fabaceae* einen vergleichsweise guten statistischen Zusammenhang ($r^2=0,5$ Abb. 32). Bei den *Brassicaceae* war dies nicht erkennbar ($r^2=0,04$; nicht dargestellt). Andererseits konnte bei letztgenannter Familie eine gewisse statistische Abhängigkeit mit $r^2=0,4$ zwischen der Summe der anorganischen Ionen und organischen Säureanionen (unabhängige Variable) und der Summe der löslichen Zucker und Zuckeralkohole (abhängige Variable) festgestellt werden (Abb. 33), die bei den *Fabaceae* mit $r^2=0,2$ (nicht dargestellt) nicht so stark gegeben war.

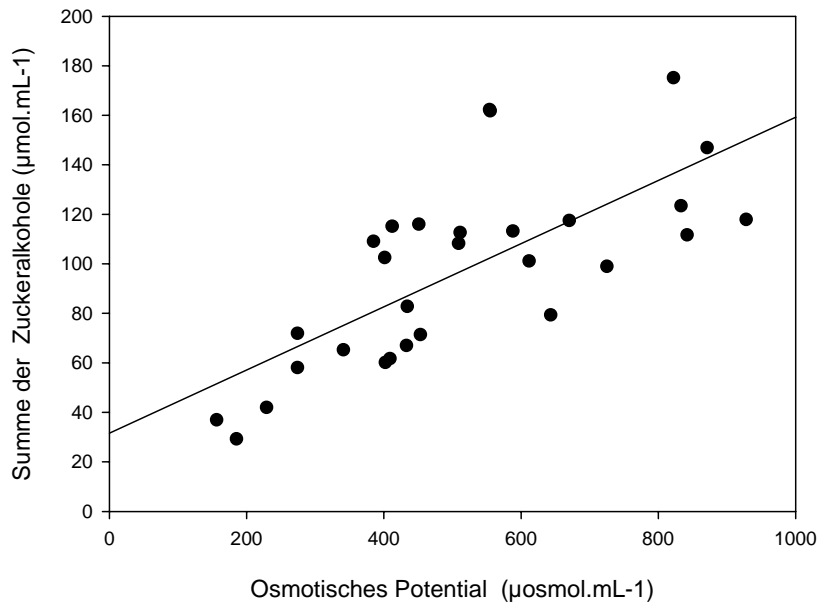


Abb. 32: Regression zwischen der Osmolalität und der Summe der zyklischen und azyklischen Zuckerkohole bei den *Fabaceae*; $r^2=0,5$

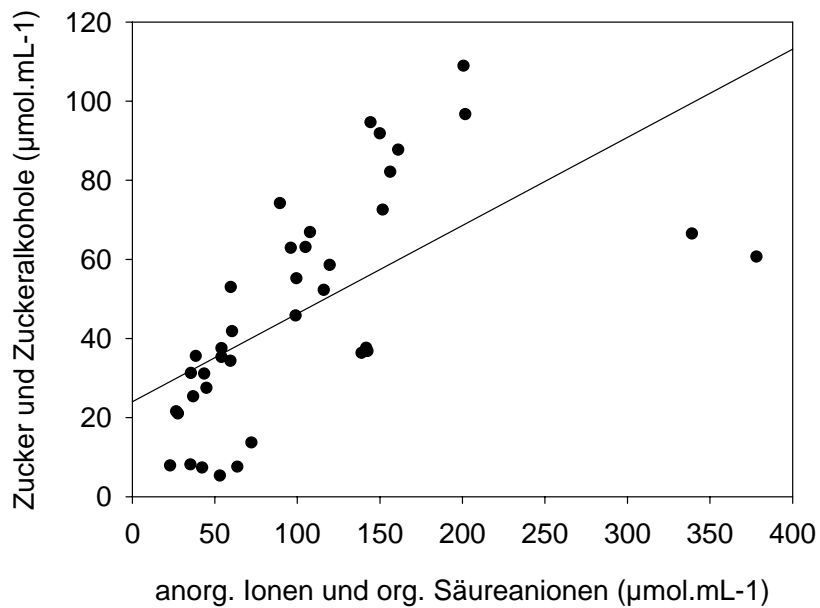


Abb. 33: Regression zwischen der Summe an anorganischen Ionen und organischen Säureanionen und der Summe der Zucker und Zuckerkohole (ohne Berücksichtigung der Fruktose) bei den *Brassicaceae*; $r^2=0,4$

Besonders deutlich und hoch signifikant war die Regression zwischen der Osmolalität und den Gehalten an Pinit bei den *Fabaceae* ($r^2=0,8$). Es zeigt sich damit eindrucksvoll, dass Pinit einen wesentlichen Anteil am osmotischen Potenzial der *Fabaceae* innehat. Eine nicht gegebene Regression bei den *Brassicaceae* ($r^2=0,03$) macht dagegen deutlich, dass Pinit hier aufgrund der sehr niedrigen Gehalte osmotisch bedeutungslos ist (vgl. Abb. 34 und 35).

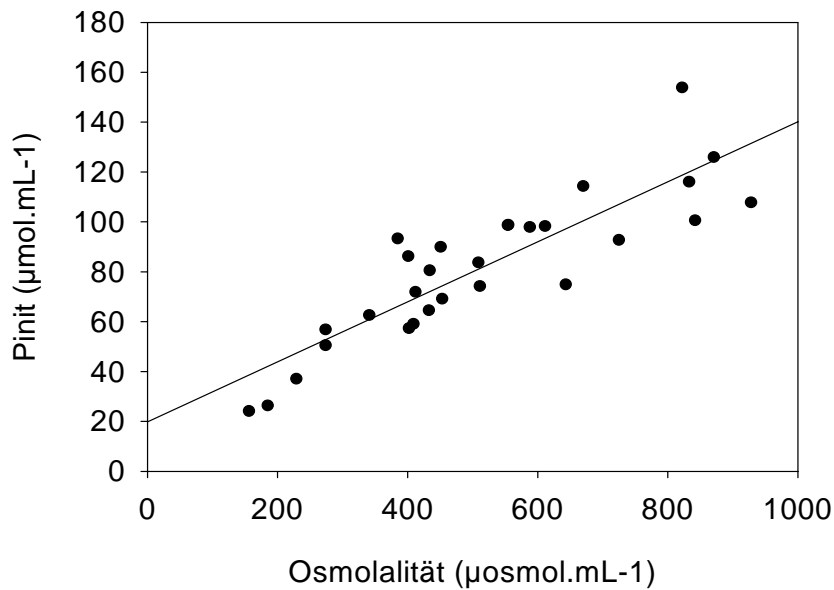


Abb. 34: Regression zwischen dem osmotischen Potenzial und Pinit bei den *Fabaceae*; $r^2=0,8$

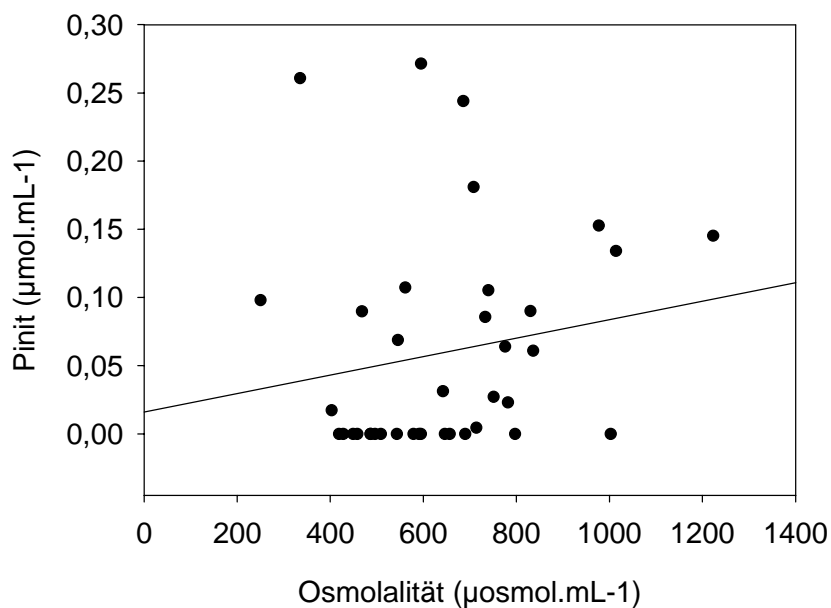


Abb. 35: Regression zwischen dem osmotischen Potenzial und Pinit bei den *Brassicaceae*; $r^2=0,03$

Aminosäuren:

Die Analyse der Aminosäuren lieferte ein ebenso differenziertes Bild der beiden untersuchten Familien wie die Analyse der löslichen Kohlenhydrate. Besonders auffällig waren die außerordentlich hohen Mengen an Prolin (bis zu $460 \mu\text{mol}\cdot\text{mL}^{-1}$ in *Farsetia occidentalis*), die in den *Brassicaceae* festgestellt werden konnten. Auch Arginin zeigte in allen Vertretern dieser Familie Akkumulationstendenzen und war speziell in den *Farsetia*-Arten in großen Mengen (bis zu $159 \mu\text{mol}\cdot\text{mL}^{-1}$) vorhanden. Alle weiteren Aminosäuren waren nur in so niedrigen Konzentrationen nachweisbar, wie sie für essentielle Intermediärprodukte zur Aufrechterhaltung des Stoffwechsels üblich sind.

Bei den *Fabaceae* lagen Prolin und Arginin mit Werten zwischen 0,2 und $15 \mu\text{mol}\cdot\text{mL}^{-1}$ in derselben Größenordnung wie alle anderen essentiellen Aminosäuren.

Der unterschiedliche Prolingehalt der beiden Familien kommt in Abb. 36 sehr deutlich zur Geltung. Auffällig war die starke Streuung der Mai-Werte bei den *Brassicaceae*, die durch die sehr unterschiedlichen Prolin-Gehalte in den verschiedenen Arten dieser Familie begründet war (vgl. Abb. 38-40).

Aufgrund dieser Varianz war trotz der teilweise enorm unterschiedlichen Prolin-Gehalte in einzelnen Arten der *Brassicaceae*, aber auch bei den *Fabaceae*, kein signifikanter Unterschied zwischen Mai- und Oktober-Werten zu verzeichnen. Die Situation im Falle von Arginin war analog (vgl. Abb.37).

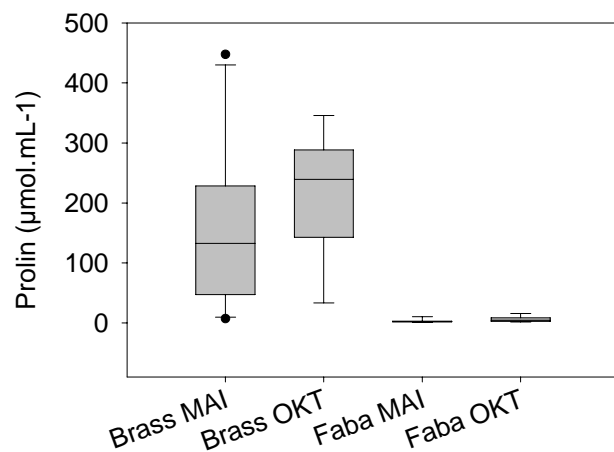


Abb. 36: Box-plots von Prolin bei *Brassicaceae* und *Fabaceae* (Mai- und Oktoberaufsammlung).

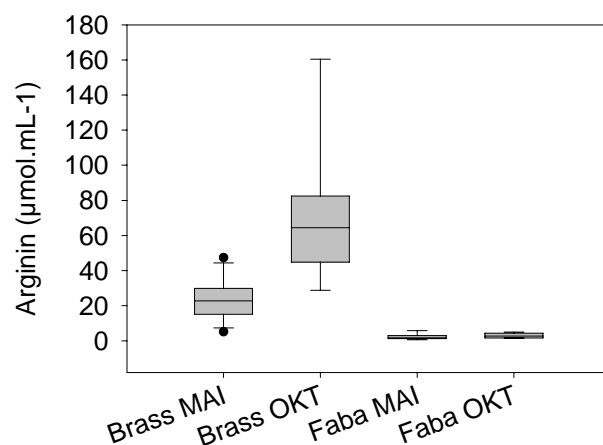


Abb. 37: Box-plots von Arginin bei *Brassicaceae* und *Fabaceae* (Mai- und Oktober-Aufsammlung).

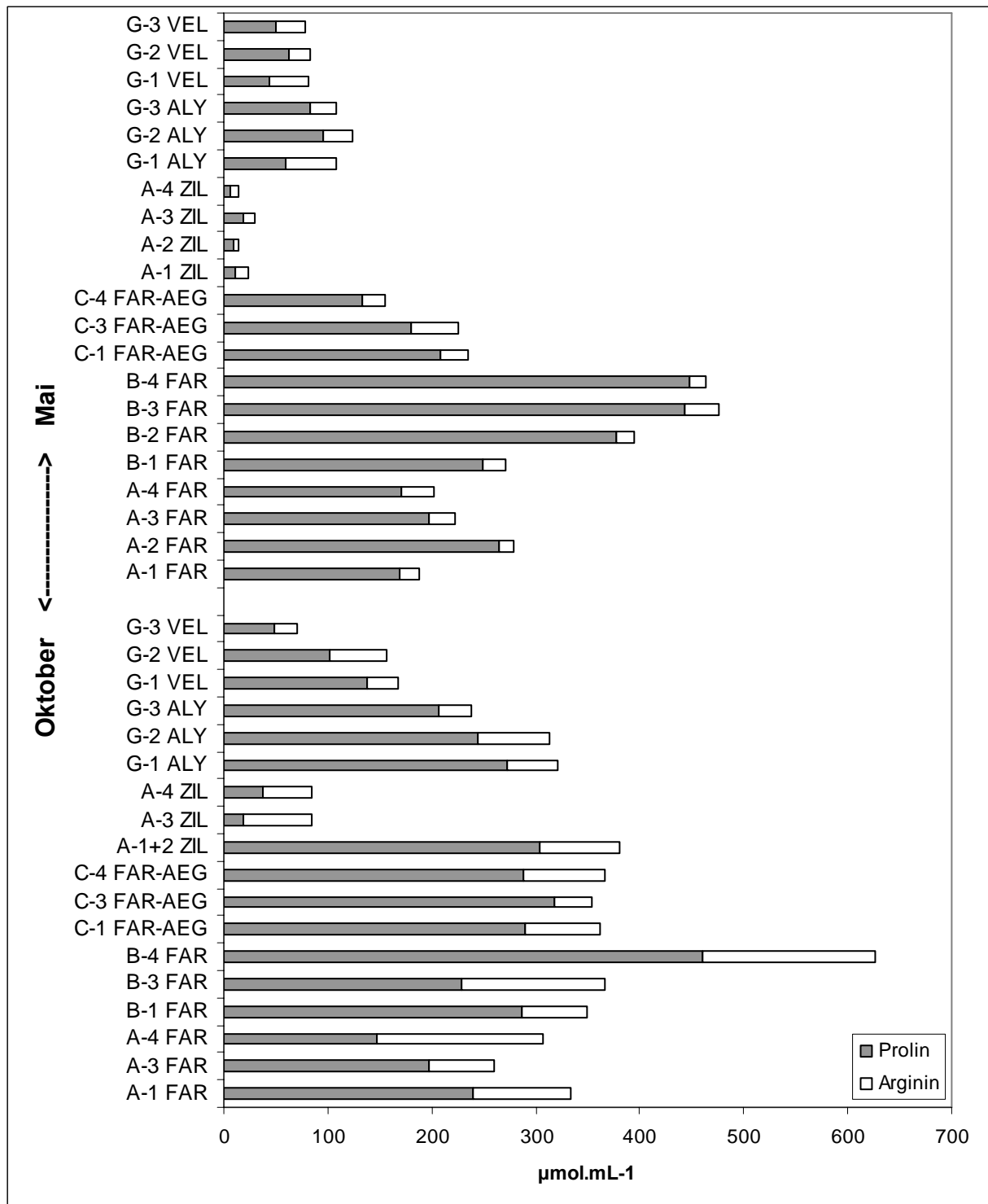


Abb. 38: Gehalte an Prolin und Arginin in den einzelnen Stichproben der *Brassicaceae*, jeweils Mai- und Oktoberaufsammlung. Die Abkürzungen bezeichnen die Standorte bzw. die Pflanzenarten: A= Trab Labied (Wadi), B= Trab Labied (Regflächen), C= Bou Skour, G= Tizi El Fugani. FAR= *Farsetia occidentalis*, FAR-AEG= *Farsetia aegyptiaca*, ZIL= *Zilla macroptera*, ALY= *Alyssum spinosum* und VEL= *Vella mairei*. Die Nummern bezeichnen die Substandorte.

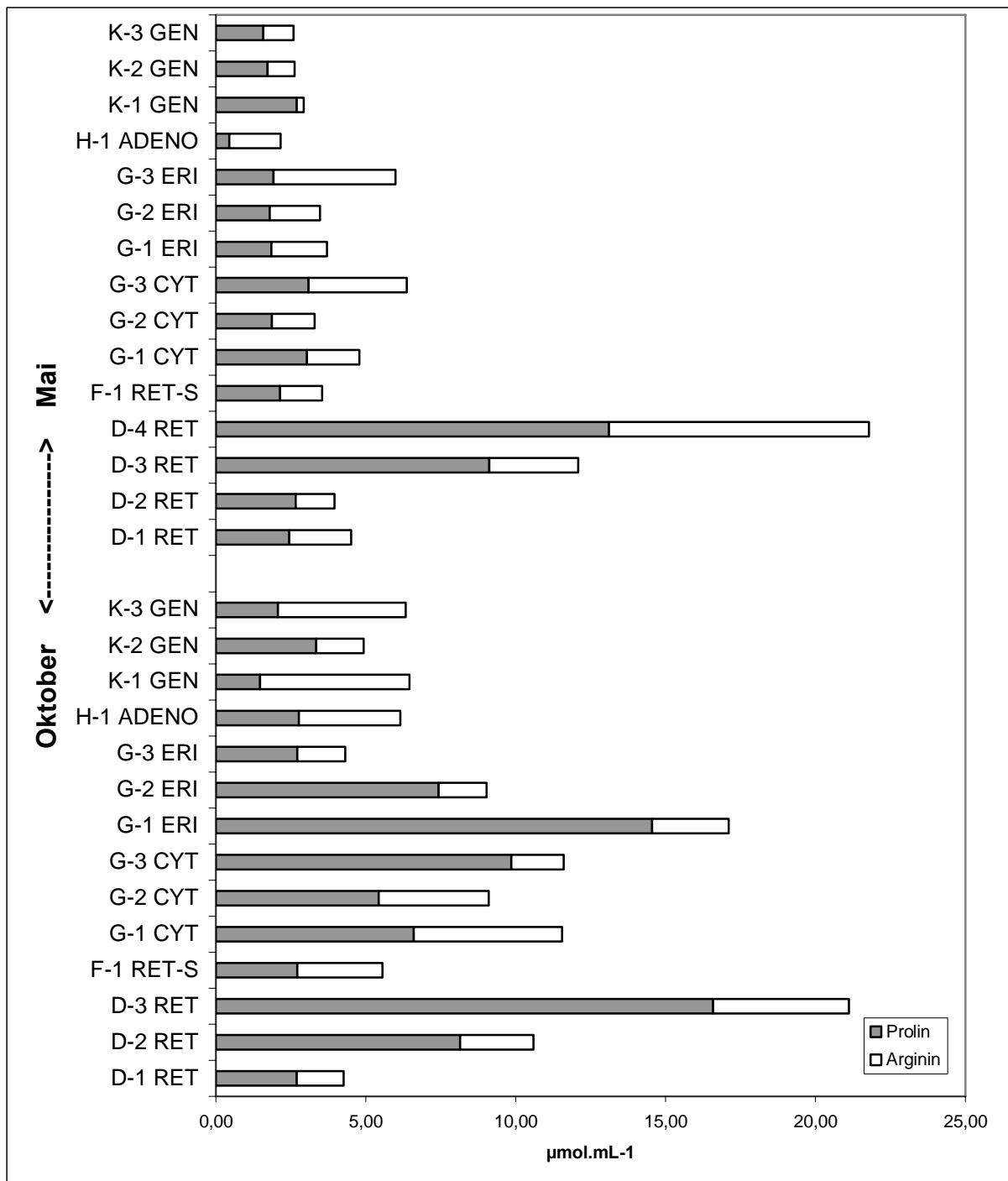


Abb. 39: Gehalte an Prolin und Arginin in den einzelnen Stichproben der *Fabaceae*, jeweils Mai- und Oktoberaufsammlung. Die Abkürzungen bezeichnen die Standorte bzw. die Pflanzenarten: D= El Miyit, F= Agdz, G= Tizi El Fugani, K= Bou Ihrrem, H= Taoujgalt. RET= *Retama raetam*, RET-S= *Retama sphaerocarpa*, CYT= *Cytisus balansae*, ERI= *Erinacea anthyllis*, GEN= *Genista myriantha* und ADENO= *Adenocarpus bacquei*. Die Nummern bezeichnen die Substandorte.

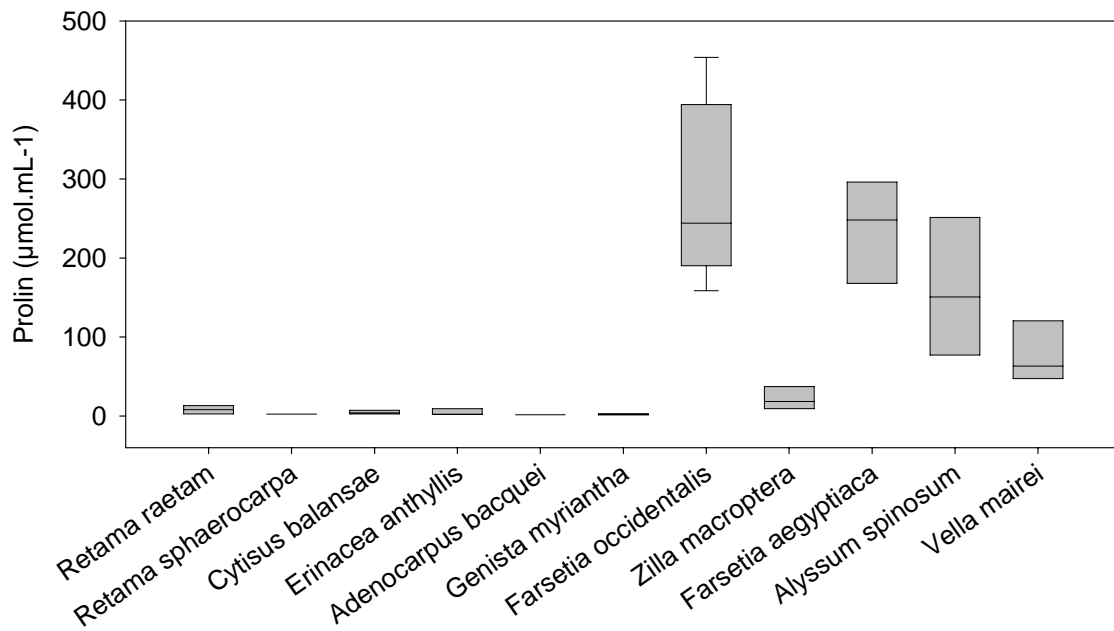


Abb. 40: Vergleich der Prolingehalte der einzelnen Arten bei den *Fabaceae* (6 links) und den *Brassicaceae* (5 rechts).

Am Beispiel des Standortes Tizi El Fugani war der Unterschied zwischen den Familien bezüglich des Prolingehalts hoch signifikant (vgl. Abb. 41).

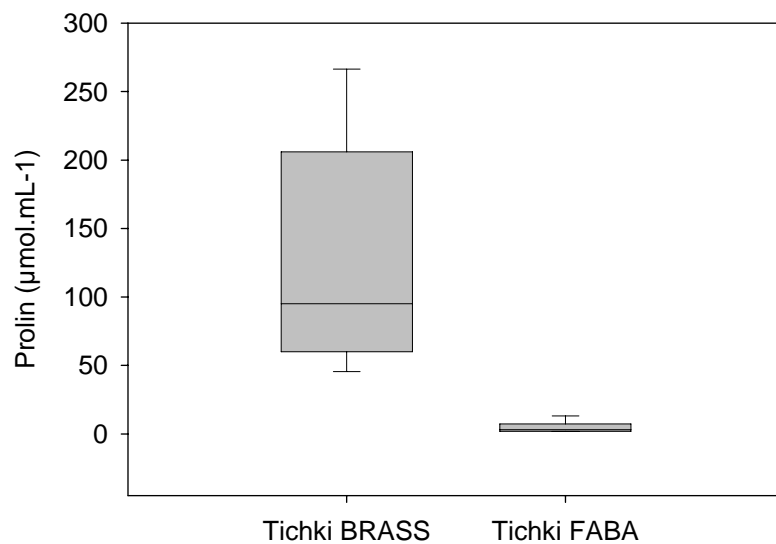


Abb. 41: Box-plots von Prolin bei *Brassicaceae* und *Fabaceae* am Standort Tizi El Fugani (Tichki) (Mai- und Oktober-Aufsammlung kombiniert).

Beim Vergleich der Ergebnisse der Frühlings- und Herbstaufsammlung war nur bei den *Brassicaceae* eine Tendenz zur Steigerung der Prolin- und Arginingehalte im Oktober zu erkennen (vgl. Abb. 42-45).

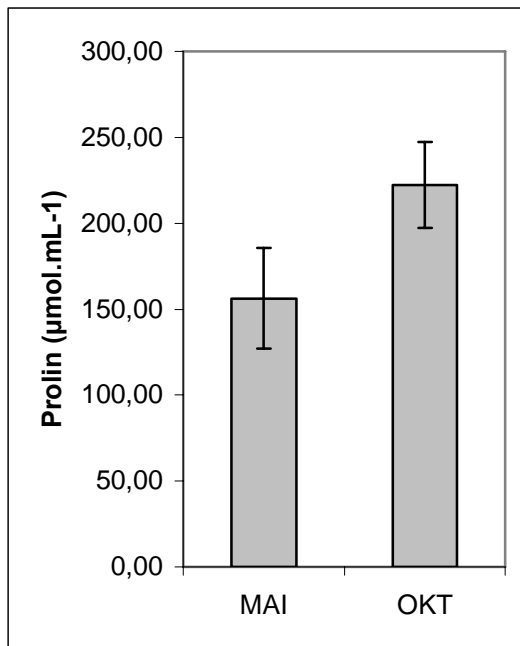


Abb. 42: Vergleich der Prolingehalte bei den *Brassicaceae* im Mai und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Okt).

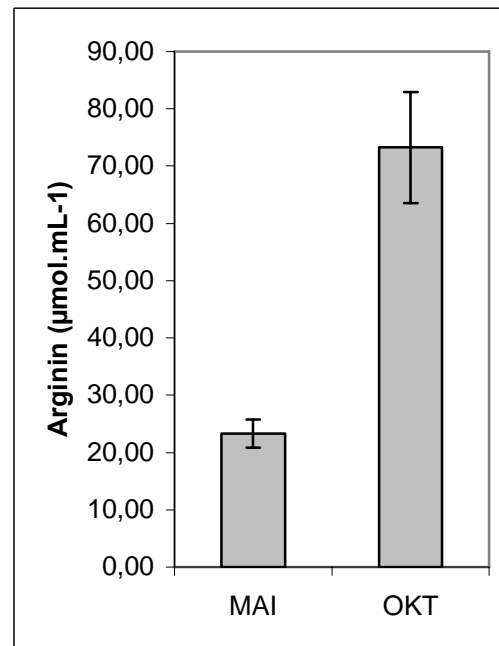


Abb. 43: Vergleich der Arginingehalte bei den *Brassicaceae* im Mai und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Okt).

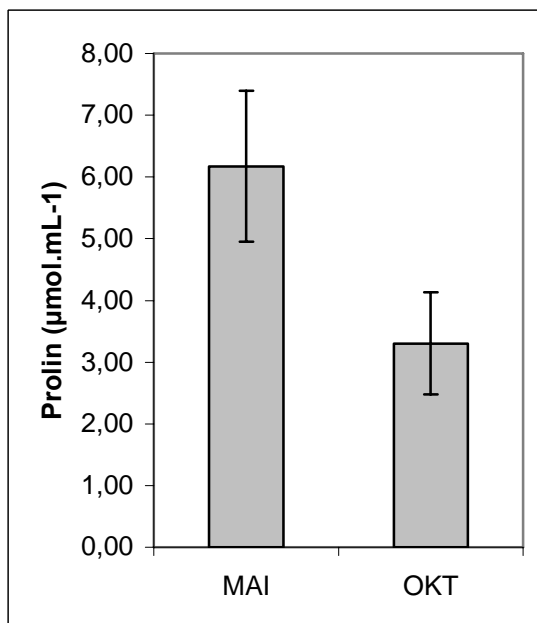


Abb. 44: Vergleich der Prolingehalte bei den *Fabaceae* im Mai- und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Okt).

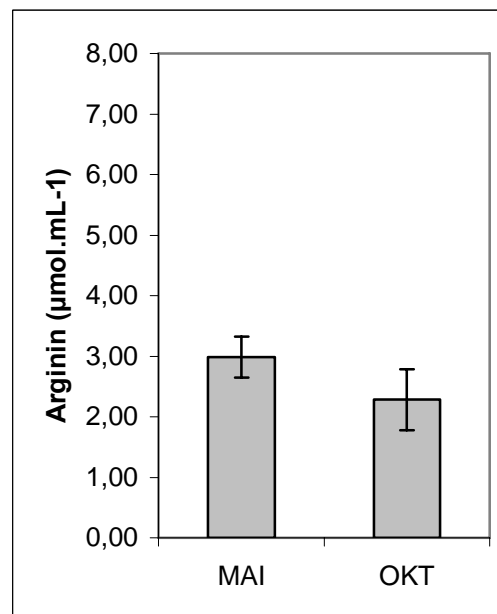


Abb. 45: Vergleich der Arginingehalte bei den *Fabaceae* im Mai und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Okt).

Besonders auffallend waren die großen jahreszeitlichen Unterschiede im Prolingehalt von *Zilla macroptera*, die im Frühjahr kaum nennenswerte Mengen an Prolin akkumuliert hatte. Dagegen zeigte eine der drei *Zilla*-Stichproben im Herbst ebenso hohe Werte wie die anderen Arten der *Brassicaceae* (vgl. Abb. 46).

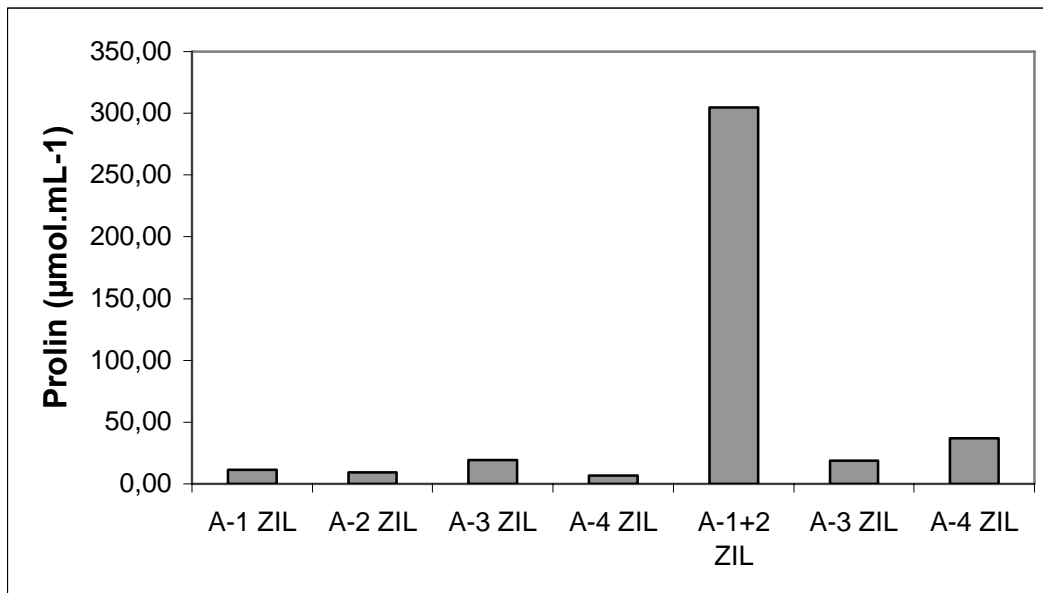


Abb. 46: Prolingehalte in *Zilla macroptera* (*Brassicaceae*) an den einzelnen Substandorten von Trab Labied. Mai (A 1-4 links) und Oktober (A 1+2, 3,4 rechts). Substandort A-1 und A-2 wurden im Herbst zusammengelegt (A-1+2), weil nicht genügend lebendes Pflanzenmaterial vorhanden war.

Auch *Farsetia occidentalis* wurde am Standort Trab Labied an den Substandorten „Regfläche“ und „Wadi“ aufgesammelt und zeigt ein vergleichbares Bild:

Die Mengen an akkumuliertem Prolin waren bei ein- und derselben Art in den Proben aus den besser mit Wasser versorgten Wadis wesentlich niedriger als in den Proben der besonders trockenen Regflächen (vgl. Abb. 47).

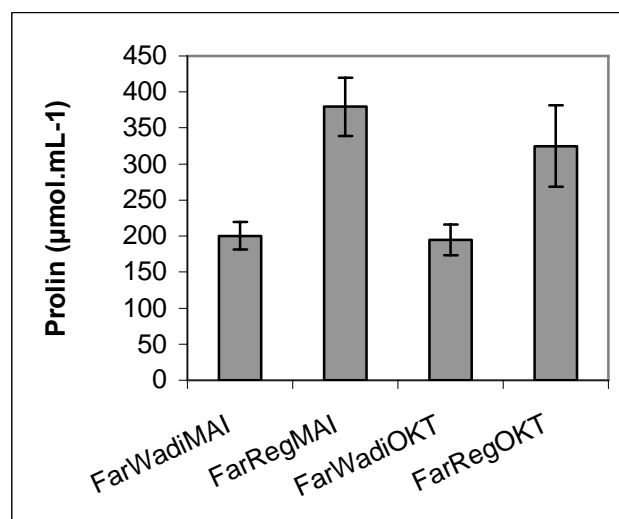


Abb. 47: Prolingehalte von *Farsetia occidentalis* (*Brassicaceae*) im Mai- und Oktober. Einzelne Substandorte sind in die Klassen Regfläche (Reg) und Wadi subsummiert. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei einem n=4 (Mai) und n=3 (Okt).

Bei der Berechnung der Regression zwischen den Wassergehalten (unabhängige Variable) und den Prolingehalten (abhängige Variable) in den einzelnen Stichproben der *Brassicaceae* wurde deutlich, dass ein statistisch absicherbarer Zusammenhang zwischen diesen beiden Größen besteht ($r^2=0,6$; vgl. Abb. 46). Bei den *Fabaceae* war kein derartiger Zusammenhang erkennbar (vgl. Abb. 47).

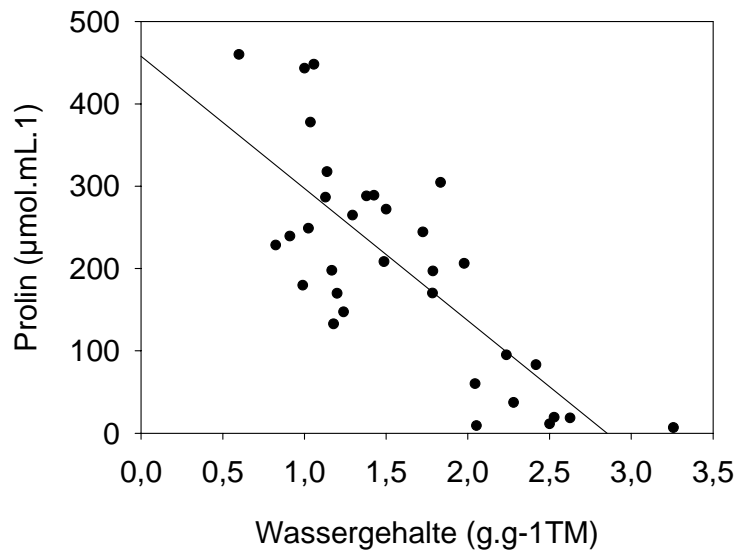


Abb. 46: Regression zwischen Wassergehalt und Prolin bei *Brassicaceae*. $r^2=0,6$

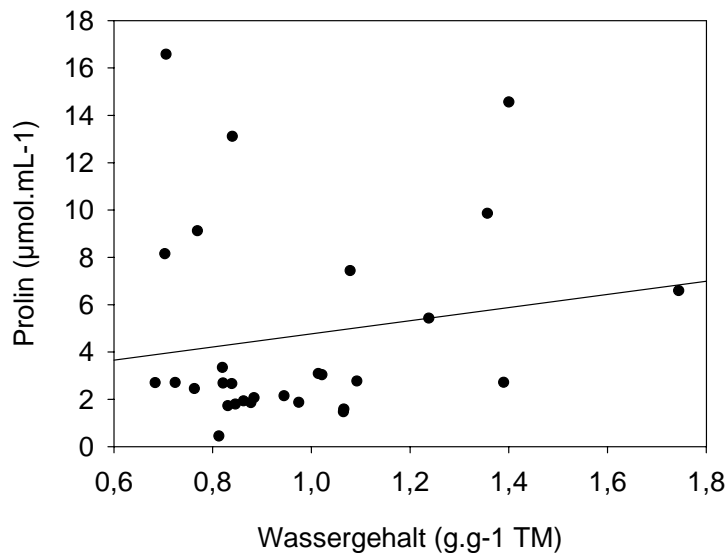


Abb. 47: Regression zwischen Wassergehalt und Prolin bei *Fabaceae*. $r^2=0,02$

Ein statistisch absicherbarer Zusammenhang zwischen den Gehalten an Prolin bzw. Arginin und allen übrigen Osmolyten war nicht nachweisbar (nicht dargestellt).

$^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$ - und $^{14}\text{N}/^{15}\text{N}$ - Isotopenverteilung; Kohlenstoff- und Stickstoffgehalte:

$\delta^{13}\text{C}$ -Werte wurden sowohl in der Trockensubstanz als auch in den Presssäften bestimmt. Bei beiden Familien - besonders bei den *Brassicaceae* - zeigte sich eine Tendenz zu positiveren $\delta^{13}\text{C}$ -Werten im Presssaft (vgl. Abb. 48).

Ebenfalls erkennbar war ein Unterschied in der Streuung der Stichproben der Vertreter beider Familien. Während die *Brassicaceae* eine vergleichsweise starke Varianz aufwiesen, streuten die Werte der *Fabaceae* etwas weniger (vgl. Abb. 48 und 49).

Die *Brassicaceae*-Proben im Herbst zeigten vergleichsweise negativere $\delta^{13}\text{C}$ -Werte als die Proben der Frühjahrsaufsammlung. Die Unterschiede waren allerdings nicht signifikant (vgl. Abb. 49, 50 und 52). Die $\delta^{13}\text{C}$ -Werte des Presssafts verhielten sich dazu analog (vgl. Abb. 51). Bei den *Fabaceae* waren die $\delta^{13}\text{C}$ -Werte der Trockensubstanz im Oktober geringfügig negativer als mit Mai, die des Presssafts geringfügig positiver (vgl. Abb.53).

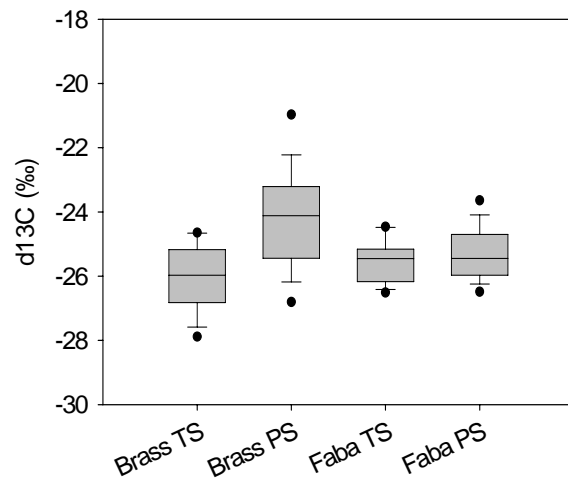


Abb. 48: Box-plots der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in Trockensubstanz (TS) und Presssäften (PS) der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba).

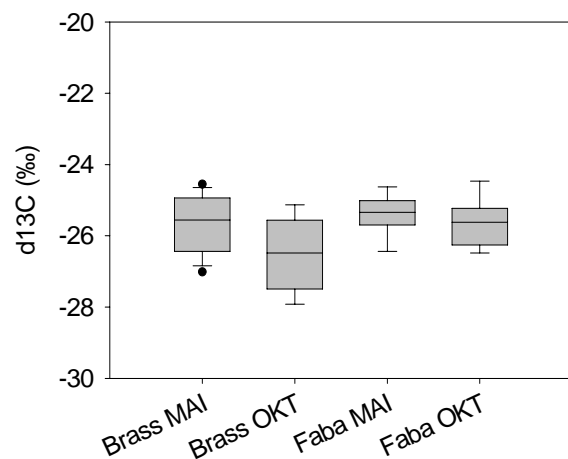


Abb. 49: Box-plots der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte in der Trockensubstanz der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba) im Mai bzw. Oktober.

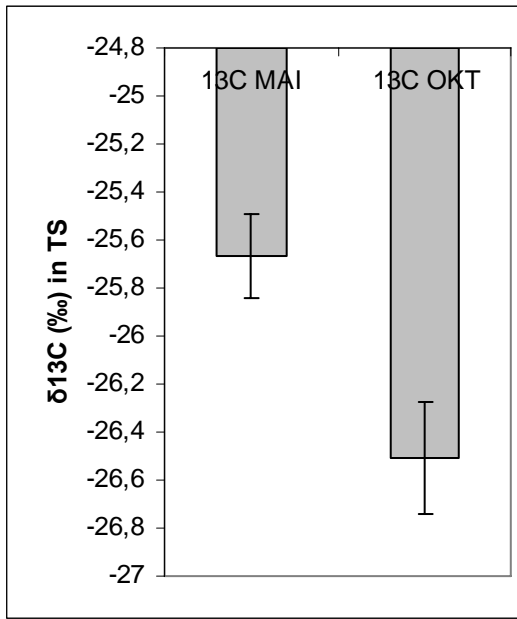


Abb. 50: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der *Brassicaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=21$ (Mai) und $n=18$ (Oktober).

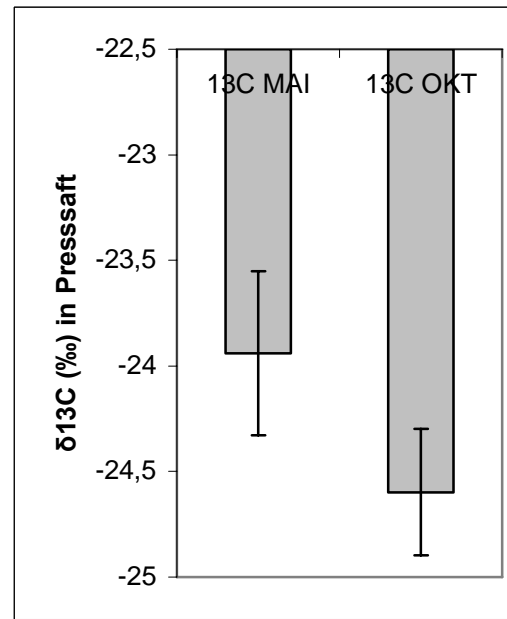


Abb. 51: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in Presssäften der *Brassicaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=21$ (Mai) und $n=18$ (Oktober).

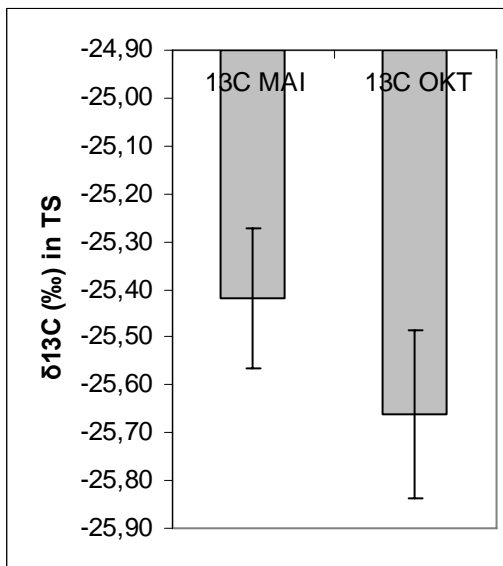


Abb. 52: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der *Fabaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=15$ (Mai) und $n=14$ (Oktober).

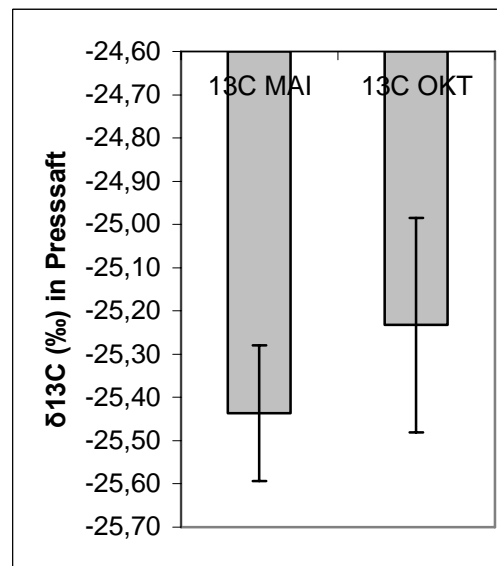


Abb. 53: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in den Presssäften der *Fabaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=15$ (Mai) und $n=14$ (Oktober).

$\delta^{15}\text{N}$ -Werte wurden ebenfalls in der Trockensubstanz und in Presssäften bestimmt. Bei den *Brassicaceae* zeigte sich eine Tendenz hin zu höheren (positiveren) $\delta^{15}\text{N}$ -Werten im Presssaft. Bei den *Fabaceae* war keine derartige Tendenz erkennbar (vgl. Abb. 54).

Während die *Brassicaceae* eine vergleichsweise schwache Varianz aufwiesen, streuten die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte in den Presssäften der *Fabaceae* eher stark (vgl. Abb. 54).

Die Proben der Herbstaufsammlung der *Brassicaceae* zeigten geringfügig höhere $\delta^{15}\text{N}$ -Werte in der Trockensubstanz als die Proben der Frühljahrsaufsammlung. Die Unterschiede waren allerdings nicht signifikant (vgl. Abb. 55 und 56). Die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte in den Presssäften verhielten sich dazu analog (vgl. Abb. 57). Bei den *Fabaceae* waren die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte in der Trockensubstanz im Oktober verglichen mit Mai geringfügig negativer. Die Presssaft-Werte hingegen zeigten eine umgekehrte Tendenz: die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte im Oktober waren – wie auch bei den *Brassicaceae* – höher. (vgl. Abb. 55, 58 und 59).

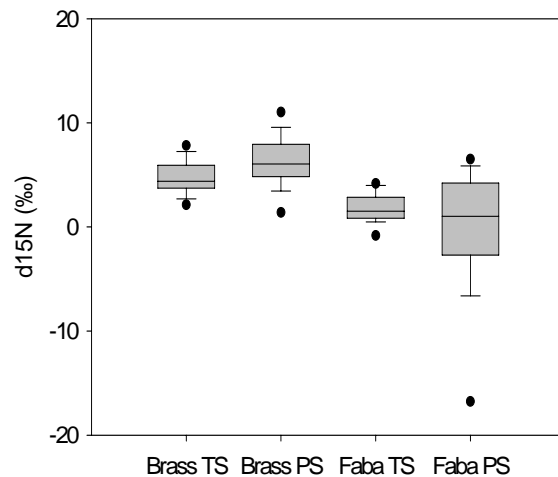


Abb. 54: Box-plots der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt aus der Trockensubstanz (TS) und den Presssäften (PS) der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba).

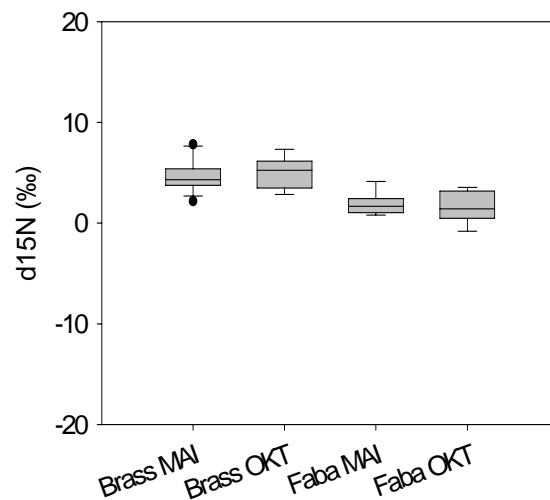


Abb. 55: Box-plots der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt aus der Trockensubstanz der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba) im Mai bzw. Oktober.

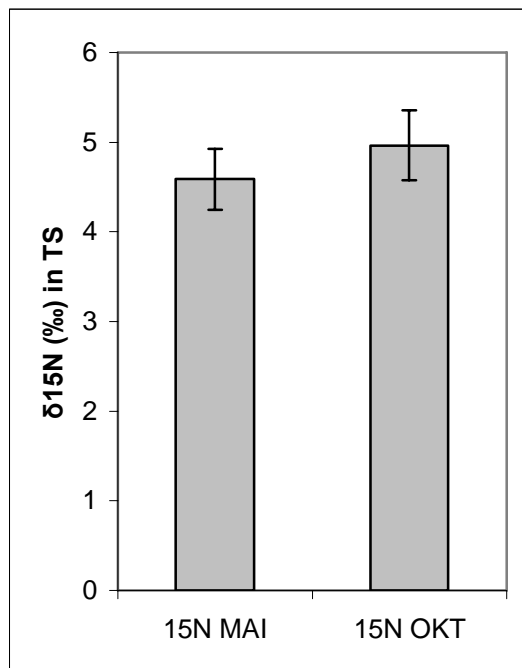


Abb. 56: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der *Brassicaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=21$ (Mai) und $n=18$ (Oktober).

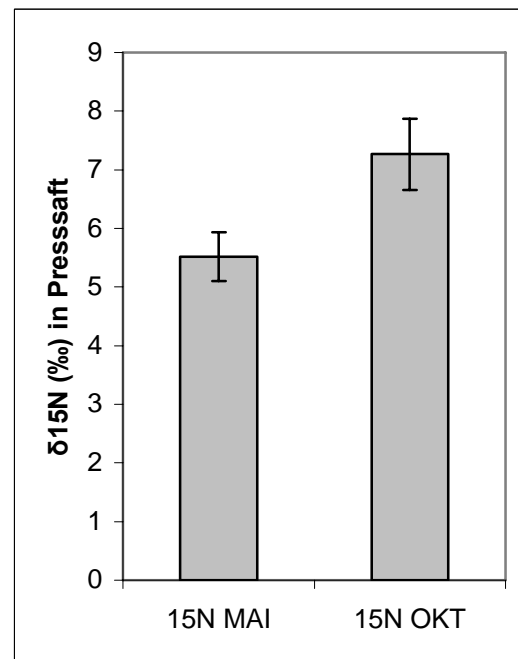


Abb. 57: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in Presssäften der *Brassicaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=21$ (Mai) und $n=18$ (Oktober).

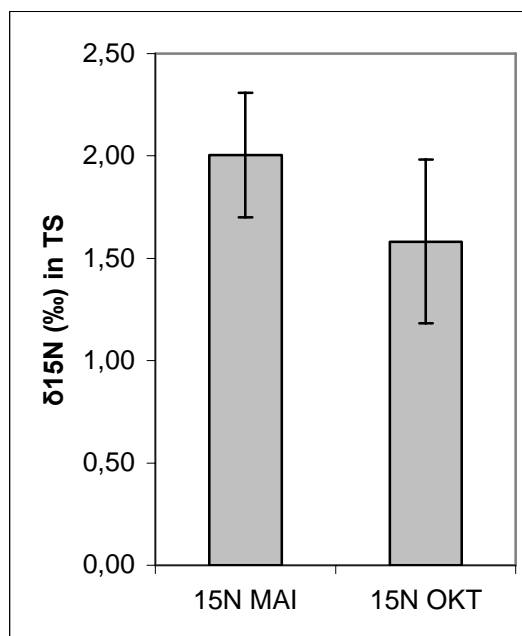


Abb. 58: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der *Fabaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=15$ (Mai) und $n=14$ (Oktober).

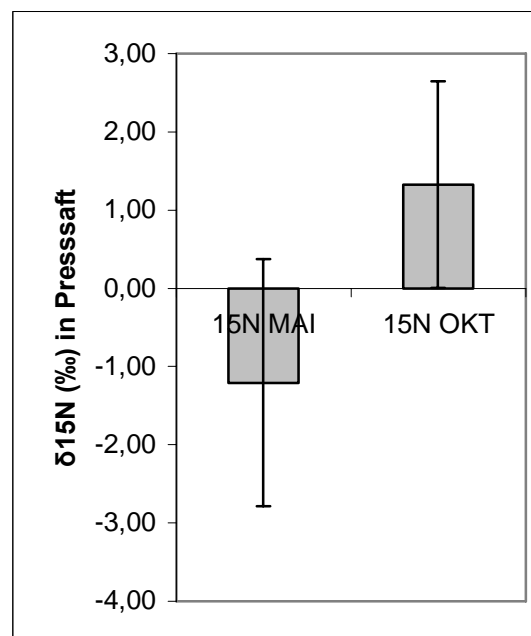


Abb. 59: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in den Presssäften der *Fabaceae* im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei $n=15$ (Mai) und $n=14$ (Oktober).

Bezüglich der Gehalte an Stickstoff und Kohlenstoff zeigten sich familienspezifische Unterschiede. Die *Brassicaceae* wiesen einen im Verhältnis zum Stickstoff geringeren Gehalt an Kohlenstoff auf als die *Fabaceae* (vgl. Abb. 60). Diese Diskrepanz manifestierte sich in den C/N-Verhältnissen in den Presssäften noch deutlicher (vgl. Abb. 61 und 62).

Jahreszeitlich bedingte Unterschiede im C/N-Verhältnis ließen sich weder in der Trockensubstanz noch in den Presssäften erkennen (vgl. Abb. 60 und 61).

Im direkten Vergleich der Werte in Presssäften und in der Trockensubstanz war bei den *Brassicaceae* eine sehr deutliche, bei den *Fabaceae* allerdings nur eine sehr schwache Tendenz zu höheren relativen Stickstoffanteilen in den Presssäften ersichtlich (vgl. Abb. 62).

Auffällig war noch die bei den *Fabaceae* größere Varianz in den C/N-Verhältnissen, insbesondere innerhalb der Presssaft-Werte.

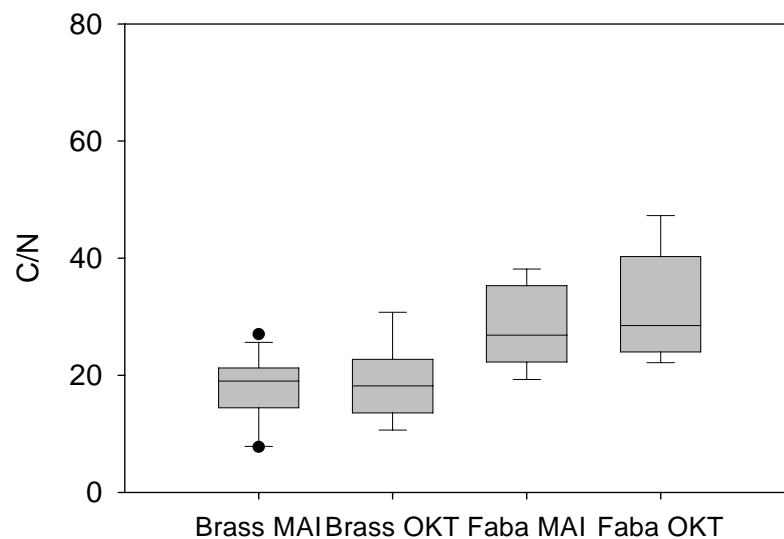


Abb. 60: Box-plots des C/N-Verhältnis in der Trockensubstanz der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba) der Frühjahrs- (Mai) und Herbstaufsammlung (Okt).

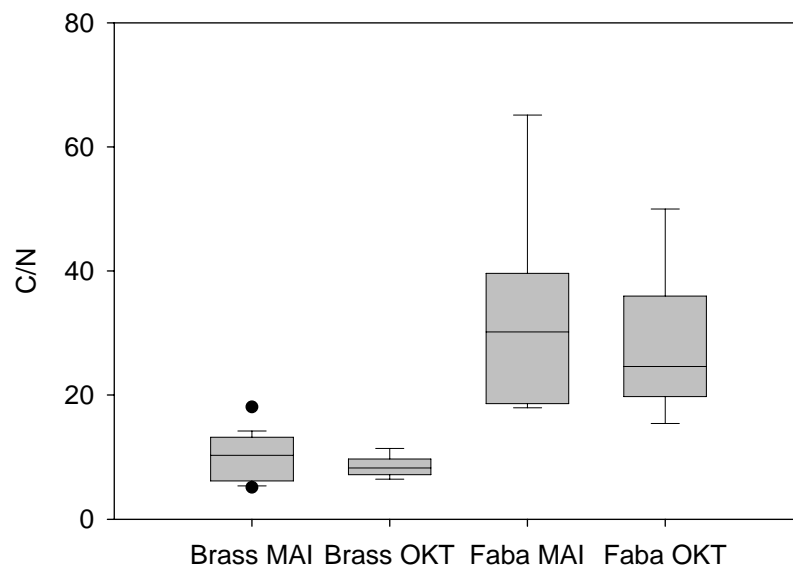


Abb. 61: Box-plots des C/N-Verhältnis in Presssäften der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba) der Frühjahrs- (Mai) und Herbstaufsammlung (Okt).

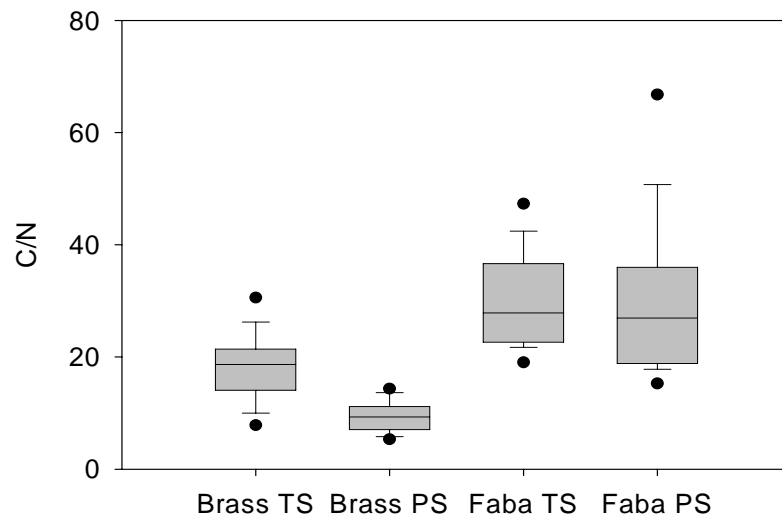


Abb. 62: Box-plots des C/N-Verhältnis in der Trockensubstanz (TS) und in Presssäften (PS) der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba).

Die mögliche Variabilität innerhalb der Stichproben beider Familien an einem konkreten Standort sollen die Abbildungen 63 bis 65 verdeutlichen.

Die jeweiligen Box-plots schließen alle Stichproben am Standort Tizi El Fugani ein, die aufgesammelt wurden (Mai und Oktober).

Trotz aller Abweichungen, die sich aufgrund der unterschiedlichen Bedingungen an den Substandorten, der unterschiedlichen Jahreszeit sowie der verschiedenen aufgesammelten Arten ergeben, unterschieden sich die Familien sowohl bezüglich der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte als auch der C/N-Verhältnisse signifikant (vgl. Abb. 64 und 65).

Bezüglich der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte konnten zwar Unterschiede zwischen den Familien ermittelt werden, die jedoch statistisch nicht signifikant waren (vgl. Abb. 63).

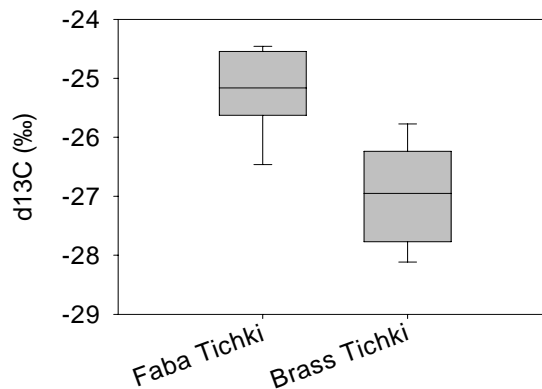


Abb. 63: Box-plots der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte in der Trockensubstanz der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba) am Standort Tizi El Fugani (Tichki).

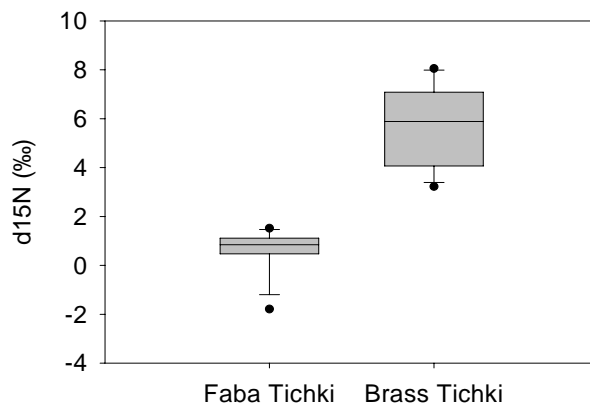


Abb. 64: Box-plots der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte in der Trockensubstanz der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba) am Standort Tizi El Fugani (Tichki).

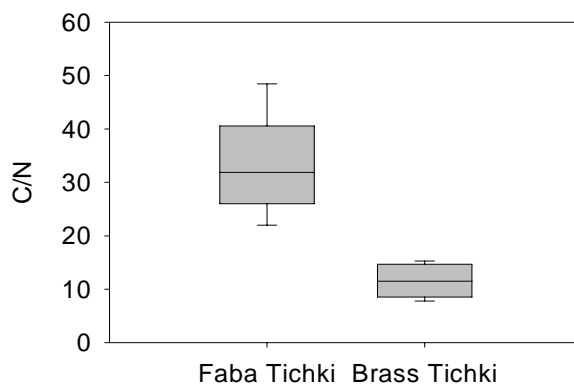


Abb. 65: Box-plots des C/N-Verhältnis in der Trockensubstanz (TS) der *Brassicaceae* (Brass) und *Fabaceae* (Faba) am Standort Tizi El Fugani (Tichki).

Vergleich der Gehalte an anorganischen Ionen, organischen Säureanionen, Kohlehydraten und Aminosäuren in den einzelnen Arten

Reiht man die Pflanzenarten (Mittelwerte der Stichproben) – nach Familien getrennt – entlang des Höhen- und auch Trockenheitsgradienten (mittlerer Jahresniederschlag) des Aufsammlungstransekts, so ergibt sich folgendes Muster (vgl. Abb. 66):

Die Gehalte an anorganischen Ionen „folgen“ dem Trockenheitsgradienten weitgehend, ebenso die Kohlehydratgehalte beider Familien. Die Mengen an organischen Säureanionen verhalten sich analog den Summen der anorganischen Kationen und Anionen.

Die Aminosäuregehalte zeigen in dieser Ordnung dagegen kein so klares Muster. Obwohl die *Farsetia*-Arten an den trockenen Tieflagen die höchsten Prolingehalte aufwiesen, zeigte *Zilla macroptera* vergleichbare bzw. niedrigere Werte als die Arten der feuchteren Hochgebirgslagen.

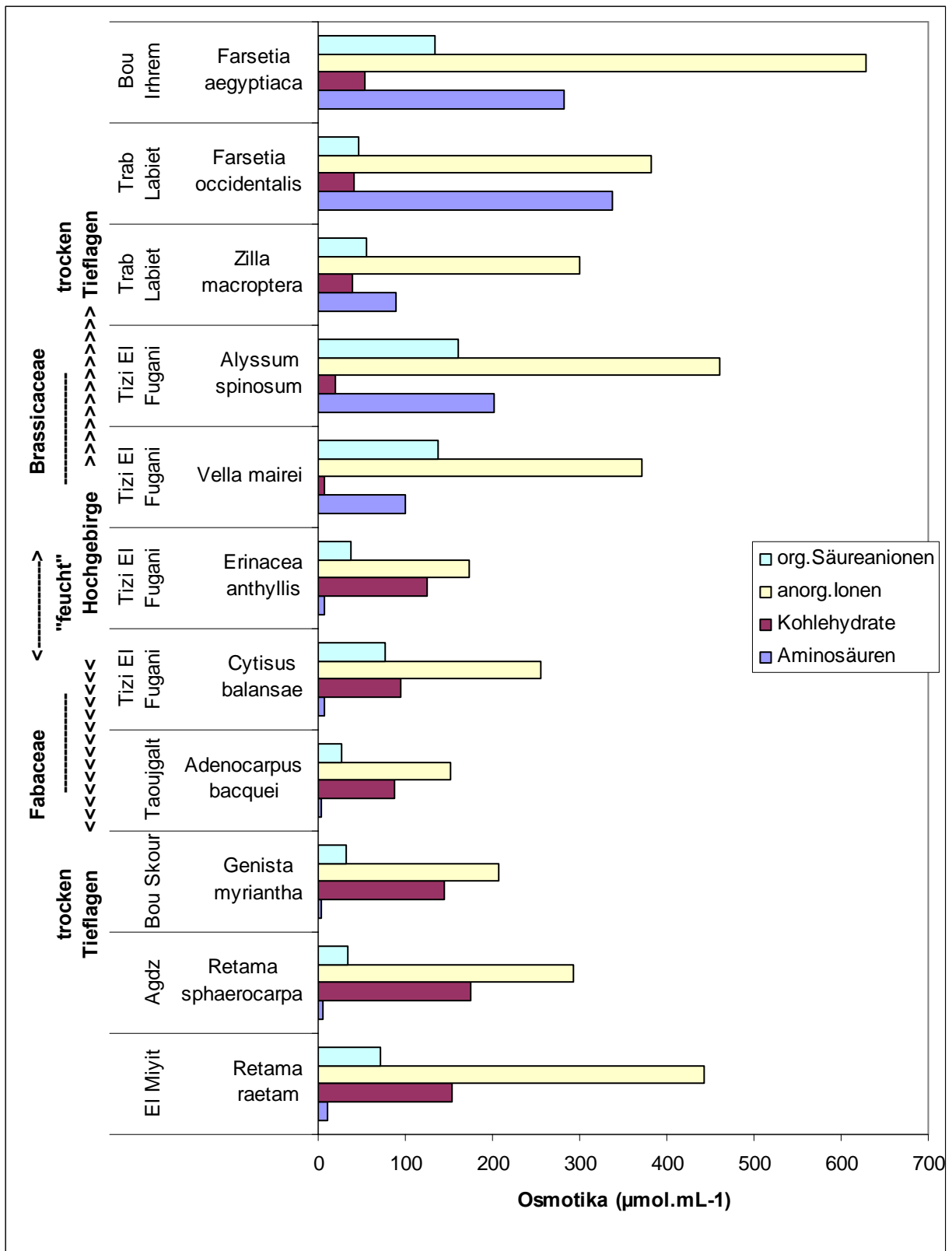


Abb. 66: Mittelwerte der Substanzklassen nach Familie und Standort angeordnet. Unten *Fabaceae*, oben *Brassicaceae*; weitere Reihung anhand der Aufsammlungsstandorte entlang des Trockenheits- und Höhengradienten.

DISKUSSION

Wassergehalte:

Die unterschiedlichen Wassergehalte der einzelnen Arten (am selben Standort und zum selben Aufsammlungszeitpunkt) lassen sich in erster Linie durch die Zugehörigkeit der einzelnen Arten zu unterschiedlichen Lebensformen erklären. Rutensträucher sind grundsätzlich viel wasserärmer (d.h. reicher an Trockenmasse) als Arten, die ihre Photosynthese (auch) über Blätter betreiben (siehe Abb. 1 und 2 – vgl. *Erinacea anthyllis* und *Alyssum spinosum*). Die unterschiedlichen Wassergehalte der einzelnen Proben sind vorwiegend auf unterschiedlich stark sklerotisierte Gewebe zurückzuführen.

Die Tendenzen zu niedrigeren Wassergehalten in Relation zur Trockenmasse im Oktober haben wahrscheinlich zwei Gründe: einerseits könnten die aufgesammelten Pflanzenteile im Herbst stärker sklerotisiert sein, andererseits könnte der Anteil an Sprossachsen im Herbst größer sein, da manche Pflanzenarten im Laufe des Sommers ihre Blätter (teilweise) abwerfen (*Vella mairei*, *Alyssum spinosum*).

Aufgrund der variierenden Wassergehalte wurden daher die Ergebnisse auf den Frischwassergehalt bezogen, der etwa den tatsächlichen Konzentrationen der analysierten Inhaltstoffe im „Zellsaft“ - als Mischung des Vakuoleninhalts (mit approx. Anteil von 90% und mehr) und des Cytoplasmas (approx. Anteil max. 10%) – entspricht. Auf dieser Basis lassen sich sowohl die Pflanzenarten miteinander als auch die an Presssäften gewonnenen Daten unmittelbar vergleichen.

Dass die Wahl der Bezugsgröße besonders bei wasserarmen Pflanzenproben - wie in vorliegender Arbeit der Fall - durchaus starke Auswirkung auf die Ergebnisse und deren Interpretation haben kann, soll Tabelle 2 verdeutlichen.

	Prolin	Prolin	Wassergehalt
	$\mu\text{mol.g}^{-1}\text{ TM}$	$\mu\text{mol.mL}^{-1}\text{ FW}$	$(\text{FM-TM})\cdot\text{TM}^{-1}$
B1 FAR	323,09	226,37	1,1
B3 FAR	188,14	228,46	0,8
B4 FAR	275,94	459,90	0,6

Tab. 2: Vergleich von Prolingehalten bei Wahl unterschiedlicher Bezugsgrößen. Der Frischwassergehalt (FW) ergibt sich aus g Frischmasse (FM) minus g Trockenmasse (TM); ein Wert von 1 entspricht 50% relativem Wassergehalt der Probe; bei diesem Verhältnis sind die auf TM und FW bezogenen Werte identisch, bei geringerem Wassergehalt sind die auf FW bezogenen Werte - bei höherem FW die auf TM bezogenen Werte - höher. Bei den verglichenen Proben handelt es sich um 3 Standortproben (Stichproben) von *Farsetia occidentalis* von der Testfläche Trab Labied (Oktober-Aufsammlung)

Osmotisches Potenzial:

Die kryoskopisch ermittelte Osmolalität von durchschnittlich 650 mosmol.L⁻¹ bei den *Brassicaceae* liegt unter der gemittelten Summe aller gemessenen osmotisch wirksamen Substanzen von 720 mmol.L⁻¹, während die gemittelte Osmolalität der *Fabaceae* mit 520 mosmol.L⁻¹ höher liegt als die gemittelte Summe aller gemessenen Osmolyte von 450 mmol.L⁻¹.

Derartige Unterschiede zwischen der Osmolalität und der Summe aller quantitativ bestimmten Osmolyte sind auch in der Literatur zu finden (vgl. CHOO & ALBERT 1999A, CHOO & ALBERT 1999B, CHOO & ALBERT 2002), wobei hier auch innerhalb einer Gattung (*Carex* ssp.) sowohl höhere als auch niedrigere Osmolalitäten verglichen mit den ermittelten aufsummierten anorganischen und organischen Osmotika gefunden wurden. In jedem Falle liegen die Werte der Osmolalität und die mit aufwändigen analytischen Methoden gewonnenen Ergebnisse für die einzelnen Stoffklassen in Summe auf durchaus vergleichbarem Niveau.

Bemerkenswert ist, dass trotz der hohen Prolingehalte in den Proben der *Brassicaceae* (vgl. Abb. 36) keine Korrelation zwischen der Osmolalität und dem Prolingehalt gefunden werden konnte, während der Zusammenhang zwischen der Osmolalität und den hohen zellulären Pinit-Spiegeln bei den *Fabaceae* durch die vorliegenden Daten gut belegt ist ($r^2=0,8$; vgl. Abb. 34). Es zeigte sich also deutlich, dass Pinit einen wesentlichen Anteil am osmotischen Potenzial der *Fabaceae* innehatte (vgl. auch POPP & SMIRNOFF 1995).

Es wäre denkbar, dass Prolin als sehr effiziente Schutzsubstanz (vgl. u.a. STEWART & LARHER 1980, THOMPSON 1980, STEWART 1981, HANSON & HITZ 1982, DELAUNEY & VERMA 1993, TAYLOR 1996, RHODES et al. 1999) so stark mit Makromolekülen (Proteine, Nukleinsäuren) oder Biomembranen assoziiert ist, dass es nicht mehr osmotisch aktiv ist. Auch DELAUNEY & VERMA (1993) diskutierten, dass zur Belegung des osmotischen Effekts der Prolinakkumulation in Pflanzen nicht ausreichend Daten zur Verfügung stehen. Dieser Umstand könnte auch die Erklärung für die vorliegenden Diskrepanz zwischen der ermittelten Osmolalität und den Mengen an gefundenen Osmolyten in *Brassicaceen* sein. Die Differenz zwischen diesen beiden Größen könnte noch dadurch verstärkt werden, dass in *Brassicaceen* ein Teil der zweiwertigen Kationen Ca²⁺ und Mg²⁺ durch organische Säuren (Malat, Citrat) komplex gebunden ist, wodurch die Gesamtzahl an osmotisch wirksamen Teilchen im Zellsaft verringert wird. So berichtete etwa MEYER (1997), dass in calcitrophen CAM-Pflanzen ein großer Anteil an Ca²⁺ mit organischen Säuren (Malat, Citrat, iso-Citrat) chelatiert und ausgefällt wurde.

Bei höheren Osmolalitäten im Vergleich zur gefundenen Summe der gemessenen Inhaltsstoffe (wie bei den *Fabaceae* der Fall), ist nicht auszuschließen, dass einige osmotisch wirksame Verbindungen mit den angewendeten Methoden analytisch nicht erfasst wurden.

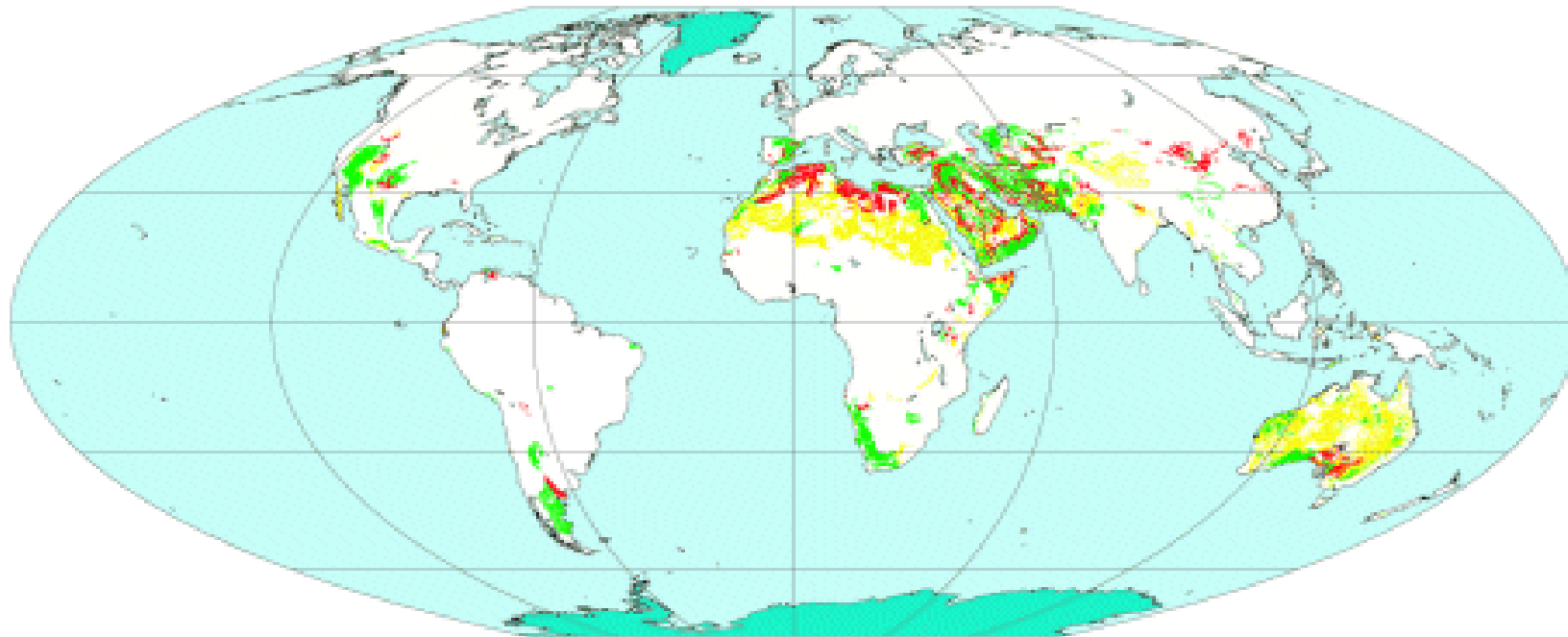
Anorganische Ionen und organische Säureanionen:

Bevor näher auf die Ionenbilanzen der beiden untersuchten Familien eingegangen werden soll, sind noch einige Anmerkungen zum Aufsamlungsgebiet zu machen. Die als „Calcisols“ klassifizierten Böden Südost-Marokkos (vgl. dazu DRIESSEN 2001 und Abb. O) sind ausgesprochen kalkreiche Böden mit hohem Skelettanteil. Die bereits im Abschnitt „Material und Methoden“ gegebenen Beschreibungen der Testflächen deuten darauf hin, dass es sich gerade bei den Bruchlinien (Wadis) von El Miyit (*Retama raetam*) und am Standort Taoujgalt (*Adenocarpus baqueti*), so wie auch bei den Hängen des Hohen Atlas (*Alyssum spinosum*, *Vella mairei* [Brass.] und *Cytisus balansae*, *Erinacea anthyllis* [Faba.]) und den Felsfluren Bou Irhrens (*Farsetia aegyptiaca*) entweder um allgemein sehr kalkreiche Flächen handelt oder um Gebiete, in denen häufig Kalklinien eingeschaltet sind.

Es ist also nicht verwunderlich, dass an diesen Standorten in Vertretern beider Pflanzenfamilien vergleichsweise hohe Calciumgehalte (vgl. dazu HERTENBERGER 1993, KÄSTENBAUER 1992) gefunden wurden, handelt es sich doch sowohl bei den *Fabaceae*, als auch bei den *Brassicaceae* um ausgesprochen calcitrophe Familien (KINZEL 1982). Bei allen oben genannten Arten, unabhängig von der Familienzugehörigkeit, liegen die gemessenen Ca^{2+} -Werte über den Kaliumwerten. Die einzige Ausnahme bildet *Erinacea anthyllis* in der Maiaufsammlung, bei der geringfügig höhere Kaliumgehalte gemessen wurden. Im Mittelwert aus allen Stichproben liegt aber auch bei *Erinacea anthyllis* Calcium höher als Kalium.

Alle anderen *Fabaceae*-Arten (*Retama spaerocarpa* [sic! – dieselbe Gattung], *Genista myriantha*), sowie (*Farsetia occidentalis* [sic! - dieselbe Gattung] und *Zilla macroptera*) bei den *Brassicaceae* wiesen niedrigere Gehalte an Ca^{2+} -Ionen auf, folglich lagen die K/Ca-Verhältnisse über 1.

Es ist bekannt, dass Ca^{2+} gerade bei etwas höheren Konzentrationen in der Bodenlösung auch passiv mit dem Betriebswasser eingeschwemmt wird (PITMAN 1975, MARSCHNER 1995), während bei geringeren Ionengehalten im Boden die selektive Ionenaufnahme überwiegt und K^+ gegenüber Ca^{2+} relativ bevorzugt wird (RAINS 1972). Ausreichend hohe K^+ -Gehalte, wie sie in den untersuchten Pflanzenarten tatsächlich auch vorlagen, sind besonders in trockenen Klimaten für das Funktionieren der Schließzellen und damit für die Aufrechterhaltung des Wasser- und Kohlenstoffhaushaltes essentiell notwendig (CHOW et al. 1990). Ebenso wichtig ist Kalium als Komponente einer osmotischen Adaptation (vgl. SCHULZE et al. 2002).



Flat Polar Quartic Projection

FAO-GIS, February 1998

Abb. O: Weltweites Vorkommen der „Calcisols“- besonders kalkreicher Böden. Calcisols sind in Südostmarokko (und dem angrenzenden Algerien) dominant.
 67 Grafik aus DRIESSEN et al. 2001

Über die Rolle von Mg^{2+} -Akkumulation als Osmotikum ist in der Literatur nur wenig zu finden. Aber auch RATTENBÖCK 1978 fand in *Brassicaceae* xerischer Standorte stark angehobene Gehalte an Ca^{2+} **und** Mg^{2+} (bis zu $800\mu\text{val.mL}^{-1}$ Zellsaft) und erklärte dies mit der osmotischen Funktion (vgl. dazu auch KINZEL 1982). Auch ist anzumerken, dass bei ausreichend hohen Gehalten im Substrat neben Calcium (siehe oben) auch Magnesium mit dem Transpirationsstrom passiv in die oberirdischen Pflanzenorgane gelangen und sich dort anreichern kann (PITMAN 1975, MARSCHNER 1995).

Da *Brassicaceae* unter halophilen Bedingungen sehr hohe Mengen an Na^+ als „billiges“ Osmotikum zu akkumulieren in der Lage sind (vgl. ALBERT & POPP 1977), liegt der Rückschluss auf sehr geringe NaCl-Salzgehalte in den Böden nahe, auf denen die in vorliegender Arbeit untersuchten Pflanzen aufgesammelt wurden. Der maximale Na^+ -Gehalt der *Brassicaceae* lag bei $2,5\ \mu\text{mol.mL}^{-1}$ (*Farsetia aegyptiaca* – Substandortprobe C1). Die untersuchten *Fabaceae*, einer Familie, die nachweislich „salt-excluders“ sind (vgl. CHOO & ALBERT 1997, ARNDT et al. 2003), erreichten nicht einmal diese Werte.

Trotzdem konnten sowohl in den *Brassicaceae* als auch in den *Fabaceae* respektable Cl^- - Mengen (durchschnittlich ca. $20\ \mu\text{mol.mL}^{-1}$) gefunden werden, was auf eine aktive Ionenaufnahme trotz geringer Verfügbarkeit im Boden zur Stabilisierung der Ionenbilanz schließen lässt (vgl. KINZEL 1982). Tatsächlich sind im Gegensatz zu Natrium für Chlorid sehr wohl aktive Ionenaufnahme-Systeme nachgewiesen worden (vgl. EPSTEIN & BLOOM 2005). Den auch im Zuge dieser Arbeit gefundenen Zusammenhang zwischen Kationen und anorganischen Ionen sowie organischen Säureanionen zeigen die diesbezüglich guten Korrelationen (vgl. Abb.18).

Die starken Tendenzen der *Brassicaceae* zur Sulfat-Akkumulation (vgl. ALBERT & POPP 1977, ALBERT 1982) spiegelten sich auch in den vorliegenden Daten wider (beide *Farsetia* ssp. mit rund $100\ \mu\text{mol.mL}^{-1}$ und darüber). Konträr zu einschlägigen Studien (vgl. KÄSTENBAUER 1992, ALBERT et al. 2000) zeigten auch die *Fabaceae* (insbesondere *Retama raetam* am trockensten der untersuchten Standorte: El Miyit/50mm Jahresniederschlag) Tendenzen Sulfat-Ionen anzureichern, auch wenn die Gehalte - verglichen mit den *Brassicaceae* – geringer waren. Auch TRIMMEL (1987) und HERTENBERGER (1993) konnten sehr hohe Gehalte an Sulfat bei zwei Gattungen der *Fabaceae* (*Astragalus* spp. und *Ononis tridentata*) an Trockenstandorten Tunesiens und Spaniens feststellen, während im Gegensatz dazu gerade *Retama raetam* bei HERTENBERGER (1993) und KÄSTENBAUER (1992) eher geringe Mengen an Sulfat-Ionen aufwies. Die Vertreter der *Fabaceae* scheinen also Sulfat abhängig von der örtlichen Verfügbarkeit anzureichern.

WEINERT & SAKRI (1977) stellten die Vermutung an, dass die Akkumulation von Sulfat-Ionen u.a. auch zum Schutz vor Fraßfeinden (bitterer Geschmack!) geschieht. Eine durchaus plausible Erklärung, die sich auch an den durch hohen Weidedruck gekennzeichneten Standorten Südost-Marokkos nachvollziehen lässt.

An **organischen Säureanionen** wurden bei den *Brassicaceae* hauptsächlich Malat, Citrat und im Fall von *Vella mairei* auch cis-Aconitat in relevanten Mengen nachgewiesen. Diese Verhältnisse decken sich durchaus gut mit Daten aus der Literatur (vgl. dazu ALBERT & POPP 1977).

Der Gehalt an organischen Säuren ist in den untersuchten *Fabaceae*-Arten geringer als in den *Brassicaceae*. Dennoch konnten auch in dieser Familie Malat und Citrat in osmotisch relevanten Mengen gefunden werden, die mit früheren Daten zur Familie der *Fabaceae* vergleichbar sind (vgl. HERTENBERGER 1993).

Konträr zur gängigen Lehrmeinung konnten in beiden Familien auch geringe Mengen an Oxalat festgestellt werden, ein Umstand, der Angesichts der hohen Konzentrationen an freiem Ca^{2+} zu großen Zweifeln anregt, da sich freies Ca^{2+} und Oxalat zu dem sehr schwer löslichen Calcium-Oxalat verbindet und in Form diverser Kristalle, meist Drusen, ausfällt. Allerdings haben auch ARNDT et al. (2003) bei calcitrophen Pflanzen, u.a. auch bei einer *Fabaceae* (*Albagi sparsifolia*) neben hohen Gehalten an Ca^{2+} -Ionen auch geringe Mengen an Oxalat nachweisen können.

In Vertretern beider Familien zeigten sich jahreszeitlich bedingte Unterschiede in den Ionengehalten, wobei für die *Brassicaceae* ein relativ deutlicher Anstieg, bei den *Fabaceae* hingegen ein Rückgang der Gehalte an organischen Säureanionen sowie auch an anorganischen Ionen zum Oktober hin (vgl. Abb. 13 - 16) zu verzeichnen war. Dieser Umstand lässt sich womöglich auf eine weniger ausgeprägte sommerliche Dürreperiode an einigen Standorten zurückführen (vgl. dazu die meteorologischen Daten im Kapitel „Material und Methoden“). Im Fall von *Adenocarpus baquei* ist ein besonders starker Rückgang bemerkbar. Hierbei ist anzumerken, dass bei der Probennahme im Herbst auffiel, dass nicht unweit der Aufsamlungsfläche an der IMPETUS-Testsite Taougalt während des Sommers Bewässerungsfeldbau betrieben wurde, was dazu führen könnte, dass in den flachen Senken, in denen *Adenocarpus baquei* ausschließlich gedeiht, sich der Grundwasserspiegel im Laufe des Sommers erhöht, sodass den hier beprobten Individuen mehr Wasser zur Verfügung stand. Dies könnte die Ursache sein, weshalb *Adenocarpus baquei* im Oktober geringere Stress-Symptome zeigte als im Mai. Allerdings ist zu bedenken, dass es sich gerade im Fall von *Adenocarpus baquei* auch um besonders starke Schwankungen der erhobenen Messwerten handeln könnte, die nicht statistisch erfassbar sind, da aufgrund der geringen Individuendichte dieser Art am Aufsamlungsort nur eine Stichprobe pro Aufsamlungszeitpunkt genommen werden konnte.

Trotz aller Varianz innerhalb der Familien aufgrund der unterschiedlichen Rahmenbedingungen an den einzelnen Substandorten, der Jahreszeit sowie der unterschiedlichen Arten war ein schwach signifikanter Unterschied zwischen den Familien an einem ausgewählten Standort (Tizi El Fugani), sowohl bezüglich der Gesamtheit der aufgenommenen anorganischen Ionen als auch bezüglich der synthetisierten organischen Säureanionen erkennbar. Weitet man den Betrachtungswinkel allerdings auf alle Untersuchungspunkte (Standorte) und alle untersuchten Arten aus, verschwimmen die Unterschiede zwischen den Familien etwas. Aufgrund der quantitativen Ionengehalte allein, die als Indiz einer osmotischen Adaptation unter Bedingungen des Trockenstresses zu bewerten sind (vgl. dazu u.a. ALBERT & POPP 1977, ARNDT et al. 2001, 2003, WANG et al. 2004) lassen sich anhand der in vorliegender Arbeit gewonnenen Daten keine wesentlichen Unterschiede zwischen *Brassicaceae* und *Fabaceae* herausstreichen. Auch bezüglich des Ionenmusters zeichnet sich zunächst noch ein ähnliches Bild: beide Familien sind calcitroph und reichern neben großen Mengen an Ca^{2+} und Mg^{2+} auch relevante Mengen K^+ an.

Als Unterschied ist allerdings hervorzuheben, dass in allen *Brassicaceae* durchwegs nennenswerte Mengen an SO_4^{2-} und NO_3^- gefunden werden konnten, während die *Fabaceae* nur geringste Mengen davon aufwiesen. Weiters wurden nur innerhalb der *Brassicaceae* relevante Mengen an cis-Aconitat nachgewiesen, ein Merkmal, das zwar auch in der Literatur Niederschlag gefunden hat (ALBERT & POPP 1977), in vorliegender Arbeit aber nur bei einer einzigen Art aufgetreten ist, demnach also wohl nicht als allgemeines Familiencharakteristikum zu bewerten ist.

Ein weiteres Differenzialmerkmal wird allerdings nur auf salzbelasteten Böden relevant, und fiel daher in dieser Arbeit nicht ins Gewicht: halophile *Brassicaceae* tolerieren durchaus auch höhere Konzentrationen an Na^+ in den Blattzellen, während *Fabaceae* dafür bekannt sind, Na^+ bereits im Wurzel oder unteren Stammbereich zurückzuhalten (KINZEL 1982).

Zusammenfassend ist also anzumerken, dass es hinsichtlich des Ionenmusters sehr wohl standort- und jahreszeitunspecifische Unterschiede zwischen den Familien der *Brassicaceae* und der *Fabaceae* gibt, sodass durch die vorliegenden Daten die Differenzierung in zwei Physiotypen (vgl. ALBERT & KINZEL 1973, CHOO & ALBERT 1997) durchaus bestätigt wird.

Während die zur Steigerung des osmotischen Potenzials in den Zellen angereicherten Ionen durch überwiegende Speicherung in den Vakuolen von den empfindlichen Enzymen des Cytoplasmas weitgehend ferngehalten werden, dienen die enzymverträglichen „compatible solutes“ als Schutzstoffe sowie als osmotische Ausgleichssubstanzen zwischen Cytosol und Vakuole (vgl. dazu u.a. GREENWAY & OSMOND 1972, KINZEL 1982, POPP & SMIRNOFF 1995; siehe dazu auch die Ausführungen weiter unten).

Zucker, zyklische und azyklische Zuckeralkohole:

Vergleicht man die beiden Familien, so zeigten schon die Gesamtgehalte an zyklischen und azyklischen Zuckeralkoholen sowie an löslichen Zuckern einen deutlichen Unterschied. Bei den *Brassicaceae* überwogen die löslichen Zucker, während die *Fabaceae* eine höhere Akkumulation an Zuckeralkoholen (im wesentlichen Pinit) aufwiesen. Diese Ergebnisse fügen sich gut in die schon vorhandene Literatur ein und fanden bereits im Physiotypenkonzept ihren Niederschlag (vgl. dazu ALBERT & KINZEL 1973, CHOO & ALBERT 1997).

Die Gehalte an **Pinit** und anderen zyklischen Zuckeralkoholen bei den *Fabaceae* stimmen mit der Literatur (HERTENBERGER 1993, ALBERT et al. 1998, ARNDT et al. 2003) gut überein, finden sich jedoch eher im oberen Bereich der mitgeteilten Werte für diese Familie. Allerdings erwähnt auch ALBERT (2005), dass gerade Xerophyten im Vergleich zu Halophyten deutlich höhere Mengen an organischen Osmotika akkumulieren.

Ob Pinit, dessen Rolle als compatible solute gut belegt ist (vgl. PAUL & COCKBURN 1989, SCHULZE et al. 2002), ausschließlich im Cytosol angereichert oder - insbesondere bei sehr hohen zellulären Konzentrationen - auch in der Vakuole gespeichert wird, wurde von POPP & SMIRNOFF (1995) diskutiert, ist aber immer noch nicht befriedigend geklärt.

Quebrachit konnte nur bei *Genista myriantha* und *Erinacea anthyllis* zweifelsfrei identifiziert werden. Auf den Chromatogrammen vieler *Fabaceae* und aller Vertreter der *Brassicaceae* trat ein peak mit einer sehr ähnlichen Retentionszeit wie Quebrachit auf (vgl. dazu auch HERTENBERGER 1993 - *Retama raetam*). Diese unbekannte Substanz, die bei den meisten Vertretern der Familie der *Fabaceae* in größeren Mengen als bei den *Brassicaceae* auftrat, wurde wie Quebrachit quantifiziert und als X „Quebrachit“ bezeichnet. Vermutlich handelt es sich hierbei um einen weiteren zyklischen Zuckeralkohol aus der Gruppe der vielfältigen Derivate des myo-Inosits, möglicherweise um 1D-1-O-methyl-muco-inositol, dessen Rolle als Stressmetabolit als gesichert gelten kann (RICHTER et al. 1990). Über die taxonomische Verbreitung von 1D-1-O-methyl-muco-inositol ist relativ wenig bekannt, lediglich für *Viscum album* (*Santalaceae*) (RICHTER et al. 1990) und Vertreter der *Araucariaceae* und *Cistaceae* (SANZ et al. 2004) ist das Vorkommen eindeutig belegt.

Ein weiteres nicht identifiziertes lösliches Kohlenhydrat trat vor allem bei den *Fabaceae* prominent in Erscheinung und wurde mangels direkt benachbarter peaks am Chromatogramm wie Saccharose quantifiziert. Aufgrund der Lage im Chromatogramm liegt die Vermutung nahe, dass es sich hierbei entweder um einen Mehrfachzucker oder ebenfalls um ein Derivat von myo-Inositol (vielleicht Bornesit?) handeln könnte.

Myo-, chiro- und scyllo-Inosit waren in den Proben beider Familien in der Regel nur in Spuren messbar, bei den meisten Vertretern der *Brassicaceae* (Ausnahme: *Vella mairei*) traten sogar bereits osmotisch relevante Mengen von myo-Inosit auf.

Als einziger Hexit war **Mannit** eindeutig identifizierbar, konnte aber nicht bei allen Arten - und wenn, dann auch nur in Spuren - nachgewiesen werden. Das Vorkommen von Mannit bei *Fabaceen* und *Brassicaceen* ist auch in der Literatur belegt (STOOP et al. 1996).

Sorbit, ein Stereoisomer von Mannit wurde als Inhaltsstoff in halophilen *Plantago*-Arten beschrieben (vgl. KINZEL 1982). Der Nachweis hinsichtlich der Funktion als „compatible solute“ konnte erst kürzlich von JAINDL & POPP (2006) erbracht werden. In Vertretern der *Fabaceae* und *Brassicaceae* ist Sorbit allerdings noch nicht gefunden worden.

Raffinose und **Trehalose** konnten in allen Proben zumindest in Spuren nachgewiesen werden. Allerdings sind Berichte über Trehalosevorkommen in höheren Pflanzen eher mit Vorsicht zu beurteilen. Denn während es vielfache Belege über die Vorkommen und auch stressbedingte Akkumulation von Trehalose bei Bakterien und niedernen Pilzen (u.a. GADD et al. 1987, WIEMKEN 1990, STROM & KAASEN 1992, ELBEIN et al. 2003), Evertebraten (z.B. THOMPSON 2003, ELBEIN et al. 2003) und niederen Pflanzen (ELBEIN 1974, ELBEIN et al. 2003) gibt, sind nur wenige Nachweise natürlichen Vorkommens von Trehalose in höheren Pflanzen verfügbar (z.B. DRENNAN et al. 1993, ELBEIN et al. 2003, EL-BASHITI 2005). Auch GODDIJN (1999) berichtete über Trehalosestoffwechsel in höheren Pflanzen, und von WINGLER (2002) wurde Trehalaseaktivität in *Arabidopsis thaliana*-Pflanzen (*Brassicaceae*) nachgewiesen. Aufgrund der hohen Aktivität des Trehalose-abbauenden Enzyms kommt Trehalose – wenn überhaupt - in höheren Pflanzen nur in kaum nachweisbaren Mengen vor (GODDIJN et al. 1997, WINGLER 2002). Aufgrund der auch in dieser Arbeit vorliegenden sehr geringen Gehalte war nur ein qualitativer Nachweis und keine eindeutige Quantifizierung möglich.

Eine eindeutige Quantifizierung der **Fruktose** war nicht möglich, da der Verdacht bestand, dass bei der in vorliegender Arbeit angewandten Methode eine unbekannte Substanz mit nahezu identischer Retentionszeit die Fruktose überlagerte. Vor allem bei den Vertretern der *Brassicaceae* war der Fruktose-peak ungewöhnlich hoch. Trotz dieser Unsicherheit wurde diese Substanz, die wie Fruktose quantifiziert wurde, in den Ergebnissen als X „Fruktose“ berücksichtigt.

Die vergleichsweise geringeren Gehalte an löslichen Kohlehydraten im Oktober könnten auch durch den ungewöhnlich feuchten Sommer im Jahr der Aufsammlung erklärt werden. Lediglich *Retama spaerocarpa* zeigt zum Herbst hin einen deutlichen Anstieg. Diese Proben wurden in einer Region (nahe Bou Irhrem) aufgesammelt, die im Gegensatz zu den anderen Standorten vermutlich kein Regenereignis im Sommer erfahren hat. Vergleicht man die vorhandenen meteorologischen Daten (siehe Material und Methoden), so traten die sommerlichen Regenereignisse in Südost-Marokko im Untersuchungsjahr eher kleinräumig auf; zudem sind nicht von allen Untersuchungsstandorten verlässliche Niederschlags-Daten vorhanden.

Aminosäuren:

Die Akkumulation von Prolin ist eine gut dokumentierte metabolische Reaktion von Pflanzen auf Trocken- oder Salzstress (vgl. u.a. STEWART & LEE 1974, STEWART & LARHER 1980, THOMPSON 1980, STEWART 1981, HANSON & HITZ 1982, DELAUNEY & VERMA 1993, TAYLOR 1996, RHODES et al. 1999, SCHULZE et al. 2002). Auch ist mit Bezug auf die „Kompartimentierungshypothese“ (vgl. WYN JONES & GORHAM 1983, FLOWERS & YEO 1988) allgemein akzeptiert, dass Prolin überwiegend im Cytoplasma lokalisiert ist.

Einige der im Zuge dieser Arbeit erhobenen Daten zur Anreicherung von Prolin – vor allem bei *Farsetia occidentalis* und *Farsetia aegyptiaca* - sind im Vergleich zu anderen untersuchten *Brassicaceae* (z.B. HERTENBERGER 1993) ungewöhnlich hoch. Unter der Annahme einer Rolle als „cytoplasmatisches Osmotikum“ ergäben diese Mengen außergewöhnlich hohe Konzentrationen im Cytoplasma. Es gibt aber auch andere Literaturbelege, die bei *Brassicaceae* unter Salzstress von ähnlich hohen Prolin-Anreicherungen (rund 300-400µmol/g TM) berichten (MURAKEÖZY et al. 2003). Wie von diesen Autoren beschrieben, repräsentierte Prolin in *Lepidium crassifolium* etwa die Hälfte der gefundenen Gesamtosmolyte, ein Befund, der in vorliegender Arbeit nur im Falle von *Farsetia occidentalis* nachvollzogen werden konnte. Die allgemeine Schlussfolgerung von MURAKEÖZY et al. (2003), dass Prolin auch die Hälfte des osmotischen Potenzials abdeckt, kann durch die Daten vorliegender Arbeit nicht bestätigt werden (vgl. dazu „Osmolyte“ im Kapitel Diskussion).

Obwohl es bekannt ist, dass viele Repräsentanten vor allem xerophytischer Verwandtschaftskreise auch den Weg auf saline Standorte gefunden haben, ist die Steigerung von Synthese und Akkumulation organischer Osmolyte an Salzstandorten nicht die Regel. Vielmehr übersteigern die gefundenen Konzentrationen an cytoplasmatischen Osmolyten bei Xerophyten die Gehalte in halophytischen Verwandten z.T. beträchtlich (ALBERT et al. 2000, ALBERT 2005).

Ein wichtiger Aspekt bei der Interpretation hoher Prolingehalte ist schließlich auch die Stickstoff-Versorgung am Standort. So haben DIAZ et al. (2005) beobachtet, dass *Lotus corniculatus* (*Fabaceae*) unter verschiedenen Stickstoff-Regimen unterschiedlich hohe Konzentrationen an Prolin und v.a. Arginin anreichte. Schon binnen 24 Stunden akkumulierten Pflanzen, die auf Ammonium-gedüngten Böden wuchsen, deutlich höhere Mengen an Prolin als Individuen auf Nitrat-gedüngten Böden. Noch auffallender war, dass unter Bedingungen einer ausschließlichen Ammoniumernährung Arginin als zweite dominante Aminosäure hervortrat, ein Umstand, der bei Nitrat-Düngung nicht zu beobachten war.

In Anbetracht der in vorliegender Arbeit gefundenen überdurchschnittlich hohen Prolingehalte mancher Arten legen die eben referierten Befunde nahe, dass es sich bei den ausgewählten Standorten um stark mit Ammonium belastete Böden handeln könnte. Die allgegenwärtigen deutlichen Spuren starker Beweidung legen davon ebenfalls Zeugnis ab. Durch Arbeiten über Prozesse der N-Mineralisierung in Böden semi-arider Regionen in Marokko ist bekannt (vgl. CORBEELS et al. 1999), dass regelmäßig größere Mengen an Ammonium vorlagen. Die Autoren schließen auf eine geringe Nitrifizierungsrate aufgrund der klimatischen Gegebenheiten. Vor allem hohe Temperaturen und geringe Bodenfeuchte verzögern die Umwandlung organischen Stickstoffs in pflanzenverfügbaren anorganischen Stickstoff, wobei die hohen Temperaturen der Kies- und Felswüsten die Nitrifikation stärker als die Ammonifikation bremsen (vgl. SCHILLING 2000).

Ein weiteres Indiz für die gute N-Versorgung der Pflanzen in Zusammenhang mit einer erhöhten Argininproduktion ist die Tatsache, dass es sich bei Arginin um die stickstoffreichste Aminosäure handelt (DRESSLER & POTTER 1992), die auch als N-Speicherform im Pflanzenreich weit verbreitet ist. So berichten DIAZ et al. (2005), dass Arginin bei Ammoniumdüngung im Gegensatz zu Nitratdüngung stark angereichert wurde. Eine weitere Funktion von Arginin könnte sein, als Pool für die Prolinsynthese zu fungieren, da Arginin (via Ornithin) neben Glutaminsäure ein Prekursor für die Prolinsynthese ist (vgl. DELAUNEY & VERMA 1993).

Um diese Hypothese der hohen Ammoniumverfügbarkeit an den untersuchten Standorten und die damit verbundene höhere Akkumulation von Prolin und vor allem Arginin zu verifizieren, wären weitere Untersuchungen an den Bodenproben hinsichtlich ihrer pflanzenverfügbaren Stickstoffressourcen nötig.

Es bleibt noch anzumerken, dass auch in den Proben der Familie der *Fabaceae* Prolin und Arginin nachweisbar war, allerdings in weit geringerem Maße als bei den *Brassicaceae*. Eine starke Akkumulation von Aminosäuren wäre für die Familie der *Fabaceae* auch nicht typisch (vgl. KINZEL 1982). In ALBERT et al. (2000) werden auch vergleichbar hohe Mengen an Prolin bei Leguminosen angeführt.

Beim Vergleich der Ergebnisse der Frühjahrs- und Herbstaufsammlungen ist bei beiden Familien eine Tendenz zur Steigerung der Prolin- und Arginingehalte im Oktober zu erkennen. Unter permanentem Wassermangel reichert sich *va.* Prolin im Gewebe an, da der enzymatische Abbau dieser Aminosäure mit sinkendem osmotischen Potenzial gebremst wird (vgl. KIYOSUE et al. 1996). Ein statistischer Zusammenhang ($r^2=0,6$) der Prolin- und Wassergehalte bei den *Brassicaceae* lieferte ein weiteres Indiz in diese Richtung. Dagegen ist ein statistischer Zusammenhang zwischen den Gehalten an Prolin bzw. Arginin und der Osmolalität nicht aufgefallen.

Besonders auffallend waren die großen Schwankungen der Prolingehalte in den Stichproben von *Zilla macroptera*. Im Frühjahr wurden kaum nennenswerte Mengen an Prolin akkumuliert, dagegen zeigte die Probe eines der Substandorte im Herbst ebenso hohe Gehalte wie alle anderen untersuchten *Brassicaceae*.

Erklärt könnte dies dadurch werden, dass es sich bei den Substandortproben von *Zilla macroptera* im Mai um je 2 Proben aus einem kleinen Wadi (ca. 1-2m tief) und 2 Proben von der Regfläche an diesem Standort handelte, wobei *Z. macroptera* auch hier flachere Wasserabflussrinnen und Senken bevorzugte (kontrahierte Vegetation). Gerade die Stichprobe von der außerordentlich trockenen Regfläche (Oktober) zeigte um das zehnfache höhere Prolingehalte (vgl. Abb. 46), während sich die Osmolalität kaum veränderte. Dazu ist zu erwähnen, dass bei der Aufsammlung im Herbst festgestellt werden musste, dass von den Pflanzen der Regfläche nur mehr wenige Individuen grüne, photosynthetisch aktive Organeile zu bieten hatten (vgl. Abb. P – extremer Trockenstress?), weswegen die 2 Substandortproben A1 und A2 zu einer Stichprobe (A1+2) zusammengelegt wurden.

Auch *Farsetia occidentalis* wurde am Standort Trab Labied an den Substandorten Regfläche und Wadi aufgesammelt und zeigte ein vergleichbares Bild: Die Prolinspiegel lagen in den Stichproben der Regflächen im Vergleich zu den besser wasserversorgten Wadis fast doppelt so hoch (vgl. Abb. 47), und auch in diesem Fall waren bezüglich der Osmolalitäten kaum Unterschiede zu verzeichnen. Dies sind sehr deutliche Hinweise auf eine durch Wassermangel induzierte stark gesteigerte Prolinakkumulation, die jedoch das osmotische Potenzial kaum beeinflusste (siehe die Ausführungen weiter oben).



Abb. P: Ein Individuum der in Trab Labied beprobten *Zilla macroptera* im Oktober. Bei diesem Individuum, wie bei allen anderen Individuen der Regfläche, waren große Teile der im Frühjahr gewachsenen Sprosse wieder abgestorben. Schlagwort: „Survival by partial death“. Aufgrund der nurmehr spärlich verfügbaren grünen Pflanzenteile mussten die Stichproben 1 und 2 zu einer Stichprobe 1+2 zusammengelegt werden. Es stand also nur mehr eine Mischprobe aus allen verfügbaren Individuen für den Substandort „Regfläche“ im Oktober zur Verfügung, die aber deutliche Unterschiede bezüglich der Prolinakkumulation aufwies (vgl. Abb. 46)

¹³C- und ¹⁵N- Isotopenverteilung; Kohlenstoff und Stickstoffgehalte:

Nach SMITH & EPSTEIN (1971) lassen sich alle in dieser Arbeit untersuchten Arten anhand der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte als C3-Pflanzen klassifizieren.

Innerhalb des Bereiches für C3- Pflanzen ist $\delta^{13}\text{C}$ ein verlässlicher Indikator für die Wassernutzungseffizienz: bei steigender Trockenbelastung wird der Koeffizient positiver (vgl. u.a. GUY et al. 1980, EHLERINGER & COOPER 1988). Die bei beiden Familien vorhandene – allerdings geringfügige - Tendenz zu positiveren $\delta^{13}\text{C}$ -Werten im Presssaft stimmt mit diesen allgemeinen Befunden überein. Tatsächlich wurde mit den Presssäften eine Fraktion gemessen, die einem wesentlich höherem turnover unterliegt als das Trockenpulver insgesamt. Dadurch kann eine Aussage über kürzlich vergangene Ereignisse getroffen werden, während bei der Analyse der gesamten trockenen Pflanzenmasse auch die langlebigen Gewebestrukturen erfasst werden, wodurch saisonale, trockenheitsbedingte Unterschiede ausgeglichen werden (vgl. dazu ARNDT & WANEK 2002).

Die tatsächlich auftretenden negativeren $\delta^{13}\text{C}$ -Werte der Trockensubstanz der Herbstproben gegenüber den im Frühjahr aufgesammelten Proben sind schwer zu interpretieren, deuten aber ebenso wie die geringeren Gehalte an osmotisch wirksamen Substanzen darauf hin, dass die Sommermonate außergewöhnlich niederschlagsreich waren.

Man könnte daher die Vermutung anstellen, dass in Perioden besserer Wasserverfügbarkeit die Photosyntheserate höher lag und dieser zusätzliche Kohlenstoff für den Aufbau von Gewebestrukturen (negativere $\delta^{13}\text{C}$ -Werte in der Trockensubstanz im Vergleich zum Presssaft) zur Verfügung stand.

Diese Zusammenhänge gelten offenbar für beide Familien, da bezüglich der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Familien ermittelt werden konnte.

Trotz aller Abweichungen zwischen den einzelnen Stichproben (unterschiedliche Bedingungen an den Substandorten, Aufsammlungszeit, Arten) war dagegen ein signifikanter Unterschied zwischen den Familien feststellbar, sowohl bezüglich der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte als auch der C/N-Verhältnisse, wobei der Unterschied bei ausschließlicher Berücksichtigung der löslichen Substanzen in den Presssäften noch deutlicher zur Geltung kam. Die Unterschiede im C/N-Verhältnis zwischen den Familien erklären sich durch die starke Akkumulation der Aminosäuren Prolin und Arginin bei fast allen Vertretern der *Brassicaceae*.

Der familienspezifische Unterschied bezüglich der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte beruht auf der Symbiose der *Fabaceae* mit Luftstickstoff – bindenden Bakterien, da dem atmosphärischen Stickstoff per Definition ein $\delta^{15}\text{N}$ -Wert von 0 ‰ zugeordnet wird (HÖGBERG 1997, BODDEY et al. 2000). Wird nun atmosphärischer Stickstoff genutzt, wie beispielsweise von *Fabaceae*, so ist am Grad der An- bzw. Abreicherung des ^{15}N - Istopfs im N-Pool der Pflanze die prozentuelle Nutzung des Luftstickstoffs gegenüber dem Bodenstickstoff abzulesen. Bei (fast) ausschließlicher N-Versorgung über die Knöllchenbakterien beträgt der $\delta^{15}\text{N}$ -Wert in der Pflanzenmasse nahezu 0 ‰ bzw. ist leicht negativ (vgl. dazu u.a. BODDEY et al. 2000, GATHUMBI 2002). Aus Werten zwischen ca. 1,5 bis 2 ‰ (vgl. Abb. 56 bis 59) ist abzuleiten, dass die untersuchten *Fabaceae* im Durchschnitt rund zu zwei Drittel bis zur Hälfte den symbiontischen Stickstoff nutzten. Die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte der *Brassicaceae* (ca. 4,5 bis 5 ‰) spiegelten dagegen die Werte des N-Pools im Boden wider, wobei für Ammonium als N-Ressource dabei höhere $\delta^{15}\text{N}$ -Werte angegeben werden als für Nitrat (vgl. BODDEY et al. 2000).

Bemerkenswert ist die Tatsache, dass – noch deutlicher als bezüglich der Kohlenstoff-Isotope – die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte von Trockensubstanz und Presssäften differieren (vgl. Abb. 56 bis 59). Insbesondere galt dies für jahreszeitlich bedingte Veränderungen, die in den Presssaft-Werten deutlich hervortraten, in Trockensubstanz-Werten jedoch nur tendenziell angedeutet waren. Wie oben erwähnt, könnten die Gründe hierfür raschere turnover-Raten der niedermolekularen Verbindungen in den „Zellsäften“ (als Gemisch aus Vakuolen, Cytoplasma und Organellen) sein. Jedenfalls sollten diese Zusammenhänge, auf die in der Literatur bereits hingewiesen wurde (vgl. ARNDT & WANEK 2002), weiter verfolgt werden.

Die Standorte im zusammenfassenden Vergleich:

Die Gehalte an anorganischen Ionen folgten dem Gradienten des mittleren Jahresniederschlags weitgehend, ebenso die Kohlehydratgehalte beider Familien. Die Gehalte an organischen Säureanionen zeigten ein zu den anorganischen Ionen analoges Verlaufsmuster. Die Aminosäuregehalte ergaben entlang dieses Gradienten allerdings kein klares Muster.

Daraus lässt sich ableiten, dass stärkere Trockenheit bei geringeren Jahresniederschlägen sowohl zu höheren Konzentrationen an anorganischen Ionen und organischen Säureanionen als auch zu vermehrter Synthese und Akkumulation von löslichen Kohlehydraten bzw. - taxonomisch bedingt - auch von Cycliten führte. Diese Akkumulation geschah in allen Pflanzen unabhängig von ihrer Familienzugehörigkeit, aber abhängig vom Standort und den dort vorherrschenden Stressfaktoren. Die Regel ist, dass geringere Wasserverfügbarkeit zu einer Steigerung der Osmolyte führte.

Die Akkumulation von Prolin und Arginin (als Hauptkomponenten des Aminosäurepools in den *Brassicaceae*) folgte dieser Vorgabe nicht. Artspezifisches Verhalten (z.B. von *Zilla macroptera*) hatte stärkere Auswirkungen auf die Prolin-Spiegel als z.B. der Jahresniederschlag als standortspezifischer ökologischer Faktor. Dennoch hat das Beispiel von *Zilla macroptera* klar gezeigt, dass – wie vielfach in der Literatur bestätigt - auch in dieser Art eine intensive Prolinakkumulation unter bestimmten Umweltbedingungen möglich, also wohl genetisch verankert ist (vgl. „Aminosäuren“ im Kapitel Diskussion).

ZUSAMMENFASSUNG

In der vorliegenden Arbeit wurden Vertreter zweier Familien (*Brassicaceae* und *Fabaceae*) entlang eines Niederschlags- sowie Höhengradienten von der Vollwüste bis in die trockenen Hochlagen des südlichsten Atlas-Gebirgszugs in Marokko aufgesammelt und auf ihre osmotische Adaptation (Osmolalität) sowie bezüglich des folgenden chemisch-physiologischen Merkmalskomplexes analysiert: anorganische Kationen und Anionen, organische Säureanionen, lösliche Kohlenhydrate einschließlich der Cyclite, freie Aminosäuren, Gesamtkohlenstoff und –stickstoff und die Signatur der stabilen C- und N-Isotope. Dadurch soll ein weiterer Beitrag zum Physiotypenkonzept und damit zum besseren Verständnis des Anpassungspotenzials der genannten Taxa an aride und semiaride Lebensräume sowie an die spezielle, durch Trockenheit und Kälte geprägte ökologische Situation südmediterraner Hochgebirge geliefert werden.

In den Vertretern beider Familien wurden neben hohen Calciumgehalten auch vergleichbar hohe Gehalte an Kalium und Magnesium gefunden, allerdings nur Spuren von Natrium. Bei der Betrachtung des Musters an anorganischen Anionen ließen sich taxonomische Unterschiede erkennen: Die Vertreter der *Brassicaceae* reicherten mehr Sulfat, die *Fabaceae* geringfügig mehr Phosphat an. Die *Fabaceae* akkumulierten allgemein geringere Mengen an organischen Säureanionen als die *Brassicaceae*, insbesondere aber an Malat. Darüber hinaus war *Vella mairei* (*Brassicaceae*) die einzige Art die nennenswerte Gehalte an cis-Aconitat aufwies.

Beide Familien sind in der Lage, in Abhängigkeit vom Grad des am jeweiligen Standort herrschenden Stresses in mehr oder weniger hohen Konzentrationen Verbindungen anzureichern, die als „compatible solutes“ gelten. *Brassicaceae* bevorzugten dabei die Aminosäure Prolin (bis maximal $460 \mu\text{mol.mL}^{-1}$ - *Farsetia occidentalis*), während die *Fabaceae* hauptsächlich zyklische Zuckeralkohole (Cyclite), insbesondere Pinit (bis maximal $153 \mu\text{mol.mL}^{-1}$ - *Retama raetam*) akkumulierten.

Die unterschiedlichen ökologischen Faktoren entlang des gezogenen Transekts führten innerhalb beider Familien zu teils starken Schwankungsbreiten der absoluten Gehalte an den erfassten Substanzen, aber nicht zu einer Änderung der deutlich unterschiedlichen familienspezifischen Inhaltstoffmuster. Auch bei Pflanzenarten an den Hochgebirgsstandorten ergaben sich keine herausragenden Unterschiede zu den (semi-)ariden Lebensräumen der tieferen Lagen.

Die im Durchschnitt nur geringfügigen jahreszeitlichen Änderungen der Absolutgehalte an osmotisch aktiven Substanzen lassen sich womöglich auf die überdurchschnittlich häufigen Niederschlagsereignisse auch in den Sommermonaten des Aufsammlungsjahres (2003) zurückführen.

Einen weiteren Aspekt lieferte die Analyse der Isotopenverhältnisse ($^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$, $^{14}\text{N}/^{15}\text{N}$): Aufgrund der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte konnten alle untersuchten Arten dem C3-Photosynthesetypus zugeordnet werden. In der jahreszeitlichen Gegenüberstellung gab es ebenfalls deutliche Hinweise auf relativ feuchte Sommermonate in diesem Jahr, die durch den Vergleich mit recherchierten monatlichen Niederschlagsdaten an einigen der Standorte bestätigt werden konnten.

Eine vergleichende Messung der Trockensubstanz und Presssäfte gab differenzierte Einblicke: Negativere $\delta^{13}\text{C}$ -Werte in der Trockensubstanz im Vergleich zum Presssaft lassen Überlegungen über eine besonders hohe turnover-Rate der löslichen C-Verbindungen, sowie über den durch Stresseinwirkung bestimmten Zeitpunkt des Aufbaus von Gewebestrukturen zu.

Die ermittelten $\delta^{15}\text{N}$ -Werte wiesen deutlich auf eine jeweils ca. 50-70 prozentige Nutzung von symbiontischem Stickstoff bei den *Fabaceae* hin, während (naturgemäß) die Werte in *Brassicaceae* die ausschließliche Nutzung der im Boden verfügbaren N-Quellen widerspiegeln.

ABSTRACT

The objective of this study was to quantify osmotic adaptation (osmolality) and the complex of chemophysiological attributes of representative species of two families (*Brassicaceae* and *Fabaceae*), along an altitude- and precipitation- gradient from the hyper-arid desert to the dry high mountains of the High Atlas of South Morocco. Inorganic cations and anions, organic acid-anions, soluble carbohydrates (incl. cyclitols), free amino acids, total carbon and nitrogen as well as the signature of stable C- and N-isotopes were measured. Thus, it is an additional contribution to the physiotype-concept and, therefore, the better understanding of the adaptational potential of the named taxa to arid and semiarid environments, as well as the dry and cold climates of the southmediterranean high mountains.

The representatives of both families showed high amounts of calcium, potassium and magnesium but only trace amounts of sodium. In consideration of the patterns of inorganic anions taxonomical differences are visible: The *Brassicaceae*-species accumulated more sulphate while the *Fabaceae*-species enhanced phosphate. *Fabaceae* in general accumulated less organic acids than *Brassicaceae*, particularly regarding malate. *Vella mairei* (*Brassicaceae*) was the only species showing considerable amounts of cis-aconitate.

Both families have the ability to enhance greater or lesser amounts of so-called compatible solutes in dependence on the level of stress occurring at the collection sites. In that *Brassicaceae* preferred proline as compatible solute (up to 460 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$ - *Farsetia occidentalis*), whilst *Fabaceae* favoured cyclic sugaralcohols (cyclitols), especially pinitol (up to 153 $\mu\text{mol.mL}^{-1}$ - *Retama raetam*).

Different ecological factors along the transect resulted in a strong variability of total amounts of the characterised substances, but did not affect the family-specific pattern. Neither did high mountain species show outstanding differences to species collected at low level (semi-) arid sites.

Average total amounts of osmotically active substances varied slightly in the course of the year, probably due to surpassing frequent precipitation events during the summer of 2003.

The analysis of isotopic signatures ($^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$, $^{14}\text{N}/^{15}\text{N}$) showed that all investigated species can be classified as C3- physiotypes using $\delta^{13}\text{C}$ -data. The comparison of spring- and autumn- data provided a strong indication of a rather humid summer period. Monthly precipitation-data confirms our interpretation for some sites.

A comparative measurement of dry matter (bulk) and tissue sap provides differentiated insights: Lower (more negative) $\delta^{13}\text{C}$ -data of drymatter versus tissue sap probably demonstrate an exceedingly high turnover of soluble carbon-compounds, as well as the stress-determined point (in time) when the growth of tissue in the plant accelerates.

The measured $\delta^{15}\text{N}$ -data confirmed a 50 to 70 percent usage of symbiotic nitrogen in all species of *Fabaceae*, whereas $\delta^{15}\text{N}$ -data for *Brassicaceae* (naturally) indicated soil-N utilisation only.

Grunddaten und Wassergehalte

Monat	Kürzel	Standort	Art	Familie	FM	TM	Wgeh pro g TM	Wgehalt pro g FM
					g	g	g	%
Mai	D-1 RET	El Miyit	Retama raetam	Fabaceae	20,2	12,0	0,7	41%
Mai	D-2 RET	El Miyit	Retama raetam	Fabaceae	39,0	22,9	0,7	41%
Mai	D-3 RET	El Miyit	Retama raetam	Fabaceae	33,6	19,7	0,7	41%
Mai	D-4 RET	El Miyit	Retama raetam	Fabaceae	30,0	17,4	0,7	42%
Mai	F-1 RET	Agdz-OZZ	Retama sphaerocarpa	Fabaceae	45,0	16,4	1,7	64%
Mai	G-1 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	Fabaceae	22,6	10,1	1,2	55%
Mai	G-2 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	Fabaceae	20,5	8,7	1,4	58%
Mai	G-3 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	Fabaceae	16,8	7,0	1,4	58%
Mai	G-1 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	Fabaceae	21,2	10,2	1,1	52%
Mai	G-2 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	Fabaceae	18,4	7,7	1,4	58%
Mai	G-3 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	Fabaceae	13,6	6,5	1,1	52%
Mai	H-1 ADENO	Taougalt	Adenocarpus bacquei	Fabaceae	31,8	15,4	1,1	52%
Mai	K-1 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	Fabaceae	11,1	6,1	0,8	45%
Mai	K-2 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	Fabaceae	8,1	4,3	0,9	47%
Mai	K-3 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	Fabaceae	6,7	3,8	0,8	43%
Okt	D2-Ret	El Miyit	Retama raetam	Fabaceae	12,2	6,7	0,8	45%
Okt	D3-Ret	El Miyit	Retama raetam	Fabaceae	10,8	5,9	0,8	45%
Okt	D4-Ret	El Miyit	Retama raetam	Fabaceae	11,6	6,4	0,8	45%
Okt	F1-Ret	Agdz-OZZ	Retama sphaerocarpa	Fabaceae	56,6	27,4	1,1	52%
Okt	G1-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	Fabaceae	17,5	9	0,9	49%
Okt	G2-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	Fabaceae	18,8	9,3	1,0	51%
Okt	G3-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	Fabaceae	15,4	7,8	1,0	49%
Okt	G1-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	Fabaceae	14,3	7,1	1,0	50%
Okt	G2-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	Fabaceae	18,4	9,8	0,9	47%
Okt	G3-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	Fabaceae	16,8	9,1	0,8	46%
Okt	H-Adeno	Taougalt	Adenocarpus bacquei	Fabaceae	14,9	8	0,9	46%
Okt	K1-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	Fabaceae	11,4	6,2	0,8	46%
Okt	K2-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	Fabaceae	11,5	6,5	0,8	43%
Okt	K3-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	Fabaceae	13,8	7,5	0,8	46%

Monat	Kürzel	Standort	Art	Familie	FM	TM	Wgeh pro g TM	Wgehalt pro g FM
					g	g	g	%
Mai	A-1 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	8,8	4,0	1,20	55%
Mai	A-2 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	7,8	3,4	1,29	56%
Mai	A-3 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	7,8	2,8	1,79	64%
Mai	A-4 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	10,3	3,7	1,78	64%
Mai	B-1 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	8,5	4,2	1,02	51%
Mai	B-2 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	11,2	5,5	1,04	51%
Mai	B-3 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	8,8	4,4	1,00	50%
Mai	B-4 FAR	Trab Labied	<i>Farsetia occidentalis</i>	Brassicaceae	10,7	5,2	1,06	51%
Mai	A-1 ZIL	Trab Labied	<i>Zilla macroptera</i>	Brassicaceae	11,2	3,2	2,50	71%
Mai	A-2 ZIL	Trab Labied	<i>Zilla macroptera</i>	Brassicaceae	11,6	3,8	2,05	67%
Mai	A-3 ZIL	Trab Labied	<i>Zilla macroptera</i>	Brassicaceae	12,7	3,6	2,53	72%
Mai	A-4 ZIL	Trab Labied	<i>Zilla macroptera</i>	Brassicaceae	13,2	3,1	3,26	77%
Mai	C-1 FAR-AEG	Bou Irehrem	<i>Farsetia aegyptiaca</i>	Brassicaceae	18,4	7,4	1,49	60%
Mai	C-3 FAR-AEG	Bou Irehrem	<i>Farsetia aegyptiaca</i>	Brassicaceae	19,5	9,8	0,99	50%
Mai	C-4 FAR-AEG	Bou Irehrem	<i>Farsetia aegyptiaca</i>	Brassicaceae	19,6	9,0	1,18	54%
Mai	G-1 ALY	Tizi El Fugani	<i>Alyssum spinosum</i>	Brassicaceae	14,0	4,6	2,04	67%
Mai	G-2 ALY	Tizi El Fugani	<i>Alyssum spinosum</i>	Brassicaceae	16,5	5,1	2,24	69%
Mai	G-3 ALY	Tizi El Fugani	<i>Alyssum spinosum</i>	Brassicaceae	12,3	3,6	2,42	71%
Mai	G-1 VEL	Tizi El Fugani	<i>Vella mairei</i>	Brassicaceae	11,8	1,6	6,38	86%
Mai	G-2 VEL	Tizi El Fugani	<i>Vella mairei</i>	Brassicaceae	10,0	1,5	5,67	85%
Mai	G-3 VEL	Tizi El Fugani	<i>Vella mairei</i>	Brassicaceae	11,3	1,7	5,65	85%

Monat	Kürzel	Standort	Art	Familie	FM	TM	Wgeh pro g TM	Wgehalt pro g FM
					g	g	g	%
Okt	A1-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	Brassicaceae	17	8,9	0,91	48%
Okt	A3-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	Brassicaceae	13	6	1,17	54%
Okt	A4-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	Brassicaceae	16,8	7,5	1,24	55%
Okt	B1-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	Brassicaceae	16,6	7,8	1,13	53%
Okt	B3-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	Brassicaceae	9,3	5,1	0,82	45%
Okt	B4-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	Brassicaceae	17,6	11	0,60	38%
Okt	A1+2-Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	Brassicaceae	13,6	4,8	1,83	65%
Okt	A3-Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	Brassicaceae	14,5	4	2,63	72%
Okt	A4-Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	Brassicaceae	14,1	4,3	2,28	70%
Okt	C1-Far	Bou Ihref	Farsetia aegyptiaca	Brassicaceae	11,4	4,7	1,43	59%
Okt	C3-Far	Bou Ihref	Farsetia aegyptiaca	Brassicaceae	12,4	5,8	1,14	53%
Okt	C4-Far	Bou Ihref	Farsetia aegyptiaca	Brassicaceae	11,9	5	1,38	58%
Okt	G1-Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	Brassicaceae	6,5	2,6	1,50	60%
Okt	G2-Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	Brassicaceae	10,9	4	1,73	63%
Okt	G3-Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	Brassicaceae	13,1	4,4	1,98	66%
Okt	G1-Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	Brassicaceae	14,1	3,1	3,55	78%
Okt	G2-Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	Brassicaceae	20,5	4,4	3,66	79%
Okt	G3-Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	Brassicaceae	14,6	3,3	3,42	77%

Osmolalität

Zeit	Kürzel	Standort	Osmolalität mosmol/L	Zeit	Kürzel	Standort	Osmolalität mosmol/L
Mai	D-1 RET	El Miyit	871	Mai	A-1 FAR	Trab Labied	419
Mai	D-2 RET	El Miyit	842	Mai	A-2 FAR	Trab Labied	751
Mai	D-3 RET	El Miyit	822	Mai	A-3 FAR	Trab Labied	690
Mai	D-4 RET	El Miyit	928	Mai	A-4 FAR	Trab Labied	714
Mai	F-1 RET	Agdz-OZZ	612	Mai	B-1 FAR	Trab Labied	733
Mai	G-1 CYT	Tizi El Fugani	433	Mai	B-2 FAR	Trab Labied	776
Mai	G-2 CYT	Tizi El Fugani	409	Mai	B-3 FAR	Trab Labied	782
Mai	G-3 CYT	Tizi El Fugani	402	Mai	B-4 FAR	Trab Labied	591
Mai	G-1 ERI	Tizi El Fugani	509	Mai	A-1 ZIL	Trab Labied	428
Mai	G-2 ERI	Tizi El Fugani	412	Mai	A-2 ZIL	Trab Labied	458
Mai	G-3 ERI	Tizi El Fugani	274	Mai	A-3 ZIL	Trab Labied	449
Mai	H-1 ADENO	Taougalt	588	Mai	A-4 ZIL	Trab Labied	335
Mai	K-1 GEN	Bou Skour	554	Mai	C-1 FAR-AEG	Bou Irehem	1014
Mai	K-2 GEN	Bou Skour	555	Mai	C-3 FAR-AEG	Bou Irehem	1003
Mai	K-3 GEN	Bou Skour	401	Mai	C-4 FAR-AEG	Bou Irehem	830
				Mai	G-1 ALY	Tizi El Fugani	468
				Mai	G-2 ALY	Tizi El Fugani	646
				Mai	G-3 ALY	Tizi El Fugani	486
				Mai	G-1 VEL	Tizi El Fugani	487
				Mai	G-2 VEL	Tizi El Fugani	595
				Mai	G-3 VEL	Tizi El Fugani	561
Okt	K-1 Gen	Bou Skour	156	Okt	A-1 Far	Trab Labied	797
Okt	K-2 Gen	Bou Skour	511	Okt	A-3 Far	Trab Labied	543
Okt	K-3 Gen	Bou Skour	451	Okt	A-4 Far	Trab Labied	496
Okt	G-1 Cyt	Ameskar	434	Okt	B-1 Far	Trab Labied	740
Okt	G-2 Cyt	Tizi El Fugani	453	Okt	B-3 Far	Trab Labied	509
Okt	G-3 Cyt	Tizi El Fugani	341	Okt	B-4 Far	Trab Labied	250
Okt	G-1 Eri	Tizi El Fugani	229	Okt	G-1 Aly	Tizi El Fugani	977
Okt	G-2 Eri	Tizi El Fugani	385	Okt	G-2 Aly	Tizi El Fugani	595
Okt	G-3 Eri	Tizi El Fugani	274	Okt	G-3 Aly	Tizi El Fugani	686
Okt	H-1 Adeno	Taougalt	185	Okt	G-1 Vel	Tizi El Fugani	656,5
Okt	D-4 Ret	El Miyit	833	Okt	G-2 Vel	Tizi El Fugani	579
Okt	D-2 Ret	El Miyit	643	Okt	G-3 Vel	Tizi El Fugani	708
Okt	D-3 Ret	El Miyit	725	Okt	A-1+2 Zil	Trab Labied	545,5
Okt	F-1 Ret	Agdz-OZZ	670	Okt	A-3 Zil	Trab Labied	403
				Okt	A-4 Zil	Trab Labied	642
				Okt	C-1 Far-aeg	Bou Irehem	836
				Okt	C-3 Far-aeg	Bou Irehem	1223
				Okt	C-4 Far-aeg	Bou Irehem	1035

Anorganische Kationen und Anionen

Monat	Kürzel	Standort	Calcium µval/mL	Magnesium µval/mL	Kalium µval/mL	Natrium µval/mL	Chlorid µval/mL	Nitrat µval/mL	Sulfat µval/mL	Phosphat µval/mL
Mai	D-1 RET	El Miyit	263,33	255,75	124,08	< 0,1	28,35	4,76	62,25	16,27
Mai	D-2 RET	El Miyit	239,31	224,94	101,52	< 0,1	33,71	2,34	79,85	21,01
Mai	D-3 RET	El Miyit	136,52	286,27	160,46	< 0,1	27,79	3,55	54,13	24,32
Mai	D-4 RET	El Miyit	262,75	274,95	145,27	< 0,1	40,76	5,32	91,61	36,64
Mai	F-1 RET	Agdz-OZZ	82,77	174,03	119,19	< 0,1	26,66	1,29	27,07	39,17
Mai	G-1 CYT	Tizi El Fugani	168,03	152,22	81,88	< 0,1	21,58	0,56	14,05	26,22
Mai	G-2 CYT	Tizi El Fugani	169,64	162,58	82,52	< 0,1	11,85	1,08	17,70	17,53
Mai	G-3 CYT	Tizi El Fugani	170,88	160,72	82,35	< 0,1	15,23	0,56	8,12	13,90
Mai	G-1 ERI	Tizi El Fugani	101,36	77,95	80,60	< 0,1	15,66	1,21	15,62	72,70
Mai	G-2 ERI	Tizi El Fugani	76,21	66,22	79,35	< 0,1	18,19	1,13	10,62	18,32
Mai	G-3 ERI	Tizi El Fugani	37,98	45,90	48,21	< 0,1	10,01	0,97	9,16	15,48
Mai	H-1 ADENO	Taougalt	104,73	74,43	78,78	< 0,1	34,93	3,91	18,54	36,52
Mai	K-1 GEN	Bou Skour	38,33	104,95	136,51	< 0,1	12,55	1,21	24,36	26,85
Mai	K-2 GEN	Bou Skour	37,70	99,51	139,99	< 0,1	18,62	1,45	28,00	24,64
Mai	K-3 GEN	Bou Skour	37,20	100,01	138,44	< 0,1	11,14	2,41	30,72	22,34
Okt	K1-Gen	Bou Skour	4,83	22,22	43,58	< 0,1				
Okt	K2-Gen	Bou Skour	47,11	151,55	87,68	< 0,1	23,98	3,79	36,85	46,44
Okt	K3-Gen	Bou Skour	30,84	124,27	78,65	< 0,1	15,94	4,43	30,61	37,27
Okt	G1-Cyt	Ameskar	163,51	87,20	78,71	< 0,1	19,04	0,00	6,56	15,32
Okt	G2-Cyt	Tizi El Fugani	192,58	157,32	54,37	< 0,1	26,38	0,03	15,72	38,22
Okt	G3-Cyt	Tizi El Fugani	125,35	122,78	52,64	< 0,1	12,69	0,02	5,73	18,95
Okt	G1-Eri	Tizi El Fugani	55,46	29,32	48,38	< 0,1	9,73	0,05	6,56	10,42
Okt	G2-Eri	Tizi El Fugani	130,38	108,84	116,05	< 0,1	31,45	0,10	13,53	25,27
Okt	G3-Eri	Tizi El Fugani	81,39	79,61	31,81	< 0,1	14,39	0,09	6,14	9,16
Okt	H-Adeno	Taougalt	58,55	21,44	13,25	< 0,1	15,94	0,34	6,25	7,58
Okt	D4-Ret	El Miyit	237,60	274,12	158,29	< 0,1	20,73	3,95	60,27	23,53
Okt	D2-Ret	El Miyit	214,16	226,19	88,50	< 0,1	21,02	4,27	69,44	21,64
Okt	D3-Ret	El Miyit	137,78	244,81	160,87	< 0,1	27,08	4,27	52,57	15,95
Okt	F1-Ret	Agdz-OZZ	67,73	153,34	109,53	< 0,1	32,02	4,19	9,89	64,13

Monat	Kürzel	Standort	Calcium µval/mL	Magnesium µval/mL	Kalium µval/mL	Natrium µval/mL	Chlorid µval/mL	Nitrat µval/mL	Sulfat µval/mL	Phosphat µval/mL
Mai	A-1 FAR	Trab Labied	46,00	39,31	127,33	< 0,1	7,05	9,92	64,54	11,53
Mai	A-2 FAR	Trab Labied	101,26	70,03	242,85	0,50	8,55	28,59	161,11	26,75
Mai	A-3 FAR	Trab Labied	107,04	105,36	207,79	0,70	10,30	40,48	186,65	12,00
Mai	A-4 FAR	Trab Labied	112,20	114,65	205,34	1,01	14,31	55,78	169,08	6,20
Mai	B-1 FAR	Trab Labied	134,00	117,88	178,53	1,89	13,87	32,41	114,72	31,85
Mai	B-2 FAR	Trab Labied	103,29	93,42	220,16	0,24	14,24	33,26	132,42	5,78
Mai	B-3 FAR	Trab Labied	93,18	94,37	214,36	0,94	17,07	34,19	127,42	8,53
Mai	B-4 FAR	Trab Labied	108,83	102,00	185,10	0,46	11,76	7,84	142,65	6,58
Mai	A-1 ZIL	Trab Labied	80,36	34,42	152,23	0,55	10,06	10,80	85,30	24,80
Mai	A-2 ZIL	Trab Labied	82,67	36,94	156,10	0,57	9,87	4,43	53,51	21,01
Mai	A-3 ZIL	Trab Labied	81,16	30,52	90,28	< 0,1	3,53	22,34	39,13	12,48
Mai	A-4 ZIL	Trab Labied	78,90	27,82	98,23	< 0,1	8,83	15,96	48,79	16,02
Mai	C-1 FAR-AEG	Bou Irehem	341,55	130,53	216,68	2,46	41,08	27,57	138,13	9,58
Mai	C-3 FAR-AEG	Bou Irehem	322,94	153,46	223,51	< 0,1	23,06	17,15	120,45	9,63
Mai	C-4 FAR-AEG	Bou Irehem	209,61	155,20	217,58	< 0,1	42,26	29,58	160,03	6,67
Mai	G-1 ALY	Tizi El Fugani	346,58	102,09	70,87	< 0,1	3,67	9,92	39,77	1,26
Mai	G-2 ALY	Tizi El Fugani	485,41	160,09	135,73	< 0,1	7,76	28,22	42,16	2,37
Mai	G-3 ALY	Tizi El Fugani	303,32	91,35	73,47	< 0,1	3,67	13,06	3,12	1,42
Mai	G-1 VEL	Tizi El Fugani	249,12	81,85	62,30	< 0,1	49,45	32,98	59,14	14,14
Mai	G-2 VEL	Tizi El Fugani	211,37	73,93	95,77	< 0,1	37,24	32,66	42,06	13,74
Mai	G-3 VEL	Tizi El Fugani	184,31	81,35	85,98	< 0,1	45,28	19,51	11,14	66,00

Monat	Kürzel	Standort	Calcium µval/mL	Magnesium µval/mL	Kalium µval/mL	Natrium µval/mL	Chlorid µval/mL	Nitrat µval/mL	Sulfat µval/mL	Phosphat µval/mL
Okt	A1-Far	Trab Labied	143,59	128,54	203,40	< 0,1	11,42	12,42	125,34	21,64
Okt	A3-Far	Trab Labied	80,01	128,25	172,98	< 0,1	10,72	18,71	134,60	27,48
Okt	A4-Far	Trab Labied	87,10	83,97	161,13	< 0,1	9,03	25,32	117,32	17,69
Okt	B1-Far	Trab Labied	95,17	77,12	252,00	< 0,1	19,75	49,67	99,00	21,32
Okt	B3-Far	Trab Labied	110,34	144,84	97,36	< 0,1	16,93	15,40	96,19	24,96
Okt	B4-Far	Trab Labied	43,69	39,85	55,93	< 0,1	7,19	6,05	30,61	9,16
Okt	G1-Aly	Tizi El Fugani	373,49	135,80	126,57	< 0,1	151,06	15,24	28,84	0,24
Okt	G2-Aly	Tizi El Fugani	408,45	181,37	124,56	< 0,1	7,19	35,48	39,04	0,04
Okt	G3-Aly	Tizi El Fugani	465,54	200,65	174,27	< 0,1	5,22	53,54	48,72	0,22
Okt	G1-Vel	Tizi El Fugani	265,85	162,08	107,63	< 0,1	40,90	37,41	11,03	12,64
Okt	G2-Vel	Tizi El Fugani	203,65	115,06	93,25	< 0,1	33,00	32,33	19,36	21,80
Okt	G3-Vel	Tizi El Fugani	347,08	232,86	113,55	< 0,1	23,55	55,96	19,88	16,58
Okt	A1+2-Zil	Trab Labied	256,79	126,80	146,17	< 0,1	11,57	10,97	96,81	44,70
Okt	A3-Zil	Trab Labied	164,54	78,08	110,16	< 0,1	11,00	46,93	78,28	25,90
Okt	A4-Zil	Trab Labied	197,06	82,76	126,58	< 0,1	10,01	49,67	80,47	60,65
Okt	C1-Far	Bou Irehem	243,08	150,52	279,84	< 0,1	29,90	100,06	209,45	7,27
Okt	C3-Far	Bou Irehem	429,08	169,59	213,85	< 0,1	26,80	53,46	211,01	11,21
Okt	C4-Far	Bou Irehem	264,09	137,54	237,95	< 0,1	54,72	36,12	220,90	8,37

Organische Säure-Anionen

Zeit	Kürzel	Standort	Name	Chinat µval/mL	Malat µval/mL	Oxalat µval/mL	Citrat µval/mL	Isocitrat µval/mL	cisAconitat µval/mL	transAconitat µval/mL
Mai	D-1 RET	El Miyit	Retama raetam	0,08	46,76	29,32	80,52	0,55	9,33	n.d.
Mai	D-2 RET	El Miyit	Retama raetam	0,06	52,20	28,88	147,14	0,52	16,96	n.d.
Mai	D-3 RET	El Miyit	Retama raetam	0,08	49,00	31,10	36,73	0,88	5,60	n.d.
Mai	D-4 RET	El Miyit	Retama raetam	0,08	69,06	42,09	92,41	0,62	10,37	n.d.
Mai	F-1 RET	Agdz-OZZ	Retama sphaerocarpa	0,12	19,91	35,54	35,22	0,25	5,53	n.d.
Mai	G-1 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	0,02	49,44	20,66	149,76	8,01	14,08	n.d.
Mai	G-2 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	0,01	58,69	20,55	146,51	0,65	14,72	n.d.
Mai	G-3 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	0,02	46,68	18,10	124,30	0,21	8,67	n.d.
Mai	G-1 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	0,07	44,07	24,55	52,83	0,54	6,42	n.d.
Mai	G-2 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	0,09	23,72	14,88	49,58	0,27	2,82	n.d.
Mai	G-3 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	0,04	13,57	16,88	24,11	0,21	0,79	n.d.
Mai	H-1 ADENO	Taougalt	Adenocarpus bacquei	0,05	28,65	20,16	41,74	0,47	6,61	n.d.
Mai	K-1 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	0,13	28,94	16,10	54,02	0,31	4,54	n.d.
Mai	K-2 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	0,15	23,04	15,99	45,29	0,23	6,90	n.d.
Mai	K-3 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	0,06	27,90	16,66	11,34	0,22	5,96	n.d.

Zeit	Kürzel	Standort	Name	Chinat µval/mL	Malat µval/mL	Oxalat µval/mL	Citrat µval/mL	Isocitrat µval/mL	cisAconitat µval/mL	transAconitat µval/mL
Okt	K2-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	0,15	20,51	20,99	80,51	0,02	3,53	n.d.
Okt	K3-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	0,08	17,15	17,66	53,38	0,06	3,01	n.d.
Okt	G1-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	0,02	45,64	14,55	59,73	0,09	2,50	n.d.
Okt	G2-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	0,01	90,91	20,44	153,96	0,29	4,78	n.d.
Okt	G3-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	0,01	25,88	14,11	50,37	0,24	2,62	n.d.
Okt	G1-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	0,01	18,05	11,11	22,69	0,22	0,80	n.d.
Okt	G2-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	0,04	49,74	22,43	68,45	0,22	3,45	n.d.
Okt	G3-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	0,02	15,44	16,10	23,40	0,49	1,61	n.d.
Okt	H-Adeno	Taougalt	Adenocarpus bacquei	0,01	7,16	8,89	13,09	0,05	0,34	n.d.
Okt	D4-Ret	El Miyit	Retama raetam	0,09	52,20	26,21	89,08	6,58	3,96	n.d.
Okt	D2-Ret	El Miyit	Retama raetam	0,09	39,45	24,55	89,24	6,74	3,76	n.d.
Okt	D3-Ret	El Miyit	Retama raetam	0,08	31,55	25,66	51,08	4,92	1,64	n.d.
Okt	F1-Ret	Agdz-OZZ	Retama sphaerocarpa	0,02	13,05	25,10	18,64	0,00	0,47	n.d.

Zeit	Kürzel	Standort	Name	Chinat µval/mL	Malat µval/mL	Oxalat µval/mL	Citrat µval/mL	Isocitrat µval/mL	cisAconitat µval/mL	transAconitat µval/mL
Mai	A-1 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	< 0,01	37,06	13,66	15,71	0,09	1,12	n.d.
Mai	A-2 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,01	82,43	13,37	24,32	0,06	0,74	n.d.
Mai	A-3 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	< 0,01	32,45	13,47	8,80	0,15	0,60	n.d.
Mai	A-4 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	< 0,01	45,80	17,42	21,57	0,23	0,28	n.d.
Mai	B-1 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,01	90,09	16,55	26,18	0,03	4,63	n.d.
Mai	B-2 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,01	72,96	7,25	18,75	0,41	4,11	n.d.
Mai	B-3 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,01	81,29	13,33	15,63	0,04	4,51	n.d.
Mai	B-4 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,01	61,35	10,84	29,86	0,38	7,10	n.d.
Mai	A-1 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	< 0,01	37,04	17,47	29,44	0,16	1,77	n.d.
Mai	A-2 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	< 0,01	40,12	17,21	31,41	0,53	1,10	n.d.
Mai	A-3 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	< 0,01	31,84	10,49	29,21	0,15	4,49	n.d.
Mai	A-4 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	< 0,01	20,74	13,06	27,22	0,30	2,12	n.d.
Mai	C-1 FAR-AEG	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	0,10	218,21	23,32	68,31	0,76	9,77	n.d.
Mai	C-3 FAR-AEG	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	0,10	156,58	17,04	67,96	0,37	4,62	n.d.
Mai	C-4 FAR-AEG	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	0,05	117,71	12,31	52,11	0,22	6,61	n.d.
Mai	G-1 ALY	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	< 0,01	245,28	2,78	51,88	0,40	4,83	n.d.
Mai	G-2 ALY	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	< 0,01	400,92	8,89	84,32	0,72	8,53	n.d.
Mai	G-3 ALY	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	0,01	227,18	4,11	53,46	0,95	3,91	n.d.
Mai	G-1 VEL	Tizi El Fugani	Vella mairei	< 0,01	40,66	16,29	108,96	0,91	83,24	n.d.
Mai	G-2 VEL	Tizi El Fugani	Vella mairei	0,01	47,65	13,99	132,23	2,71	106,34	n.d.
Mai	G-3 VEL	Tizi El Fugani	Vella mairei	0,01	9,32	19,78	174,14	3,80	93,46	n.d.

Zeit	Kürzel	Standort	Name	Chinat µval/mL	Malat µval/mL	Oxalat µval/mL	Citrat µval/mL	Isocitrat µval/mL	cisAconitat µval/mL	transAconitat µval/mL
Okt	A-1 Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,07	83,30	27,32	38,55	0,07	0,20	n.d.
Okt	A-3 Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,02	54,89	7,44	31,65	0,01	0,10	n.d.
Okt	A-4 Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,02	48,40	11,77	13,72	0,08	0,46	n.d.
Okt	B-1 Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,03	89,27	17,21	17,93	0,07	0,09	n.d.
Okt	B-3 Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,03	71,44	9,00	35,38	1,63	0,19	n.d.
Okt	B-4 Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	0,02	53,02	5,78	14,12	0,27	0,07	n.d.
Okt	G-1 Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	< 0,01	161,53	6,22	76,86	6,03	0,04	n.d.
Okt	G-2 Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	< 0,01	181,82	4,78	103,83	5,87	4,86	n.d.
Okt	G-3 Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	< 0,01	327,76	6,89	116,52	5,79	2,16	n.d.
Okt	G-1 Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	< 0,01	49,29	9,77	118,27	1,01	154,33	n.d.
Okt	G-2 Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	0,02	36,77	10,44	125,49	1,76	109,61	n.d.
Okt	G-3 Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	0,02	189,42	14,22	237,41	3,71	325,75	n.d.
Okt	A-1+2 Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	0,03	102,09	10,33	61,79	8,49	4,70	n.d.
Okt	A-3 Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	0,01	29,83	10,55	64,80	6,82	2,76	n.d.
Okt	A-4 Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	0,05	155,19	16,99	87,09	14,99	11,75	n.d.
Okt	C-1 Far-aeg	Bou Irhrem	Farsetia aegyptiaca	0,09	154,89	5,89	52,27	5,87	2,93	n.d.
Okt	C-3 Far-aeg	Bou Irhrem	Farsetia aegyptiaca	0,19	375,04	19,55	99,39	14,83	11,89	n.d.
Okt	C-4 Far-aeg	Bou Irhrem	Farsetia aegyptiaca	0,10	180,62	8,00	56,00	8,09	4,82	n.d.

n.d.nicht detektierbar

Werte kleiner als $0,1 \mu\text{val}\cdot\text{mL}^{-1}$ waren mit den in dieser Arbeit angewandten Methoden nicht mehr einwandfrei quantifizierbar und sind daher nur als Richtwerte anzusehen.

Lösliche Zucker

Zeit	Kürzel	Name	Zucker	Zucker	Zucker	Zucker	Zucker
			Raffinose	Trehalose	Saccharose	Glukose	Fruktose*
			µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL
Mai	D-1 RET	Retama raetam	0,20	< 0,01	29,21	16,43	46,59
Mai	D-2 RET	Retama raetam	0,33	< 0,01	33,31	5,85	58,50
Mai	D-3 RET	Retama raetam	0,28	< 0,01	34,40	8,71	39,68
Mai	D-4 RET	Retama raetam	0,33	< 0,01	36,85	14,53	59,91
Mai	F-1 RET	Retama sphaerocarpa	0,48	n.d.	34,24	16,02	26,97
Mai	G-1 CYT	Cytisus balansae	0,27	0,16	14,67	9,35	39,56
Mai	G-2 CYT	Cytisus balansae	0,19	0,12	12,83	16,97	48,22
Mai	G-3 CYT	Cytisus balansae	0,25	0,16	16,17	9,83	49,69
Mai	G-1 ERI	Erinacea anthyllis	0,13	0,08	22,98	28,98	29,93
Mai	G-2 ERI	Erinacea anthyllis	0,11	0,23	12,94	40,86	24,77
Mai	G-3 ERI	Erinacea anthyllis	0,09	0,09	13,43	14,06	14,96
Mai	H-1 ADENO	Adenocarpus bacquei	0,21	0,07	19,27	19,55	56,66
Mai	K-1 GEN	Genista myriantha	0,92	0,10	19,55	13,46	33,52
Mai	K-2 GEN	Genista myriantha	0,71	0,13	21,53	7,12	31,99
Mai	K-3 GEN	Genista myriantha	0,37	0,09	18,67	12,99	27,13
Okt	K1-Gen	Genista myriantha	0,15	0,02	5,14	0,83	5,46
Okt	K2-Gen	Genista myriantha	0,28	0,06	22,44	24,88	46,56
Okt	K3-Gen	Genista myriantha	0,51	0,17	25,22	3,74	21,53
Okt	G1-Cyt	Cytisus balansae	0,34	0,19	11,97	18,90	41,15
Okt	G2-Cyt	Cytisus balansae	0,43	0,13	13,57	12,35	30,19
Okt	G3-Cyt	Cytisus balansae	0,42	0,11	9,16	15,08	30,83
Okt	G1-Eri	Erinacea anthyllis	0,34	0,15	7,64	12,18	15,84
Okt	G2-Eri	Erinacea anthyllis	0,62	0,27	26,91	27,99	34,33
Okt	G3-Eri	Erinacea anthyllis	0,94	0,11	13,11	22,93	23,88
Okt	H-Adeno	Adenocarpus bacquei	0,29	0,10	6,90	0,68	7,88
Okt	D4-Ret	Retama raetam	0,24	0,03	34,80	5,43	19,98
Okt	D2-Ret	Retama raetam	0,20	0,03	19,04	2,77	15,64
Okt	D3-Ret	Retama raetam	0,34	0,09	32,21	6,03	15,59
Okt	F1-Ret	Retama sphaerocarpa	0,48	n.d.	23,82	56,14	110,76

Fruktose* durch Überlagerung mit nicht identifizierten Substanzen mit identischer Retentionszeit, konnte Fruktose nicht eindeutig quantifiziert werden
n.d. nicht detektierbar

Werte kleiner als $0,1 \mu\text{mol}\cdot\text{mL}^{-1}$ waren mit den in dieser Arbeit angewandten Methoden nicht mehr einwandfrei quantifizierbar und sind daher nur als Richtwerte anzusehen.

Zeit	Kürzel	Name	Zucker	Zucker	Zucker	Zucker	Zucker
			Raffinose	Trehalose	Saccharose	Glukose	Fruktose*
			$\mu\text{mol/mL}$	$\mu\text{mol/mL}$	$\mu\text{mol/mL}$	$\mu\text{mol/mL}$	$\mu\text{mol/mL}$
Mai	A-1 FAR	Farsetia occidentalis	0,24	0,13	28,30	13,60	57,12
Mai	A-2 FAR	Farsetia occidentalis	0,38	0,24	35,83	8,03	51,55
Mai	A-3 FAR	Farsetia occidentalis	0,29	0,28	15,37	10,26	34,17
Mai	A-4 FAR	Farsetia occidentalis	0,33	0,20	24,64	15,53	78,92
Mai	B-1 FAR	Farsetia occidentalis	0,23	0,27	52,30	13,96	89,52
Mai	B-2 FAR	Farsetia occidentalis	0,47	0,34	46,02	19,55	94,61
Mai	B-3 FAR	Farsetia occidentalis	0,20	0,36	57,42	14,43	71,83
Mai	B-4 FAR	Farsetia occidentalis	0,23	0,19	40,49	12,76	54,00
Mai	A-1 ZIL	Zilla macroptera	0,30	0,14	25,56	33,01	279,98
Mai	A-2 ZIL	Zilla macroptera	0,45	0,20	20,18	30,75	326,53
Mai	A-4 ZIL	Zilla macroptera	0,35	0,08	11,62	27,61	59,24
Mai	C-1 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	0,16	0,12	31,40	42,73	126,24
Mai	C-3 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	0,25	0,21	37,37	21,53	90,53
Mai	C-4 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	0,21	0,09	26,79	21,03	41,18
Mai	G-1 ALY	Alyssum spinosum	0,17	0,13	5,04	13,14	18,35
Mai	G-2 ALY	Alyssum spinosum	0,16	0,09	10,88	10,56	16,77
Mai	G-3 ALY	Alyssum spinosum	0,13	0,03	8,34	15,98	34,87
Mai	G-1 VEL	Vella mairei	0,13	< 0,01	1,90	4,62	35,63
Mai	G-2 VEL	Vella mairei	0,15	0,03	5,91	6,35	59,59
Mai	G-3 VEL	Vella mairei	0,09	< 0,01	2,42	1,81	48,65
Okt	A1-Far	Farsetia occidentalis	0,22	0,21	33,78	10,73	59,91
Okt	A3-Far	Farsetia occidentalis	0,10	0,18	22,76	3,15	27,74
Okt	A4-Far	Farsetia occidentalis	0,18	0,18	18,78	1,80	14,55
Okt	B1-Far	Farsetia occidentalis	0,16	0,20	33,44	2,77	23,07
Okt	B3-Far	Farsetia occidentalis	0,10	0,19	20,04	4,91	28,73
Okt	B4-Far	Farsetia occidentalis	0,07	0,07	14,40	1,36	10,64
Okt	G1-Aly	Alyssum spinosum	0,95	0,17	11,68	8,03	22,70
Okt	G2-Aly	Alyssum spinosum	0,88	0,19	7,15	5,67	13,63
Okt	G3-Aly	Alyssum spinosum	1,11	0,15	8,00	10,28	25,35
Okt	G1-Vel	Vella mairei	0,16	0,13	4,97	1,55	28,40
Okt	G2-Vel	Vella mairei	0,09	0,12	0,43	4,76	58,16
Okt	G3-Vel	Vella mairei	0,23	0,12	5,95	0,96	15,60
Okt	A1+2-Zil	Zilla macroptera	0,70	0,19	10,75	18,11	112,60
Okt	A3-Zil	Zilla macroptera	0,61	0,29	9,89	17,39	113,47
Okt	A4-Zil	Zilla macroptera	0,17	0,32	8,38	17,02	112,94
Okt	C1-Far	Farsetia aegyptiaca	0,05	0,12	13,84	17,32	84,72
Okt	C3-Far	Farsetia aegyptiaca	0,27	0,08	30,47	19,39	101,42
Okt	C4-Far	Farsetia aegyptiaca	0,11	0,14	18,66	43,78	138,98

Fruktose* durch Überlagerung mit nicht identifizierten Substanzen mit identischer Retentionszeit, konnte Fruktose nicht eindeutig quantifiziert werden
Werte kleiner als $0,1 \mu\text{mol}\cdot\text{mL}^{-1}$ waren mit den in dieser Arbeit angewandten Methoden nicht mehr einwandfrei quantifizierbar und sind daher nur als Richtwerte anzusehen.

Zyklische und azyklische Zuckeralkohole

Zeit	Kürzel	Name	Cyclit	Cyclit	Cyclit	Cyclit	Cyclit	Hexit	X Quebrachit	xpeak
			Pinit	Quebrachit	chiro-Inosit	myo-Inosit	scyllo-Inosit	Mannit		
			µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL
Mai	D-1 RET	Retama raetam	125,94	n.d.	0,82	0,54	0,12	0,42	19,05	271,49
Mai	D-2 RET	Retama raetam	100,60	n.d.	0,80	0,37	0,37	< 0,01	9,57	282,77
Mai	D-3 RET	Retama raetam	153,89	n.d.	1,47	0,37	0,19	< 0,01	19,24	250,99
Mai	D-4 RET	Retama raetam	107,78	n.d.	0,85	0,59	0,39	< 0,01	8,30	203,45
Mai	F-1 RET	Retama sphaerocarpa	98,25	n.d.	0,68	2,17	0,06	n.d.	n.d.	90,17
Mai	G-1 CYT	Cytisus balansae	64,51	n.d.	0,72	0,78	0,24	0,72	n.d.	15,83
Mai	G-2 CYT	Cytisus balansae	59,05	n.d.	0,93	0,98	0,20	0,53	n.d.	21,93
Mai	G-3 CYT	Cytisus balansae	57,37	n.d.	1,02	0,91	0,22	0,64	n.d.	20,44
Mai	G-1 ERI	Erinacea anthyllis	83,70	22,00	0,69	0,82	0,07	0,96	n.d.	6,39
Mai	G-2 ERI	Erinacea anthyllis	71,94	38,59	1,34	0,73	0,09	2,40	n.d.	3,04
Mai	G-3 ERI	Erinacea anthyllis	56,86	11,77	0,64	0,41	0,06	2,15	n.d.	1,79
Mai	H-1 ADENO	Adenocarpus bacquei	97,91	n.d.	< 0,01	1,11	0,09	0,83	13,32	44,99
Mai	K-1 GEN	Genista myriantha	98,69	60,71	1,23	1,55	0,08	n.d.	n.d.	5,87
Mai	K-2 GEN	Genista myriantha	98,80	60,48	1,21	1,14	0,13	n.d.	n.d.	4,74
Mai	K-3 GEN	Genista myriantha	86,17	14,58	0,71	0,98	0,05	n.d.	n.d.	2,30
Okt	K1-Gen	Genista myriantha	24,12	12,26	0,32	0,21	0,02	n.d.	n.d.	0,89
Okt	K2-Gen	Genista myriantha	74,19	35,34	1,26	1,82	0,04	n.d.	n.d.	4,34
Okt	K3-Gen	Genista myriantha	89,92	23,76	0,92	1,36	0,07	n.d.	n.d.	5,07
Okt	G1-Cyt	Cytisus balansae	80,59	n.d.	0,58	0,47	0,23	0,60	0,30	12,36
Okt	G2-Cyt	Cytisus balansae	69,10	n.d.	0,60	0,85	0,11	0,51	0,19	10,00
Okt	G3-Cyt	Cytisus balansae	62,58	n.d.	0,58	0,90	0,17	0,50	0,48	11,78
Okt	G1-Eri	Erinacea anthyllis	37,07	3,26	0,46	0,53	0,04	0,61	n.d.	2,02
Okt	G2-Eri	Erinacea anthyllis	93,32	9,62	1,38	3,52	0,05	1,18	n.d.	3,89
Okt	G3-Eri	Erinacea anthyllis	50,54	5,63	0,62	0,57	0,03	0,71	n.d.	2,76
Okt	H-Adeno	Adenocarpus bacquei	26,31	n.d.	0,20	0,18	0,02	0,79	1,78	21,50
Okt	D4-Ret	Retama raetam	116,04	n.d.	1,44	0,22	0,22	0,91	4,62	233,84
Okt	D2-Ret	Retama raetam	74,86	n.d.	1,03	0,32	0,29	0,89	1,92	263,39
Okt	D3-Ret	Retama raetam	92,74	n.d.	1,09	0,37	0,39	0,88	3,47	182,05
Okt	F1-Ret	Retama sphaerocarpa	114,35	n.d.	0,94	2,11	0,04	n.d.	n.d.	70,23

Zeit	Kürzel	Name	Cyclit Pinit	Cyclit Quebrachit	Cyclit chiro-Inosit	Cyclit myo-Inosit	Cyclit scyllo-Inosit	Hexit Mannit	X Quebrachit	xpeaks
			µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL
Mai	A-1 FAR	Farsetia occidentalis	< 0,01	n.d.	n.d.	12,04	0,43	0,40	0,03	28,69
Mai	A-2 FAR	Farsetia occidentalis	0,03	n.d.	n.d.	16,95	1,04	0,43	< 0,01	38,82
Mai	A-3 FAR	Farsetia occidentalis	< 0,01	n.d.	n.d.	14,50	0,71	0,44	< 0,01	52,09
Mai	A-4 FAR	Farsetia occidentalis	0,00	n.d.	n.d.	16,77	0,67	0,43	0,03	34,85
Mai	B-1 FAR	Farsetia occidentalis	0,09	n.d.	n.d.	14,16	0,62	0,41	0,07	22,91
Mai	B-2 FAR	Farsetia occidentalis	0,06	n.d.	n.d.	19,67	1,11	0,43	0,05	32,06
Mai	B-3 FAR	Farsetia occidentalis	0,02	n.d.	n.d.	20,73	1,03	0,44	0,01	42,05
Mai	B-4 FAR	Farsetia occidentalis	< 0,01	n.d.	n.d.	12,06	0,72	0,43	< 0,01	34,78
Mai	A-1 ZIL	Zilla macroptera	n.d.	n.d.	< 0,01	5,52	0,07	0,39	1,52	30,19
Mai	A-2 ZIL	Zilla macroptera	n.d.	n.d.	< 0,01	7,05	0,10	0,41	1,54	31,06
Mai	A-4 ZIL	Zilla macroptera	n.d.	n.d.	< 0,01	4,71	0,08	0,38	0,96	29,46
Mai	C-1 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	0,26	n.d.	n.d.	32,54	1,02	0,41	0,31	28,81
Mai	C-3 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	0,13	n.d.	n.d.	30,30	1,42	0,41	0,21	31,11
Mai	C-4 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	< 0,01	n.d.	n.d.	24,93	0,76	0,42	< 0,01	5,39
Mai	G-1 ALY	Alyssum spinosum	0,09	n.d.	< 0,01	6,41	0,20	n.d.	0,18	15,95
Mai	G-2 ALY	Alyssum spinosum	0,09	n.d.	< 0,01	13,10	0,50	n.d.	0,17	16,87
Mai	G-3 ALY	Alyssum spinosum	< 0,01	n.d.	0,08	9,14	0,35	n.d.	0,29	10,30
Mai	G-1 VEL	Vella mairei	n.d.	n.d.	0,20	0,08	0,17	n.d.	0,26	1,17
Mai	G-2 VEL	Vella mairei	n.d.	n.d.	0,19	0,55	0,32	n.d.	0,21	2,04
Mai	G-3 VEL	Vella mairei	n.d.	n.d.	0,16	0,42	0,23	n.d.	0,18	1,37

Zeit	Kürzel	Name	Cyclit	Cyclit	Cyclit	Cyclit	Cyclit	Hexit		
			Pinit	Quebrachit	chiro-Inosit	myo-Inosit	scyllo-Inosit	Mannit	X Quebrachit	xpeaks
			µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL	µmol/mL
Okt	A1-Far	Farsetia occidentalis	0,11	n.d.	n.d.	17,12	0,56	0,38	< 0,01	15,03
Okt	A3-Far	Farsetia occidentalis	< 0,01	n.d.	n.d.	10,61	0,25	0,49	< 0,01	11,08
Okt	A4-Far	Farsetia occidentalis	< 0,01	n.d.	n.d.	9,63	0,29	0,42	< 0,01	31,86
Okt	B1-Far	Farsetia occidentalis	< 0,01	n.d.	n.d.	15,48	0,53	0,43	< 0,01	31,77
Okt	B3-Far	Farsetia occidentalis	0,11	n.d.	n.d.	9,25	0,23	0,40	0,11	7,55
Okt	B4-Far	Farsetia occidentalis	< 0,01	n.d.	n.d.	5,15	0,12	0,41	< 0,01	5,03
Okt	G1-Aly	Alyssum spinosum	0,10	n.d.	n.d.	9,31	0,23	0,45	0,18	29,90
Okt	G2-Aly	Alyssum spinosum	0,15	n.d.	n.d.	6,16	0,18	0,45	0,19	26,06
Okt	G3-Aly	Alyssum spinosum	0,27	n.d.	n.d.	6,67	0,26	0,44	0,30	15,59
Okt	G1-Vel	Vella mairei	0,24	n.d.	0,24	0,15	0,07	0,44	0,20	1,42
Okt	G2-Vel	Vella mairei	< 0,01	n.d.	0,41	0,70	0,28	0,50	0,28	2,86
Okt	G3-Vel	Vella mairei	< 0,01	n.d.	0,15	0,04	0,02	0,43	< 0,01	1,08
Okt	A1+2-Zil	Zilla macroptera	0,18	n.d.	0,03	5,98	0,08	n.d.	0,80	27,21
Okt	A3-Zil	Zilla macroptera	0,07	n.d.	0,08	8,35	0,13	n.d.	0,78	n.d.
Okt	A4-Zil	Zilla macroptera	0,02	n.d.	0,10	9,28	0,15	n.d.	0,89	42,00
Okt	C1-Far	Farsetia aegyptiaca	0,03	n.d.	n.d.	19,33	0,75	0,74	0,08	49,95
Okt	C3-Far	Farsetia aegyptiaca	0,06	n.d.	n.d.	20,68	0,76	0,75	0,10	17,63
Okt	C4-Far	Farsetia aegyptiaca	0,15	n.d.	n.d.	31,70	1,33	0,73	0,11	50,96

X Quebrachitist eine Substanz, sehr nahe der Retentionszeit von Quebrachit. Sie konnte allerdings nicht eindeutig als Quebrachit identifiziert werden.

xpeak(s)ist im Falle der Fabaceae eine Substanz, die im Chromatogramm zwischen dem internen Standard und Saccharose auftrat; Im Falle der Brassicaceae besteht der Wert aus der Summe des oben genannten xpeaks und einem weiteren nicht identifizierten peak, der nahe der Glukose auftrat und wie diese quantifiziert wurde.

n.d.nicht detektierbar

Prolin und Arginin – Hauptkomponenten der freien Aminosäuren

Zeit	Kürzel	Standort	Art	Prolin µval/mL	Arginin µval/mL
Mai	D-1 RET	El Miyit	Retama raetam	2,45	2,05
Mai	D-2 RET	El Miyit	Retama raetam	2,66	1,30
Mai	D-3 RET	El Miyit	Retama raetam	9,12	2,97
Mai	D-4 RET	El Miyit	Retama raetam	13,11	8,67
Mai	F-1 RET-S	Agdz-OZZ	Retama sphaerocarpa	2,15	1,40
Mai	G-1 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	3,03	1,76
Mai	G-2 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	1,87	1,42
Mai	G-3 CYT	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	3,09	3,28
Mai	G-1 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	1,86	1,85
Mai	G-2 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	1,80	1,67
Mai	G-3 ERI	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	1,93	4,06
Mai	H-1 ADENO	Taougalt	Adenocarpus bacquei	0,45	1,71
Mai	K-1 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	2,69	0,24
Mai	K-2 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	1,73	0,89
Mai	K-3 GEN	Bou Skour	Genista myriantha	1,59	1,01
Okt	K1-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	1,47	5,00
Okt	K2-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	3,35	1,59
Okt	K3-Gen	Bou Skour	Genista myriantha	2,07	4,26
Okt	G1-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	6,59	4,96
Okt	G2-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	5,43	3,68
Okt	G3-Cyt	Tizi El Fugani	Cytisus balansae	9,86	1,75
Okt	G1-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	14,56	2,55
Okt	G2-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	7,44	1,59
Okt	G3-Eri	Tizi El Fugani	Erinacea anthyllis	2,72	1,60
Okt	H-Adeno	Taougalt	Adenocarpus bacquei	2,77	3,38
Okt	D4-Ret	El Miyit	Retama raetam	2,70	1,57
Okt	D2-Ret	El Miyit	Retama raetam	8,15	2,45
Okt	D3-Ret	El Miyit	Retama raetam	16,58	4,53
Okt	F1-Ret	Agdz-OZZ	Retama sphaerocarpa	2,71	2,86

Zeit	Kürzel	Standort	Art	Prolin µval/mL	Arginin µval/mL
Mai	A-1 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	169,90	17,63
Mai	A-2 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	264,81	14,40
Mai	A-3 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	196,94	25,10
Mai	A-4 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	170,11	31,28
Mai	B-1 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	248,77	21,49
Mai	B-2 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	377,75	16,61
Mai	B-3 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	443,03	32,27
Mai	B-4 FAR	Trab Labied	Farsetia occidentalis	447,82	15,85
Mai	A-1 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	11,26	11,88
Mai	A-2 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	9,27	4,85
Mai	A-3 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	19,29	9,71
Mai	A-4 ZIL	Trab Labied	Zilla macroptera	6,71	6,77
Mai	C-1 FAR-AEG	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	208,14	26,24
Mai	C-3 FAR-AEG	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	179,57	46,26
Mai	C-4 FAR-AEG	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	132,68	22,78
Mai	G-1 ALY	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	59,93	47,43
Mai	G-2 ALY	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	94,97	28,45
Mai	G-3 ALY	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	83,01	25,53
Mai	G-1 VEL	Tizi El Fugani	Vella mairei	44,22	36,94
Mai	G-2 VEL	Tizi El Fugani	Vella mairei	63,25	19,06
Mai	G-3 VEL	Tizi El Fugani	Vella mairei	50,66	28,32
Okt	A1-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	239,34	94,60
Okt	A3-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	197,53	62,07
Okt	A4-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	147,27	159,72
Okt	B1-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	286,37	62,43
Okt	B3-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	228,46	138,42
Okt	B4-Far	Trab Labied	Farsetia occidentalis	459,90	166,78
Okt	G1-Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	271,95	49,67
Okt	G2-Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	244,26	69,55
Okt	G3-Aly	Tizi El Fugani	Alyssum spinosum	206,01	32,30
Okt	G1-Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	138,23	29,40
Okt	G2-Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	102,56	53,36
Okt	G3-Vel	Tizi El Fugani	Vella mairei	47,97	23,10
Okt	A1+2-Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	304,57	75,98
Okt	A3-Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	18,53	66,56
Okt	A4-Zil	Trab Labied	Zilla macroptera	37,15	47,73
Okt	C1-Far	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	288,97	72,43
Okt	C3-Far	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	317,35	36,28
Okt	C4-Far	Bou Irehem	Farsetia aegyptiaca	288,07	78,37

Isotopenverhältnisse $^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$ und $^{14}\text{N}/^{15}\text{N}$ sowie Absolutgehalte an Stickstoff und Kohlenstoff

Fabaceae - Pulver								
Zeit	Kürzel	Standort	Name	d15N	d13C	WTC $\mu\text{g}/\mu\text{l}$	WTN $\mu\text{g}/\mu\text{l}$	C/N
Mai	D-1 RET	Retama raetam	El Miyit	2,42	-25,01	48,24	2,17	22,25
Mai	D-2 RET	Retama raetam	El Miyit	4,08	-25,66	48,67	2,17	22,43
Mai	D-3 RET	Retama raetam	El Miyit	1,66	-25,34	49,62	2,24	22,12
Mai	D-4 RET	Retama raetam	El Miyit	2,33	-25,44	49,60	1,81	27,35
Mai	F-1 RET	Retama sphaerocarpa	Agdz-OZZ	2,12	-25,69	46,71	2,63	17,76
Mai	G-1 CYT	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	1,51	-25,69	49,40	2,18	22,65
Mai	G-2 CYT	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	1,02	-24,74	47,73	1,70	28,00
Mai	G-3 CYT	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	0,87	-25,10	48,49	1,91	25,40
Mai	G-1 ERI	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	1,12	-25,22	47,66	1,32	36,10
Mai	G-2 ERI	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	0,80	-24,48	47,67	1,35	35,30
Mai	G-3 ERI	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	1,07	-24,72	47,08	1,14	41,17
Mai	H-1 ADENO	Adenocarpus bacquei	Taougalt	0,79	-25,97	46,54	2,30	20,27
Mai	K-1 GEN	Genista myriantha	Bou Skour	3,98	-26,47	46,24	1,72	26,85
Mai	K-2 GEN	Genista myriantha	Bou Skour	4,23	-26,41	46,52	1,48	31,36
Mai	K-3 GEN	Genista myriantha	Bou Skour	2,03	-25,28	46,41	1,29	35,92
Okt	K1-Gen	Genista myriantha	Bou Skour	3,16	-26,12	48,22	1,22	39,56
Okt	K2-Gen	Genista myriantha	Bou Skour	2,19	-25,77	47,16	1,08	43,55
Okt	K3-Gen	Genista myriantha	Bou Skour	1,14	-26,29	48,14	1,29	37,20
Okt	G1-Cyt	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	0,47	-24,48	50,18	1,77	28,40
Okt	G2-Cyt	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	1,35	-25,46	47,97	2,21	21,70
Okt	G3-Cyt	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	0,66	-24,46	49,16	1,77	27,82
Okt	G1-Eri	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	0,47	-25,24	50,52	1,19	42,43
Okt	G2-Eri	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	-1,79	-26,56	51,12	1,00	51,03
Okt	G3-Eri	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	0,17	-26,25	50,40	1,30	38,77
Okt	H-Adeno	Adenocarpus bacquei	Taougalt	1,46	-26,42	49,30	2,07	23,84
Okt	D4-Ret	Retama raetam	El Miyit	3,33	-25,33	49,83	1,74	28,58
Okt	D2-Ret	Retama raetam	El Miyit	3,23	-26,23	47,43	1,97	24,05
Okt	D3-Ret	Retama raetam	El Miyit	2,56	-25,48	50,90	2,25	22,61
Okt	F1-Ret	Retama sphaerocarpa	Agdz-OZZ	3,76	-25,22	47,58	1,84	25,83

Fabaceae - Presssaft								
Zeit	Kürzel	Standort	Name	d15N	d13C	WTC µg/µl	WTN µg/µl	C/N
Mai	D-1 RET	Retama raetam	El Miyit	4,80	-25,79	126,38	6,67	18,97
Mai	D-2 RET	Retama raetam	El Miyit	6,36	-26,08	124,50	6,85	18,18
Mai	D-3 RET	Retama raetam	El Miyit	4,22	-25,25	117,06	6,50	18,02
Mai	F-1 RET	Retama sphaerocarpa	Agdz-OZZ	3,02	-24,15	48,82	2,73	17,90
Mai	G-1 CYT	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	-19,64	-25,47	45,31	1,44	31,46
Mai	G-2 CYT	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	0,66	-24,63	48,65	1,58	30,73
Mai	G-3 CYT	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	-0,45	-24,67	52,98	2,43	21,81
Mai	G-1 ERI	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	-1,66	-25,23	61,55	1,23	49,96
Mai	G-2 ERI	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	-2,87	-25,52	45,75	0,90	50,70
Mai	G-3 ERI	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	-5,89	-25,39	35,54	0,45	79,53
Mai	H-1 ADENO	Adenocarpus bacquei	Taougalt	-0,56	-25,43	59,67	3,18	18,76
Mai	K-1 GEN	Genista myriantha	Bou Skour	-3,59	-26,31	36,53	1,23	29,65
Mai	K-2 GEN	Genista myriantha	Bou Skour	1,37	-26,00	49,63	1,37	36,20
Mai	K-3 GEN	Genista myriantha	Bou Skour	-2,73	-26,18	28,59	0,83	34,32
Okt	K1-Gen	Genista myriantha	Bou Skour	0,25	-24,81	10,74	0,30	35,31
Okt	K2-Gen	Genista myriantha	Bou Skour	3,01	-25,07	42,48	1,44	29,42
Okt	K3-Gen	Genista myriantha	Bou Skour	-0,48	-25,63	48,72	1,76	27,63
Okt	G1-Cyt	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	5,80	-23,30	43,55	3,13	13,93
Okt	G2-Cyt	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	4,15	-24,48	42,80	2,33	18,34
Okt	G3-Cyt	Cytisus balansae	Tizi El Fugani	1,39	-24,10	34,63	2,05	16,90
Okt	G1-Eri	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	-2,94	-24,07	18,05	0,48	37,80
Okt	G2-Eri	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	-2,67	-25,89	51,21	1,05	48,90
Okt	G3-Eri	Erinacea anthyllis	Tizi El Fugani	-13,24	-25,41	23,22	0,45	51,11
Okt	H-Adeno	Adenocarpus bacquei	Taougalt	3,96	-26,24	32,28	1,23	26,28
Okt	D4-Ret	Retama raetam	El Miyit	4,40	-25,82	114,40	5,63	20,33
Okt	D2-Ret	Retama raetam	El Miyit	6,64	-26,63	107,70	5,33	20,22
Okt	D3-Ret	Retama raetam	El Miyit	4,68	-25,80	98,73	4,51	21,91
Okt	F1-Ret	Retama sphaerocarpa	Agdz-OZZ	3,59	-26,05	71,53	3,12	22,93

Brassicaceae - Pulver								
Zeit	Kürzel	Name	Standort	d15N	d13C	WTC µg/µl	WTN µg/µl	C/N
Mai	A-1 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	4,600	-25,356	43,738	2,248	19,457
Mai	A-2 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	5,040	-25,556	37,744	1,811	20,837
Mai	A-3 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	3,910	-25,346	36,649	2,415	15,173
Mai	A-4 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	7,760	-24,946	34,240	2,435	14,063
Mai	B-1 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	2,770	-24,666	38,013	1,998	19,021
Mai	B-2 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	2,130	-25,046	36,171	1,675	21,598
Mai	B-3 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	2,690	-24,546	38,080	1,943	19,595
Mai	B-4 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	2,680	-24,656	39,275	1,889	20,789
Mai	A-1 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	4,303	-26,844	42,034	1,965	21,391
Mai	A-2 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	5,480	-26,096	44,591	1,910	23,351
Mai	A-3 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	3,860	-27,036	42,989	2,398	17,925
Mai	A-4 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	4,523	-26,734	41,197	2,754	14,956
Mai	C-1 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	7,210	-24,646	40,870	1,937	21,104
Mai	C-3 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	3,720	-24,926	40,122	1,530	26,216
Mai	C-4 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	4,373	-25,174	38,099	1,406	27,098
Mai	G-1 ALY	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	6,173	-26,824	38,560	2,577	14,963
Mai	G-2 ALY	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	3,793	-26,424	38,832	2,612	14,864
Mai	G-3 ALY	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	4,173	-26,174	39,476	3,044	12,966
Mai	G-1 VEL	Vella mairei	Tizi El Fugani	7,830	-26,446	39,256	4,908	7,998
Mai	G-2 VEL	Vella mairei	Tizi El Fugani	5,273	-25,734	40,132	5,177	7,752
Mai	G-3 VEL	Vella mairei	Tizi El Fugani	4,023	-25,864	39,786	5,084	7,825

Brassicaceae - Pulver								
Zeit	Kürzel	Name	Standort	d15N	d13C	WTC µg/µl	WTN µg/µl	C/N
Okt	A1-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	4,058	-26,475	40,041	1,548	25,873
Okt	A3-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	3,948	-26,495	39,255	1,898	20,686
Okt	A4-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	4,178	-25,135	39,832	2,247	17,728
Okt	B1-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	2,978	-25,855	38,703	2,059	18,801
Okt	B3-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	3,540	-25,266	40,273	1,696	23,747
Okt	B4-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	3,318	-25,075	38,677	1,265	30,569
Okt	G1-Aly	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	3,220	-27,456	36,816	3,039	12,113
Okt	G2-Aly	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	8,048	-28,215	37,545	2,670	14,061
Okt	G3-Aly	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	6,578	-27,835	37,117	2,405	15,434
Okt	G1-Vel	Vella mairei	Tizi El Fugani	5,838	-27,885	39,450	3,623	10,889
Okt	G2-Vel	Vella mairei	Tizi El Fugani	7,250	-27,586	38,734	3,875	9,995
Okt	G3-Vel	Vella mairei	Tizi El Fugani	5,918	-27,075	37,717	3,515	10,730
Okt	A1+2-Zil	Zilla macroptera	Trab Labied	6,018	-25,975	45,624	1,404	32,485
Okt	A3-Zil	Zilla macroptera	Trab Labied	5,520	-27,026	42,097	2,258	18,641
Okt	A4-Zil	Zilla macroptera	Trab Labied	6,708	-26,655	44,130	2,571	17,163
Okt	C1-Far	Farsetia aegyptiaca	Bou Irhrem	5,610	-25,356	38,529	2,247	17,143
Okt	C3-Far	Farsetia aegyptiaca	Bou Irhrem	4,968	-26,225	40,984	1,831	22,380
Okt	C4-Far	Farsetia aegyptiaca	Bou Irhrem	1,668	-25,625	39,534	1,850	21,371

Brassicaceae - Presssaft								
Zeit	Kürzel	Name	Standort	d15N	d13C	WTC µg/µl	WTN µg/µl	C/N
Mai	A-1 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	7,165	-26,182	25,963	1,960	13,252
Mai	A-2 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	6,050	-21,922	24,218	3,377	7,172
Mai	A-3 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	4,840	-23,142	22,822	4,461	5,116
Mai	A-4 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	6,800	-23,032	27,454	4,714	5,824
Mai	B-1 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	3,441	-23,977	49,806	4,262	11,685
Mai	B-2 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	9,531	-24,317	50,330	4,891	10,290
Mai	B-3 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	3,841	-23,567	49,341	4,680	10,542
Mai	B-4 FAR	Farsetia occidentalis	Trab Labied	4,840	-25,440	36,091	2,519	14,333
Mai	A-1 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	4,671	-26,287	25,148	1,358	18,521
Mai	A-2 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	4,081	-25,877	26,607	2,020	13,171
Mai	A-3 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	5,551	-26,127	24,456	2,316	10,559
Mai	A-4 ZIL	Zilla macroptera	Trab Labied	5,141	-25,407	17,562	1,661	10,572
Mai	C-1 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	6,040	-19,402	46,125	7,094	6,502
Mai	C-3 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	1,400	-20,972	54,830	5,897	9,299
Mai	C-4 FAR-AEG	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	5,880	-22,382	40,408	5,201	7,769
Mai	G-1 ALY	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	8,884	-25,390	27,107	1,974	13,733
Mai	G-2 ALY	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	4,463	-23,210	36,763	2,690	13,668
Mai	G-3 ALY	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	5,384	-23,870	23,948	2,477	9,668
Mai	G-1 VEL	Vella mairei	Tizi El Fugani	7,691	-25,430	23,552	4,256	5,534
Mai	G-2 VEL	Vella mairei	Tizi El Fugani	7,250	-23,570	24,269	4,165	5,827
Mai	G-3 VEL	Vella mairei	Tizi El Fugani	2,944	-23,210	18,584	3,488	5,328

Brassicaceae - Presssaft								
Zeit	Kürzel	Name	Standort	d15N	d13C	WTC µg/µl	WTN µg/µl	C/N
Okt	A1-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	5,744	-23,656	62,171	6,500	9,565
Okt	A3-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	6,084	-24,536	33,701	4,794	7,030
Okt	A4-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	6,294	-24,116	27,666	4,101	6,747
Okt	B1-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	4,804	-23,336	37,377	5,190	7,201
Okt	B3-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	5,114	-23,186	31,350	4,132	7,588
Okt	B4-Far	Farsetia occidentalis	Trab Labied	4,854	-22,226	22,076	2,383	9,262
Okt	G1-Aly	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	6,594	-25,766	32,957	2,957	11,145
Okt	G2-Aly	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	11,084	-26,836	42,595	4,428	9,620
Okt	G3-Aly	Alyssum spinosum	Tizi El Fugani	11,014	-26,126	29,427	2,973	9,900
Okt	G1-Vel	Vella mairei	Tizi El Fugani	7,944	-25,826	33,710	4,024	8,378
Okt	G2-Vel	Vella mairei	Tizi El Fugani	9,564	-25,146	21,071	3,296	6,393
Okt	G3-Vel	Vella mairei	Tizi El Fugani	9,974	-24,526	20,986	2,618	8,015
Okt	A1+2-Zil	Zilla macroptera	Trab Labied	7,911	-25,437	48,850	4,140	11,799
Okt	A3-Zil	Zilla macroptera	Trab Labied	8,791	-26,807	26,267	4,077	6,442
Okt	A4-Zil	Zilla macroptera	Trab Labied	8,941	-23,567	40,141	5,132	7,822
Okt	C1-Far	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	9,167	-23,957	50,728	6,238	8,132
Okt	C3-Far	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	6,555	-23,557	70,980	6,242	11,372
Okt	C4-Far	Farsetia aegyptiaca	Bou Ihrrem	0,385	-24,157	65,427	6,804	9,616

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abb. A: Untersuchungsstandorte und Höhenzonen im oberen Einzugsgebiet des Wadi Drâa (Datengrundlage: GTOPO 30, Projektion: Lambert Conformal Conic, Spheroid: Clarke 1880, Rasterweite: 937 m). Verändert nach WEBER (2004)	10
Abb. B: Höhen transekt durch das Einzugsgebiet des Wadi Drâa. Die Aufsammlungsstandorte sind mit Pfeilen markiert. (verändert nach IMPETUS 2001).....	11
Abb. C: Standort El Miyit	16
Abb. D: Standort Bou Ihrhem	16
Abb. E: Standort Bou Skour.....	17
Abb. F: Standort Trab Labied	17
Abb. G: Standort Taoujgalt	18
Abb. H: Standort Tizi El Fugani (Tichki).....	18
Abb. I: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.- %) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=125$ mm) am Standort El Miyit von November 2001 bis Oktober 2003.....	19
Abb. J: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.- %) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=187$ mm) am Standort Bou Ihrhem von November 2001 bis Oktober 2003.....	20
Abb. K: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.- %) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=297$ mm) am Standort Bou Skour von November 2001 bis Oktober 2003.....	20
Abb. L: Tagesmittelwerte des Bodenwassergehalts (Vol.- %) und monatliche Niederschlagssummen ($\Sigma=402$ mm) am Standort Taoujgalt von November 2001 bis Oktober 2003.....	21
Abb. M: Monatliche Niederschlagssummen am Standort Tichki (Tizi El Fugani) von April 2002 bis September 2003.	21
Abb. N: „Probenvorbereitungsraum“.....	28
Abb. O: Weltweites Vorkommen der „Calcisols“- besonders kalkreiche Böden. Calcisols sind in Südostmarokko (und dem angrenzenden Algerien) dominant. DRIESSEN et al. 2001.....	67
Abb. P: Ein Individuum der in Trab Labied beprobten Zilla macroptera im Oktober	77
Abb. 1: Box-plot der Wassergehalte der Stichproben jeweils einer Art (Mai-Aufsammlung, alle Standorte).	29
Abb. 2: Box-plot der Wassergehalte der Stichproben jeweils einer Art (Oktober-Aufsammlung, alle Standorte).	29
Abb. 3: Box-plots der Summe sämtlicher Stichproben einer Familie (Mai- bzw. Oktober-Aufsammlung, alle Standorte).	29

Abb. 4: Vergleich der Standorte anhand der Wassergehalte beider Familien, Mai- und Oktober-Aufsammlung. 95% Confidenzintervall.....	30
Abb. 5: Box-plot der Stichproben der Fabaceae und Brassicaceae am Standort Tizi El Fugani (Tichki).....	30
Abb. 6: Jahreszeitlicher Vergleich der Osmolalität der Brassicaceae; Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Oktober).....	31
Abb. 7: Jahreszeitlicher Vergleich der Osmolalität der Fabaceae; Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober).....	31
Abb. 8: Vergleich der Standorte anhand der Summe der Osmolyte (Osmolalität). 95% Confidenzintervall.....	32
Abb. 9: Vergleich und Variabilität der Familien am Standort Tizi El Fugani (Tichki) bezüglich ihres osmotischen Potenzials.....	32
Abb. 10: Grafische Darstellung der Mittelwerte aller anorganischen Kationen (links) und aller anorganischen Anionen und organischen Säureanionen (rechts) der Vertreter der Familie der Brassicaceae, sowie jahreszeitlicher Vergleich: Maiaufsammlung (oben) und Oktoberaufsammlung (unten).....	34
Abb. 11: Grafische Darstellung der Mittelwerte aller anorganischen Kationen (links) und aller anorganischen Anionen und organischen Säureanionen (rechts) der Vertreter der Familie der Fabaceae, sowie jahreszeitlicher Vergleich: Maiaufsammlung (oben) und Oktoberaufsammlung (unten).....	35
Abb. 12: Vergleich der Summe der Kationen beider untersuchten Familien im Frühjahr und Herbst.	33
Abb. 13: Jahreszeitlicher Vergleich der anorg. Ionen bei den Brassicaceae. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Okt).	36
Abb. 14: Jahreszeitlicher Vergleich der org. Säureanionen bei den Brassicaceae. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Okt).....	36
Abb. 15: Jahreszeitlicher Vergleich der anorg. Ionen bei den Fabaceae. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=13 (Okt).	37
Abb. 16: Jahreszeitlicher Vergleich der org. Säureanionen bei den Fabaceae. Fehlerbalken ergeben sich aus dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=13 (Okt).....	37
Abb. 17: Regression zwischen den anorg. Kationen und der Summe der anorg. Anionen und org. Säureanionen bei den Brassicaceae. $r^2=0,7$	38
Abb. 18: Regression zwischen den anorg. Kationen und der Summe der anorg. Anionen und org. Säureanionen bei den Fabaceae. $r^2=0,7$	38
Abb. 19: Regression zwischen den anorg. Kationen und der Summe der anorg. Anionen und org. Säureanionen bei den Fabaceae des Standorts Tizi El Fugani (Tichki). $r^2=0,9$	39
Abb. 20: Box-plots der Summe an anorganischen Kationen und Anionen aller Stichproben der Fabaceae und Brassicaceae am Standort Tizi El Fugani (Tichki). 95% Confidenzintervall.	39
Abb. 21: Box-plots der Summe an anorganischen Säureanionen aller Stichproben der Fabaceae und Brassicaceae am Standort Tizi El Fugani (Tichki). 95% Confidenzintervall.	39
Abb. 22: Grafische Darstellung aller löslichen Zucker, zyklischen sowie azyklischen Zuckeralkohole und weiterer nicht identifizierter Substanzen aus diesen Verbindungsklassen bei Vertretern der Familie der Fabaceae.....	40

Abb. 23: Grafische Darstellung aller löslichen Zucker, zyklischen sowie azyklischen Zuckeralkohole und weiterer nicht identifizierter Substanzen aus diesen Verbindungsklassen bei Vertretern der Familie der <i>Brassicaceae</i> .	41
Abb. 25: Lösliche Zucker und Zuckeralkohole im Mittel über alle Stichproben der <i>Brassicaceae</i> sowie Vergleich der Mai- und Oktoberaufsammlung. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=20 (Mai) und n=18 (Oktober).	42
Abb. 25: Lösliche Zucker und Zuckeralkohole im Mittel über alle Stichproben der <i>Fabaceae</i> sowie Vergleich der Mai- und Oktoberaufsammlung. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober).	43
Abb. 26: Vergleich der Gehalte an Zuckeralkoholen und löslichen Zuckern sowie des jahreszeitlichen Aspekts bei den untersuchten <i>Brassicaceae</i> .	43
Abb. 27: Vergleich der Gehalte an Zuckeralkoholen und löslichen Zuckern sowie des jahreszeitlichen Aspekts bei den <i>Brassicaceae</i> .	44
Abb. 28: Jahreszeitlicher Vergleich der Gesamtgehalte an Zuckeralkoholen und löslichen Zuckern.	44
Abb. 29: Vergleich der Familien und der jahreszeitlichen Änderungen am Beispiel des myo-Inosits.	44
Abb. 30: Vergleich der Familien und der jahreszeitlichen Änderungen am Beispiel des Pinit.	44
Abb. 31: Box-plots der Pinitgehalte der einzelnen Arten beider Familien. Die 5 strichförmigen „Boxen“ der <i>Brassicaceae</i> (rechts) ergeben sich durch den äußerst geringen Schwankungsbereich der Spuren an Pinit.	45
Abb. 32: Regression zwischen der Osmolalität und der Summe der zyklischen und azyklischen Zuckeralkohole bei den <i>Fabaceae</i> ; $r^2=0,5$.	46
Abb. 33: Regression zwischen der Summe an anorganischen Ionen und organischen Säureanionen und der Summe der Zucker und Zuckeralkohole (ohne Berücksichtigung der Fruktose) bei den <i>Brassicaceae</i> ; $r^2=0,4$.	46
Abb. 34: Regression zwischen dem osmotischen Potenzial und Pinit bei den <i>Fabaceae</i> ; $r^2=0,8$.	47
Abb. 35: Regression zwischen dem osmotischen Potenzial und Pinit bei den <i>Brassicaceae</i> ; $r^2=0,03$.	47
Abb. 36: Box-plots von Prolin bei <i>Brassicaceae</i> und <i>Fabaceae</i> (Mai- und Oktober-Aufsammlung).	48
Abb. 37: Box-plots von Arginin bei <i>Brassicaceae</i> und <i>Fabaceae</i> (Mai- und Oktober-Aufsammlung).	48
Abb. 38: Gehalte an Prolin und Arginin in den einzelnen Stichproben der <i>Brassicaceae</i> , jeweils Mai- und Oktoberaufsammlung.	49
Abb. 39: Gehalte an Prolin und Arginin in den einzelnen Stichproben der <i>Fabaceae</i> , jeweils Mai- und Oktoberaufsammlung.	50
Abb. 40: Vergleich der Prolingehalte der einzelnen Arten bei den <i>Fabaceae</i> (6 links) und den <i>Brassicaceae</i> (5 rechts).	51
Abb. 41: Box-plots von Prolin bei <i>Brassicaceae</i> und <i>Fabaceae</i> am Standort Tizi El Fugani (Tichki) (Mai- und Oktoberaufsammlung kombiniert).	51
Abb. 42: Vergleich der Prolingehalte bei den <i>Brassicaceae</i> im Mai und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Okt).	52

Abb. 43: Vergleich der Arginingehalte bei den <i>Brassicaceae</i> im Mai und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Okt).	52
Abb. 44: Vergleich der Prolingehalte bei den <i>Fabaceae</i> im Mai- und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Okt).	52
Abb. 45: Vergleich der Arginingehalte bei den <i>Fabaceae</i> im Mai und Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Okt).	52
Abb. 46: Prolingehalte in <i>Zilla macroptera</i> (<i>Brassicaceae</i>) an den einzelnen Substandorten von Trab Labied. Mai (A 1-4 links) und Oktober (A 1+2, 3,4 rechts).....	53
Abb. 47: Prolingehalte von <i>Farsetia occidentalis</i> (<i>Brassicaceae</i>) im Mai- und Oktober. Einzelne Substandorte sind in die Klassen Regfläche (Reg) und Wadi subsummiert. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=4 (Mai) und n=3 (Okt).....	53
Abb. 46: Regression zwischen Wassergehalt und Prolin bei <i>Brassicaceae</i> . $r^2=0,6$	54
Abb. 47: Regression zwischen Wassergehalt und Prolin bei <i>Fabaceae</i> . $r^2=0,02$	54
Abb. 48: Box-plots der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in Trockensubstanz (TS) und Presssäften (PS) der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba).....	55
Abb. 49: Box-plots der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte in der Trockensubstanz der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba) im Mai bzw. Oktober.	55
Abb. 50: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der <i>Brassicaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Oktober).....	56
Abb. 51: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in Presssäften der <i>Brassicaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Oktober).....	56
Abb. 52: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der <i>Fabaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober).....	56
Abb. 53: $\delta^{13}\text{C}$ -Werte ermittelt in den Presssäften der <i>Fabaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober).....	56
Abb. 54: Box-plots der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt aus der Trockensubstanz (TS) und den Presssäften (PS) der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba).	57
Abb. 55: Box-plots der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt aus der Trockensubstanz der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba) im Mai bzw. Oktober.	57
Abb. 56: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der <i>Brassicaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Oktober).....	58
Abb. 57: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in Presssäften der <i>Brassicaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=21 (Mai) und n=18 (Oktober).....	58
Abb. 58: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in der Trockensubstanz der <i>Fabaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober).....	58
Abb. 59: $\delta^{15}\text{N}$ -Werte ermittelt in den Presssäften der <i>Fabaceae</i> im Mai bzw. Oktober. Fehlerbalken entsprechen dem Standardfehler bei n=15 (Mai) und n=14 (Oktober).....	58
Abb. 60: Box-plots des C/N-Verhältnis in der Trockensubstanz der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba) der Frühjahrs- (Mai) und Herbstaufsammlung (Okt).....	59
Abb. 61: Box-plots des C/N-Verhältnis in Presssäften der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba) der Frühjahrs- (Mai) und Herbstaufsammlung (Okt).....	60

Abb. 62: Box-plots des C/N-Verhältnis in der Trockensubstanz (TS) und in Presssäften (PS) der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba).....	60
Abb. 63: Box-plots der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte in der Trockensubstanz der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba) am Standort Tizi El Fugani (Tichki).	61
Abb. 64: Box-plots der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte in der Trockensubstanz der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba) am Standort Tizi El Fugani (Tichki).	61
Abb. 65: Box-plots des C/N-Verhältnis in der Trockensubstanz (TS) der <i>Brassicaceae</i> (Brass) und <i>Fabaceae</i> (Faba) am Standort Tizi El Fugani (Tichki).	61
Abb. 66: Mittelwerte der Substanzklassen nach Familie und Standort angeordnet. Unten <i>Fabaceae</i> , oben <i>Brassicaceae</i> ; weitere Reihung anhand der Aufsammlungsstandorte entlang des Trockenheits- und Höhengradienten.	63

Abbildungen A, B und I-M wurden von Mitarbeitern des IMPETUS-Projekts erstellt und unverändert bzw. verändert übernommen. Genaue Quellenangabe: siehe Zitate.

Abbildung O stammt aus DRIESSEN (2001)

Abbildungen C-H, N und P sind Fotografien angefertigt von der Autorin.

Abbildungen 1-66 wurden unter Zuhilfenahme von Excel (Microsoft) bzw. SigmaPlot (Systat, Inc.) von der Autorin erstellt.

Ich habe mich bemüht, sämtliche Inhaber der Bildrechte ausfindig zu machen und ihre Zustimmung zur Verwendung der Bilder in dieser Arbeit eingeholt. Sollte dennoch eine Urheberrechtsverletzung bekannt werden, ersuche ich um Meldung bei mir.

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

- AASAtomabsorptions-Spektrophotometrie
- Abb.....Abbildung
- ADENO*Adenocarpus bacquei* Batt. & Pitard (Fabaceae)
- ALY.....*Alyssum spinosum* L. (Brassicaceae)
- approx.approximately – in etwa, ungefähr
- at% Atomprozent; Stoffmengenanteil – Anzahl der Teilchen relativ zur
Gesamtmenge an Teilchen
- BSTFAN,O-bis-(Trimethylsilyl)-Trifluoro-Acetamid
- Brass Brassicaceae
- bzw. beziehungsweise
- C.....Kohlenstoff
- °C..... Grad Celsius – Einheitenbezeichnung der Temperatur
- Ca.....Calcium
- ca.....Circa – ungefähr
- CAM.....Crassulacean Acid Metabolism – Bezeichnung des Säurestoffwechselweges der
erstmalig in der Familie der *Crassulaceae* entdeckt wurde
- C/N.....Quotient aus Gesamt - Kohlenstoff und Gesamt – Stickstoffgehalt
- CYT.....*Cytisus purgans* (L.) Boiss. ssp. *balansae* (Boiss.) M. (Fabaceae)
- EDTAEthyldiamintetraessigsäure
- ERI*Erinacea anthyllis* Link (= *E. pungens* Boiss.) (Fabaceae)
- Faba Fabaceae
- FAR.....*Farsetia occidentalis* B.L.Burt (Brassicaceae)
- FAR-AE.....*Farsetia aegyptiaca* Turra (Brassicaceae)
- g, mg, µg Gramm, Milligramm, Mikrogramm
- GCGaschromatografie
- GEN.....*Genista scorpius* (L.) DC. ssp. *myriantha* (Ball) Maire (Fabaceae)

HPLCHigh Pressure Liquid Chromatography (neuer: High Performance Liquid Chromatography) – Hochdruckflüssigkeitschromatografie (neu: Hochleistungsflüssigkeitschromatografie)

IMPETUS.....Integratives Management Projekt für einen Effizienten und Tragfähigen Umgang mit Süßwasser in Westafrika

KKalium

KOHKalilauge

kmKilometer

L, mL, μ L.....Liter, Milliliter, Mikroliter

max.maximal

Mg.....Magnesium

min.....Minute

.....Milliliter

m bzw. mm.....Meter bzw. Millimeter

mol.....Einheitenbezeichnung für das Mol (mol ist die SI-Basiseinheit einer Stoffmenge)

μ mol.mL⁻¹Konzentrationsangabe von Stoffmengen in Flüssigkeit: Mikromol pro Milliliter

mosmol.L⁻¹Konzentrationsangabe des osmotischen Potentials: Milliosmol pro Liter

M, mMMolar, Millimolar – Konzentrationsangabe

MWMittelwert

NStickstoff

nStichprobenumfang

NaNatrium

nm.....Nanometer

NH₃..... Ammoniak

NO₃⁻ Nitrat

Okt.....Oktober

osmol.....Einheitenbezeichnung für die Osmolalität einer Flüssigkeit.

PITC.....Phenylisothiocyanat

PS.....Presssaft

RET*Retama raetam* (Forsk.) Webb. & Berthel (Fabaceae)

RET-S*Retama sphaerocarpa* (L.)Boiss. (Fabaceae)

rpm revolutions per minute – Zentrifugenleistung; Geschwindigkeitsbezeichnung

SO₄²⁻ Sulfat

TM..... Trockenmasse

TMCS Trimethylchlorosilan

TEA..... Triethylamin

TS..... Trockensubstanz

u.a.....unter anderem bzw. und andere

u.v.a. und viele(n) andere(n)

VEL..... *Vella mairei* Humbert (Brassicaceae)

v.a.....vor allem

val..... Val steht für diejenige Stoffmenge eines Stoffes, die ein Mol Wasserstoff zu binden oder in Verbindungen zu ersetzen vermag

μval.mL⁻¹Konzentrationsangabe von Stoffmengen in Flüssigkeit: Mikroval pro Milliliter

vgl..... vergleiche

Vol.- %..... Volumsprozent bezeichnet das Maß für den Anteil eines Stoffes an einem Gemisch bezogen auf das Volumen

W Watt

z.B. zum Beispiel

ZIL *Zilla spinosa* (L.) Prantl ssp. *macroptera* (Cosson) Maire & Weiller (Brassicaceae)

Substandortbezeichnungen:

- A1-A4..... Trab Labied – Wadi (kleine Wasserabflussrinnen)
wobei A1, A2 eine sehr flache, sandige Rinne der Regfläche und A3, A4 ein tieferes Wadi (ca. 1,5 m) beschreibt
- B1-B4 Trab Labied – Regflächen (schotterige Steinwüste)
- C1 Bou Irhrem – Nord-Ost Hang
- C2 Bou Irhrem – Süd-West Hang
- C3 Bou Irhrem – Nord Hang
- C4 Bou Irhrem – Graben (Südwest)
- D1-D4..... El Miyit – alle entlang eines Wadis
- F1..... Agdz – Wadi
- G1 Tizi El Fugani – Nord-Ost Hang
- G2 Tizi El Fugani –Süd-West Hang
- G3 Tizi El Fugani – „Bergfalte“: Neigung Nord-West
- H..... Taoujgalt – Senke, Wasserabflussrinne
- K1 Bou Skour – Ost Hang (des, das Wadi begrenzenden Hügel)
- K2 Bou Skour – West Hang
- K3 Bou Skour – Wasserabflussrinne im Ost Hang

LITERATURVERZEICHNIS

- ALBERT, R., PFUNDNER, G., HERTENBERGER, G., KÄSTENBAUER, T. & WATZKA, M. (2000): The Physiotype Approach to Understanding Halophytes and Xerophytes. In "Ergebnisse weltweiter ökologischer Forschung" - Beiträge des 1. Symposiums der A.F.W. Schimper-Stiftung von H. und E. Walter, Stuttgart-Hohenheim, Oktober 1998, p. 69-87. (Hrsg. Siegmund-W. Breckle, Birgit Schweizer und Uwe Arndt). Verlag Günter Heimbach, Stuttgart
- ALBERT, R. (2005): Ökologische Forschung im globalen Kontext: Festschrift zum 65. Geburtstag von Prof. Dr. S.-W. Breckle, Mitwirkende Personen Maik Veste, Cuvillier Verlag
- ALBERT, R. & KINZEL, H. (1973): Unterscheidung von Physiotypen bei Halophyten des Neusiedlerseegebietes (Österreich). *Z. Pflanzenphysiol.* 70, 138-157
- ALBERT, R. & POPP, M. (1977): Chemical Composition of Halophytes from Neusiedler Lake Region in Austria. *Oecologia.* 27, 157-170
- ARNDT, S. K., WANEK, W., CLIFFORD, S. C. & POPP, M. (2000): Contrasting adaptations to drought stress in field grown *Ziziphus mauritiana* Lamk. and *Prunus persica* L. trees: Water relations, osmotic adaptation and carbon isotope fractionation“, *Australian Journal Plant Physiology.* 27, 985-996
- ARNDT, S. K., CLIFFORD, S. C., WANEK, W., JONES, H. G. & POPP, M. (2001): Physiological and morphological adaptations of the fruit tree *Ziziphus rotundifolia* in response to progressive drought stress. *Tree Physiology.* 21, 705-715
- ARNDT, S.K. & WANEK, W. (2002): Use of decreasing foliar carbon isotope discrimination during water limitation as a carbon tracer to study whole plant carbon allocation. *Plant, Cell & Environment.* 25, 609-616
- ARNDT, S.K., ARAMPATIS, C., FOETZKY, A., LI, X., ZENG, F. & ZHANG, X. (2003): Contrasting patterns of leaf solute accumulation and salt adaptation in four phreatophytic desert plants in a hyperarid desert with saline groundwater. *Journal of Arid Environments.* 59, 259-270

- BODDEY, R.M., PEOPLES, M.B., PALMER, B. & DART, P.J. (2000): Use of the ^{15}N natural abundance technique to quantify biological nitrogen fixation by woody perennials. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*. 57, 235–270
- CHAPIN, F.S.III, MATSON, P.A. & MOONEY, H.A. (2002): *Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology*. Springer, New York
- CHOO, Y.-S. & ALBERT, R. (1997): The physiotype concept - An approach integrating plant ecophysiology and systematics. *Phyton*. 37, 1-14
- CHOO, Y.-S. & ALBERT, R. (1999a): Mineral ions, nitrogen and organic solute pattern in sedge (*Carex* spp.) – a contribution to the physiotype concept. I. Field samples. *Flora – Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*. 194, 59–74
- CHOO, Y.-S. & ALBERT, R. (1999b) : Mineral ions, nitrogen and organic solute pattern in sedge (*Carex* spp.) – a contribution to the physiotype concept. II. Culture experiments. *Flora – Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*. 194, 75–87
- CHOO, Y.-S. & LEE, C.-B. & ALBERT, R. (2002): Effects of nitrogen nutrition on the pattern of ions and organic solutes in five sedges (*Carex* spp.). *Flora – Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*. 197, 56-66
- CHOW, W.S., BALL, M.C. & ANDERSON, J.M. (1990): Growth and photosynthetic responses of spinach to salinity: implications of K + nutrition for salt tolerance. *Australian Journal of Plant Physiology*. 17, 563-578.
- CORBEELS, M., HOFMAN, G. & VAN CLEEMPUT, O. (1999): Soil mineral nitrogen dynamics under bare fallow and wheat in vertisols of semi-arid Mediterranean Morocco. *Biology and Fertility of Soils*. 28, 321-328
- DAWSON, W.R., PINSHOW, B., BARTHOLOMEW, G.A., SEELY, M.K., SHKOLNIK, A., SHOEMAKER, V.H. & TEERI, J.A. (1989): What's special about the physiological ecology of desert organisms. *Journal of Arid Environment*. 17, 131-43
- DELAUNEY, A.J. & VERMA, D.P.S. (1993): Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. *The plant journal*. 4, 215-223
- DIAZ, P., BORSANI, O., MÁRQUEZ, A. & MONZA, J. (2005): Osmotically induced proline accumulation in *Lotus corniculatus* leaves is affected by light and nitrogen source. *Plant Growth Regulation*. 46, 223-232
- DICKISON, W.C. (2000): *Integrative Plant Anatomy*. 533 pp. Academic Press.

- DRENNAN, P.M. et al. (1993) The occurrence of trehalose in the leaves of the desiccation-tolerant angiosperm *Myrothamnus flabellifolius* Welw., *Journal of Plant Physiology*. 142, 493–496
- DRESSLER, D. & POTTER, H. (1992): *Katalysatoren des Lebens: Struktur und Wirkung von Enzymen*. Spektrum Akademischer Verlag, Bd.33; Heidelberg, Berlin, New York
- DRIESSEN, P., DECKERS, J. & NACHTERGAELE, F. (2001): *Lecture Notes on the Major Soils of the World*; FAO; ISBN 925-104637-9
- EHLERINGER, J.R. & COOPER, T.A. (1988): Correlations between carbon isotope ratio and microhabitat in desert plants. *Oecologia*. 76, 562-566;
- EL-BASHITIA, T., HAMAMCI, H., ÖKTEM, H.A. & YÜCEL, M. (2005): Biochemical analysis of trehalose and its metabolizing enzymes in wheat under abiotic stress conditions. *Plant Science*. 169, 47-54
- ELBEIN, A.D. (1974) The metabolism of α , α -trehalose. *Advances in Carbohydrate Chemistry and Biochemistry*. 30, 227–256
- ELBEIN, A.D., PAN, Y.T., PASTUSZAK, I. & CARROLL, D. (2003): New insights on trehalose: a multifunctional molecule. *Glycobiology*. 13, 17R-27R
- EPSTEIN, E. & BLOOM, A. J. (2005): *Mineral Nutrition of Plants: Principles and Perspectives*, second edition. 400 pp. Sinauer Associates, Inc. Publishers, Sunderland, Massachusetts.
- ESCHRICH, W. (1995): *Funktionelle Pflanzenanatomie*. 393 pp. Springer Verlag
- FINCKH, M. (2007). BIOTA-Africa: http://www.biota-africa.org/reg_maroc_obsmap_ba.php?Level_2=1&Page_ID=L800_02_02 (Stand: Okt. 2008).
- FLOWERS, T.J. & YEO, A.R. (1988): Ion Relations of Salt Tolerance. In: *Solute Transport in Plant Cells and Tissues*, 392 – 416. Longman Scientific and Technical Harlow.
- GADD, G.M., CHALMERS, K. & REED, R.H. (1987): The role of trehalose in dehydration resistance of *Saccharomyces cerevisiae*. *FEMS Microbiology Letters*. 48, 249-254
- GATHUMBI, S. M., CADISCH, G. & GILLER, K.E. (2002): ^{15}N natural abundance as a tool for assessing N_2 -fixation of herbaceous, shrub and tree legumes in improved fallows. *Soil Biology and Biochemistry*. 34, 1059-1071
- GODDIJN, O.J.M., VERWOERD, T.C., VOOGD, E., KRUTWAGEN, R.W.H.H., DE GRAAF, P.T.H.M., POELS, J., VAN DUN, K., PONSTEIN, A.S., DAMM, B. & PEN, J. (1997) Inhibition of trehalase activity enhances trehalose accumulation in transgenic plants, *Plant Physiology*. 113, 181–190

- GODDIJN, O.J.M. & VAN DUNB, K. (1999): Trehalose metabolism in plants. *Trends in Plant Science*. 4, 315-319
- GREENWAY, H. & OSMOND, C. B. (1972): Salt Responses of Enzymes from Species Differing in Salt Tolerance. *Plant Physiology*. 49, 256-259
- GUY, R.D., REID, D.M. & KROUSE, H.R. (1980): Shifts in carbon isotope ratios of two C3 halophytes under natural and artificial conditions. *Oecologia*. 44,241–247.
- HANSON, A.D. & HITZ, W.D. (1982): Metabolic Responses of Mesophytes to Plant Water Deficits *Annual Review of Plant Physiology*. 33, 163-203
- HERTENBERGER, G. (1993): Anorganische und Organische Osmotika in tunesischen Salz- und Wüstenpflanzen. – Diplomarbeit an der Universität Wien
- HÖGBERG, P. (1997): ¹⁵N natural abundance in soil-plant systems. *New Phytologist*. 137, 179–203
- HOPKINS, W.G. (1999): *Introduction to plant physiology*. 2nd Edition. John Wiley & Sons, Inc., New York
- IMPETUS (2001). Integratives Managementprojekt für einen effizienten und Tragfähigen Umgang mit Süßwasser in Westafrika – Zwischenbericht 1.5.2000-31.12.2000. Interdisziplinäres Projekt der Universität Köln und Universität Bonn, Anhang 2
- JAINDL, M. & POPP, M. (2006): Cyclitols protect glutamine synthetase and malate dehydrogenase against heat induced deactivation and thermal denaturation. *Biochemical and Biophysical Research Communications*. 345, 761-765
- KÄSTENBAUER, T. (1992): Osmotisch wirksame Inhaltsstoffe in Wüsten- und Salzpflanzen aus Jordanien – Diplomarbeit an der Universität Wien
- KINZEL, H. (1977): *Stoffwechsel der Zelle*. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- KINZEL, H. (1982): *Pflanzenökologie und Mineralstoffwechsel*. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- KIYOSUE, T., YOSHIBA, Y., YAMAGUCHI-SHINOZAKI, K. & SHINOZAKI, K. (1996): A Nuclear Gene Encoding Mitochondrial Proline Dehydrogenase, an Enzyme Involved in Proline Metabolism, Is Upregulated by Proline but Downregulated by Dehydration in Arabidopsis. *The Plant Cell*. 8,1323-1335

- LEE, J.-H., KIM, W.-H., CHO, H., KWAK, Y.S., KIM, S. & PAIK, W.K. (1998): N-Carbamoyl-L - Glutamate Plus L -Arginine Can Protect Ammonia Intoxication in Rats with Reduced Functional Liver Mass. *Biochemical and Biophysiological Research Communications*. 248, 391-394
- MARSCHNER, H. (1995): *Mineral Nutrition of Higher Plants*. 2nd Edition. Academic Press, Harcourt Brace & Company Publishers.
- MEYER, A. J. (1997): Free Ca²⁺ in tissue saps of calcitrophic CAM plants as determined with Ca²⁺-selective electrodes. *Journal of Experimental Botany*. 48, 337-344
- MOHR, H. & SCHOPFER, P. (1978): *Lehrbuch der Pflanzenphysiologie*, 3. Aufl., 608 pp. Springer Verlag.
- MURAKEÖZY, É.P., NAGY, Z., DUHAZÉ, C., BOUCHEREAU, A. & TUBA, Z. (2003): Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary. *Journal of Plant Physiology*. 160, 395-401
- NOY-MEIR, I. (1973): Desert Ecosystems: Environment and Producers. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*. 4, 25-51
- PAUL, M.J., COCKBURN, W. (1989): Pinitol, a compatible solute in *Mesembryanthemum crystallinum* L. *Journal of Experimental Botany*. 40, 1093-1098
- PITMAN, M. G. (1975): Whole Plants. In: *Ion Transport in Plant Cells and Tissues* (Baker, D. A. & Hall, J. L. eds.), 267-308. Amsterdam.
- POPP, M. & SMIRNOFF, N. (1995): Polyol accumulation and metabolism during water deficit. *Environment and Plant Metabolism: Flexibility and Acclimation*. (ed. Smirnoff N.). Bios Scientific Publishers Limited, Oxford. 199-215
- POPP, M., LIED, W., MEYER, A. J., RICHTER, A., SCHILLER, P. & SCHWITTE, H. (1996). Sample preservation for determination of organic compounds: Microwave versus freeze-drying. *Journal of Experimental Botany*. 473, 1469-1473
- RATTENBÖCK, H. (1978): *Chemisch-physiologische Charakterisierung der Brassicaceae*. Ein Beitrag zum Physiotypen-Konzept. – Dissertation an der Universität Wien
- RAINS, D.W. (1972): Salt Transport by Plants in Relation to Salinity. *Annual Review of Plant Physiology*. 23, 367-388
- RICHTER, A.; THONKE, B. & POPP, M. (1990): 1D-1-O-methyl-muco-inositol in *Viscum album* and members of the *Rhizophoraceae*. *Phytochemistry*. 29, 1785-1786

- RHODES, D., VERSLUES, P.E. & SHARP, R.E. (1999): Role of amino acids in abiotic stress resistance. *Plant Amino Acids: Biochemistry and Biotechnology*, (ed. Singh B.K.), Marcel Dekker, NY, 319-356
- SANZ, M. L., SANZ, J. & MARTÍNEZ-CASTRO, I. (2004): 1D-1-O-methyl-muco-inositol: Presence of some cyclitols in honey. *Food Chemistry*. 84, 133-135
- SAYED, O.H & MOHAMED, M.K. (2001). Altitudinal Changes in Photosynthetic Pathways of Floristic Elements in Southern Sinai, Egypt. *Photosynthetica*. 38, 367-372
- SCHILLING, G. (2000): *Pflanzenernährung und Düngung*; Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- SCHIMPER, A.F.W. (1898): *Pflanzengeographie auf physiologischer Grundlage*. Gustav Fischer Verlag, Jena
- SCHULZE, E.-D., LANGE, O.L., BUSCHBOM, U., KAPPEN, L. & EVENARI, M. (1972): Stomatal Responses to Changing Humidity in Plants Growing in the Desert. *Planta*. 108, 259-270.
- SCHULZE, E.-D., LANGE, O.L., KAPPEN, L., BUSCHBOM, U. & EVENARI, M. (1973): Stomatal Responses to Changes in Temperature and Increasing Water Stress. *Planta*. 110, 29-42.
- SCHULZE, E.-D., BECK, E., MÜLLER-HOHENSTEIN, K. (2002): *Pflanzenökologie*. 846 pp. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin.
- SMIRNOFF, N. & CUMBES, Q.J. (1989): Hydroxyl radical scavenging activity of compatible solutes. *Phytochemistry*. 28, 1057-1060
- SMITH, B.N. & EPSTEIN, S. (1971): Two Categories of $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ Ratios for Higher Plants. *Plant Physiology*. 47,380-384
- STEWART, G.R., LEE, J.A. (1974): The role of proline accumulation in halophytes. *Planta*. 120, 279-289.
- STEWART, G.R. & LARHER F. (1980): Accumulation of Amino-Acids and related Compounds in relation to environmental Stress. *The Biochemistry of Plants*. 5, 609-635
- STEWART, C.R. (1981): Proline accumulation: Biochemical aspects. *Physiology and Biochemistry of Drought Resistance in Plants*. (ed.L.G. Paleg, D. Aspinall) Academic Press, Sydney, 243-259.
- STOOP, J.M.H., WILLIAMSON, J.D. & MASON PHARR, D. (1996): Mannitol metabolism in plants: a method for coping with stress. *Trends in Plant Science*. 1,139-144
- STROM, A.R. & KAASEN I. (1992): Trehalose metabolism in *Escherichia coli*: stress protection and stress regulation of gene expression. *Molecular Microbiology*. 8, 205-210

- TAYLOR, C.B. (1996): Proline and water deficit: ups and downs. *The Plant Cell*. 8, 1221-1224.
- THOMPSON, J.F. (1980): Arginine synthesis, proline synthesis, and related processes. *The Biochemistry of Plants*. 5, 375-403.
- THOMPSON, S.N. (2003): Trehalose – the insect ‘blood’ sugar. *Advances in Insect Physiology*. 31, 205-285
- TRIMMEL, E. (1987): Ionenmuster, einschließlich organischer Säuren, von Salz- und Gipspflanzen aus Spanien und Tunesien. – Diplomarbeit an der Universität Wien
- WANG, S., WAN, C., WANG, Y., CHEN, H., ZHOU, Z., FU, H. & SOSEBEE, R.E. (2004): The characteristics of Na⁺, K⁺ and free proline distribution in several drought-resistant plants of the Alxa Desert, China, *Journal of Arid Environments*. 56, 525-539
- WANEK, W. & ARNDT, S.K. (2002): Differenz in $\delta^{15}\text{N}$ signatures between nodulated roots and shoots of soybean is indicative of the contribution of symbiotic N₂ fixation to plant nitrogen. *Journal of Experimental Botany*. 53, 1109-1118.
- WATSON, L. & DALLWITZ, M. J. (1992 onwards). *The Families of Flowering Plants: Descriptions, Illustrations, Identification, and Information Retrieval*. Version: 14th December 2000. <http://biodiversity.uno.edu/delta/>
- WEBER, B. (2004): Untersuchungen zum Bodenwasserhaushalt und Modellierung der Bodenwasserflüsse entlang eines Höhen- und Ariditätsgradienten (SE Marokko). - Dissertation an der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn
- WEINERT, E. & SAKRI, F.A. (1977): Sulfate Content in Plant Tissue of Some Iraqui Desert Plants. *Flora*. 166, 65-73
- WIEMKEN, A. (1990): Trehalose in yeast, stress protectant rather than reserve carbohydrate. *Antonie van Leeuwenhoek*. 58, 209-217
- WINGLER, A. (2002): The function of trehalose biosynthesis in plants. *Phytochemistry*. 60, 437-440
- WYN JONES, R.G. & STOREY, R. (1981): Betaines. in: *Physiology and biochemistry of drought stress in plants*. (ed. Paleg L.G., Aspinall D.) Academic Press. Sydney. 171-204
- WYN JONES, R.G. & GORHAM, J. (1983): Osmoregulation. In : *Encyclopedia of Plant Physiology, New Series, Vol. 12 C* (eds. Lange O.L., Nobel P.S. & Osmond C.B.), 35-58. Springer-Verlag Berlin.

- ZIEGLER, H., BATANOUNY, K. H., SANKHLA, N., VYAS, O. P. & STICHLER, W. (1981). The photosynthetic pathway types of some desert plants from India, Saudi Arabia, Egypt, and Iraq. *Oecologia*. 48, 93-99
- ZIEGLER, H (1998): Strasburger – Lehrbuch der Botanik. 34.Auflage. (ed. Sitte P., Ziegler H., Ehrendorfer F., Bresinsky A.) Gustav Fischer Verlag. Stuttgart. 217-455
- ZOHARY, M (1973). Geobotanical Foundations of the Middle East. First Volume. Gustav Fischer Verlag Stuttgart & Swets & Zeitlinger Amsterdam.

LEBENS LAUF

PERSÖNLICHE DATEN

Sabine Schmid

Geburtsdatum: 27.04.1979 Wällischgasse 12/3/5
 Geburtsort: Wien 1030 Wien
 Nationalität: Österreicherin email: sabine.schmid@reflex.at



AUSBILDUNG

1998 - 2008 Studium der Biologie – Spezialisierung auf Ökologie an der Universität Wien
 1997 - 1998 Pädagogische Akademie der Erzdiözese Wien, Strebersdorf
 1989-1997 BRG – Franklinstraße 21, 1210 Wien – Abschluss: Matura

AUSLANDSAUFENTHALTE

2006 Studienexpedition Libyen
 2004 Studienexpedition Sibirien
 2003 Studienexpedition Marokko, Studienexpedition Algerien
 2002 Studienexpedition Tunesien
 2001 Studienexpedition Jordanien
 2000 Schulprojekt China
 1998 Schulprojekt Vietnam

ZUSÄTZLICHE QUALIFIKATIONEN

Englisch in Wort und Schrift
 sehr gute PC-Kenntnisse (Administrator) Hardware und Software
 sehr gute Anwenderkenntnisse MS Office, QuarkXPress, Photoshop, Acrobat
 praktische Erfahrung mit Gruppenmanagement in Führungsposition
 praktische Erfahrungen in Verhandlungen und Kommissionen
 Seminar: Projektmanagement
 umfassende Ausbildung in Präparationstechniken für
 Rasterelektronenmikroskopie und Transmissionselektronenmikroskopie
 praktische Erfahrungen im chemischen Labor und biologischen Feldlabor

FERIALPRAKTIKA / (EHRENAMTLICHE) TÄTIGKEITEN

2005 Tutorin bei einer Studienexpedition nach Libyen
 2002-laufend selbständige Tätigkeit als PC-Administratorin (Hardware und Software)
 1998-2006 Mitarbeiterin der ÖH Uni Wien (davon 4 Jahre in Führungsposition)
 1996 + 1997 Ferialpraktikum als Assistentin in der Administration bei der FWW