

# Vegetative Vermehrung einheimischer Baumarten in Südecuador

## Physiologische Grundlagen und deren Umsetzung

Dissertation  
zur Erlangung des Doktorgrades  
der Fakultät für Biologie, Chemie und Geowissenschaften  
an der Universität Bayreuth

vorgelegt von  
**Dipl.-Biol. Sina Heppner**

aus Dresden  
Bayreuth, im Oktober 2009

Vollständiger Abdruck der von der Fakultät Biologie, Chemie und Geowissenschaften der Universität Bayreuth genehmigten Dissertation zur Erlangung des akademischen Grades Doktor der Naturwissenschaften (Dr. rer. nat.).

Die vorliegende Arbeit wurde in der Zeit von August 2004 bis Oktober 2009 am Lehrstuhl für Pflanzenphysiologie unter der Betreuung von Prof. em. Dr. Dr. h.c. Erwin Beck an der Universität Bayreuth angefertigt.

Promotionsgesuch eingereicht am: 16.10.2009

Tag des Rigorosums: 11.02.2010

Prüfungsausschuss:

Prof. em. Dr. Dr. h.c. Erwin Beck (Erstgutachter)

PD Dr. Gregor Aas (Zweitgutachter)

Prof. Dr. Sigrid Liede-Schumann (Vorsitz)

Prof. Dr. Thomas Nauß

Prof. Dr. John Tenhunen

# Inhaltsverzeichnis

<b>Inhaltsverzeichnis .....</b>	<b>I</b>
<b>Danksagung .....</b>	<b>VI</b>
<b>Abkürzungsverzeichnis .....</b>	<b>VIII</b>
<b>Abbildungsverzeichnis .....</b>	<b>IX</b>
<b>Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>XII</b>
<b>1 EINLEITUNG .....</b>	<b>1</b>
<b>2 MATERIAL und METHODEN .....</b>	<b>7</b>
2.1 Untersuchungsgebiet und Infrastruktur .....	7
2.1.1 Réserve Biológica San Francisco .....	7
2.1.1.1 Lage und Klima .....	7
2.1.1.2 Vegetation.....	8
2.1.2 El Tiro .....	10
2.1.3 Gewächshäuser.....	10
2.2 Verwendete Baumarten .....	11
2.3 Vegetative Vermehrung .....	15
2.3.1 Sprossstecklinge – allgemeine Methodik.....	15
2.3.2 Sprossstecklinge von adulten Bäumen.....	18
2.3.2.1 Sprossstecklinge im ECSF-Gewächshaus.....	18
2.3.2.2 Sprossstecklinge unter Spenderbäumen.....	19
2.3.3 Sprossstecklinge von Jungpflanzen.....	19
2.3.3.1 Verschieden gestresste Jungpflanzen als Donor-Pflanzen .....	19
2.3.3.2 Sprossstecklinge aus vorher abgemoozten Spenderpflanzen .....	22
2.3.4 Sprossstecklinge aus Abmoosungsexperimenten .....	22
2.3.4.1 Abmoosen an adulten Bäumen.....	23
2.3.4.2 Abmoosen an Jungpflanzen.....	24
2.3.5 Andere Methoden der vegetativen Vermehrung: Wurzelstecklinge .....	25

---

2.4 Analyse ausgewählter Inhaltsstoffe des Stecklingsmaterials.....	26
2.4.1 Probennahme .....	26
2.4.2 Analyse der Kohlenhydrate.....	26
2.4.2.1 Stärke.....	27
2.4.2.2 Lösliche Zucker .....	28
2.4.3 Analyse der Phytohormone .....	30
2.4.3.1 Cytokinine .....	30
2.4.3.1.1 Allgemeines Analyseprinzip.....	30
2.4.3.1.2 Beschreibung der Arbeitsschritte.....	31
2.4.3.2 Auxine.....	33
2.4.3.2.1 Allgemeines.....	33
2.4.3.2.2 Beschreibung der Arbeitsschritte.....	34
2.4.4 Transpirationsmessungen mit dem Porometer .....	35
2.4.5 Streufallmessungen .....	36
2.5 Statistik und Datenauswertung .....	36
<b>3 ERGEBNISSE .....</b>	<b>38</b>
3.1 Adulte Bäume als Donor-Pflanzen für die vegetative Vermehrung .....	38
3.1.1 Stecklingskulturen.....	38
3.1.1.1 Bewurzelung und Kallusbildung an Sprossstecklingen .....	38
3.1.1.2 Neuaustriebe und Vitalität von Sprossstecklingen .....	40
3.1.1.3 Sprossstecklinge von adulten Bäumen, unter Spenderbäumen gepflanzt .....	42
3.1.1.4 Abmoosen.....	43
3.1.2 Physiologische Untersuchungen an adulten Donor-Bäumen für Sprossstecklinge.....	45
3.1.2.1 Kohlenhydrate.....	45
3.1.2.1.1 Die einzelnen Kohlenhydrat-Fractionen im Jahresgang .....	46
3.1.2.1.2 Die Cyclit-Fraktion der “compatible solutes“.....	53
3.1.2.2 Phytohormone.....	53
3.1.2.2.1 Cytokinine.....	54
3.1.2.2.2 Auxine .....	57

---

3.1.2.3 Stomatäre Leitfähigkeit .....	60
3.1.2.3.1 Tagesgang und Vergleich mit adulten Bäumen.....	60
3.1.2.3.2 Welkeverhalten von Stecklingen in verschiedenen Substraten .....	63
3.1.2.4 Saisonalität des Streufalls und der Blühphasen adulter Bäume und des Blattaustriebs von Stecklingen .....	64
<b>3.2 Jungpflanzen als Donor-Pflanzen für die vegetative     Vermehrung .....</b>	<b>67</b>
3.2.1 Stecklingskulturen.....	67
3.2.1.1 Ansatz mit nährstoff- + dürre- + wurzelraumgestressten Jungpflanzen.....	68
3.2.1.2 Ansätze mit verschieden vorbehandelten Jungpflanzen .....	68
3.2.1.2.1 Einfluss der Stressbehandlung auf den Wuchs der Donor-Pflanzen .....	69
3.2.1.2.2 Bewurzelung.....	70
3.2.1.2.3 Einfluss der Position des Stecklings an der Donor-Pflanze.....	73
3.2.1.3 Sprossstecklinge aus abgemoozten Spenderpflanzen .....	73
3.2.1.4 Abmoosen an Jungpflanzen.....	74
3.2.2 Physiologische Untersuchungen an adulten Donor-Bäumen für Sprossstecklinge.....	76
3.2.2.1 Kohlenhydrate.....	76
3.2.2.1.1 <i>Heliocarpus</i> .....	76
3.2.2.1.2 <i>Tabebuia</i> .....	78
3.2.2.2 Phytohormone.....	80
3.2.2.2.1 Cytokinine.....	80
3.2.2.2.2 Auxine .....	81
<b>4 DISKUSSION .....</b>	<b>83</b>
4.1 Adulte Bäume als Donor-Pflanzen für die vegetative Vermehrung .....	83
4.1.1 Stecklingsmaterial und Kulturbedingungen.....	83
4.1.1.1 Die Wahl des für die Stecklingsgewinnung geeignetesten Pflanzenteils.....	84
4.1.1.2 Wachstumsregulatoren .....	84

---

4.1.2 Erfolg von Stecklingskulturen .....	85
4.1.2.1 Sprossstecklinge.....	85
4.1.2.2 Abmoosen.....	86
4.1.3 Ökophysiologische Untersuchungen an adulten Donor-Bäumen im Hinblick auf die Bewurzelungskapazität der daraus geschnittenen Sprossstecklinge.....	88
4.1.3.1 Streufall der Donor-Bäume und Beblätterung der Stecklinge im Jahresgang.....	88
4.1.3.2 Kohlenhydrate.....	90
4.1.3.2.1 Jahresgang.....	90
4.1.3.2.2 Gehalt und Zusammensetzung .....	93
4.1.3.3 Phytohormone.....	95
4.1.3.3.1 Die Bedeutung der Jahresgänge der Phytohormongehalte.....	95
4.1.3.3.2 Potentielle Beziehungen zwischen Auxin, Cytokininen und den Kohlenhydraten in Zweigen (und Blättern) adulter Spenderpflanzen .....	97
4.1.3.4 Stomatäre Leitfähigkeit .....	98
4.1.3.4.1 Vergleich des Transpirationsverhaltens von Blättern an adulten Spenderbäumen und beblätterten Stecklingen.....	98
4.1.3.4.2 Stomatäre Leitfähigkeit und Welkeverhalten .....	100
4.2 Jungpflanzen als Donor-Pflanzen für die vegetative Vermehrung .....	101
4.2.1 Stressen der Donor-Pflanzen .....	102
4.2.2 Erfolg vegetativer Vermehrungsmethoden .....	103
4.2.2.1 Sprossstecklinge.....	103
4.2.2.2 Abmoosen.....	105
4.2.3 Ökophysiologische Untersuchungen an jungen Donorbäumchen im Hinblick auf die Bewurzelungskapazität der daraus geschnittenen Sprossstecklinge .....	106
4.2.3.1 Zusammensetzung und Gehalt der Kohlenhydrate.....	107
4.2.3.1.1 <i>Heliocarpus</i> .....	107
4.2.3.1.2 <i>Tabebuia</i> .....	108
4.2.3.2 Phytohormone.....	109
4.2.3.2.1 Cytokiningehalt in den gestressten Donor-Bäumchen.....	110

---

4.2.3.2.2 Auxingehalt in den gestressten Donor-Bäumchen .....	112
4.2.3.2.3 Wechselwirkungen zwischen Phytohormon- und Kohlenhydrat- Gehalten der Pflanze.....	114
4.3 Einfluss der Herkunft des Stecklingsmaterials und von Stress auf die Bewurzelung von Sprossstecklingen .....	114

**5 EMPFEHLUNGEN - zur vegetativen Vermehrung von  
*Heliocarpus* und *Tabebuia* ..... 117**

<b>6 ZUSAMMENFASSUNG.....</b>	<b>122</b>
6.1 Zusammenfassung .....	122
6.3 Summary.....	126
6.3 Resumen.....	130

**7 LITERATUR ..... 134**

<b>A ANHANG .....</b>	<b>i</b>
A.1 Anzuchtbedingungen von Stecklingen adulter Bäume .....	i
A.2 Wurzelstecklinge .....	iv
A.3 Korrelationstabellen.....	v
A.3.1 Auxingehalt adulter Bäume .....	v
A.3.2 Cytokiningehalt junger Bäumchen.....	vi
A.3.3 Auxingehalt mit Kohlenhydrat-Fractionen junger Bäumchen.....	vi
A.4 Zucker- und Cytokininfractionen von Beispielproben .....	vi
A.5 Einzelmesswerte der Kohlenhydrat-Analysen .....	vii

**Selbständigkeitserklärung**

## Danksagung

Unzählige Leute haben auf verschiedene Weise geistig oder praktisch zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen. Herzlichen Dank an Sie alle und ganz speziell an:

- Meinen Betreuer Prof. em. Dr. Dr. h.c. Erwin Beck, der mir meinen Traum erfüllte, im Regenwald zu forschen, der mir immer wieder half, Probleme bei der Feld- und Laborarbeit rasch zu lösen und mit mir geduldig und unermüdlich während der gesamten Zeit an meinen wissenschaftlichen Unzulänglichkeiten arbeitete
- Dr. Katja Hartig für die zeitaufwendige und geduldige Starthilfe im Labor bei der Cytokininanalyse und das immer bestehende Angebot, meine Methodik und Ergebnisse mit Ihr zu diskutieren
- Dr. Oscar Valdes für die Einweisung in die Auxinanalytik, die Hilfe bei der Probenaufarbeitung, die Unermüdlichkeit, mein Vorgehen und meine Ergebnisse kritisch mit mir durchzusprechen und natürlich für das Resumen
- Prof. Dr. Marianne Popp und Sabine Maringer von der Universität Wien für alles was die Kohlenhydratanalytik betrifft, aber besonders für die Zeit, mir die Methodik zu erklären und meine Ergebnisse zu diskutieren
- Dr. Sven Günter, Dr. Bernd Stimm, Eduardo Cueva Ortiz u.a. für fruchtbare fachliche Diskussionen, gute Tipps und die Motivation zum Weitermachen
- Dr. Juan Pablo Suarez und seine Kollegen für die freundliche Aufnahme und stete Hilfsbereitschaft im Labor der UTPL
- Uschi Ferrera für die rasche und zuverlässige Bearbeitung vielfältiger administrativer Probleme
- Dr. habil. Heiko G. Rödel für sein unkompliziertes und wiederholtes statistisches „Troubleshooting“
- Meine deutschen Praktikanten bei der Feldarbeit in Ecuador Erik Malzahn, Markus A. Schaake und Sara Bauer, die oft schon ganz früh aufstehen mussten, um lange Labortage zu bewältigen, Schreinerarbeiten zu erledigen, mit der Baumschere oder dem Porometer durch den Wald zu ziehen oder ganz oben am windig-kalten El Tiro Bäumchen abzumooßen und ohne die ich bestimmt noch immer nicht fertig wäre
- Meine ecuadorianischen Mitstreiter Narcisa Urgiles, Tania Orellana, Luis Muñoz, Franz Pucha und natürlich ganz besonders Ruth Poma, die mir z.T. über mehrere Jahre tatkräftig im Labor und Gewächshaus zur Seite standen, mich geduldig

---

beim Spanischlernen unterstützten, während meiner Deutschlandaufenthalte „den Betrieb am Laufen hielten“ und auch sonst viel Eigenverantwortung übernahmen und mir nicht zuletzt liebe Freunde wurden

- Claudia Knake, die mir als Hiwi bei der Hormonanalytik half
- Maria und Rocio für Ihre Kochkünste, Ihre Geduld, mein Spanisch zu verstehen und zu verbessern, Ihre Insidertipps und einfach für ihre Herzlichkeit, die einem die Station schnell zum zweiten Zuhause werden ließ
- Abraham und Tati für ihre zahlreichen Chauffeursdienste incl. Unterhaltung im Auto und die selbstverständliche und oft ungefragte Hilfe beim Tragen, Bauen, Einkaufen, Material organisieren,...
- Etliche Mitstreiter auf der Station wie z.B. Sabrina für die Schützenhilfe beim ersten Aufenthalt und Manu, Manuela, Kerstin, Kristin und Jana einfach für ihre Freundschaft
- die DFG für die Finanzierung unseres Projekts
- und nicht zuletzt meinen Eltern für ihr reges Interesse und Mithilfe sowie meinem Mann, der selbst für einige Zeit nach Ecuador kam und mir stets Rückendeckung gab bzw. mich nach Tiefschlägen wieder aufbaute

## Abkürzungsverzeichnis

AK	Antikörper
Abb.	Abbildung
A. bidest	Aqua bidest = zweifach destilliertes Wasser
Bhdlg.	Behandlung
Bl.	Blatt / Blätter
Deutschl.	Deutschland
ELISA	Enzyme linked immunosorbent assay
EtOH	Ethanol
FID	Flammenionisationsdetektor
GC	Gaschromatographie
h	Stunde(n)
HCl	Salzsäure
HPLC	High Performance Liquid Chromatography
IBA	3-Indolbuttersäure
IES	Indol-3-Essigsäure
Kap.	Kapitel
KH	Kohlenhydrat(e)
Korngr.	Korngröße
max.	maximal(e)
MeOH	Methanol
min	Minute(n)
mind.	mindestens
n	Individuenanzahl
NAA	1-Naphthylessigsäure
NaOH	Natriumhydroxid
NN	Normalnull
ns	nicht signifikant
Pfl.	Pflanze(n)
RT	Raumtemperatur
s	Sekunde(n)
s.o.	siehe oben
Tab.	Tabelle
Temp.	Temperatur
TM	Trockenmasse

# Abbildungsverzeichnis

<b>Abb. 2-1:</b> Lage des Untersuchungsgebietes.....	7
<b>Abb. 2-2:</b> Blick auf den Stationswald .....	9
<b>Abb. 2-3:</b> Weidelandschaft mit Waldresten und Aufforstung auf dem Stationshang... 9	
<b>Abb. 2-4:</b> Blick vom El Tiro ins San Francisco Tal.....	10
<b>Abb. 2-5:</b> Verschiedene Substrate: <b>A</b> humusreiche Walderde, <b>B</b> Sand-lehmige Erde-Walderde-Gemisch, <b>C</b> Stecklinge in wassergefüllten Bechern mit Schaumstofffixierung, <b>D</b> Stecklinge in Moos.....	17
<b>Abb. 2-6:</b> <i>Piptocoma</i> - und <i>Isertia</i> -Stecklinge unter dem jeweiligen Spenderbaum ...	19
<b>Abb. 2-7:</b> Schematische Darstellung und Foto eines abgemoosten Zweiges.....	22
<b>Abb. 2-8:</b> Abmoosung von Jungpflanzen: <i>Heliocarpus</i> und <i>Tabebuia</i> .....	24
<b>Abb. 2-9:</b> Aufreinigungs- und Trennungsschritte bei der Zuckerbestimmung in den Probengruppen .....	28
<b>Abb. 2-10:</b> Schema zur Extraktion, Aufreinigung und Bestimmung von Cytokininen .....	31
<b>Abb. 2-11:</b> Streufallen unter <i>Clethra revoluta</i> , <i>Isertia laevis</i> und <i>Myrica pubescens</i> .....	36
<b>Abb. 3-1:</b> Bewurzelte Stecklinge: <i>Myrica</i> (abgestorben), <i>Heliocarpus</i> und <i>Clethra</i> ... 39	
<b>Abb. 3-2:</b> Monatliche Wurzel- und Kallusbildung an Stecklingen von adulten Bäumen der beobachteten Arten im Verlauf von 1½ Jahren.....	39
<b>Abb. 3-3:</b> Stecklinge mit neuem Blattaustrieb von adulten Bäumen der sechs untersuchten Arten .....	40
<b>Abb. 3-4:</b> Prozentualer Anteil neubeblätterter Stecklinge der sechs untersuchten Arten.....	41
<b>Abb. 3-5:</b> Abgemooster Zweig eines adulten <i>Heliocarpus</i> -Baums: links: Wurzel-Moosgeflecht an der eingeschnittenen Stelle noch am Mutterbaum und rechts: bewurzelter Zweig nach Abschneiden.....	43
<b>Abb. 3-6:</b> Wurzel- und Kallusbildung an abgemoosten Zweigen von fünf Arten mit unterschiedlicher Hormonbehandlung.....	44
<b>Abb. 3-7:</b> Jahregänge der KH-Fraktionen von Januar 2005 – Februar 2006 in Zweig- und Blattmaterial von adulten Spenderbäumen der sechs untersuchten Arten.....	49

---

<b>Abb. 3-8:</b> Jahresgang des Gesamt-KH-Gehalts in Zweig- und Blattmaterial von adulten Spenderbäumen der sechs untersuchten Arten .....	52
<b>Abb. 3-9:</b> Jahresgang der „compatible solutes“ in Zweig- und Blattmaterial von adulten Bäumen der untersuchten Arten.....	53
<b>Abb. 3-10:</b> Jahresgang des Cytokiningehalts in Zweig- und Blattmaterial von adulten Spenderbäumen der sechs untersuchten Arten .....	56
<b>Abb. 3-11:</b> Auxingehalte in Blättern und Zweigen von Spenderbäumen der sechs untersuchten Arten im Verlauf eines Jahres .....	59
<b>Abb. 3-12:</b> 2-3tägiger Tagesgang der stomatären Leitfähigkeit $g_s$ je eines Blattes an adulten Bäumen, unbewurzelten Stecklingen in Erde und in Wasser .....	62
<b>Abb. 3-13:</b> Stomatäre Leitfähigkeiten $g_s$ von Blättern an Stecklingen in Wasser bzw. Erde über mehrere Tage nach dem Schneiden bis zum Verwelken der Blätter .....	64
<b>Abb. 3-14:</b> Monatlicher Laubfall und Anzahl blühender Bäume/Monat.....	65
<b>Abb. 3-15:</b> Monatlicher Laubfall der sechs untersuchten Arten sowie Prozentsatz der monatlich geschnittenen Stecklinge der jeweiligen Art, die neue Blätter austrieben.....	67
<b>Abb. 3-16:</b> <i>Heliocarpus</i> -Jungpflanzen nach mehrmonatiger Vorbehandlung kurz vor der Verarbeitung zu Sprossstecklingen.....	70
<b>Abb. 3-17:</b> <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen nach mehrmonatiger Vorbehandlung kurz vor der Verarbeitung zu Sprossstecklingen .....	70
<b>Abb. 3-18:</b> Bewurzelung und Etablierung von Sprossstecklingen aus vorbehandelten <i>Heliocarpus</i> -Jungpflanzen.....	71
<b>Abb. 3-19:</b> Bewurzelung und Etablierung von Sprossstecklingen aus vorbehandelten <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen.....	72
<b>Abb. 3-20:</b> Anteile der etablierten <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Stecklinge von allen bewurzelten Sprossstecklingen aus den verschiedenen vorbehandelten Jungpflanzen.....	73
<b>Abb. 3-21:</b> Bewurzelung und Etablierung von <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Sprossstecklingen aus abgemoosten Jungpflanzen .....	74
<b>Abb. 3-22:</b> Bewurzelung und Etablierung von an jungen Spenderbäumchen abgemoosten <i>Tabebuia</i> -Zweigen in Abhängigkeit von der Zeitspanne zwischen dem Abmoosen und der Abnahme der Zweige .....	75

---

<b>Abb. 3-23:</b> Abgemooste Zweige von jungen <i>Tabebuia</i> -Pflanzen: mit Kallus; bewurzelt und etabliert mit Wurzeln und Blättern.....	75
<b>Abb. 3-24:</b> Zeitkinetik der Bewurzelung abgemooster <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Zweige von jungen Donor-Bäumchen.....	76
<b>Abb. 3-25:</b> KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial (je eine Mischprobe) von jungen <i>Heliocarpus</i> -Bäumchen .....	77
<b>Abb. 3-26:</b> KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial (je eine Mischprobe) von jungen <i>Tabebuia</i> -Bäumchen .....	79
<b>Abb. 3-27:</b> Die Inositfraktion der „compatible solutes“ von (vorbehandelten) <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen.....	79
<b>Abb. 3-28:</b> Cytokiningehalt in Zweig- und Blattmaterial von gestressten <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen.....	80
<b>Abb. 3-29:</b> Auxingehalt in Zweigen und Blättern von gestressten <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen, Wildlingen und Kontrollpflanzen.....	82

## Tabellenverzeichnis

<b>Tab. 2-1:</b> Eingesetzte Materialien für Anzucht von Sprossstecklingen .....	16
<b>Tab. 2-2:</b> Übersicht über Stecklingsansätze aus jungen <i>Tabebuia</i> - und <i>Heliocarpus</i> -Pflanzen .....	20
<b>Tab. 2-3:</b> Überblick über Vorbehandlung und Schneiden der Stecklinge von <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen.....	21
<b>Tab. 2-4:</b> Übersicht der verschiedenen Ansätze abgemoster Zweige von adulten Bäumen .....	24
<b>Tab. 2-5:</b> Übersicht über die verschiedenen Ansätze abgemoster Sprossachsen an Jungpflanzen.....	25
<b>Tab. 2-6:</b> Chemikalien und Geräte für die KH-Bestimmung.....	27
<b>Tab. 2-7:</b> Gaschromatographische Arbeitsbedingungen.....	29
<b>Tab. 2-8:</b> Materialien für die Cytokininbestimmung .....	32
<b>Tab. 2-9:</b> Verwendete Lösungen und Puffer .....	33
<b>Tab. 2-10:</b> Materialien für die Auxinbestimmung.....	34
<b>Tab. 2-11:</b> Verwendete Lösungen und Puffer .....	35
<b>Tab. 3-1:</b> Durchschnittliche Häufigkeit der Blattbildung an verholzten Stecklingen über den ganzen Beobachtungszeitraum von Januar 2005 – Februar 2006 gemittelt.....	42
<b>Tab. 3-2:</b> Vergleich von KH-Fractionen und Gesamt-KH zwischen Zweig- und Blattmaterial von adulten Bäumen der sechs untersuchten Arten.....	51
<b>Tab. 3-3:</b> Bewurzelungs- und Etablierungsraten von Stecklingen aus verschiedenen Positionen der <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen .....	68
<b>Tab. 3-4:</b> Morphometrie junger <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Donor-Pflanzen die unter unterschiedlichem Stressbedingungen gezogen worden waren.....	69
<b>Tab. 3-5:</b> Vergleich der durchschnittlichen Bewurzelung und Etablierung von basalen und terminalen Stecklingen zweier Behandlungen.....	73
<b>Tab. 4-1:</b> Signifikante und tendenzielle Korrelationen nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Auxingehalt in Zweig- und Blattmaterial adulter Bäume der sechs untersuchten Arten, die Jahregänge aufwiesen und KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial sowie Cytokiningehalt.....	97

<b>Tab. 4-2:</b> Ergebnisse nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Cytokiningehalt in Zweig- und Blattmaterial junger (vorbehandelter) <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Bäumchen und Bewurzelungsraten in Zweig- und Blattmaterial.....	111
<b>Tab. 4-3:</b> Auxin-Cytokinin-Quotienten (vorbehandelter) <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen .....	113
<b>Tab. 5-1:</b> Vergleich der untersuchten Methoden zur Klonierung von <i>Heliocarpus</i> ( <i>Hel.</i> ) und <i>Tabebuia</i> ( <i>Tab.</i> ).....	118
<b>Tab. A-1:</b> Überblick über Parameter bei der Anzucht von Sprossstecklingen adulter Bäume.....	i
<b>Tab. A-2:</b> Übersicht der Methodik für die Anzucht von Sprossstecklingen im gesamten Versuchszeitraum von September 2004 – Februar 2006 .....	ii
<b>Tab. A-3:</b> Übersicht der verschiedenen Ansätze von Wurzelstecklingen.....	iv
<b>Tab. A-4:</b> Signifikante und tendenzielle Korrelationen nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Auxingehalt in Zweig- und Blattmaterial adulter Bäume der sechs untersuchten Arten, die Jahregänge aufwiesen und Klima, Streufall und Anteil geschnittener Stecklinge mit Neuaustrieben .....	v
<b>Tab. A-5:</b> Signifikante und trendbehaftete Ergebnisse nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Cytokiningehalt in Zweig- und Blattmaterial von <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen und KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial .....	vi
<b>Tab. A-6:</b> Signifikante und trendbehaftete Ergebnisse nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Auxiningehalt in Zweig- und Blattmaterial von <i>Heliocarpus</i> - und <i>Tabebuia</i> -Jungpflanzen und KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial .....	vi
<b>Tab. A-7:</b> Zuckerfraktionen wurzelraumgestresster <i>Tabebuias</i> .....	vi
<b>Tab. A-8:</b> Cytokininfraktionen von Proben eines adulten <i>Heliocarpus</i> -Baumes im August 2005.....	vii
<b>Tab. A-9:</b> Einzelmesswerte und Mittelwerte der KH-Analysen aller Proben adulter Bäume über den gesamten Untersuchungszeitraum.....	vii
<b>Tab. A-10:</b> Einzelmesswerte und Mittelwerte der KH-Analysen aller Proben (vorbehandelter) junger Bäumchen .....	xxiii

# 1 EINLEITUNG

Die andinen Wälder Ecuadors gehören zu den „hottest biodiversity hotspots“ (Brummit & Lughadha 2003) unserer Erde. Zugleich ist dieses Ökosystem besonders bedroht. Der Bergwald wird in alarmierendem Tempo vernichtet: Ecuador weist mit 1,7 % (zwischen 2000 und 2005) sowohl die höchste Entwaldungsrate (FAO 2005) als auch den stärksten illegalen Holzeinschlag ganz Lateinamerikas auf.

Nicht nur die Nutzholzgewinnung, sondern auch der Flächenbedarf der Landwirtschaft trägt einen großen Anteil zur Waldvernichtung bei. Das lässt sich speziell im und um das Untersuchungsgebiet dieser Studie beobachten: Die sog. Mestizo-Colonos, die sich seit den 60iger Jahren in der Pufferzone des Podocarpus-Nationalparks ansiedelten, vernichteten den Primärwald, um Weideland für ihre extensive Viehhaltung zu gewinnen (Pohle & Gerique 2008). Begünstigt durch „Slash and Burn“ dringt der für das Vieh giftige Adlerfarn (*Pteridium arachnoideum*) in die neu gerodeten Flächen ein. Besonders die landesübliche Pflegemaßnahme für die Weiden, nämlich das wiederholte Abrennen, führt zur immer rascheren Ausbreitung des Farns, denn *Pteridium* übersteht durch sein Rhizom-System das Feuer nicht nur gut, er wird sogar noch durch den Hitzeimpuls zum erneuten Austreiben stimuliert (Hartig & Beck 2003, Beck et al. 2008). Innerhalb weniger Jahre überwuchert der Farn schließlich das angepflanzte Weidegras (*Setaria sphacelata*). Die Flächen werden aufgegeben und weiterer Wald vernichtet. Auf den nicht mehr genutzten Weiden entsteht eine über viele Jahre stabile Farn-Busch-Gesellschaft, die eine natürliche Wiederbewaldung erschwert, da kaum Sameneintrag aus den weiter entfernten Waldgebieten stattfindet (Hartig & Beck 2003).

Der Entwaldung kann durch spezielle Wiederaufforstungsprogramme entgegengewirkt werden, die allerdings gewöhnlich nur Monokulturen exotischer Baumarten beinhalten. So wurden in Ecuador zwischen 1990 und 2005 vor allem in den Anden 164000 ha mit exotischen Nutzhölzern bepflanzt unter Bevorzugung von *Pinus patula*, Zypressen- und *Eucalyptus*-Arten (FAO 2005, Leischner 2005). Geschätzt werden diese Arten wegen ihres schnellen Wachstums (Merkl 2000) und der umfassenden Kenntnisse, die es über ihre Vermehrung und Anpflanzung gibt. Allerdings können diese Plantagen weder den Verlust der nativen megadiversen

(Berg-)Regenwälder kompensieren noch sind sie hinsichtlich der erbrachten Ökosystemleistungen mit den nativen Mischwäldern vergleichbar: So bieten Monokulturen gewöhnlich kaum Lebensraum für die heimische Fauna (z.B. Touyama & Nakagoshi 1994, Marsden et al. 2001). Aufkommen von Unterwuchs und natürliche Verjüngung werden zwischen den oft dicht gepflanzten Eukalyptus- und Kiefern-Bäumen kaum beobachtet, was möglicherweise auf die Zusammensetzung der Streu und Lichtmangel zurückzuführen ist (Merkl 2000). Außerdem sind im Vergleich zu Sekundärwäldern aus heimischen Arten besonders in Eukalyptus-Plantagen die Erosionsrate und in Kiefern-Monokulturen die Waldbrandgefahr erhöht (Granda 2006). Insgesamt sind die exotischen Arten nicht gut an die klimatischen und ökologischen Lebensbedingungen angepasst. Es kommt zur Verschlechterung des Wasserhaushalts (Weber et al. 2008) oder zur Abnahme der Bodenfruchtbarkeit, da Blätter bzw. Nadeln nur sehr langsam verrotten (Merkl 2000). Forstwirtschaft mit exotischen Arten auf den oftmals ausgelaugten tropischen Böden und den steilen Andenhängen mit häufigen Starkregenereignissen ist daher wirtschaftlich unrentabel. Eine kostenintensive Düngung wäre notwendig, um die Wuchsbedingungen zu verbessern (Breckle et al. 2005).

Die einzige Möglichkeit der ökologisch und wirtschaftlich nachhaltigen Wiederbewaldung besteht also im Aufforsten mit indigenen Baumarten.

Allerdings ist diese Art der Wiederaufforstung in Ecuador noch kaum entwickelt. Bisher gibt es nur wenige lokale Versuche mit heimischen Arten. Dabei zeigt eine Bilanzierung von Knoke et al. (2009), dass es auch für den einzelnen Landwirt ökonomischer sein kann, unbrauchbar gewordene Weiden aufzuforsten als neuen Primärwald zu roden. Generell fehlt es allerdings noch an Wissen zur Ökologie und Vermehrung der Baumarten sowie an Erfahrungen mit dem Anlegen von entsprechenden Mischwäldern (Aguirre 2007). Damit verbunden ist der Mangel an Setzlingen heimischer Arten in den lokalen Baumschulen (Weber et al. 2008). Die steigende Nachfrage der Holzverarbeitenden Industrie nach nativen Hölzern kann schon seit Jahren nicht mehr gedeckt werden (Leischner & Bussmann 2003). Ursachen sind vor allem das Fehlen von größeren Aufforstungsprogrammen.

Bisherige Aufforstungsexperimente mit aus Samen angezogenen Bäumchen sind viel versprechend. So wurden die Pflänzchen sowohl in einer lockeren Kiefernmonokultur

(Aguirre et al. 2006) als auch in Gras- und Buschland (Aguirre 2007) erfolgreich ausgebracht. Mehrere native Arten wiesen höhere Überlebensraten als die nicht heimische *Pinus patula* bzw. *Eucalyptus saligna* und oftmals unerwartet hohe Wachstumsraten auf. Allerdings kommt es immer wieder zu Schwierigkeiten bei der Anzucht der Sämlinge. Samen sind auch in den perhumiden Tropen nicht ganzjährig zu finden und verlieren zudem oftmals schon nach kurzer Lagerung ihre Keimfähigkeit (Stimm et al. 2008). Zudem unterliegt die Samenproduktion von Jahr zu Jahr erheblichen Schwankungen und es sind für Routineverfahren zu aufwändige Vorbehandlungen nötig, um eine gleichmäßige Keimung zu erreichen.

Solche Engpässe ließen sich durch vegetative Vermehrung überwinden. Theoretisch kann man in den Tropen ganzjährig ausreichend Stecklingsmaterial ernten. Die Zeit zwischen der Stecklingsernte und dem Auspflanzen der Jungbäumchen ist zudem wesentlich kürzer als bei der Anzucht von Pflanzen aus Samen. Bei der vegetativen Vermehrung hat man außerdem die Möglichkeit, gezielt nach adulten Spenderbäumen mit optimalen Wuchs- und Holzeigenschaften zu suchen und nur Klone von diesen zu vermehren. Die vegetative Vermehrung ist also ein essentieller Baustein, um für größere Wiederaufforstungsprogramme genügend gesunde Jungpflanzen in gleich bleibender Qualität in Baumschulen produzieren zu können. Entsprechendes Grundlagenwissen und Vermehrungsprotokolle für jede relevante Art sind dabei unabdingbar.

Allerdings ist der Wissensstand nicht nur für neotropische Arten, sondern allgemein zur vegetativen Vermehrung tropischer Bäume noch verhältnismäßig gering. Während Vertreter einzelner Familien wie z.B. der Dipterocarpaceen oder Fabaceen bereits ausführlich bearbeitet wurden (z.B. Hallé & Kamil 1981, Dick et al. 1998, Itoh et al. 2002), fehlen Kenntnisse über die Stecklingsvermehrung vieler wirtschaftlich bedeutender und bedrohter Tropenholzarten. Am häufigsten wurden afrikanische Arten (z.B. Shiembo et al. 1996, Nketiah et al. 1998, Teklehaimanot et al. 2000) und in Südostasien heimische Bäume (Itoh et al. 2002) im Hinblick auf ihre Stecklingstauglichkeit untersucht. Arbeiten über die Stecklingsvermehrung von neotropischen Baumarten sind hingegen bisher selten (Dick et al. 1996, Mesen et al. 2001, Vásquez Restrepo et al. 2006), und andine Arten sind so gut wie gar nicht vertreten (Castillo et al. 2006).

Aus der geschilderten Situation ergibt sich die Zielstellung dieser Arbeit:

- Von mehreren für die nachhaltige Wiederaufforstung geeigneten einheimischen Baumarten sollte das Potential für die vegetative Vermehrung untersucht und entsprechende Methoden entwickelt werden.

Die Artenauswahl war bereits in Vorstudien erfolgt (Leischner & Bussmann 2003). Das Vorgehen stellte Merkl (2000) sehr übersichtlich dar: Zunächst wurden durch eine Umfrage in der lokalen Bevölkerung relevante Arten notiert. Es stellte sich heraus, dass besonders zur Brenn- und Bauholzgewinnung geeignete Bäume, aber auch Arten mit alternativen Verwendungsmöglichkeiten favorisiert wurden. Zusätzlich wurde auf Pionierarten mit schnellem Wachstum, raschem Kronenschluss und bodenverbessernden Eigenschaften geachtet, die nach Erkenntnissen von Davidson et al. (1998) eine Etablierung langsam wachsender Bäume mit hochwertigerem Holz begünstigen. Insgesamt wurden im Hinblick auf (sozio-)ökonomische, ökologische und artenschutzrelevante Aspekte zunächst 15 Arten für Wiederaufforstungszwecke ausgewählt (Stimm et al. 2008). Für die Untersuchungen zur Stecklingsvermehrung wurde die Liste auf folgende sechs Arten beschränkt: *Clethra revoluta* (Clethraceae), *Heliocarpus americanus* (Tiliaceae), *Isertia laevis* (Rubiaceae), *Myrica pubescens* (Myriaceae), *Piptocoma discolor* (Asteraceae) und *Tabebuia chrysantha* (Bignoniaceae). Zu berücksichtigen war die Existenz eines ausreichend großen Vorkommens an Individuen in Gewächshausnähe. Außerdem interessierten insbesondere solche Arten, deren Vermehrung über Samen nach Merkl (2000) oder Cueva Ortiz (2004) als nicht verlässlich, zu aufwendig und zu schwierig beschrieben wurde.

Vor Beginn der eigenen Experimente wurden die Ergebnisse vorangegangener Studien ausgewertet: Allein der erwähnte Mangel an Publikationen zeigt, dass allgemein Schwierigkeiten bei der asexuellen Vermehrung tropischer Bäume auftreten: Das feuchtwarme Klima begünstigt Infektionen und Fäulnis an den Stecklingen und erschwert deren Etablierung. Zugleich gibt es in den Tropen keine temperaturbedingten Jahreszeiten. Die fehlende Vegetationsruhe bzw. die darauf abgestimmte physiologische Ausstattung der heimischen Pflanzen könnte ein Hinderungsgrund für eine erfolgreiche Stecklingsvermehrung sein.

Frühere Experimente mit den hier betrachteten Arten scheinen diese Tendenzen zu bestätigen. Bisher misslingen sämtliche vegetativen Vermehrungsversuche mit Bäumen aus dem Forschungsgebiet in Südecuador. Beblätterte Stammstecklinge adulter Bäume etablierten sich bisher nie und bildeten keine (Roos 2004, Walter 2004) oder kaum Wurzeln (Merkl 2000, Cueva Ortiz 2004). Die Zweige vertrockneten schnell und wurden von Pilzen und Bakterien infiziert.

Allerdings wurde statt Bewurzelung häufig Kallusbildung beobachtet. Auch wurde bereits von gewissen Erfolgen bei der vegetativen Vermehrung von Arten einiger hier ausgewählter Gattungen berichtet. So gelang Gutiérrez Uribe (2003) die Bewurzelung von *Heliocarpus americanus*-Stecklingen und Mooslingen im kolumbianischen Hochland. Weiterhin ließen sich *Myrica*-Vertreter erfolgreich abmoosen (Purohit et al. 2004) bzw. über Mikropropagation vermehren (Tavares et al. 1998). Unter exogener Auxinzufuhr gelang zudem die Vermehrung und Etablierung von *Tabebuia heterophylla* über Sprossstecklinge (Huc & Bariteau 1987).

Zusammenfassend kann man schlussfolgern, dass die betrachteten Arten zwar schwer bewurzelbar sind (Definition s. Krüssmann 1997), aber ein gewisses Potential zur Adventivwurzelbildung vorhanden sein könnte. Allerdings erschien es notwendig, mehr baumphysiologisches Grundlagenwissen zu erarbeiten, um die Voraussetzungen vor allem für die Bewurzelung der Stecklinge abschätzen zu können. Dazu sollte über ein ganzes Jahr hinweg parallel zum Versuch der Stecklingskultur der Gehalt der Mutterpflanzen an Reserve-KH und an relevanten Phytohormonen (Cytokinine und Auxin) in monatlichen Abständen gemessen werden. Diese Strategie beruht auf den in den gemäßigten Breiten, aber auch in den Tropen gesammelten Erfahrungen, dass die Stecklingsernte zu bestimmten Jahreszeiten besonders erfolgreich ist (Bhusal et al. 2001, Kibbler et al. 2004, Danthu et al. 2008). Die Annahme liegt nahe, dass diese Schwankungen auf Fluktuationen im Phytohormon- (Smith & Wareing 1972, Zajaczko 1973) und KH-Haushalt (Olofinboba 1969, Richer 2008) beruhen. Grundlage ist die fundamentale Bedeutung des KH- und Hormongehalts und dessen Zusammenspiel (Calamar & de Klerk 2002) beim Bewurzelungsprozess. So sind diejenigen Stecklinge in Versuchen am erfolgreichsten, die viele Reservestoffe (Correa et al. 2005, Rapaka et al. 2005) – besonders auch in Form von Stärke (Kozlowski 1992) – einlagern. Außerdem wurde festgestellt, dass hohe Auxingehalte verbunden mit niedrigen Mengen an Cytokinin

der Bewurzelung förderlich sind (z.B. Centeno et al. 1996). Parallel zu diesen Untersuchungen musste – aufbauend auf den Erfahrungen früherer Versuche – ein optimiertes Bewurzelungsprotokoll für die ausgewählten Arten erstellt werden. Dazu wurden die Anzuchtbedingungen (Substrat, Bewässerung, exogene Hormonapplikation, diverse Vorbehandlungen, wie z.B. Desinfektion, aber auch die Wahl des Stecklingsmaterials) auf vielfältige Weise variiert (z.B. Hartmann et al. 1990, Krüssmann 1997). Als Alternative zu den Sprossstecklingen sollte auch der Erfolg anderer Methoden wie z.B. das Abmoosen oder das Schneiden von Wurzel- oder Blattstecklingen versucht werden.

Ergänzend wurde überlegt, in den Stecklingen einen für die Bewurzelung günstigen Phytohormongehalt experimentell herbeizuführen. Dazu sollte in einem zweiten Ansatz an jungen Bäumchen zweier Arten geprüft werden, ob und durch welche Stressvorbehandlungen der endogene Cytokiningehalt der Donor-Pflanzen abgesenkt (Hare et al. 1997, Havlova et al. 2008) und damit die Bewurzelungskapazität erhöht werden könnte. Beck (1996) und Werner et al. (2001) hatten gezeigt, dass hohe Cytokiningehalte die Wurzelbildung hemmen, aber das Sprosswachstum fördern. Im Zuge einer stressinduzierten Wachstumshemmung könnte zudem erwartet werden, dass sich unverbrauchtes Reservematerial im Spross ansammelt, wie in anderen Studien bereits gezeigt wurde (z.B. Nishizawa & Saito 1998, Lawlor & Cornic 2002).

Es ist also das Ziel der vorliegenden Arbeit, die physiologischen Grundlagen, die das Bewurzelungspotential der Bäume bestimmen, umfassend zu beleuchten und gleichzeitig Methoden für das Klonieren der untersuchten Baumarten zu entwickeln.

## 2 MATERIAL und METHODEN

### 2.1 Untersuchungsgebiet und Infrastruktur

2.1.1 Réserve Biologica San Francisco (s. auch Beck et al. (2008) sowie Kiss und Bräuning (2007))

#### 2.1.1.2 Lage und Klima

Die vorliegende Arbeit wurde mit Ausnahme einiger Analysen im Gebiet der RBSF durchgeführt. Logistischer Stützpunkt war die Estacion Científica San Francisco (ECSF). Die Forschungsstation liegt in den südecuadorianischen Anden zwischen den Provinzhauptstädten Loja und Zamora (Provinz Zamora-Chinchipec,  $03^{\circ} 58' 18''\text{S}$ ,  $79^{\circ} 04' 44''\text{W}$ ; 1850 m über NN). In ihrer unmittelbaren Umgebung befindet sich ein ca. 11 km<sup>2</sup> großes Waldstück, die sog. Réserve Biologica San Francisco. Die Réserve erstreckt sich am Nordwesthang der Cordillera Real bis in eine Meereshöhe von 3200 m und grenzt an den Nordrand des Podocarpus-Nationalparks. Die sehr bergige Landschaft weist vorwiegend Hangneigungen zwischen 40 und 60 ° auf (Bussmann 2001). Daher gehören Bergrutschs zum typischen Landschaftsbild.



Abb. 2-1: Lage des Untersuchungsgebietes; Abbildung des Stationsgebietes nach AG Jordan (Düsseldorf) und AG Bendix (Marburg)

Die Cordillera Real mit ihren niedrigeren Vorgebirgen begrenzt das Amazonas-Tiefland im Westen. Sie steht fast ganzjährig unter dem Einfluss von östlichen Passatwinden, die feuchte Luftmassen vom Atlantik über das Amazonasbecken heranzuführen. Sie regnen sich beim Aufstieg zum Andenhochland ab und erzeugen so ganzjährig ein sehr humides tropisches Klima (Bendix et al. 2004). Die Niederschläge zeigen einen deutlichen Höhengradienten: Während auf Stationshöhe jährlich ca. 2200 mm Niederschlag gemessen wurden, waren es auf 3100 m bereits über 6000 mm. Im Jahresverlauf wechselt eine sehr regenreiche Periode von April bis Juli mit einer etwas weniger feuchten Periode von September bis März (Bendix et al. 2006).

Aufgrund der durchschnittlichen Jahrestemperaturen zwischen 13 und 19 °C ordnet man das Gebiet der „Tierra templada“ bzw. im oberen Teil der „Tierra fria“ zu (Richter 2003).

#### **2.1.1.2 Vegetation**

Die Forschungsstation liegt in 1850 m Meereshöhe am Fuße des Nordhangs des tief eingeschnittenen Tals des Rio San Francisco, ca. 80 m unterhalb der Verbindungsstrasse der Provinzhauptstädte Loja und Zamora. Oberhalb dieser Strasse findet sich ein Streifen Weideland mit einer Kiefernauaufforstung und Sekundärwaldresten. Der immergrüne tropische Bergregenwald auf dem gegenüberliegenden Südhang entspricht überwiegend der natürlichen Vegetation. Allerdings gibt es zumindest in den unteren Lagen Hinweise auf frühere landwirtschaftliche Nutzung, sodass sich der „Stationswald“ sowohl aus Primär- als auch aus Sekundärwald zusammensetzt (Homeier 2004).

Der im Untersuchungsgebiet vorkommende immergrüne Bergregenwald („Bosque siempreverde montano lluvioso“) wurde bereits verschiedentlich klassifiziert (Homeier 2004, Müller-Hohenstein et al. 2004). Bei Homeier (2008) erfolgt eine Einteilung in drei große Waldtypen (weitere Untergruppen ergeben sich aus Unterschieden zwischen Grat- und Schluchtstandorten): Bis auf eine Höhe von 2100 m über NN findet man demzufolge den **„Unteren immergrünen Bergwald“**. Dieser weist ein geschlossenes Kronendach in durchschnittlich 30 m Höhe auf. Der Unterwuchs wird durch eine großblättrige Strauch- und Krautschicht gebildet.



Charakteristische Baumarten sind z.B. *Piptocomma discolor* (Asteraceae), *Tabebuia chrysantha* (Bignoniaceae), *Inga* spp (Fabaceae), *Cedrela montana* (Meliaceae), *Ficus* spp (Moraceae) und *Heliocarpus americanus* (Tiliaceae).

Abb. 2-2: Blick auf den Stationswald. Am rechten Bildrand einer der erwähnten Berggrutsche.

Zwischen 2100 und 2700 m über NN spricht Homeier vom „**Oberen immergrünen Bergwald**“ mit einem bis zu 25 m hohen Kronendach. Hier kommen z.B. *Clethra revoluta* und *Purdiaea nutans* (Cyrillaceae), *Myrica pubescens* (Myricaceae), *Podocarpus oleifolius* und *Prumnopitys montana* (Podocarpaceae) sowie Vertreter der Melastomataceen und Clusiaceen vor.



Abb. 2-3: Weidelandschaft mit Waldresten und Aufforstung im Stationsgebiet

Die oberste Waldstufe wird „**Immergrüner Nebelwald**“ (**ceja de montaña**) genannt und reicht bis zur Baumgrenze in 2800 bis 3100 m Höhe hinauf. Die Bäume bzw. Sträucher sind hier 6 – 8 m hoch, und Vertreter der Cunoniaceen, Clusiaceen,

Clethraceen und Lauraceen sind häufig. Die Vegetation ist stark von Bambus durchsetzt.

Die in der vorliegenden Arbeit betrachteten (Pionier-)Baumarten wurden vornehmlich in den (anthropogen) **gestörten Waldgebieten** in Stationsnähe angetroffen und untersucht. Neben dem charakteristischen Auftreten von Pionierarten, die auch die Baumschicht dominieren, trifft man auf eine hohe Lianendichte und relativ wenig Epiphytenbewuchs (Ortiz et al. 2006).

### 2.1.2 El Tiro



Abb. 2-4: Blick vom El Tiro ins San Francisco Tal

Einige Untersuchungen dieser Arbeit wurden auf dem „El Tiro“, einem Pass am oberen Ende des San Francisco Tals, durchgeführt, über den die Straße Loja-Zamora verläuft. Die Andenkette reicht hier nur auf 2900 m über NN hinauf. Ganzjährig passieren

feuchte Luftmassen aus dem Amazonastiefland die Gebirgskette und sorgen für reichlich Nebel und Regen. Hinzu kommen hohe Windgeschwindigkeiten (Dengel 2003). Während einige Hänge bereits über der Waldgrenze liegen und von Paramó bedeckt werden, fanden die Untersuchungen für diese Arbeit in geschützteren, von Nebelwald bewachsenen Lagen statt.

### 2.1.3 Gewächshäuser

Zunächst wurden alle Vermehrungsversuche in einem kleinen Gewächshaus der ECSF durchgeführt. Die Pflanzen standen auf zweistöckigen Holztischen und wurden durch Schattierungsmatten vor direkter Sonne geschützt. Bewässert wurde ausschließlich per Hand.

Im Gewächshaus der UNL (Universidad de Loja) standen die Pflanzen auf Holztischreihen unter Schattierungsmatten. Zur Bewässerung gab es eine Sprühnebelanlage. Die Mutterpflanzen, Mooslinge und etablierten Stecklinge standen unter Schattenmatten im Freien.

## 2.2 Verwendete Baumarten<sup>1</sup>

Für die vorliegende Studie wurden Experimente mit sechs verschiedenen Baumarten durchgeführt. Die Auswahl der Arten wurde aus einer Liste getroffen, die auf Überlegungen und ersten Ergebnissen aus Vorstudien basiert (z.B. Merkl 2000). Besonders interessant waren Pionierarten, die auch auf ausgelaugten Böden wachsen können. Außerdem wurden Arten ausgewählt, die von ökologischem oder/und wirtschaftlichem Wert sind, d.h. deren Anpflanzung sowohl eine Sekundärwaldbildung initiieren als auch den Einheimischen einen finanziellen Anreiz bieten kann. Die Arten werden im Folgenden kurz in Steckbriefen vorgestellt.

***Isertia laevis*** (Triana) B.M. Boom Familie: Rubiaceae

**Morphologie** (Merkl 2000, Cabrera Quezada & Ordóñez González 2004)

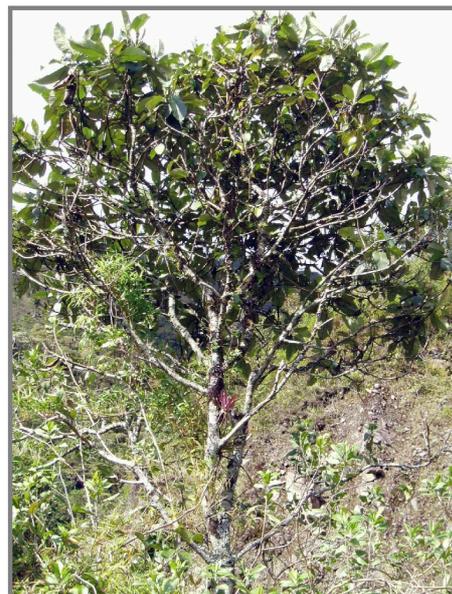
- bis zu 12 m hohe Bäume
- große, dicke, mit Wachsschicht überzogene Blätter
- große weiße Blüten

**Ökologie** (Merkl 2000)

- fledermausbestäubt
- von 0 bis über 2000 m Höhe vorkommend
- Pionierpflanze mit hohen Wachstumsraten

**Nutzung** (Aguirre et al. 2006)

- „Multipurpose-tree“



<sup>1</sup> Alle Artnamen nach Møller Jørgensen, P. M., León-Yáñez, S. (1999). Catalogue of the vascular plants of Ecuador. Missouri Botanical Garden Press, St. Louis, Missouri.

***Heliocarpus americanus*** L. Familie: Tiliaceae

**Morphologie** (Gentry 1996, Merkl 2000)

- bis 25 m hohe Bäume
- dünne, große, oft dreilappige Blätter
- kleine grünlich-weiße Blüten in terminaler Rispe



**Ökologie** (Cabrera Quezada & Ordóñez González 2004)

- in 0 – 2500 m Höhe vorkommend
- Holz enthält phenolhaltiges Exsudat
- lichtliebende, schnellwüchsige Pionierart
- gute Etablierung auch auf ausgelaugten Böden
- Blätter reich an Stickstoff, Phosphor, Kalium und Magnesium

**Nutzung** (Davidson et al. 1998, Merkl 2000, Aguirre et al. 2006, Vásquez Restrepo et al. 2006)

- weiches, leichtes Holz, nutzbar für Kisten und Kunsthandwerk
- schleimiges Exsudat zur Rohrzuckerreinigung (natürliche Bleiche) einsetzbar

***Clethra revoluta* (Ruiz und Pav.) Spreng.** Familie: Clethraceae

**Morphologie** (Gentry 1996, Merkl 2000)

- bis 25 m hohe Bäume
- wechselständige, derbe, stark gezähnte Blätter mit weißlicher, trichombesetzter Blattunterseite
- kleine, weiße Blüten in langen Trauben

**Ökologie** (Merkl 2000, Diaz López & Loján Quichimbo 2004)

- in 2100 – 3000 m Höhe vorkommend
- Pionierart mit beträchtlicher Wachstumsrate

**Nutzung** (Ulloa Ulloa & Møller Jørgensen 1993, Merkl 2000, Günter et al. 2004)

- Nutzung als Bau- und Brennholz



***Piptocoma discolor* Kunth (Pruski)** Familie: Asteraceae

**Morphologie** (Gentry 1996, Leischner 2005)

- bis 25 m hoher Baum
- Blätter elliptisch lanzettlich, auf Unterseite weißliche Behaarung
- cremeweiße Korbb Blüten

**Ökologie** (Davidson et al. 1998, Aguirre et al. 2006)

- in 0 – 2000 m Höhe vorkommend
- in Gruppen in Sekundärwäldern



- schnellwachsende Pionierart, auch auf ausgelaugten Böden → Etablierung von Arten späterer Sukzessionsstadien wird begünstigt

**Nutzung** (Davidson et al. 1998, Merkl 2000, Cabrera Quezada & Ordóñez González 2004, Aguirre et al. 2006)

- weiches Holz wird als Brennholz und für Kisten und Verschalungen genutzt
- medizinische Bedeutung durch hohen Alkaloid- und Tanningehalt in Blättern und Rinde (antibakterielle und fungizide Wirkung)

### ***Tabebuia chrysantha* (Jacq.) G. Nicholson** Familie: Bignoniaceae

**Morphologie** (Gentry 1996)

- bis 35 m hoher Baum
- handförmige, zusammengesetzte Blätter
- gelbe, große, glockenförmige Blüten



**Ökologie** (Gentry 1996, Merkl 2000, Leischner 2005)

- in Höhen von 0 – 3000 m vorkommend
- laubabwerfend → schwankende Zuwachsraten
- „big bang“-Blüher, d.h. alle Individuen in einem Gebiet blühen synchron über kurzen Zeitraum
- hohe Holzqualität bei langsamen Wachstum

**Nutzung** (Merkl 2000, Cabrera Quezada & Ordóñez González 2004, Leischner 2005)

- hartes, termiten- und salzwasserresistentes Holz → Art zählt zu wichtigsten Bau- und Möbelholzlieferanten in W-Ecuador
- wichtige Bienenweide

***Myrica pubescens*** Humb. und Bonpl. Ex Willd. Familie: Myricaceae

**Morphologie** (Ulloa Ulloa & Møller Jørgensen 1993, Gentry 1996, Merkl 2000)

- dicht verzweigter kleiner Baum bzw. Busch (2 – 4 m)
- alternierende, kleine, verkehrt lanzettliche gekerbte Blätter mit gelblichen Drüsen auf der Unterseite

**Ökologie** (Merkl 2000, Diaz López & Loján Quichimbo 2004)

- in Ecuador in Höhen zwischen 1000 – 3200 m
  - stickstofffixierende Pionierart (über Wurzelknöllchen)
- gute Etablierung auf armen Böden bzw. gestörten Flächen



**Nutzung** (Merkl 2000, Mogrovejo Jaramillo 2001, Günter et al. 2004)

- Holz für Kohlegewinnung und zum Bau von Weidezäunen
- Früchte als Wachslieferant für Kerzen und Lacke sowie medizinische Bedeutung

## 2.3 Vegetative Vermehrung

### 2.3.1 Sprossstecklinge – allgemeine Methodik

Sprossstecklinge wurden zwischen September 2004 und Februar 2007 geschnitten. Im Folgenden wird die allgemeine Prozedur bei der Stecklingsgewinnung und -anzucht beschrieben. Das detaillierte Vorgehen und Besonderheiten für die Stecklingsansätze von adulten bzw. juvenilen Donor-Pflanzen werden in eigenen

Kapiteln (2.3.2 und 2.3.3) aufgeführt. Eine Übersicht über die verwendeten Materialien liefert Tab. 2-1.

Tab. 2-1: Eingesetzte Materialien für Anzucht von Sprossstecklingen

Produkte	Inhaltstoffe/Erläuterung	Hersteller
<b>Neudofix<sup>®</sup></b>	Braunalgenextrakt und Talkumpuder	W.Neudorff GmbH KG, Emmerthal, Deutschl.
<b>Rhizopon AA<sup>®</sup></b>	IBA = 3-Indolbuttersäure und Talkumpuder	Rhizopon bv, Hazerswoude, Niederl.
<b>Rhizopon B<sup>®</sup></b>	NAA = 1-Naphthylessigsäure und Talkumpuder	Rhizopon bv, Hazerswoude, Niederl.
<b>Rooting Cut Roses<sup>®</sup></b>	alkoholhaltige Hormonlösung aus der Rosenzüchtung: NAA, IBA, Carbamat (Fungizid), HCl	
<b>Ergostim<sup>®</sup></b>	L-Cystein + Folsäure + AATC (= Acetylthiopropoline)	Bayer Crop Science, NC, USA
<b>Vitavax<sup>®</sup></b>	Carboxin/Thiram = 5,6-dihydro-2-methyl- N-phenyl-1,4-oxathiin-3-carbamil	Bayer Crop Science, NC, USA
<b>Previcur N<sup>®</sup></b>	Propamocarb-Hydrochlorid-Lösung 66,5%	Bayer Crop Science, NC, USA
<b>Blaukorn- dünger</b>	NPK (15 % Stickstoff; 5 % Phosphor, 20 % Kalium)	Bayer Crop Science, NC, USA
<b>Grow More Seaweed extract<sup>®</sup></b>	phytohormon- und nährstoffhaltiger Algenextrakt	Grow More Inc., CA, USA
<b>NewFol-Plus SP<sup>®</sup></b>	Makro- und Mikronährstoffe, Aminosäuren	Marketing Arm Ecuador, Duran- Guayaquil, Ecuador
<b>Erdedämpfer Folien- Container</b>	Dampfsterilisation des Substrats aus Polyethylen; groß (viereckig mit 15,5 x 14,5 x 29 cm) und klein (rund mit ca. 8 x 13 cm)	Friedrich GmbH, Bernsbach, Deutschl.

Grundsätzlich wurden nur intakte, nicht blühende und aufrecht wachsende Äste ausgewählt. Die **Stecklingsentnahme** erfolgte in den kühleren Morgenstunden und keinesfalls bei starkem Sonnenschein. Die Zweige wurden bereits am Fundort mit einer Astschere auf ca. 15 cm zurechtgeschnitten und Blätter, soweit nicht anders vermerkt, entfernt. Die grünen oder bereits verholzten Stecklinge besaßen mindestens drei Knoten. Die untere Schnittkante wurde angeschrägt. Während des sofortigen **Transports** ins Gewächshaus stand das Material im Wasser bzw. wurde in feuchtes Papier gewickelt, um Austrocknung zu vermeiden. Im Gewächshaus wurde der Steckling ca. 5 cm tief (incl. ein Knoten) in substratgefüllte Folien-Container (Tab. 2-1) gepflanzt und angegossen.

Für die verschiedenen Behandlungen wurden unterschiedliche **Substrate** (Abb. 2-5) verwendet: Sand wurde am Ufer des Rio San Francisco gewonnen, Walderde wurde dem obere A<sub>h</sub>-Horizont des Stationswalds entnommen, lehmige Erde fand sich an

der Straßenböschung unweit der Station, Sägespäne wurden in einer Schreinerei in Loja erworben und für die Moosansätze wurde Torfmoos gesammelt. Erdiges Substrat wurde vor der Verwendung gesiebt bzw. gewaschen (Moos) und im UNL-Gewächshaus zusätzlich dampfsterilisiert, um die Stecklinge vor Schaderregern zu schützen (Tab. 2-1). Einige Stecklinge wurden in, mit filtriertem Leitungswasser gefüllte, Plastikbecher eingestellt, die wöchentlich gewechselt wurden. Diese Stecklinge wurden in passende Schaumstoffstücke geklemmt, um nicht mit dem Becherboden in Kontakt zu kommen (Abb. 2-5 C).

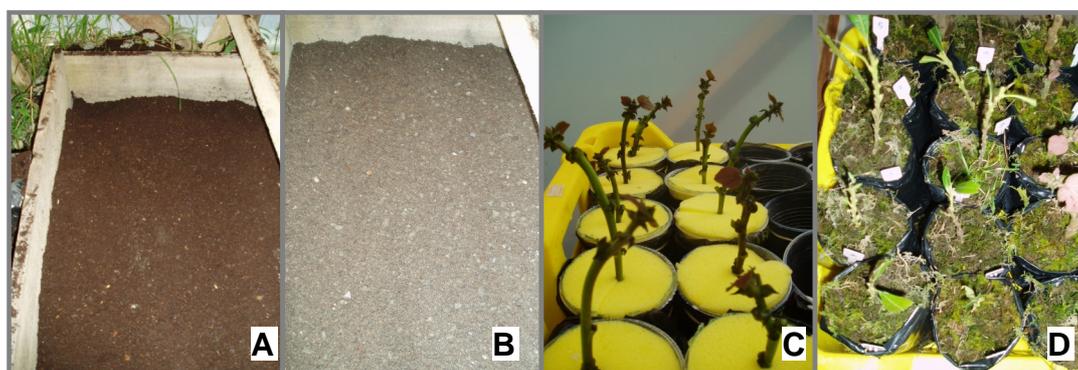


Abb. 2-5: Verschiedene Substrate: **A** humusreiche Walderde, **B** Sand-lehmige Erde-Walderde-Gemisch, **C** Stecklinge in wassergefüllten Bechern mit Schaumstofffixierung, **D** Stecklinge in Moos

Meistens wurden die Stecklinge vor dem Pflanzen mit **Bewurzelungshormonen** behandelt. Im Wesentlichen kamen verschiedene Konzentrationen von synthetischen Auxinen (IBA und NAA) zum Einsatz. Dafür wurde der in den Boden gesteckte Teil des Stecklings vor dem Einpflanzen mit dem wirkstoffhaltigen Puder dünn eingestäubt. Auxine können so anschließend aus dem Pulver durch den sog. „Slow release-Effekt“ allmählich in die Stecklingsbasis übergehen. Einige Stecklinge wurden vor dem Einpflanzen in eine hormonhaltige Lösung, die in Ecuador in der Rosenzüchtung Verwendung findet, getaucht (Rooting Cut Roses<sup>®</sup>). Andere Stecklinge wurden vor dem Einpflanzen in Ergostim<sup>®</sup> eingestellt, wodurch die Pflanzen angeregt werden sollen, Reservestoffe für das Wachstum zu mobilisieren. Weiterhin kamen **Fungizide** zum Einsatz. Vitavax<sup>®</sup> und Previcur N<sup>®</sup> sind systemisch wirkende organische Fungizide mit gleichzeitig wachstumsfördernden Eigenschaften. Sowohl zur Entkeimung der Stecklinge als auch des Substrats wurden verschiedene Konzentrationen verwendet (Tab. A-1 im Anhang bzw. Kap. 2.3.3). Previcur N<sup>®</sup>

wurde zusätzlich auf die Neuaustriebe von Stecklingen aufgebracht. Ein Teil der Stecklinge wurde an der Basis mit Kohlepulver bestäubt, um u.a. aus der Schnittfläche austretende Phenole zu absorbieren.

Nach dem Pflanzen wurde nach Bedarf **gegossen**, sodass das Substrat ständig feucht war. Erhöhte Luftfeuchte wurde durch Überstülpen von großen, bodenlosen und ungefärbten Plastikflaschen über die Stecklinge einiger Ansätze im ECSF-Gewächshaus erzielt.

Wo angegeben, wurde dem Gießwasser Blaukorndünger zugesetzt.

Im zweiwöchigen Rhythmus wurde die Vitalität und evtl. Neubebblätterung des Stecklings protokolliert. Die **Evaluierung** endete entweder mit dem Tod des Stecklings oder, wenn sicher war, dass sich der Steckling etabliert hatte. Nach dem Absterben des Stecklings bzw. vor dem Umpflanzen des etablierten Bäumchens in eine größere Pflanztüte erfolgte eine Wurzelkontrolle, wobei Vorhandensein, Beschaffenheit und Besonderheiten von Wurzeln bzw. Kallus notiert wurden.

## 2.3.2 Sprossstecklinge von adulten Bäumen

### 2.3.2.1 Sprossstecklinge im ECSF-Gewächshaus

Zwischen September 2004 und Februar 2006 dienten zunächst adulte Bäume vom ECSF-Gelände und vom Bereich des El Tiro-Passes als Donor-Pflanzen zur Stecklingsgewinnung.

Tab. A-1 bzw. Tab. A-2 (im Anhang) geben einen Überblick über die verschiedenen Anzuchtbedingungen bzw. Parameterkombinationen in den einzelnen Versuchsmonaten. Über einen Zeitraum von 1 ½ Jahren wurden monatlich je zehn Stecklinge pro **Pflanzenart** in vier verschiedenen Ansätzen gezogen. Die Versuche begannen im September 2004 mit *Clethra revoluta*, *Heliocarpus americanus*, *Isertia laevis* und *Myrica pubescens*, im Oktober kamen noch *Piptocoma discolor* und *Tabebuia chrysantha* hinzu. Soweit nicht anders vermerkt, wurden alle Stecklinge im ECSF-Gewächshaus angezogen.

Bevor nur noch verholzte, unbeblätterte Stecklinge Verwendung fanden, wurden die **Blätter** an den grünen Stecklingen auf ca. 10 bzw. 20 cm<sup>2</sup> Gesamtfläche eingekürzt. Dafür wurde zunächst für jede Art mit Hilfe von Millimeterpapierschablonen

festgestellt, wie viele Blätter die gewünschte Oberfläche bildeten. Generell wurden große Blätter (z.B. von *Heliocarpus* oder *Isertia*) stets eingekürzt.

Abweichend zur aufrechten **Position** wurden die Stecklinge in einigen Ansätzen schräg im Substrat platziert.

### 2.3.2.2 Sprossstecklinge unter Spenderbäumen

Im April 2005 wurden einmalig von zwei *Isertia*- und einem *Heliocarpus*- bzw. *Piptocoma*-Baum in Stationsnähe je ca. 30 Stecklinge geerntet und direkt unter den Spenderbäumen, in eine vom Unterwuchs befreite Parzelle, gepflanzt (Abb. 2-6). Somit standen sie im Baumschatten und wuchsen im selben Substrat wie die Mutterpflanze. Vor dem Einpflanzen wurden die grünen beblätterten und verholzten blattlosen Stecklinge kurz in Previcur N<sup>®</sup> – Lösung (2 ml/l Wasser) getaucht und mit 0,5 % IBA bestäubt.



Abb. 2-6: *Piptocoma*- (links) und *Isertia*- (rechts) Stecklinge unter dem jeweiligen Spenderbaum

### 2.3.3 Sprossstecklinge von Jungpflanzen

#### 2.3.3.1 Verschieden gestresste Jungpflanzen als Donor-Pflanzen

Parallel zu den Stecklingsansätzen von adulten Spenderpflanzen wurden mehrere Male Stecklinge von jungen *Tabebuia*- und *Heliocarpus*-Pflanzen geschnitten. Tab. 2-2 gibt einen Überblick über die einzelnen Ansätze.

Die jungen Donor-Pflanzen stammten aus vorangegangenen Arbeiten auf der ECSF (*Tabebuia*) bzw. der UNL (*Heliocarpus*). Alle Jungpflanzen befanden sich schon längere Zeit in zu kleinen Pflanztüten und standen so unter Nährstoff-, Dürre- und Wurzelraum-Stress. Zu Stecklingen verarbeitet wurde jeweils die verholzte Hauptsprossachse. Zunächst wurde der obere Teil von jungen *Tabebuia*-Pflanzen geschnitten, drei Monate später folgte der basale Teil derselben Spenderpflanzen. Anschließend wurden aus der gesamten Sprossachse von 41 weiteren *Tabebuia*-Bäumchen Stecklinge gewonnen. Ein weiterer Ansatz wurde mit mehreren hochaufgeschossenen *Heliocarpus*-Pflanzen gemacht, aus deren Sprossen 33 Stecklinge geschnitten werden konnten. Bei den verschiedenen Ansätzen handelt es sich um Spenderpflanzen mit ähnlicher Vorgeschichte (Tab. 2-2).

Tab. 2-2: Übersicht über Stecklingsansätze aus jungen *Tabebuia*- und *Heliocarpus*-Pflanzen

Spenderpflanze		Steckling			
Art	Datum	Alter	Anzahl	Position	Methode
<i>Tabebuia</i>	11.03. '05	1,5 – 2-jährig	40	oberer Teil	Vitavax <sup>®</sup> , 1 % IBA, Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1
<i>Tabebuia</i>	01.05. '05	s.o.	40	unterer Teil	s.o.
<i>Tabebuia</i>	12.06. '05	s.o.	41	ges.Sproß	Vitavax <sup>®</sup> , 1 % IBA, Walderde
<i>Heliocarpus</i>	23.02. '06	2jährig	33	ges.Sproß	Vitavax <sup>®</sup> , 1 % IBA, Walderde : Sand 3:2

Zwischen Februar 2006 und Januar 2007 wurden *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Stecklinge aus Jungpflanzen geschnitten. Als Ausgangsmaterial dienten in der UNL-Baumschule herangezogene *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Bäumchen. Diese wurden knapp einjährig für mindestens vier Monate bzw. bis der Stammdurchmesser ausreichend dick war, verschiedenen Stressbehandlungen unterzogen. Tab. 2-3 listet die Ansätze im Einzelnen auf: Im **Kontrollansatz**, bzw. soweit nicht anders erwähnt, wuchsen die Spenderpflanzen in großen, mit dampfsterilisiertem Walderde-Sand-Gemisch (3:2) gefüllten Folien-Containern und wurden ausreichend bewässert. 14tägig wurden die Bäumchen mit einer Lösung aus Grow More Seaweed extract<sup>®</sup> (10 ml/l) und NewFol-Plus SP<sup>®</sup> (2 g/l) gegossen. Beide Produkte werden über die Blätter aufgenommen, und sollen die Pflanze kräftigen bzw. ihre Resistenz gegenüber Krankheiten erhöhen.

Tab. 2-3: Überblick über Vorbehandlung und Schneiden der Stecklinge von *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen; b = basale; t = terminale Stecklinge

Methode	Beginn der Stressbehandlung	Schneiden der Stecklinge	Anzahl Stecklinge
<b><i>Heliocarpus</i></b>			
Kontrolle	25. und 27.02.2006	21.08.2006	114 x b + 45 x t
Wildlinge	keine	12. und 13.09.2006	131
Wurzelraumstress	ca. 1 Jahr vor Schnitt	03.03.2006	99
Nährstoffstress	14.08.2006	04.12.2006	101
Dürrestress	01.05. bzw. 01.08.2006	19.09. bzw. 04.12.2006	175
Nährstoff- und Wurzelraumstress	14.08.2006	28.01.2007	48
Dürre- und Wurzelraumstress	01.05. und 01.08.2006	04.12.2006	95
<b><i>Tabebuia</i></b>			
Kontrolle	06. und 10.03.2006	21.08.2006	97
Wildlinge	keine	16.03. bzw. 29.08.; 04. und 13.09.2006	99 x b + 114 x t
Wurzelraumstress	ca. 1 Jahr vor Schnitt	03.03.2006	100
Nährstoffstress	14. und 15.04.2006	04.12.2006	86
Dürrestress	01.05.2006	23.08.2006	101
Nährstoff- und Wurzelraumstress	01.04.2006	05.12.2006	70
Dürre- und Wurzelraumstress	01.05.2006	23.08.2006	100

Durch **Wurzelraumlimitierung** gestresste Bäumchen verblieben in kleinen Folien-Containern. Spenderpflanzen mit **eingeschränkter Bewässerung** wurden nur einmal wöchentlich mit 200 ml Wasser gegossen. **Nährstofflimitierte Donor-Pflanzen** wuchsen in sandgefüllten Folien-Containern. Hinzu kam ein Ansatz mit 1 ½ – 2-jährigen **Wildlingen**, die direkt im ECSF-Gelände geschnitten wurden und demzufolge keinerlei künstlichem Stress ausgesetzt waren.

Vor dem Stecklingsschneiden wurden Durchmesser, Höhe und Vitalität der Spenderpflanzen bestimmt. Dafür wurden die genannten **Parameter** von 30 zufällig ausgewählten Individuen pro Ansatz gemessen und festgehalten.

Aus jeder vorbehandelten Spenderpflanze wurde ein holziger, blattloser Steckling geschnitten. Konnten zwei Stecklinge aus einem Spenderbäumchen gewonnen werden, so wurden diese, entsprechend ihrer Position, verschiedenen Gruppen zugeordnet. In Tab. 2-3 wurden daher die Anzahl der basalen bzw. terminalen Stecklinge aus den verschiedenen behandelten Donorbäumchen getrennt aufgeführt. Alle Stecklinge wurden vor dem Einpflanzen in dampfsterilisiertes Walderde-Sand-Gemisch (3:2) in Vitavax®-Lösung (5 min in 2 g/l) getaucht sowie mit 1 % IBA-Pulver

bestäubt. Die gepflanzten **Stecklinge** verblieben unter Schattierungsmatten und bei regelmäßiger Bewässerung. Die **Evaluierung** erfolgte wie in Kap. 2.3.1 beschrieben in 14tägigem Abstand.

### 2.3.3.2 Sprossstecklinge aus abgemoosten Spenderpflanzen

In einem weiteren Versuch wurden Sprossstecklinge aus den in Kap. 2.3.4 beschriebenen abgemoosten *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen gewonnen. Als Stecklingsmaterial diente die unter der abgemoosten Stelle befindliche untere Hauptsprossachse. Stecklinge wurden von allen Spenderbäumchen geschnitten, deren abgemooste Zweige bei den Kontrollen im Juli und Oktober 2006 aufgrund ausreichender Bewurzelung abgenommen werden konnten. Das Schneiden, Pflanzen und Evaluieren der insgesamt 49 *Heliocarpus*- und 73 *Tabebuia*-Stecklinge entsprachen der im vorherigen Kapitel beschriebenen Methode.

### 2.3.4 Sprossstecklinge aus Abmoosungsexperimenten

Das Abmoosen ist eine Methode der vegetativen Vermehrung, bei der die Bewurzelung der Tochterpflanzen an der Mutterpflanze stattfindet.

Analog zu den bisher beschriebenen Sprossstecklingen wurde auch beim Abmoosen Material adulter und junger Bäume verwendet. Im Weiteren wird das allgemeine Vorgehen beschrieben, während in den folgenden Kapiteln Abweichungen in den einzelnen Ansätzen erläutert werden.

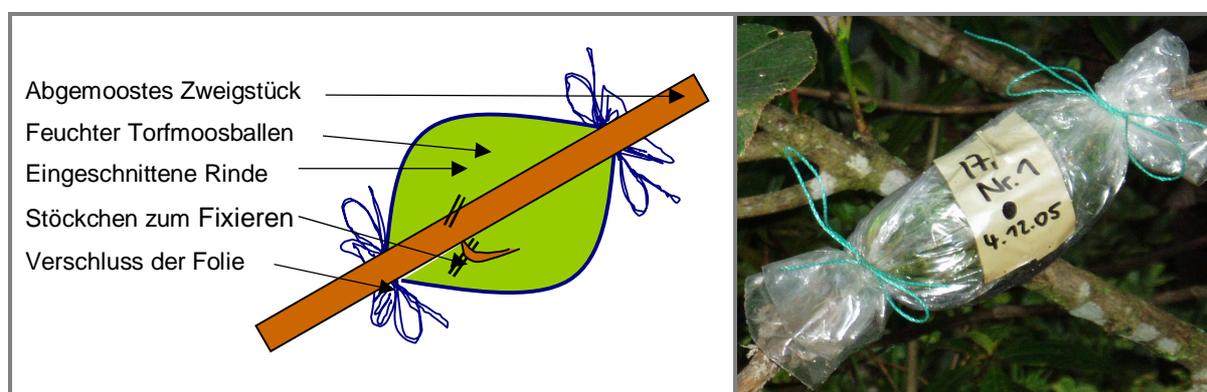


Abb. 2-7: Schematische Darstellung und Foto eines abgemoosten Zweiges: am terminalen Ende (rechts oberhalb des Einschnitts) befindet sich der abgemooste Steckling

Beim Abmoosen wurden gesunde, aufrechte, ca. fingerdicke Zweige etwa 30 – 40 cm unterhalb der Spitze, also über einen Bereich von 10 cm, von Blättern befreit. Danach wurden an der präparierten Stelle mit einem Messer zwei Rindenstreifen eingeschnitten und mit Hölzchen fixiert, um ein erneutes Zuwachsen zu verhindern (Abb. 2-7). In späteren Experimenten wurde der Zweig an der gleichen Position geringelt, d.h. die gesamte Rinde (einschließlich Kambium) auf ca. 2 cm Länge entfernt. Die Photosyntheseprodukte konnten sich so in der zukünftigen Tochterpflanze ansammeln, denn ein weiterer Abwärtstransport war nicht mehr möglich. Zugleich wurde der abgemooste Zweig jedoch weiterhin über das unversehrte Xylem mit Wasser versorgt. Nach dem Ringeln bzw. Einschneiden wurde die Schnittstelle ggf. mit Bewurzelungshormon-Pulver bestäubt und in einen feuchten Torfmoosballen gepackt. Das Moos wurde vorher gewaschen und in späteren Ansätzen mit Vitavax® desinfiziert (Tab 2-4 und 2-5).

Um den Moosballen gewickelte und verschnürte Plastikfolie sollte das Austrocknen verhindern. In den Folgemonaten wurden die Schnittstellen mehrmals auf Kallus- und Wurzelbildung bzw. Infektionen untersucht und das Moos ggf. wieder befeuchtet. Bewurzelte Äste wurden abgenommen und mitsamt dem Moosballen ins Gewächshaus transportiert, wo sie in Erde gepflanzt wurden. Nach der Transplantation erfolgte alle ein bis zwei Wochen eine Evaluierung, um die Etablierung der abgemoosten Zweige festzuhalten.

#### **2.3.4.1 Abmoosen an adulten Bäumen**

Zunächst wurden in drei verschiedenen Ansätzen Zweige an adulten Bäumen im Stationsgelände bzw. am El Tiro abgemoost. Tab. 2-4 gibt einen Überblick über die einzelnen Versuche.

Tab. 2-4: Übersicht über die verschiedenen Ansätze zum Abmoosen von Zweigen adulter Bäume

Arten	Anzahl abge- mooste Zweige	Beobachtungs- zeitraum	Methode
<b>1. Ansatz: August/September 2004</b>			
<i>Clethra</i>	5	2,5 - 3 Monate	kein Bewurzelungshormon Verwundung durch Einschneiden Standort der Bäume: ECSF
<i>Heliocarpus</i>	5		
<i>Isertia</i>	5		
<i>Myrica</i>	5		
<b>2. Ansatz: März 2005</b>			
<i>Clethra</i>	28	3 Monate	1 % IBA auf Schnittstelle Verwundung durch Einschneiden Standort der Bäume: ECSF
<i>Heliocarpus</i>	13		
<i>Isertia</i>	11		
<i>Myrica</i>	22		
<i>Tabebuia</i>	7		
<b>3. Ansatz: Oktober – Dezember 2005</b>			
<i>Clethra</i>	49	mind. 9 Monate	2 % IBA bzw. 1 % IBA und 0,2 % NAA (1:1) Verwundung durch Ringeln Moos vor Verwendung mit Vitavax <sup>®</sup> -Lösung behandelt; Standort der Bäume: ECSF, <i>Clethra</i> und <i>Myrica</i> El Tiro
<i>Heliocarpus</i>	38		
<i>Isertia</i>	40		
<i>Myrica</i>	36		
<i>Tabebuia</i>	39		

### 2.3.4.2 Abmoosen an Jungpflanzen

Tab. 2-5 zeigt die beiden Versuche mit abgemoosten Zweigen von jungem Pflanzenmaterial. Die Bäumchen wurden zunächst von kleinen Folien-Containern, in denen sie Wurzelraum-, Dürre- und Nährstoffstress ausgesetzt waren, in große, mit einem Walderde-Sand-lehmige Erde-Gemisch (2:1:1) gefüllte Folien-Container umgetopft und mit Blaukorndüngerlösung angegossen. Abgemoost wurde daraufhin jeweils die aufrechte Hauptsprossachse. Der bewurzelte Zweig wurde abgeschnitten, in Walderde getopft und im Folgenden seine Etablierung beobachtet.



Abb. 2-8: Abmoosung von Jungpflanzen: *Heliocarpus* (links) und *Tabebuia* (rechts)

Zunächst wurde mit 1 ½ - 2jährigen *Tabebuia*-Pflanzen vor dem ECSF-Gewächshaus gearbeitet. Bis zur letzten Kontrolle nach neun Monaten wurden die Äste nach und nach abgenommen. In einem zweiten Versuch in der UNL kamen junge *Tabebuia*- und *Heliocarpus*-Bäumchen zum Einsatz (Abb. 2-8). Im Gegensatz zum ersten Durchgang wurde das Moos desinfiziert und die Schnittstelle geringelt. Außerdem wurden bei den Kontrollen bis zum letzten Termin (nach elf Monaten) jeweils nur die mehrfach bewurzelten Äste abgenommen (Tab. 2-5).

Tab. 2-5: Übersicht über die verschiedenen Ansätze abgemooster Sprossachsen an Jungpflanzen

Arten	Anzahl abgemooste Zweige	Beobachtungszeitraum	Methodik
<b>1. Ansatz – April 2005</b>			
<i>Tabebuia</i> – 1 ½ - 2jährig	40	2; 6,5 bzw. 9 Monate	1 % IBA auf Schnittstelle; Verwundung durch Einschneiden; ECSF-Gewächshaus
<b>2. Ansatz - Februar 2006</b>			
<i>Heliocarpus</i> - 2jährig	59	11 Monate	1 % IBA auf Schnittstelle;
<i>Tabebuia</i> – 1 ½ - 2jährig	94	s.o.	Verwundung durch Ringeln; Moos vor Verwendung mit Vitavax <sup>®</sup> -Lösung behandelt; UNL-Gewächshaus

### 2.3.5 Andere Methoden der vegetativen Vermehrung: Wurzelstecklinge

Während man bei Sprossstecklingen auf Bewurzelung hofft, wartet man bei Wurzelstecklingen auf grüne Austriebe.

In zwei verschiedenen Ansätzen wurden von adulten und jungen Bäumen Wurzelstecklinge geschnitten (genaue Durchführung s. Anhang Kap. A.2). Die untersuchten Arten ließen sich allerdings nicht vermehren, die Wurzelstücke trockneten aus und starben ab.

## **2.4 Analyse ausgewählter Inhaltsstoffe des Stecklingsmaterials**

### 2.4.1 Probenahme

Die für die Bewurzelung und Kultur von Stecklingen möglicherweise bedeutsamen Inhaltsstoffe KH (Reservestoffe) und Phytohormone (Cytokinine und Auxin) sollten parallel zum Schneiden der Stecklinge im entsprechenden Material der Spenderpflanzen analysiert und quantifiziert werden. Dafür wurde in Ecuador zeitgleich mit dem Schneiden des Stecklingsmaterials jeweils eine mindestens 50 g schwere (Frischgewicht) Mischprobe vom Zweig- bzw. Blattmaterial der Donor-Pflanzen hergestellt. Das Material wurde in verschlossenen Plastiktüten bis zur Weiterverarbeitung im Labor – spätestens am Folgetag – in der Kühltruhe gelagert. Als erstes wurden sodann die enzymatischen Aktivitäten in den Proben durch kurzes Erhitzen in der Mikrowelle (2,5 min bei 800 W) zerstört (Popp et al. 1996). Nach dem Trocknen bei 70 - 80 °C im Trockenschrank wurden die Proben gemahlen, in aliquote Portionen aufgeteilt und bis zum Transport nach Deutschland (per Kühltasche) bzw. der Weiterverarbeitung bei -20 °C in der Kühltruhe gelagert.

### 2.4.2 Analyse der Kohlenhydrate

Analysiert wurden der Gehalt an Stärke sowie aller löslichen KH. Die Analysen wurden am Department für Chemische Ökologie und Ökosystemforschung der Universität Wien durchgeführt. Aus jeder Mischprobe wurden zwei Parallelproben gemessen. Zunächst wurden die pulverisierten Proben mit einer Schwingmühle noch feiner gemahlen. Der Analysengang wird im Folgenden kurz dargestellt. Die verwendeten Materialien sind in Tab. 2-6 zusammengestellt.

Tab. 2-6: Chemikalien und Geräte für die Kohlenhydratbestimmung

Produkte	Hersteller
$\alpha$ -Amylase aus <i>Bacillus licheniformis</i>	Sigma-Aldrich Handels GmbH, Wien, Österr.
Amyloglukosidase aus <i>Aspergillus niger</i>	Boehringer-Mannheim, Wien, Österr.
Stärke aus Reis	Merck GmbH, Wien, Österr.
Silylierungsmittel: BSTFA (Bis-Trimethylsilyl-Trifluoroacetamid) + TMCS (Trimethylchlorosilan) ( 9+1)	Pierce, Rockford, IL, USA
Pyridin (über Molekularsieb)	Fluka (s. Sigma-Aldrich)
Amberlit XAD 7	Fluka (s. Sigma-Aldrich)
Schwingmühle	Retsch MM2, Wien, Österr.
HPLC-Anlage ICS-3000	Dionex GmbH, Wien, Österr.
Trennsäule Carbowax PA 20, 2 mm	Dionex GmbH, Wien, Österr.
Kationenaustauscher 50 Wx8, H+, 50-100 mesh	Dowex® (s. Sigma-Aldrich)
Anionenaustauscher 1x8, Formiat, 50-100 mesh	Dowex® (s. Sigma-Aldrich)
Polypropylen Säulchen, 3 ml und 1,5 ml	Supelco (s. Sigma-Aldrich)
Polyethylene Fritten	Supelco (s. Sigma-Aldrich)
Vakuumblock mit Zubehör	Supelco (s. Sigma-Aldrich)
Gaschromatograph: HP 6890 und HP 5890II	Hewlett Packard GC Systems

### 2.4.2.1 Stärke

Die Stärkebestimmung erfolgte nach Arndt et al. (2000). Durch eine mehrstufige Extraktion wurden alle niedermolekularen KH aus der Probe entfernt. Dafür wurden 20 mg der homogenisierten Probe zunächst mit 1 ml 50 % EtOH bei RT extrahiert. Nach dem Zentrifugieren (13000 rpm für 10 s) wurde der Rückstand nochmals mit 1 ml 80 % EtOH 5 Minuten lang bei 60 °C extrahiert und nach erneutem Zentrifugieren (13000 rpm für 10 s) mit 1 ml absoluten EtOH gewaschen.

Danach wurde der getrocknete Rückstand in 1 ml hitzestabiler  $\alpha$ -Amylase-Lösung (500 U/ml) für 45 min bei 85 °C inkubiert. Nach dem Zentrifugieren (13000 für 10 s) der abgekühlten Lösung wurden 100  $\mu$ l des Überstandes mit Amyloglukosidase (20 U) in 0,5 ml 20 mM Natriumacetatpuffer (pH 4,6) bei 55 °C inkubiert. 45 min später wurde die Reaktion durch Zugabe von 0,5 ml Chloroform, kräftiges Schütteln und Zentrifugieren (13000 für 1 min) abgestoppt.

Die im Rückstand enthaltene Stärke wurde somit enzymatisch zu Glucose abgebaut, die dann mittels HPAEC-PAD (high performance anion exchange chromatography with pulsed amperometric detection) quantifiziert werden konnte. Die Auftrennung erfolgte isokratisch mit 100 mM NaOH bei 32 °C.

Als Kontrolle wurde Reisstärke verwendet.

### 2.4.2.2 Lösliche Zucker

Für die Bestimmung der löslichen Zucker wurden 40 mg der homogenisierten Probe (vor der Reinigung mit XAD) zur Extraktion der Lipide mit 450 µl eines MeOH-Chloroform-Gemischs (12:5) sowie einem internen Standard (75 µl 0,4 % Phenyl-β-D-glucopyranosids bzw. Xylit) versetzt und für 30 min bei 60 °C inkubiert. Nach dem Abkühlen wurden 500 µl deionisiertes Wasser hinzupipettiert, die Mischung (MeOH-Chloroform-Wasser-Extrakt) geschüttelt und zentrifugiert (13000 für 1 min).

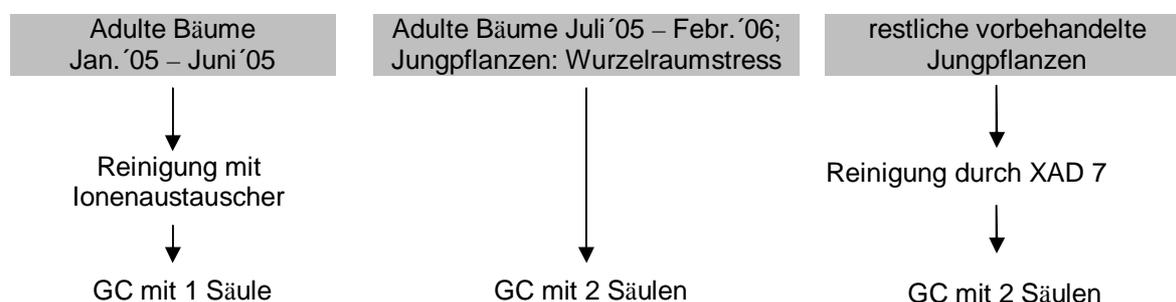


Abb. 2-9: Aufreinigungs- und Trennungsschritte bei der Zuckerbestimmung in den Proben Gruppen

Bei der anschließenden Reinigung und Auftrennung des zuckerhaltigen Überstandes kamen verschiedene, in Abb. 2-9 dargestellte und im Folgenden erläuterte, Vorgehensweisen zum Einsatz: Die erste Proben Gruppe wurde mittels Ionenaustauscher gereinigt. Dieses Verfahren ist sehr aufwendig, sodass die zweite Gruppe von Proben ungereinigt analysiert wurde. Doch die in den Extrakten enthaltenen phenolischen Verbindungen verschmutzten die Säulen sehr stark, weshalb alle weiteren Proben vor der GC mit dem Kunstharz XAD 7 gereinigt wurden. Die mit den verschiedenen Methoden erhaltenen Ergebnisse wurden abgeglichen, sodass sie vergleichbar sind.

Tab. 2-7: Gaschromatographische Arbeitsbedingungen

	mit 1 Säule (HP 6890) und mit 2 Säulen für Raffinose und Stachyose (HP 5890II)	mit 2 Säulen für für alle übrigen Zucker und Cyclite (HP 6890)
<b><u>Vorsäule</u></b>	Fused Silica, unbeschichtet; Agilent Technologies, Inc., Santa Clara, CA, USA	
• Typ/Hersteller		
• Länge [m]		
• Durchmesser [mm]	0,53	
<b><u>Trennsäule</u></b>		
• Typ/Hersteller	Supelco Equity-1 (Sigma-Aldrich)	HP-5MS (Agilent)
• Länge [m]	15	50
• Durchmesser [mm]	0,53	0,2
• stationäre Phase	Polydimethylsiloxan	
	0,1 µm Schichtdicke	0,33 µm Schichtdicke
Trärgas	Helium; 2,0 ml/min	Helium; 1,2 ml/min
Spülgas	Helium	Stickstoff
Temp.-Programm	1 min bei 85 °C; 10 °C/min bis 320 °C; für 10 min isotherm	1 min bei 85 °C; 10 °C/min bis 180 °C; 3 °C /min bis 216 °C; 15 °C/min; bis 300°C; für 11,9 min isotherm
Temp.-FID-Detektor	330 °C	
Injektionsvolumen	0,5 µl	
Temp. Injektor	3 °C über Ofentemp.	

Beim **Ionenaustauschen** wurden Aminosäuren und Säuren aus den Proben entfernt. Die verwendeten Anionen- bzw. Kationenaustauscher (je 2,5 ml zwischen zwei Polyethylenfritten) wurden zusammengeschlossen und auf einen Vakuumblock gestellt. 500 µl des MeOH-Chloroform-Wasser-Extrakts wurden auf die Austauscher gegeben und die Zucker mit 25 ml deionisiertem Wasser eluiert. Das Eluat wurde am Rotationsverdampfer eingedampft und der Rückstand in 500 µl deionisiertem Wasser aufgenommen. Davon wurden 100 µl für die GC eingetrocknet.

Die **Reinigung** mit dem Kunstharz **XAD 7** diente der Entfernung phenolischer Verbindungen. Ein Polypropylensäulchen wurde mit 1 ml des in deionisiertem Wasser aufgeschlammten Harzes befüllt. 200 µl des MeOH-Chloroform-Wasser-Extrakts wurden dann auf die Säule gegeben und mit 1,5 ml deionisiertem Wasser eluiert. Nach dem kompletten Eintrocknen der aufgefangenen Probe wurde der Rückstand in 200 µl deionisiertem Wasser gelöst. Davon wurden 100 µl des Extrakts für die GC-Analyse getrocknet.

Für Läufe ohne zusätzlichen Reinigungsschritt wurden 100 µl des MeOH-Chloroform-Wasser-Extrakts eingesetzt.

Als Stammlösungen für die externen Standards dienen 0,1 % Lösungen der in den Proben vermuteten Zucker und Cyclite (Glucose, Fructose, Saccharose, Raffinose, Stachyose, *myo*-Inosit, Pinit und *chiro*-Inosit). 10, 20, 30, 40, und 50 µl dieser Stammlösungen wurden mit 50 µl internem Standard (0,1 % Phenyl-β-D-glucopyranosid bzw. Xylit bei XAD-Reinigung) gemischt und zur Trockne gebracht. Für die **GC** wurden sämtliche Proben und Standards silyliert. Die eingetrockneten Rückstände wurden hierfür mit 250 µl Pyridin und 50 µl des in Tab 2-6 aufgeführten Silylierungsmittels versetzt und das verschlossene Reaktionsgefäß für 1 h bei 75 °C inkubiert. Anschließend erfolgte die Analyse der Zucker und Cyclite mittels GC unter den in Tab. 2-7 dargestellten Bedingungen.

### 2.4.3 Analyse der Phytohormone

Die in Ecuador gesammelten Zweig- und Blattproben wurden am Lehrstuhl für Pflanzenphysiologie der Universität Bayreuth hinsichtlich ihres Cytokinin- und Auxingehaltes untersucht. Dafür wurde das Material zunächst mit einer Schwingmühle (MM2, Retsch GmbH, Haan, Deutschland) noch weiter homogenisiert.

#### 2.4.3.1 Cytokinine

##### 2.4.3.1.1 Allgemeines Analyseprinzip

Nach einer spezifischen Vorreinigung wurden die Cytokinine in den Proben mittels ELISA identifiziert und quantifiziert. In Tab 2-8 bzw. 2-9 sind die verwendeten Materialien bzw. Puffer und Lösungen zusammengestellt, Abb. 2-10 verschafft einen Überblick über die einzelnen Arbeitsschritte.

Der in der vorliegenden Arbeit gemessene Hormongehalt der Proben entspricht der Menge der direkt an die verwendeten AK bindenden Cytokinine. Es wurden dabei die biologisch aktiven Cytokinine (Werner et al. 2001) – also die freien Basen und die Ribosidfraktion – detektiert. Aufgrund der z.B. bei Peters et al. (2000) oder Schaz (2003) beschriebenen Kreuzreaktivität der eingesetzten AK werden auch Konjugate, allerdings viel schwächer, gebunden.

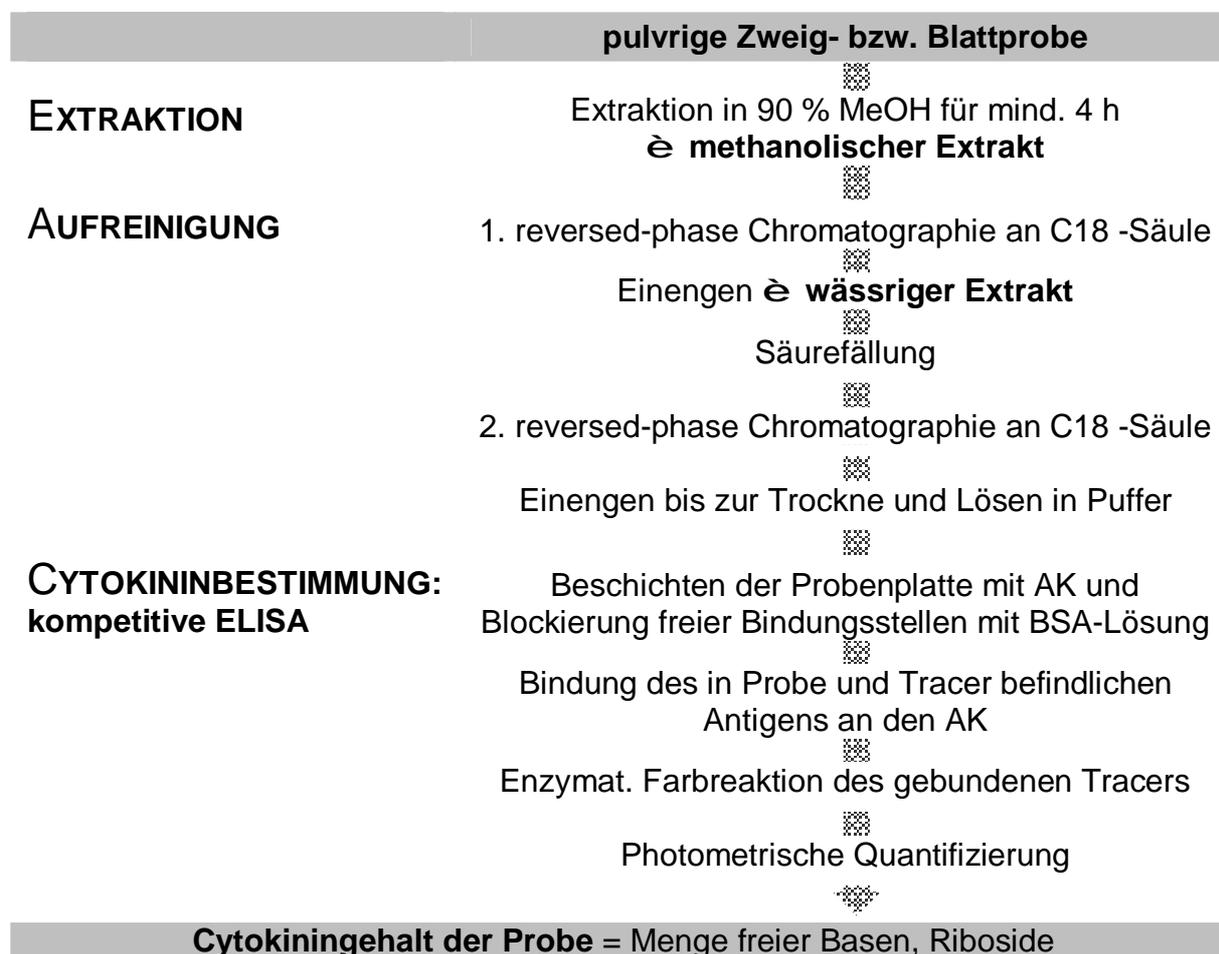


Abb. 2-10: Analysengang zur Bestimmung des Cytokiningehaltes

#### 2.4.3.1.2 Beschreibung der Arbeitsschritte

0,5 – 1 g der fein gemahlene Probe wurden in 20 ml 90 % MeOH eingewogen und unter Schütteln für mind. 4 h im Kühlraum **extrahiert**.

Nach 30-minütiger Zentrifugation des Extrakts (14000 rpm bei 4 °C; RC-5B; Sorvall) wurde der Überstand zur **Reinigung** auf eine mit MeOH äquilibrierte Bakersäule (mit 5 ml reinem MeOH gewaschen und über Nacht in 90 % MeOH äquilibriert) gegeben, die anschließend mit 2 ml 90 % MeOH nachgewaschen wurde. Bei 37 °C wurde das MeOH des Eluats am Rotationsverdampfer abgezogen. Mit verdünnter Essigsäure wurde der pH-Wert des wässrigen Rückstands auf 3,5 abgesenkt und die Probe über Nacht bei -20 °C eingefroren. Der wiederaufgetaute Extrakt wurde nach dieser Säurefällung 1 h lang zentrifugiert (12000 rpm bei 4 °C). Daraufhin wurde das lipidhaltige Präzipitat nach Abgießen des Überstandes mit 2 ml bidestilliertem Wasser gewaschen und erneut zentrifugiert (30 min bei 12000 rpm und 4 °C). Der

lipidfreie Überstand und das Waschwasser jeder Probe wurden mit NaOH neutralisiert (pH 7) und nacheinander auf eine Bakersäule (mit 5 ml reinem MeOH gewaschen und über Nacht in bidestilliertem Wasser äquilibriert) gegeben. Die durchgelaufene Probe wurde verworfen und die Cytokinine durch Zugabe von 3 ml 100 % MeOH von der Säule gelöst. Das aufgefangene Eluat wurde am Rotationsverdampfer bei 37 °C zur Trockne gebracht. Die Rückstände wurden in 600 µl Natriumacetatpuffer aufgenommen und bei -20 °C eingefroren.

Tab. 2-8: Materialien für die Cytokininbestimmung

Produkte	Hersteller
DHZR, IPA und ZR	OIChemIm Ltd., Olomouc, Tschechische Republik
BSA (Rinder Serumalbumin)	Sigma-Aldrich Chemie GmbH, München, Deutschl.
PNPP (p-Nitrophenyl-phosphat)	Sigma-Aldrich Chemie GmbH, München, Deutschl.
Bakersäule	bakerbond spe <sup>TM</sup> columns C18, 1000 mg, 6 ml, Baker Chemicals, Groß-Gerau, Deutschl.
Mikrotiterplatten	Nunc-Immuno <sup>TM</sup> Platten-MaxiSorp F96, Nunc GmbH und Co.KG, Wiesbaden, Deutschl.
Immunowasher	Nunc-Immuno Wash 12, Nunc GmbH und Co.KG, Wiesbaden, Deutschl.
ELISA-Reader	PowerWave X340, Packard BioScience GmbH, Deutschl.
Software KVI	Packard BioScience GmbH, Deutschl.

Für die **Cytokininbestimmung durch kompetitiven ELISA** standen AK aus Kaninchen gegen Zeatinribosid (ZR), Isopentenyladenosin (IPA) und Dihydrozeatinribosid (DHZR) sowie Tracer (Komplex aus Antigen und alkalischer Phosphatase) zur Verfügung. Alle Lösungen wurden zunächst in Transfer-Platten vorpipettiert und anschließend durch Schleudern in die Proben-Platten überführt. Soweit nicht anders angegeben wurden die Vertiefungen mit je 200 µl Lösung befüllt. Die Platten wurden vor jeder Befüllung dreimal mit TBS-Waschlösung mit dem Immunowasher gespült und gründlich trockengeklopft.

*Fixierung der Antikörper* an der Oberfläche der Vertiefungen in den Mikrotiterplatten. Dafür wurden die Proben-Platten mit der jeweiligen AK-Natriumhydrogencarbonat-Puffer-Lösung (Verdünnung Antikörper zu Puffer im Verhältnis 1:2500 für ZR, 1:5000 für DHZR bzw. 1:1000 für IPA) für mind. 12 h bei 4 °C inkubiert. Nach Entfernen der AK-Lösung wurden die Proben-Platten mit BSA-Lösung befüllt und für 1 h bei Raumtemperatur auf einen Schüttler gestellt, um so noch *freie Bindungsstellen zu blockieren*. Anschließend wurden je 100 µl der Probe bzw. Standardlösung in die

erneut geleerten Vertiefungen aller Proben-Platten gefüllt. Hinzu kamen pro Vertiefung 100 µl des jeweiligen Tracer-TBS-Gelatine-Gemischs (ZR 1:1250; DHZR 1:2000; IPA 1:1250). Die befüllten Proben-Platten wurden für 1,5 h bei Raumtemperatur auf einen Schüttler gestellt, sodass *Probe und Tracer um die Bindung an die AK konkurrieren konnten*. Danach wurden die entleerten Proben-Platten bei Raumtemperatur mit PNPP-Lösung inkubiert bis sich die Eichkurve nach ca. 1,5 h farblich deutlich abgrenzte. Die *enzymatische Farbreaktion* wurde bei 405 nm photometrisch im ELISA-Reader gemessen und mithilfe der Eichkurve über das Programm KVI die Cytokininkonzentration ermittelt. Die so berechneten Werte für die ZR-, DHZR- bzw. IPA-Fraktion in den Proben wurden zum Cytokiningesamtgehalt addiert.

Tab. 2-9: Für die Cytokininbestimmung verwendete Lösungen und Puffer

TBS-Puffer	0,22 M Tris, 2,21 M NaCl, 6,6 mM MgCl <sub>2</sub> , pH 7,8
TBS-Gelatine	1 mg Gelatine auf 1 ml TBS-Puffer
TBS-Waschlösung	1,2 l TBS-Puffer, 650 µl Tween 20 auf 8 l A. bidest.
BSA-Lösung	0,5 mg Rinderserumalbumin (BSA) auf 1ml TBS-Puffer
PNPP-Lösung	1 mg 4-Nitrophenylphosphat Dinatriumsalz Hexahydrat (PNPP) auf 1 ml Carbonat-Puffer
Carbonat-Puffer	50 mM NaHCO <sub>3</sub> , pH 9,6
Natriumacetat-Puffer	50 mM, pH 5,8

Für die Eichkurve wurden folgende Gehalte [nM] eines ZR-, IPA- bzw. DHZR-Standards in Natriumacetat-Puffer gegenläufig in die erste und letzte Reihe der Mikrotiterplatte einpipettiert: 0,04; 0,1; 0,3; 0,7; 1,7; 4,1; 10; 25,6; 64; 160; 400; 1000

### 2.4.3.2 Auxine

#### 2.4.3.2.1 Allgemeines Analyseprinzip

Auch die Auxinanalyse erfolgte mit einer kompetitiven ELISA. Aufgrund der Lichtempfindlichkeit des unmethylierten Auxins musste die Extraktion und Aufreinigung des Extrakts im Dunkeln durchgeführt werden. Mit der hier angewandten Methodik können nur die frei vorkommenden Auxine detektiert werden. Die Analysen sowie die Herstellung des benötigten Diazomethans wurden nach der Methodik von Valdes (2005) bzw. Peters et al. (2000) durchgeführt und werden

daher hier nur kurz beschrieben. Tab. 2-10 listet die verwendeten Materialien, Tab. 2-11 die benötigten Puffer und Lösungen auf.

#### 2.4.3.2.2 Beschreibung der Arbeitsschritte

Zunächst wurden 0,5 – 1 g der fein gemahlene Probe in 20 ml 90 % MeOH eingewogen und unter Schütteln für mind. 4 h im Kühlraum **extrahiert**. Zur **Aufreinigung** wurde die Probe im Anschluss 30 min zentrifugiert (14000 rpm bei 4 °C) und der Überstand auf – mit 90 % MeOH voräquilibrierte – Bakersäulen gegeben, die anschließend nochmals mit 2 ml 90 % MeOH gespült wurden. Die aufgefangenen Fraktionen wurden am Rotationsverdampfer auf ca. 1 ml eingengt, der Rückstand mit Essigsäure versetzt (Endkonzentration 0,8 %) und auf eine mit Wasser äquilibrierte Bakersäule gegeben. Die Auxine wurden anschließend durch Zugabe von 3 ml 100 % MeOH von der Säule gespült und das Eluat bis zur Trockne eingengt. Der Rückstand wurde mit 200 µl 100 % MeOH sowie 200 µl Diazomethan (für 20 min bei RT) versetzt, sodass die enthaltenen Auxine **methylierten**. Anschließend wurde die Probe erneut bis zur Trockne eingengt und verblieb bis zur Analyse in 200 µl 100 % MeOH sowie 800 µl TBS-Puffer (bei – 20 °C).

Tab. 2-10: Materialien für die Auxinbestimmung (wenn abweichend von Cytokininbestimmung)

Produkte	Hersteller
Diethanolamin (DEA)	Sigma-Aldrich Chemie GmbH, München, Deutschl.
Rabbit Anti-Mouse IGG (Sekundärer AK)	Sigma-Aldrich Chemie GmbH, München, Deutschl.
Anti-IAA-AK 18-III-C3 (Primärer AK)	Prof. Weiler (Universität Bochum)
IES-AP (Tracer)	OIChemIm Ltd., Olomouc, Tschechische Republik
IES-Methylester (Standard)	OIChemIm Ltd., Olomouc, Tschechische Republik
Mikrotiterplatten	Immulon® 1 B, VWR International GmbH, Deutschl.

Bei der **immunochemischen Quantifizierung** der methylierten IES wurden die Mikrotiterplatten zunächst mit dem sekundären Anti-Maus-AK beschichtet. An diesen band anschließend der primäre AK. Der IES-Tracer-Komplex (= IES-alkalische Phosphatase-Komplex) und das Auxin in der Probe konkurrierten danach wiederum um die Bindungsstellen an diesem AK. Die Tracermenge wurde photometrisch bei 405 nm gemessen und über eine Eichkurve die Auxinkonzentration der Proben bestimmt.

Tab. 2-11: Verwendete Lösungen und Puffer (wenn abweichend von Cytokininbestimmung)

TBS-Puffer	50 mM Tris, 150 mM NaCl, 1 mM Mg Cl <sub>2</sub> , pH 7,8 mit 12 M HCl
TBS-Gelatine	0,1 % Gelatine in TBS-Puffer, 0,05 NaN <sub>3</sub>
Diethanolamin-Puffer (DEA)	1 M Diethanolamin, 0,5 mM MgCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O, pH 9,8 mit 12 M HCl

Für die Eichkurve wurden folgende Gehalte [pM] eines IES-Standards in Natriumacetat-Puffer gegenläufig in die erste und letzte Reihe der Mikrotiterplatte aufgetragen: 0; 0,1; 0,26; 0,66; 1,64; 4,10; 10,24; 25,6; 64; 160; 400; 1000

### 2.4.3 Messung der stomatären Leitfähigkeit mit dem Porometer

Um den Wasserhaushalt der Stecklinge (soweit sie Blätter trugen) und der adulten Spenderbäume am natürlichen Standort und im Gewächshaus vergleichen zu können, wurde die Transpiration bzw. stomatäre Leitfähigkeit gemessen. Zum Einsatz kam ein Steady State Porometer (LI-COR 1600, LI-COR Inc. Lincoln, Nebraska, USA).

Neben Einzelmessungen an mehreren Blättern einer Art wurden auch Tagesgänge erfasst. Dafür wurde die Leitfähigkeit markierter Blätter – soweit nicht anders vermerkt – über einen Zeitraum von drei möglichst aufeinander folgenden Tagen früh (nach Sonnenaufgang), mittags, abends (vor Sonnenuntergang) und nach Einbruch der Dunkelheit gemessen. An Regentagen konnten keine Daten aufgenommen werden. Insgesamt wurden Messungen an jungen und adulten Spenderbäumen sowie an Stecklingen durchgeführt.

Zunächst wurde die Messungen an Blättern von abgemoosten und unabgemoosten Zweigen **adulter Bäume** in Stationsnähe und am El Tiro durchgeführt. Kurz vor der Verarbeitung zu Stecklingen wurden die **(vorbehandelten) Jungpflanzen** von *Heliocarpus americanus* und *Tabebuia chrysantha* hinsichtlich ihrer Leitfähigkeit charakterisiert. Schließlich wurde die Leitfähigkeit von **Stecklingen** bestimmt. Zum einen wurden in Wasser bzw. Erde eingestellte, beblätterte und unbewurzelte Stecklingen von adulten Bäumen untersucht. Zum anderen wurde die Transpiration neu gebildeter Blätter an bewurzelten Stecklingen aus (vorbehandelten) Jungpflanzen und von abgemoosten Zweigen bestimmt.

### 2.4.3 Streufallmessungen

Über einen Zeitraum von zwei Jahren (November 2004 – Dezember 2006) wurde der Laubfall mit Fallen unter je drei Exemplaren aller sechs untersuchten Baumarten in Stationsnähe gemessen. Die Streufallen (Abb. 2-11) bestanden aus 1 x 1 m Drahtrahmen auf ins Erdreich gerammten Stäben, an denen ein feinmaschiges, trichterartig durchhängendes Kunststoffnetz befestigt wurde. Vierzehntägig wurden die Fallen geleert und die Blätter des beprobten Baumes von anderen Materialien getrennt. Nach vollständiger Trocknung wurde das Trockengewicht bestimmt. Bei jeder Probennahme wurde zudem notiert, ob der jeweilige Baum gerade blühte oder fruchtete.



Abb. 2-11: Streufallen unter *Clethra revoluta*, *Isertia laevis* und *Myrica pubescens* (von links nach rechts)

## 2.5 Statistik und Datenauswertung

Die erfassten Daten wurden mit dem Softwarepaket SPSS 11.5.1 für Windows und dem Tabellenkalkulationsprogramm Excel statistisch ausgewertet und mit Sigmaplot (Version 8.0) graphisch dargestellt.

Die Aufbereitung der Ergebnisse erfolgte im Wesentlichen im Hinblick auf:

- mögliche Korrelationen zwischen der Bewurzelung, Etablierung bzw. Neubelätterung von Stecklingen oder Mooslingen und Inhaltsstoffmengen der Donor-Pflanzen bzw. Klimadaten,

- signifikante Unterschiede in der Bewurzelung und Etablierung von Stecklingen aus vorher gestressten Jungpflanzen von *Heliocarpus* und *Tabebuia*
- Jahresgänge der Inhaltsstoffmengen, Neubelätterung und Streufall der Donor-Pflanzen bzw. Stecklinge

Weil es sich um eine dichotome Zielgröße handelt, wurde die Bewurzelung/Etablierung von Stecklingen durch logistische Regression mit anschließender sequentieller Bonferroni-Korrektur verglichen. Alle übrigen Datensätze (insbesondere Inhaltsstoffe) wurden auf Normalverteilung getestet (per Shapiro-Wilk-Test) und falls nötig und möglich transformiert (meist Wurzeltransformation). Mittelwertvergleiche zwischen zwei Stichproben wurden anschließend per t-Test (parametrische Daten) bzw. MWU-Test (nicht-parametrische Daten) durchgeführt. Unterschiede zwischen mehr als zwei Stichproben, d.h. zwischen den verschiedenen vorbehandelten Donor-Pflanzen und der daraus geschnittenen Stecklinge, wurden per Kruskal-Wallis-Test und anschließendem MWU-Test mit sequentieller Bonferroni-Korrektur durchgeführt. Die statistische Abgrenzung der so ermittelten Gruppen erfolgte über Kleinbuchstaben.

Korrelationsanalysen wurden bei parametrischen Daten mittels Pearson Korrelation und bei nicht-parametrischen Daten mittels Spearman Rangkorrelation durchgeführt. Alle Signifikanztests waren zweiseitig und die Irrtumswahrscheinlichkeit lag immer bei  $\alpha = 0,05$ . Die verschiedenen Signifikanzniveaus wurden wie folgt codiert:

- ns:  $p > 0,05$  - nicht signifikant
- \*:  $p < 0,05$  - signifikant
- \*\*:  $p < 0,01$  - hochsignifikant
- \*\*\*:  $p < 0,001$  - höchstsignifikant

## 3 ERGEBNISSE

Zur Bestimmung des Potentials für die vegetative Vermehrung der ausgewählten indigenen Baumarten wurden die Bewurzelungsraten von Stecklingen aus unterschiedlich altem Sprossmaterial bei Anwendung verschiedener Kultivierungsmethoden über ein Jahr hinweg untersucht. Parallel zu den Vermehrungsversuchen wurden der Phytohormon- und KH-Gehalt sowie weitere physiologische Parameter der Spenderpflanzen gemessen. Diese Daten sollten Zusammenhänge zwischen den untersuchten Parametern und der Adventivbewurzelung aufzeigen und Aufschluss darüber geben, wodurch der Erfolg bzw. Misserfolg bestimmter Anzuchtbedingungen zustande kommen könnte.

### 3.1 Adulte Bäume als Donor-Pflanzen für die vegetative Vermehrung

#### 3.1.1 Stecklingskulturen

##### 3.1.1.1 Bewurzelung und Kallusbildung an Sprossstecklingen

Als Ausgangsmaterial wurden grüne und verholzte Zweige für die Stecklingsgewinnung verwendet. Die Stecklinge selbst wurden dann nach exogener Applikation von Hormon- bzw. Fungizidpräparaten in unterschiedliche Substrate gepflanzt. Im Untersuchungszeitraum von 1½ Jahren wurden dafür pro Baumart monatlich je zehn Stecklinge für vier verschiedene Ansätze geschnitten. Insgesamt wurden über 4300 Stecklinge von adulten Bäumen untersucht. Davon bewurzelten sich nur 15 (Abb. 3-1), weitere sieben Stecklinge wiesen Kallusbildung auf. Das entspricht einer Bewurzelungsquote von 0,35 %.

Abb. 3-2 zeigt die Bewurzelungserfolge einzelner Arten nach den verschiedenen Behandlungen im Verlauf des Jahres. Man erkennt, dass sich bevorzugt *Heliocarpus* und *Clethra* bewurzelten bzw. Kallusbildung an *Tabebuia*-Stecklingen zu beobachten war. *Isertia* und *Piptocoma* wiesen weder Kallus- noch Wurzelbildung auf, bei *Tabebuia* konnte im gesamten Zeitraum keine Bewurzelung beobachtet werden. Wurzel- und Kallusbildung fanden vorwiegend bei Stecklingen statt, die in der

niederschlagsreicheren Jahreszeit geschnitten wurden. Alle Stecklinge, die sich bewurzeln, wurden in Erde gepflanzt und mit Previcur<sup>®</sup> bzw. Vitavax<sup>®</sup> desinfiziert.



Abb. 3-1: Bewurzelte Stecklinge (von links nach rechts): *Myrica* (abgestorben), *Heliocarpus* und *Clethra*

Bis auf eine *Myrica*-Pflanze bewurzeln sich nur verholzte blattlose Stecklinge. Einige der bewurzelten *Heliocarpus*-Stecklinge stammten von jüngeren Donor-Bäumen. In Wasser, Sägespäne, Sand oder Moos eingestellte Stecklinge wiesen nie Wurzelbildung auf. Insgesamt etablierten sich elf der 15 bewurzelten Stecklinge, nämlich alle *Clethra*- und 73 % der *Heliocarpus*-Pflänzchen. Stecklinge mit ausschließlicher Kallusbildung wuchsen nie an.

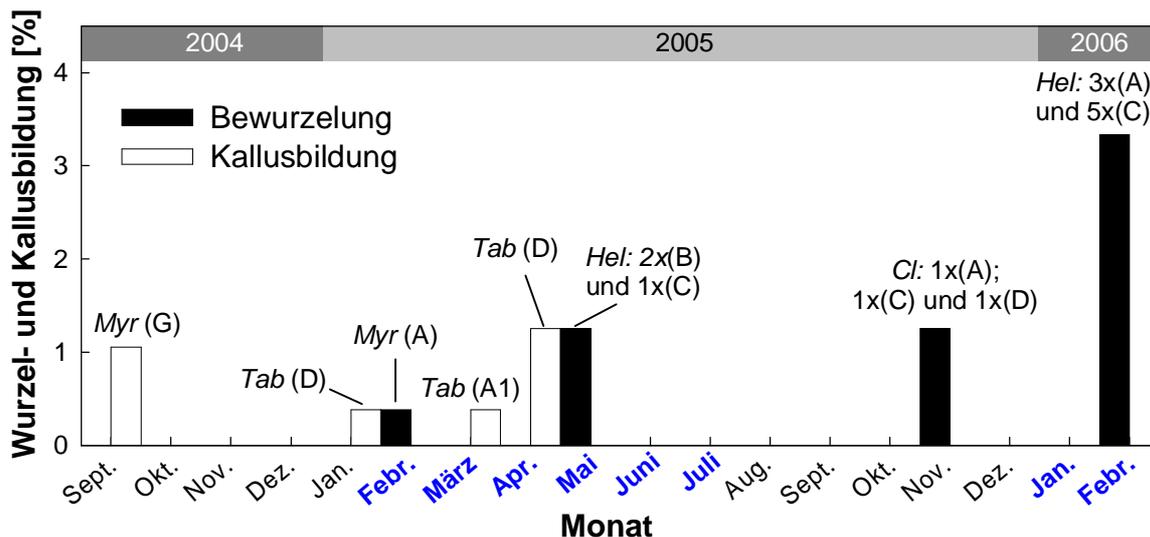


Abb. 3-2: Monatliche Wurzel- und Kallusbildung an Stecklingen von adulten Bäumen der beobachteten Arten im Verlauf von 1½ Jahren; Beschriftung der Säulen: Baumart (*Cl* = *Clethra*, *Hel* = *Heliocarpus*, *Myr* = *Myrica* und *Tab* = *Tabebuia*) und Zahl der Stecklinge, sowie die Methode der Behandlung (in Klammern), bei der Wurzel- bzw. Kallusbildung beobachtet wurde. Die Beschreibung der Behandlungen ist in Tab. A-2 (Anhang) zusammengestellt; blau beschriftete Monate markieren die besonders regenreichen Phasen

### 3.1.1.2 Neuaustriebe und Vitalität von Sprossstecklingen

Alle nicht bewurzelten und somit auch nicht etablierten Stecklinge starben einige Wochen bzw. Monate nach dem Einpflanzen ab.

Vor allem **beblätterte grüne Stecklinge** zeigten nach dem Einpflanzen keinerlei Entwicklung: Innerhalb weniger Tage vertrockneten die vorhandenen Blätter oder Blattstücke. *Heliocarpus*-Stecklinge starben schon während der ersten Woche nach dem Schneiden ab und aus den Schnittstellen trat ein gelartiges Exsudat aus. Stecklinge der anderen Arten vertrockneten spätestens drei Wochen nach dem Einpflanzen, einzelne *Tabebuia*-Stecklinge lebten noch eine Woche länger. Bei *Isertia*- und *Piptocoma*-Stecklingen liefen die Schnittstellen schwarz an.



Abb. 3-3: Stecklinge mit neuem Blattaustrieb von adulten Bäumen der sechs untersuchten Arten (von links oben nach rechts unten): *Clethra*, *Heliocarpus*, *Isertia*, *Myrica*, *Piptocoma* und *Tabebuia*

**Verholzte unbeblätterte Stecklinge** lebten länger und vor dem Absterben wurde häufig Blattaustrieb beobachtet (Abb. 3-3), allerdings mit beträchtlichen Unterschieden zwischen den einzelnen Arten. So produzierten nur wenige der *Isertia*- und *Myrica*-Stecklinge neue Blätter, während sich durchschnittlich 26 % der *Heliocarpus*-Stecklinge neu beblätterten (Tab. 3-1). Austriebe bildeten sich bei den meisten Arten ca. zwei Wochen nach dem Schneiden. An *Heliocarpus*-Stecklingen konnten erste Blättchen bereits nach einer Woche, an *Tabebuia*-Stecklingen erst nach einem Monat beobachtet werden. Allerdings folgte dem Blattaustrieb gewöhnlich keine Bewurzelung. Nach wenigen Wochen vertrockneten die Blätter wieder, kurz danach starb auch die Sprossachse ab, oft wurde Pilz- und Bakterienbefall registriert. Der endgültige Tod dieser Stecklinge wurde im Durchschnitt

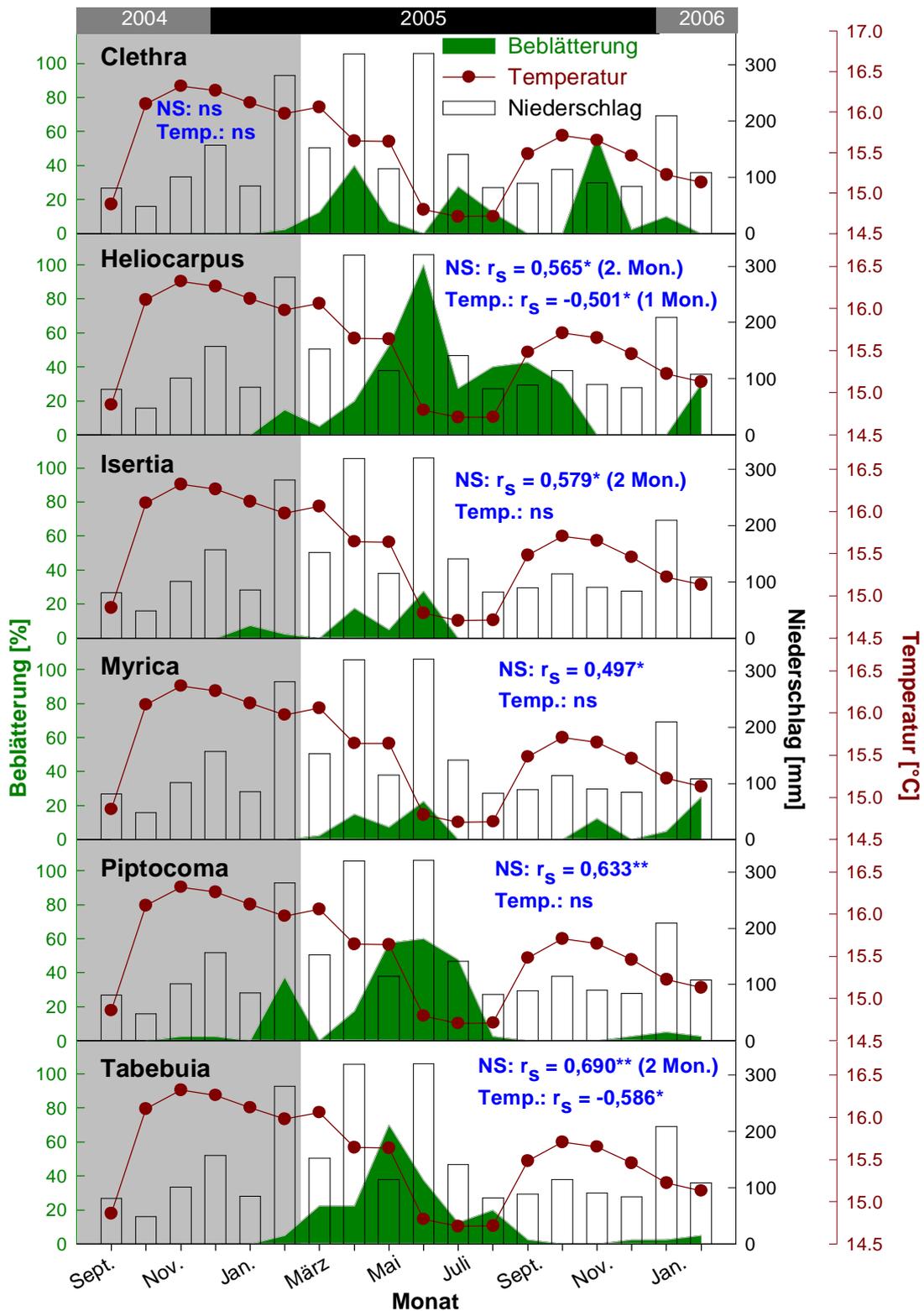


Abb. 3-4: Prozentualer Anteil neubeblätterter Stecklinge der sechs untersuchten Arten, mit Monatsmittel von Lufttemperatur und Niederschlag (ECSF-Klimastation) über einen Zeitraum von 1½ Jahren. In den grau hinterlegten Monaten wurden grüne beblätterte, später ausschließlich verholzte unbeblätterte Stecklinge geschnitten, angegeben sind die Korrelationskoeffizienten (blau) nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Beblätterung der Stecklinge und dem Niederschlag (NS) sowie der Lufttemperatur (Temp.), wo vermerkt, mit ein- bzw. zweimonatiger Phasenverschiebung, d.h. der Blattaustrieb verändert sich nach Niederschlagsänderungen; Klimadaten von T. Peters, Erlangen

nach vier bis acht Wochen festgestellt. *Heliocarpus*-Stecklinge starben bereits nach sechs Wochen, während einige *Tabebuia*-Stecklinge bis zu drei Monate überlebten.

Art	Neuaustriebe [%]
<i>Clethra</i>	12
<i>Heliocarpus</i>	26
<i>Isertia</i>	4
<i>Myrica</i>	6
<i>Piptocoma</i>	17
<i>Tabebuia</i>	14

Tab. 3-1: Durchschnittliche Häufigkeit der Blattbildung an verholzten Stecklingen über den ganzen Beobachtungszeitraum von Januar 2005 – Februar 2006 gemittelt.

Die Tendenz zum Blattaustrieb war nicht nur zwischen den Arten sondern auch jahreszeitlich stark verschieden. (Abb. 3-4). *Clethra*-, *Isertia*- und *Myrica*-Stecklinge beblätterten sich nur in wenigen Monaten zu bis zu 20 %. *Heliocarpus*-Stecklinge wiesen hingegen eine Neubeblätterung von bis zu 100 % auf. Generell war die Tendenz zur Blattbildung bei Stecklingen, die in den regenreicheren Monaten geschnitten worden waren, höher. Während der niederschlagsreichen Periode beblätterte sich etwa die Hälfte der *Piptocoma*-, 70% der *Tabebuia*- und 100% der *Heliocarpus*-Stecklinge.

Der Blattaustrieb zeigt somit einen deutlichen Zusammenhang mit dem Klimaverlauf (Abb. 3-4). Mit Ausnahme von *Clethra* war die monatliche Niederschlagssumme mit dem Prozentsatz der Beblätterung der Stecklinge signifikant positiv korreliert. Noch stärkere Korrelationen ergaben sich, wenn man den Neuaustrieb der im aktuellen Monat geschnittenen Stecklinge mit dem Niederschlag des Vor- bzw. Vormonats (*Heliocarpus*, *Isertia* und *Tabebuia*) korrelierte (Abb. 3-4). Bei *Heliocarpus* und *Tabebuia* gab es zudem zwischen der Lufttemperatur und den Neuaustrieben signifikante negative Zusammenhänge.

Hinsichtlich der verschiedenen Methoden der Stecklingskultur in Erde ergaben sich im Bezug auf die Blattbildung keine nennenswerten Unterschiede (Ergebnisse nicht gezeigt). Auch die Vorbehandlung mit Hormonen hatte keinen Einfluss auf den Blattaustrieb. Die in Wasser oder feuchtem Moos gezogenen Stecklinge bildeten kaum neue Blättchen.

### 3.1.1.3 Sprossstecklinge von adulten Bäumen, unter Spenderbäumen gepflanzt

Mit dem Einpflanzen von Stecklingen direkt unter ihren jeweiligen Spenderbäumen sollte geprüft werden, ob die Mykorrhiza des Mutterbaums das Stecklingswachstum begünstigt. Keiner der unter die Spenderbäume gepflanzten Stecklinge von adulten Bäumen bewurzelte bzw. etablierte sich. *Heliocarpus*-Stecklinge überlebten zwei bis

drei Wochen, alle *Isertia*- sowie die verholzten *Piptocoma*-Stecklinge waren nach einem Monat tot. Grüne *Piptocoma*-Stecklinge überlebten hingegen deutlich länger: 12,5 % dieser Stecklinge trieben frische Blätter aus und überlebten mehr als fünf Monate. Eine Bewurzelung war jedoch auch in diesem Fall nicht festzustellen.

#### 3.1.1.4 Abmoosen

Als weitere Methode der vegetativen Vermehrung neben dem Schneiden von Sprossstecklingen kam das Abmoosen zum Einsatz. Da die ausgewählten Zweige bis zur Bewurzelung mit der Mutterpflanze verbunden sind, konnten auch einige Blätter am Abmoosling verbleiben und diesen mit Photosyntheseprodukten und Hormonen versorgen. Das Abmoosen verspricht also gerade bei schwer bewurzelbaren Arten einen höheren Bewurzelungserfolg als die Vermehrung über Sprossstecklinge. Der Vergleich der beiden Methoden gibt zudem Auskunft wie entbehrlich Blätter an den zu bewurzelnden Zweigen sind.

Für das Abmoosen von Zweigen an adulten Bäumen wurden verschiedene Methoden angewendet: Abmoosen ohne irgendwelche Zusätze (Kontrolle), Abmoosen mit Befeuchtung des Mooses mit 1 %iger IBA-Lösung, Abmoosen mit 2 %iger IBA-Lösung bzw. mit einer Lösung von 1 % IBA plus 0,2 % NAA (entspricht Ansätzen I – III, s. Tab. 2-5). Die Versuche wurden an fünf Baumarten durchgeführt (Abb. 3-6). *Piptocoma* wurde als einzige der hier untersuchten Arten nie abgemoost, weil keine geeigneten Zweige an den Bäumen im Untersuchungsgebiet gefunden wurden.



Abb. 3-5: Abgemooster Zweig eines adulten *Heliocarpus*-Baums: links: Wurzel-Moosgeflecht an der eingeschnittenen Stelle; noch am Mutterbaum und rechts: bewurzelter Zweig nach Abschneiden

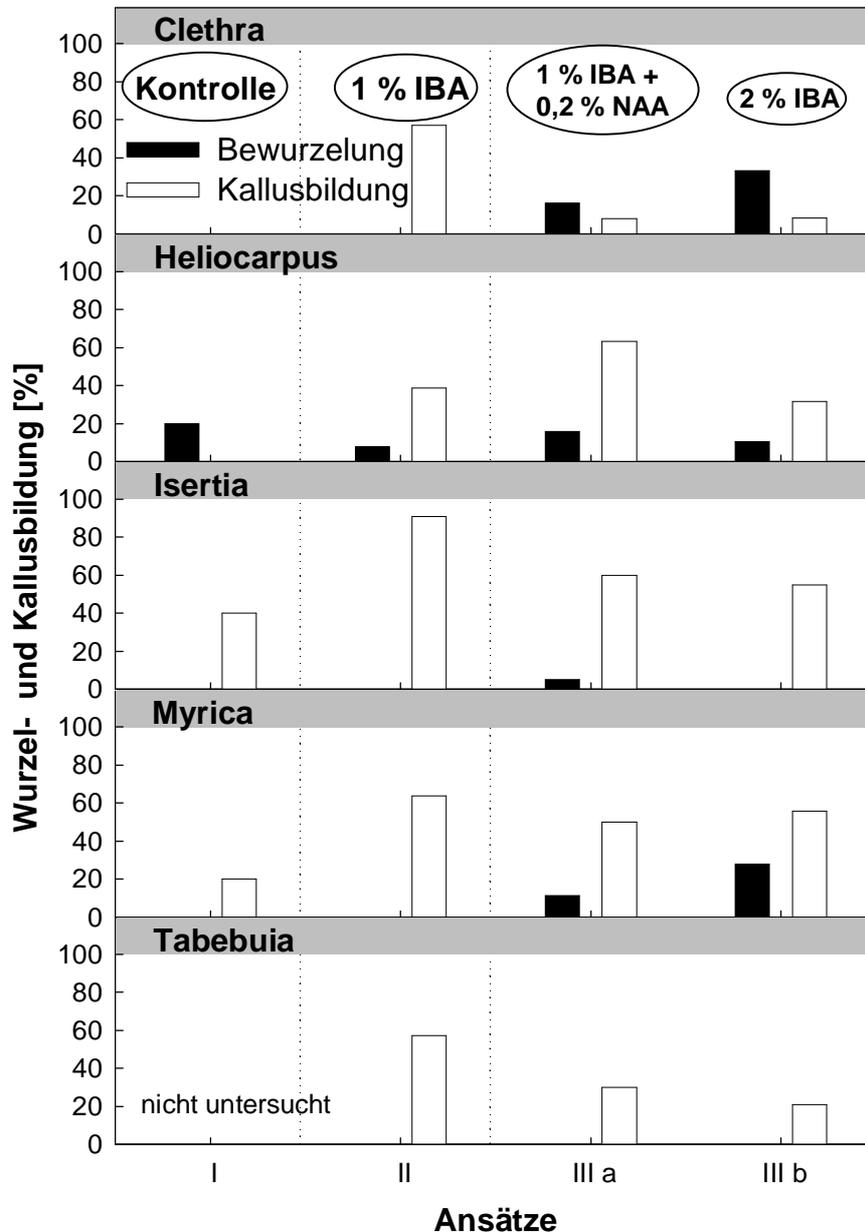


Abb. 3-6: Wurzel- und Kallusbildung an abgemoosten Zweigen von fünf Arten mit unterschiedlicher Hormonbehandlung, n für Ansatz I und II s. Kap. 2.3.4.1; Ansatz III mit zwei verschiedenen Hormonbehandlungen: 1 % IBA + 0,2 % NAA (III a) und 2 % IBA (III b); n *Isertia* und *Tabebuia* = 20, n *Heliocarpus* = 19, n *Myrica* = 18, n *Clethra* in III a = 25 und n *Clethra* in III b = 24

Häufig kam es zur Kallus- und bei einigen Arten auch zur Wurzelbildung (Abb. 3-5 und 3-6). Bei der Kontrolle und der Variante mit 1 % IBA bewurzelter sich nur die *Heliocarpus*-Abmooslinge (20 bzw. 7 %). Mit 2 %iger IBA-Lösung und der Variante mit IBA und NAA (entspricht Ansatz III) wurde außer bei *Tabebuia* bei allen anderen Arten Wurzelbildung festgestellt, allerdings in unterschiedlichem Ausmaß. Besonders gut bewurzelter sich *Clethra*- und *Myrica*-Abmooslinge. Leider konnten die

bewurzelten Abmooslinge nicht erfolgreich in Erde weiter gezogen werden. Offensichtlich waren für eine Etablierung noch zu wenige Wurzeln gebildet worden. Sie vertrockneten alle.

### 3.1.2 Physiologische Untersuchungen an adulten Donor-Bäumen für Sprossstecklinge

#### 3.1.2.1 Kohlenhydrate

Stecklinge adulter Spenderbäume bewurzelten sich kaum (Kap. 3.1.1.1). Da schon vor Beginn dieser Arbeit eine Vielzahl von Methoden zur Bewurzelung von Stecklingen erprobt worden war, und auch der hier systematisch durchgeführte Versuch zum Einfluss der Jahreszeit auf das Bewurzelungsverhalten keinen wirklichen Durchbruch erbracht hatte, wurde nach physiologischen Gründen gesucht, die für eine Erklärung des Misserfolges herangezogen werden könnten. Deshalb wurden die Gehalte der KH-Fractionen (Reservestoffe) sowie der Cytokinine und Auxine im Blatt- und Zweigmaterial der Spenderbäume über das Jahr hinweg gemessen. Damit sollte herausgefunden werden, ob

- ein Zusammenhang zwischen der Tendenz zur Bewurzelung und den im Achsenmaterial gespeicherten Reservestoffen, sowie ein Zusammenhang zwischen diesen und den KH in den Blättern besteht.
- das Phytohormonspektrum des Stecklingsgewebes Hinweise auf die Tendenz zur Bewurzelung bzw. einer Hemmung der Wurzelbildung liefert.
- jahreszeitliche Unterschiede des Gehalts an Reservestoffen und Phytohormonen im Donor-Gewebe mit Schwankungen der Bewurzelungskompetenz verbunden sein könnten.

Bei der Analyse der KH wurden sowohl der Stärkegehalt als auch die löslichen Zucker im Probenmaterial gemessen. Dabei wurde eine quantitative Erfassung aller löslichen Zucker angestrebt. Diese konnten dann entsprechend ihrer vermuteten hauptsächlichsten physiologischen Funktion zu Gruppen zusammengefasst werden, wobei Glukose, Fruktose und Saccharose (GSF-Fraktion) als sofort verfügbare Energieträger und Baustoffe gelten. Oligosaccharide mit Ferntransportfunktion (Saccharose und die Zucker der Raffinosefamilie), die aber auch als „compatible

solutes“ bedeutsam sein könnten, sind Raffinose, Stachyose und das für deren Biosynthese wichtige Galaktinol (Galactosid-Fraktion). In der Fraktion der Inosite finden sich einerseits ebenfalls „compatible solutes“, mit dem *myo*-Inosit aber andererseits auch eine Verbindung mit vielfältiger zellbiologischer Funktion. Zur erstgenannten Inositfraktion zählen Bornesit, *chiro*-Inosit, *scyllo*-Inosit, *muco*-Inosit und Quebrachit. Tab. A-7 (Anhang) zeigt an einem Beispiel die Gehalte aller einzelnen Zucker im Zweig- und Blattmaterial einer *Tabebuia*-Probe.

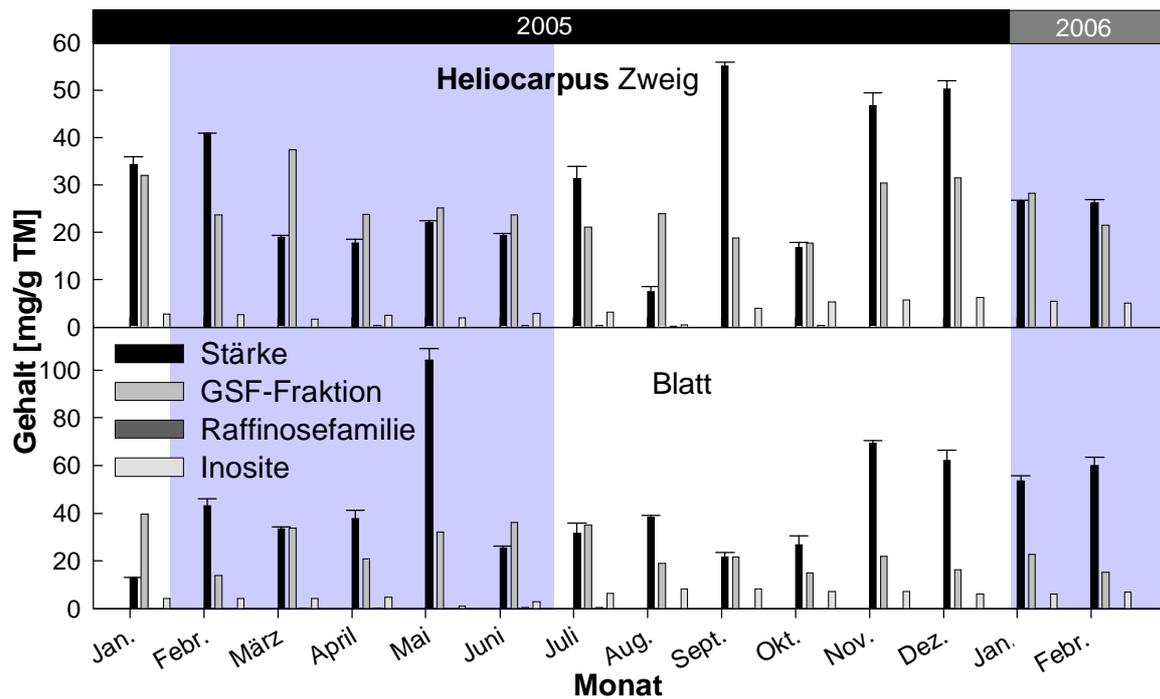
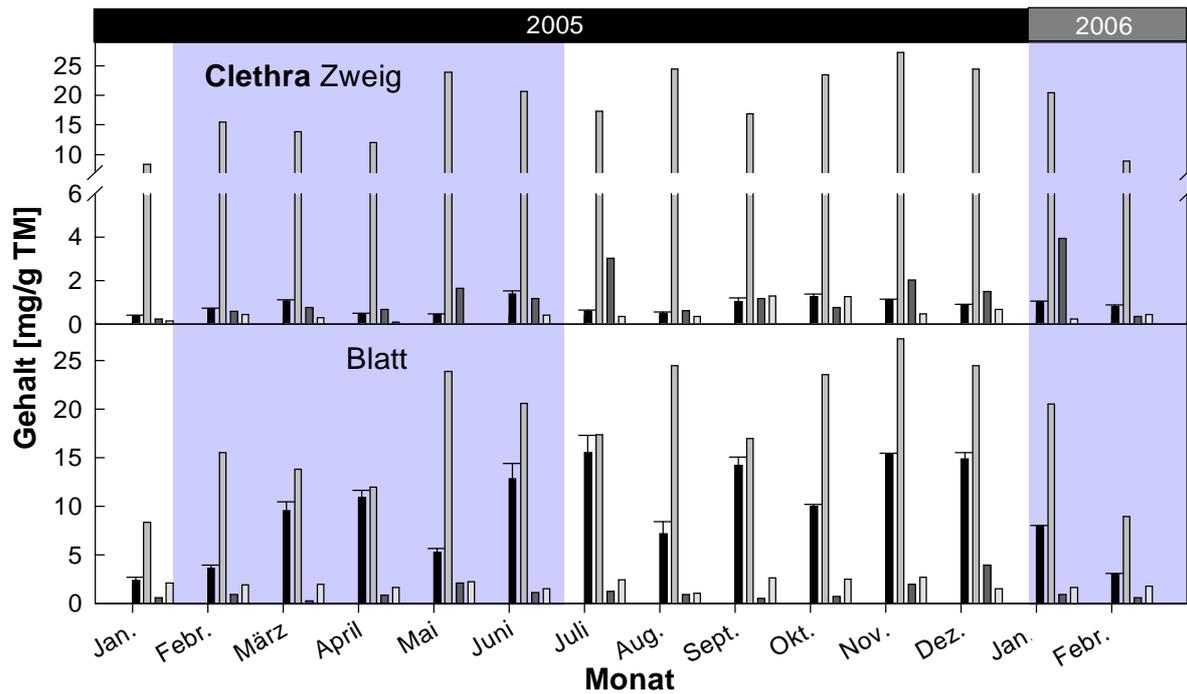
### 3.1.2.1.1 Die einzelnen Kohlenhydrat-Fractionen im Jahresgang

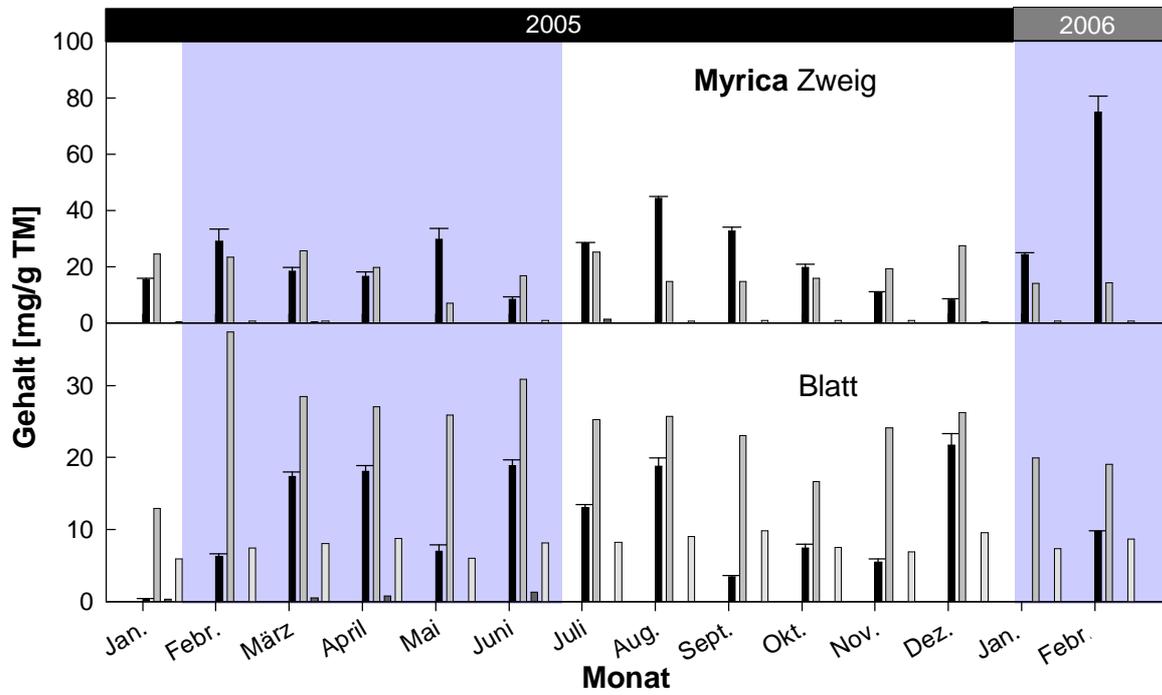
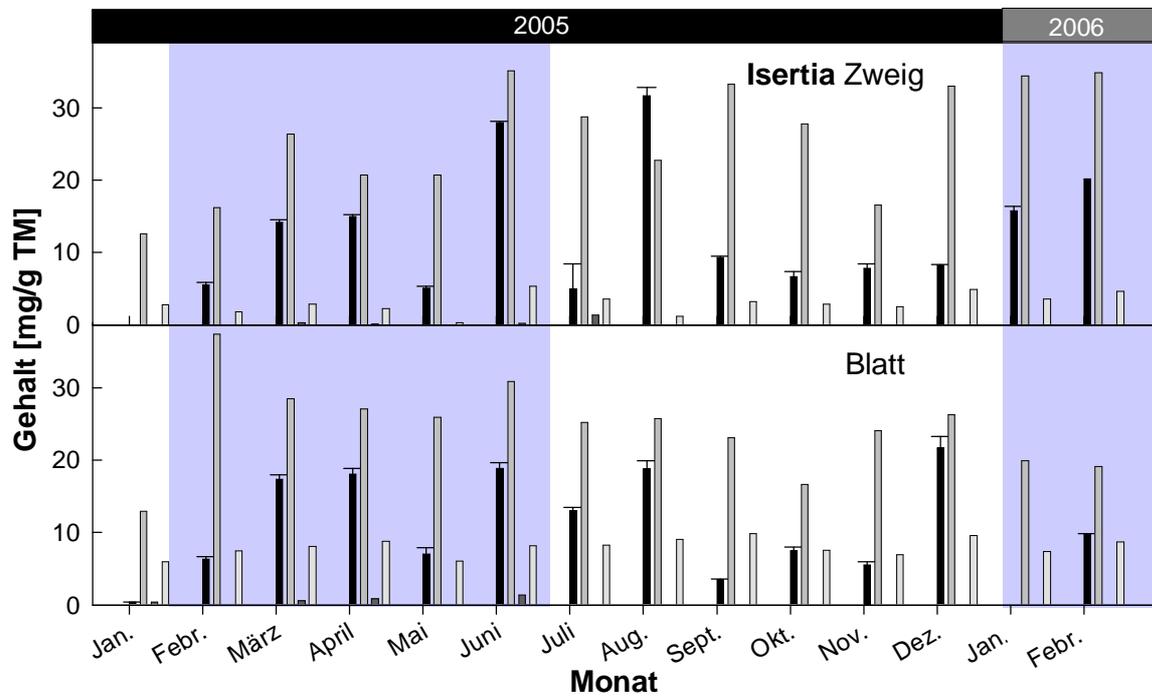
Die Abb. 3-7 zeigt die einzelnen Fraktionen der KH im Jahresgang für alle sechs untersuchten Arten. Um den Gehalt in den für die Stecklingsproduktion wichtigen Zweigstückchen physiologisch interpretieren zu können, wurden auch die KH-Spiegel der Blätter bestimmt, obwohl diese, was das Mesophyll betrifft, stark von Tagesschwankungen geprägt sind. Beim Vergleich der Gehalte im Zweig- und Blattgewebe ist zu beachten, dass Sprosse auch aus totem Gewebe (Xylem) bestehen, das keine KH speichern kann. Allerdings wurden bevorzugt junge bzw. dünne Zweige beprobt, sodass der Fehler relativ klein sein dürfte.

Vertreter der Raffinosefamilie fanden sich vor allem bei *Clethra* in den Zweigen und bei *Tabebuia* in den Blättern und Zweigen, während sie bei den anderen Arten kaum nachzuweisen waren. Diese Zucker wie auch generell die Stärke unterlagen häufig jährlichen Konzentrationsschwankungen. Die GSF- und Inositfraktion wiesen hingegen nur selten einen Jahresgang auf.

In den *Clethra*-Zweigen stieg der Gehalt von Raffinosezuckern gegen Ende der regenreicheren Monate an und erreichte zu Beginn der trockneren Jahreszeit ein erstes Maximum von 1,8 mg/g TM. Ein zweites, doppelt so hohes Maximum wurde gegen Ende der trockeneren Monate und am Anfang der zweiten regenreichen Phase (Blatt) beobachtet. Der im Vergleich zu den Blättern geringere Inositgehalt in *Clethra*-Zweigen vervierfachte sich in der trockneren Jahreszeit bis auf Werte von 1,3 mg/g TM. In den Zweigen wurde ganzjährig kaum Stärke eingelagert, während ihr Wert in den Blättern gegen Ende der regenreicheren Monate bis auf Gehalte von 15 mg/g TM anstieg und in der anschließenden trockneren Jahreszeit etwa auf diesem Niveau blieb. GSF-Zucker bildeten ganzjährig die dominierende Fraktion der KH in *Clethra*, mit einer Tendenz zu höheren Gehalten in den trockeneren Monaten.

Gänzlich anders ist die Situation bei *Heliocarpus*. Hier dominierte in den Blättern wie auch in den Zweigen die Stärke, die gegen Ende der trockneren Jahreszeit für mehrere Monate auf über 50 mg/g TM anstieg. Zweitstärkste Fraktion waren die GSF-Zucker, die ganzjährig Werte zwischen 20 und 25 mg/g TM erreichten. Der Ino-





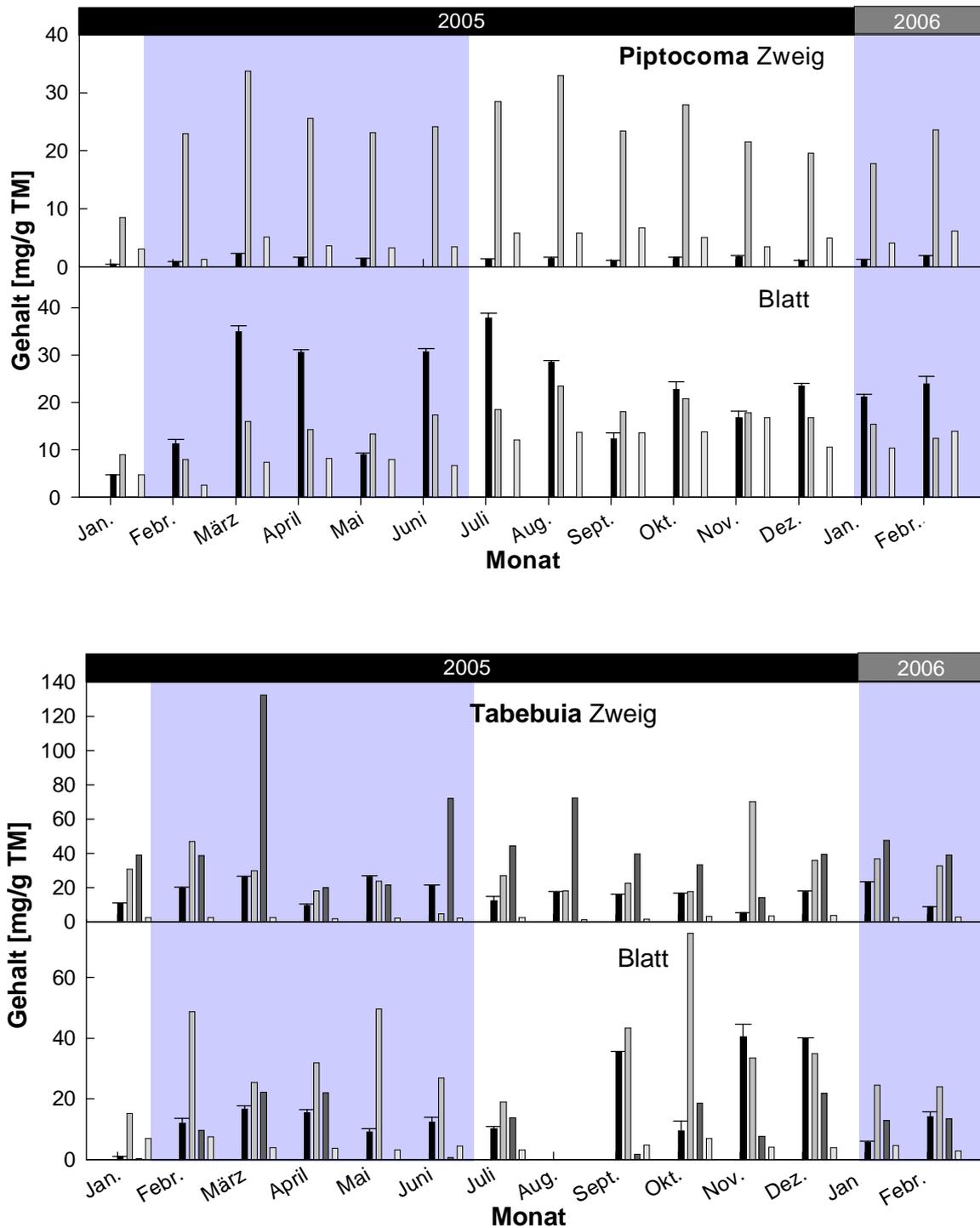


Abb. 3-7: Jahresgänge der KH-Fractionen von Jan. 2005 – Febr. 2006 in Zweig- und Blattmaterial von adulten Spenderbäumen der sechs untersuchten Arten; Stärkefraktion mit aufgetragener Abweichung aus Doppelbestimmung, Abweichungen der anderen Zucker s. Anhang Abb. A-9; im Aug. 2005 waren keine *Tabebuia*-Blätter zur Analyse vorhanden (Laubabwurf); die blau unterlegten Zeiträume markieren die niederschlagsreichsten Monate

sitgehalt zeigte deutliche jahreszeitliche Schwankungen. Während der trockneren Monate verdoppelten (Blatt) bzw. verdreifachten (Zweig) sich die Werte auf 8 bzw.

6 mg/g TM und blieben auch zu Beginn der folgenden regenreicheren Periode auf diesem vergleichsweise hohen Niveau.

Wie bei *Clethra* dominierte auch bei *Isertia*-Blättern und -Zweigen das ganze Jahr über die Fraktion der GSF-Zucker. Allerdings bildete diese Art keine Raffinose-Zucker. Stärke wurde in größeren Konzentrationen (30 mg/g TM) akkumuliert, besonders in den niederschlagsreicheren Monaten, während ihr Gehalt in der trockneren Jahreszeit auf bis zu  $\frac{1}{4}$  der vorherigen Stärkewerte abfiel. Ganzjährig waren die Inositgehalte in *Isertia*-Blättern mit ca. 8 mg/g TM mehr als doppelt so hoch wie in deren Zweigen.

Während in *Myrica*-Zweigen Stärke die dominierende KH-Fraktion war, herrschten in den Blättern die GSF-Zucker vor. Letztere wiesen in beiden Organen keine deutlich ausgeprägten jahreszeitlichen Schwankungen auf, während der Stärkegehalt der Zweige in der trockneren Jahreszeit nur 25 % der Werte aus niederschlagsreicheren Monaten erreichte und in der folgenden regenreicheren Saison wieder anstieg. *Myrica*-Proben enthielten ganzjährig wenig Inosite und nahezu keine Raffinosezucker.

Während *Piptocoma*-Zweige ganzjährig kaum Stärke enthielten, wurden in Blattproben über mehrere Monate in der regenreicheren Zeit Gehalte von über 30 mg/g TM gemessen, die sich in der trockneren Jahreszeit auf ca. die Hälfte reduzierten. Die Zweige enthielten statt Stärke KH der GSF-Fraktion, wobei saisonal leichte Schwankungen zwischen 20 und 30 mg/g TM mit einem Minimum am Ende der trockneren Jahreszeit beobachtet wurden. Die GSF-Fraktion der Blätter lag geringfügig niedriger und zeigte eine eher gegenläufige Dynamik. In *Piptocoma*-Zweigen lagen die Inositgehalte bei ca. 4 mg/g TM, während Blätter mit bis zu 17 mg/g TM deutlich höhere Werte aufwiesen. In beiden Organen zeigte sich eine jahreszeitliche Dynamik mit mehr Inositen in den trockneren Monaten.

*Tabebuia* ist unter den sechs untersuchten Baumarten die einzige wechselgrüne Art. Der Laubfall beginnt am Ende der besonders niederschlagsreichen Saison (Anfang August), der Neuaustrieb ca. sechs Wochen später (s. Kap. 3.1.1.2). Bei einer laufwerfenden Art würde man die höchsten Gehalte an Reservestoffen im Sprossmaterial zum Zeitpunkt des Blattabwurfs erwarten. Jedoch war dies nicht der Fall, vielmehr wurden die höchsten Gehalte sowohl an Stärke als auch an löslichen KH – hier besonders an Raffinosezuckern – zu Beginn der regenreicheren Jahreszeit gemessen. Dies ist umso erstaunlicher, als vor den neuen Blättern noch die

massigen Blüten gebildet werden. Allerdings sind die KH-Gehalte in den Zweigen mit z.T. über 100 mg/g TM die höchsten unter den untersuchten Arten. *Tabebuia* bietet auch die Möglichkeit die alten und die neuen Blätter hinsichtlich ihrer KH-Gehalte zu vergleichen. Der Stärkegehalt war in den jungen Blättern mit bis zu 40 mg/g TM ca. dreimal so hoch wie in den alten Blättern. Erstaunlich ist, dass die vorjährigen Blätter noch ziemlich viel Stärke und lösliche Zucker zu Beginn der Laubfallphase enthielten. Interessant im Bezug auf die Raffinosezucker – hauptsächlich Stachyose – ist der Befund, dass diese im Zweig fast durchwegs substanziell höhere Konzentrationen erreichen als die GSF-Zucker, während in den Blättern die GSF-KH dominierten. Möglicherweise erfolgt der Neuaustrieb der Blätter im September weniger auf Kosten der Stärke, sondern die Raffinosezucker – und hier besonders Stachyose – liefern das Baumaterial. Der Gehalt an Cycliten war in beiden Pflanzenorganen niedrig (ca. 4 mg/g TM im Zweig und etwa doppelt soviel im Blatt) und zeigte keine deutlichen Fluktuationen im Jahresverlauf.

	Zweig	Blatt	Zweig	Blatt
	<b><i>Clethra</i></b>		<b><i>Heliocarpus</i></b>	
Stärke	< ***		< ( $p = 0,055$ )	
GSF-Fraktion	=		=	
Raffinosefamilie	=		=	
Inosite	< ***		< **	
Gesamt-KH	< ***		< *	
	<b><i>Isertia</i></b>		<b><i>Myrica</i></b>	
Stärke	=		=	
GSF-Fraktion	=		< ***	
Raffinosefamilie	=		=	
Inosite	< ***		< ***	
Gesamt-KH	=		< **	
	<b><i>Piptocoma</i></b>		<b><i>Tabebuia</i></b>	
Stärke	< ***		=	
GSF-Fraktion	< **		=	
Raffinosefamilie	=		> ***	
Inosite	< ***		< ***	
Gesamt-KH	< ***		> *	

Tab. 3-2: Vergleich von KH-Fractionen und Gesamt-KH zwischen Zweig- und Blattmaterial von adulten Bäumen der sechs untersuchten Arten; <, > und = zeigen die Richtung, während die Sternchen die Stärke des Unterschiedes nach MWU-Test (*Myrica* GSF-Fraktion und Inosite

und Raffinosefamilie außer *Tabebuia*) bzw. t-Test (Übrige) angeben; zugrunde liegen die gemittelten Monatswerte mit n *Tabebuia* Blatt und *Isertia* Stärke = 13, n Rest = 14

Die Übersicht (Tab. 3-2) zeigt, dass mit Ausnahme von *Tabebuia* die in den Blättern gespeicherten KH höhere oder wenigstens gleich hohe Konzentrationen erreichten wie die in den Zweigen vorgefundenen. Eine eindeutige KH-Speichersituation im Bezug auf die Gewebe der Zweige lässt sich somit außer bei den Raffinosezuckern

von *Tabebuia* bei keiner der KH-Fractionen und keiner der übrigen untersuchten Arten erkennen. Dies zeigt auch die Betrachtung des Jahresgangs der Gesamt-KH in den Zweigen (Abb. 3-8). Deutlich ausgeprägte Maxima, die über mehr als einen Monat Bestand hatten, könnte man allenfalls bei *Heliocarpus* am Ende der trockeneren Jahreszeit (November und Dezember) und bei *Tabebuia* am Beginn der Starkregenzeit (Januar, Februar und März) erkennen, während die geringsten Gehalte bei *Clethra*, *Piptocoma* und *Isertia* im Dezember gemessen wurden, eine Situation die physiologisch schwer zu erklären ist, zumal sie auch auf die Blätter zutraf.

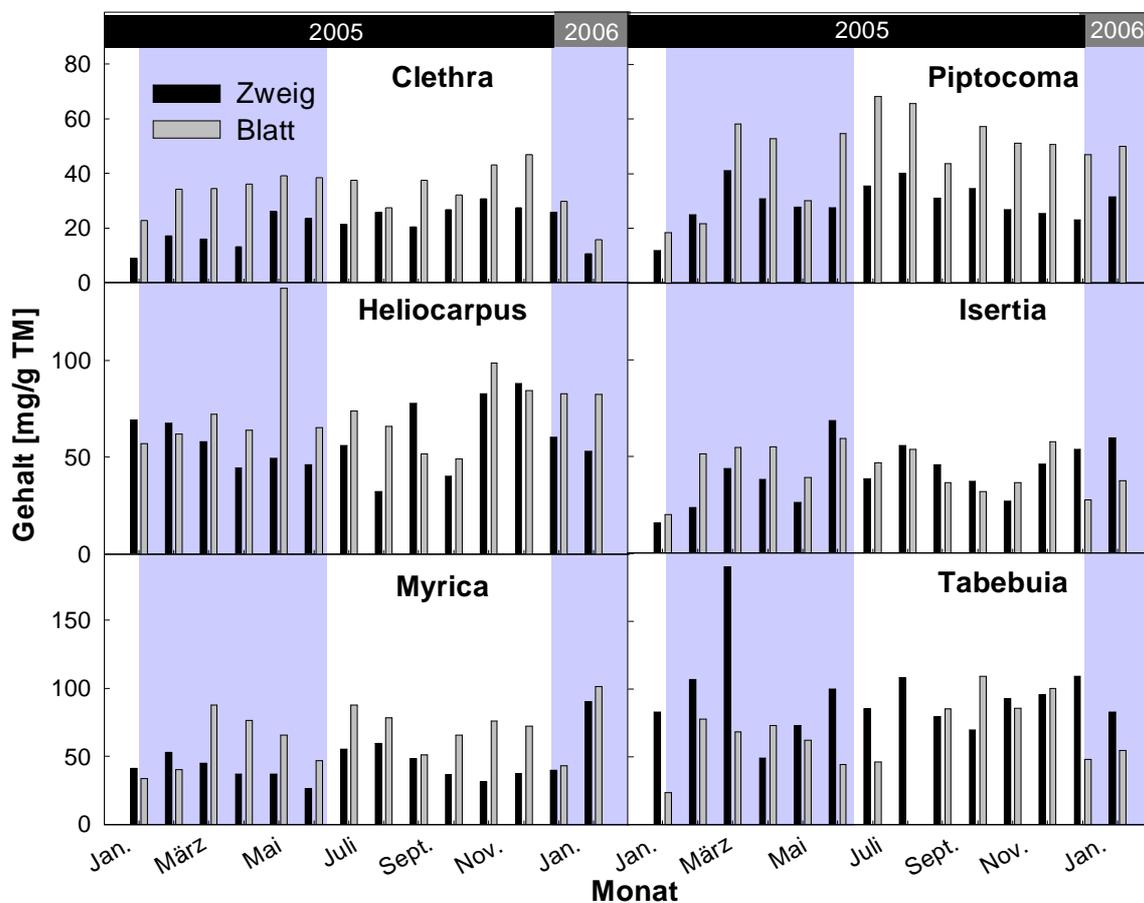
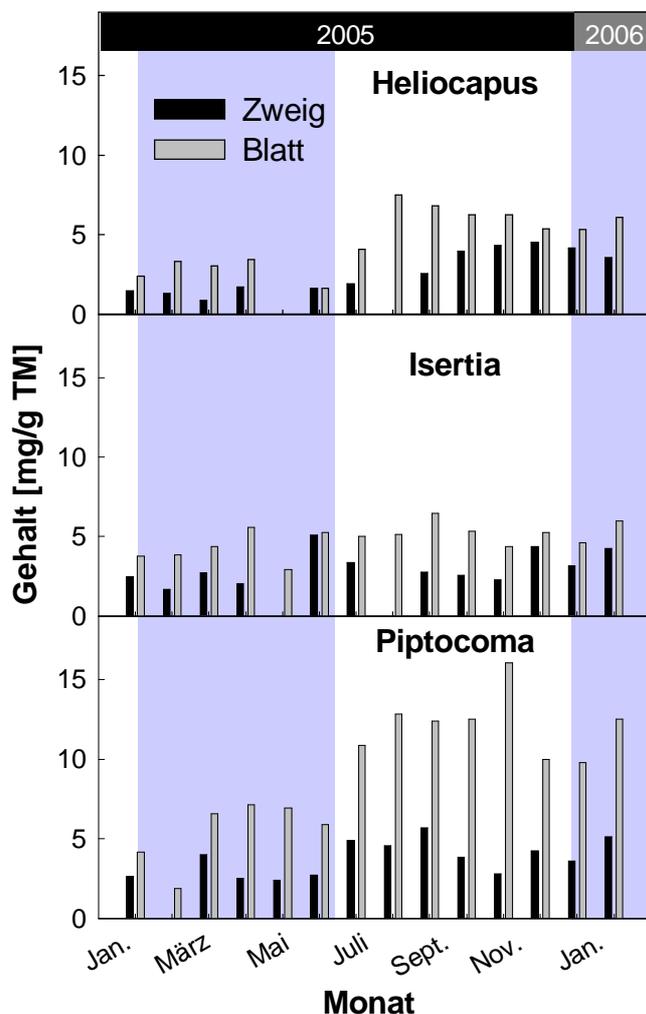


Abb. 3-8: Jahresgang des Gesamt-KH-Gehalts in Zweig- und Blattmaterial von adulten Bäumen der sechs untersuchten Arten; Abweichungen der Doppelbestimmung s. Anhang Abb. A-9; die blau unterlegten Zeiträume markieren die niederschlagsreichsten Monate

### 3.1.2.1.2 Die Cyclit-Fraktion der "compatible solutes"

Abb. 3-9 zeigt den Jahresverlauf der Cyclitfraktion ohne *myo*-Inosit. Solche KH, die oft die Rolle von „compatible solutes“, also von Stressmetaboliten haben, wurden nur in *Heliocarpus*, *Isertia* und *Piptocoma* nachgewiesen, übertrafen dort aber den *myo*-Inosit-Gehalt um ein Vielfaches. Im Zweig- und Blattmaterial der übrigen Arten konnte ausschließlich *myo*-Inosit gefunden werden. Cyclite, die sich den „compatible solutes“ zuordnen lassen, sind bei *Piptocoma* *scyllo*-, *chiro*- und *muco*-Inosit, bei *Isertia* ausschließlich Bornesit und bei *Heliocarpus* nur *scyllo*-Inosit. Die Gehalte



dieser Fraktion waren im Vergleich zu den übrigen Zuckern durchweg gering (die höchsten Werte dieser Cyclite fanden sich in *Piptocoma* mit 1,5 % der TM), und es fehlen klare Hinweise, dass ihnen die Rolle von Stressmetaboliten zukommt. Allenfalls die deutlich höheren Konzentrationen in den Blättern und die Anreicherung im Verlauf der trockeneren Jahreszeit könnten darauf hinweisen.

Abb. 3-9: Jahresgang der „compatible solutes“ in Zweig- und Blattmaterial von adulten Bäumen der untersuchten Arten; Abweichungen der Doppelbestimmung s. Abb. A-9 (Anhang); die blau unterlegten Zeiträume markieren die niederschlagsreichsten Monate

### 3.1.2.2 Phytohormone

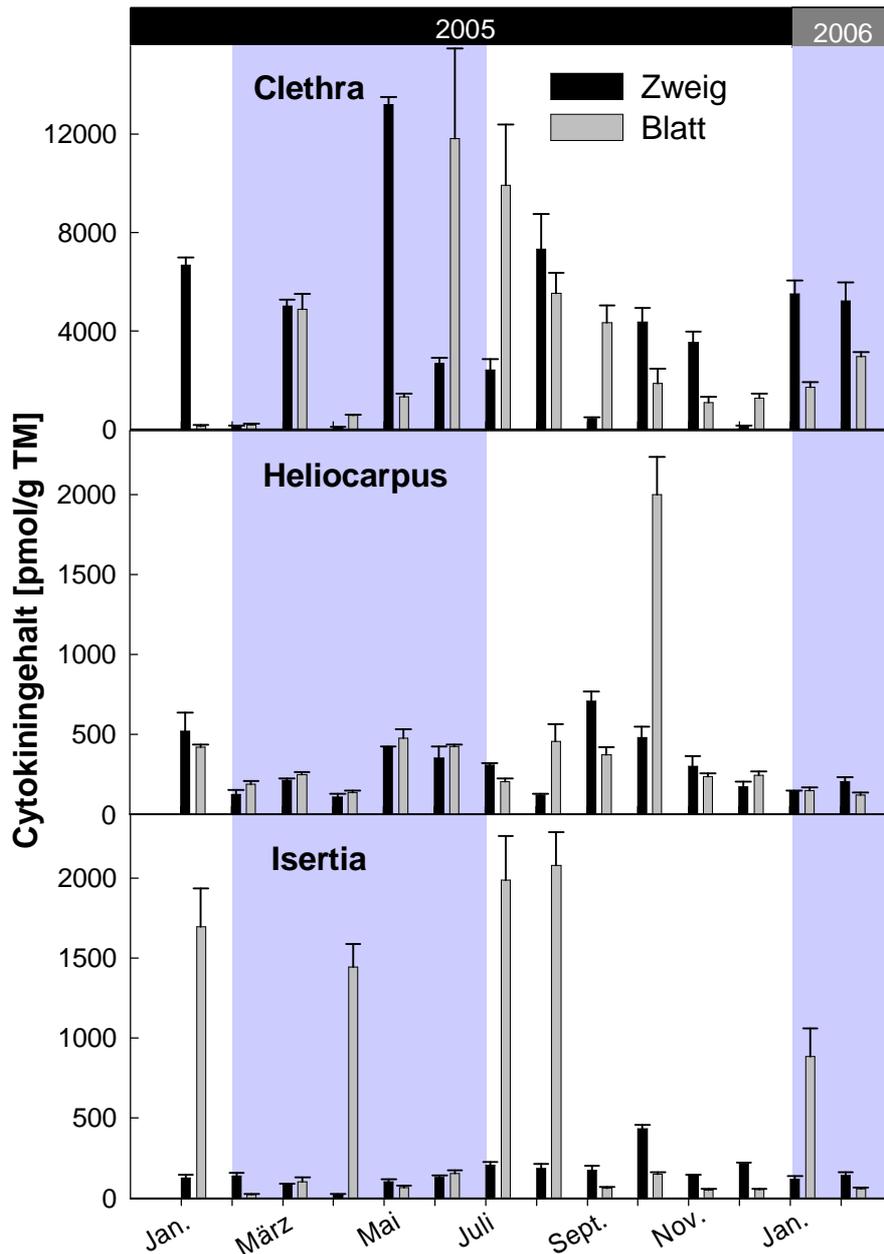
Von adulten Bäumen aller sechs untersuchten Arten sowie von (vorbehandelten) *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen wurde vor der Verarbeitung zu Stecklingen

der Cytokinin- und Auxingehalt in Zweigen und Blättern bestimmt. Innerhalb der Cytokinine konnte der Anteil der Zeatinribosid-, der Isopentenyladenosin- und der Dihydrozeatinribosid-Fraktion gemessen werden. Das Cytokininmuster einer *Heliocarpus*-Probe wird exemplarisch im Anhang gezeigt (Tab. A-8). Da sich Cytokinine im Pflanzengewebe schnell ineinander umwandeln können, und da Speicherformen nur einen kleinen Teil der Cytokinine der einzelnen Proben darstellten, wurden alle Cytokinine in den weiteren Darstellungen zu einer Cytokininfraction zusammengefasst. Wie in der Einleitung dargestellt, sollten niedrige Cytokiningehalte für die Wurzelbildung günstig sein. Es kam also darauf an festzustellen, zu welcher Jahreszeit etwaige minimale Konzentrationen dieser Phytohormone vorliegen. Zielorgane waren natürlich die Zweige, die jedoch selbst kaum Cytokinine produzieren. Insofern waren auch die Cytokiningehalte der Blätter von Interesse. Auxine gelten allgemein als bewurzlungsfördernde Phytohormone. Deshalb wurde auch der Auxingehalt in die Phytohormonuntersuchung einbezogen. Wie bei der Bestimmung der Reservestoffe wurden auch Phytohormone über einen Zeitraum von 14 Monaten hinweg monatlich beprobt.

#### 3.1.2.2.1 Cytokinine

Bei allen sechs untersuchten Arten zeigen sich im Verlauf eines Jahres erhebliche Schwankungen des Cytokiningehalts, die sich oftmals mit den Niederschlagsverhältnissen korrelieren lassen. *Clethra* und *Myrica* wiesen - absolut gesehen - mit bis zu 12000 bzw. 8000 pmol/g TM die höchsten Cytokiningehalte sowohl in den Zweigen als auch in den Blättern auf. Die übrigen vier Arten erreichten höchstens 2000 pmol/g TM. Der Cytokiningehalt in *Clethra*-Zweigen schwankte häufig zwischen aufeinander folgenden Monaten (Abb. 3-10). Ein Maximum wurde im regenreichen Mai, Minima in den trockneren Monaten Oktober bis Dezember gemessen. Der Cytokinin-Gehalt in *Clethra*-Blättern lag mit 12000 pmol/g TM in den sehr feuchten Monaten Juni und Juli um ein Vielfaches höher als im ersten Quartal des Jahres, d.h. am Ende der trockneren Phase (November/Dezember). In *Heliocarpus*- und in *Isertia*-Zweigen schwankte der Cytokiningehalt ganzjährig auf einem gleich bleibend niedrigen Niveau von ca. 500 bzw. 200 pmol/g TM mit leicht steigender Tendenz in den trockneren Monaten. In der Regel waren die Cytokiningehalte in den Zweigen etwas höher als in den Blättern, doch fanden sich in diesen nicht selten extrem hohe

Werte für einzelne Monate (*Clethra* im Juli und August 2005, *Heliocarpus* im Oktober, *Isertia* im Januar 2005 und 2006 und im April, Juli und August 2005, *Myrica* im April 2005 und *Tabebuia* im Oktober 2005). Im Hinblick auf die überwiegend wesentlich geringeren Gehalte in allen Blättern könnte man bei den herausragenden Werten an Fehlbestimmungen denken, deren Ursache in der Probenahme und Probenlagerung liegen könnte. Allerdings gehen in einem solchen Falle die Cytokini-



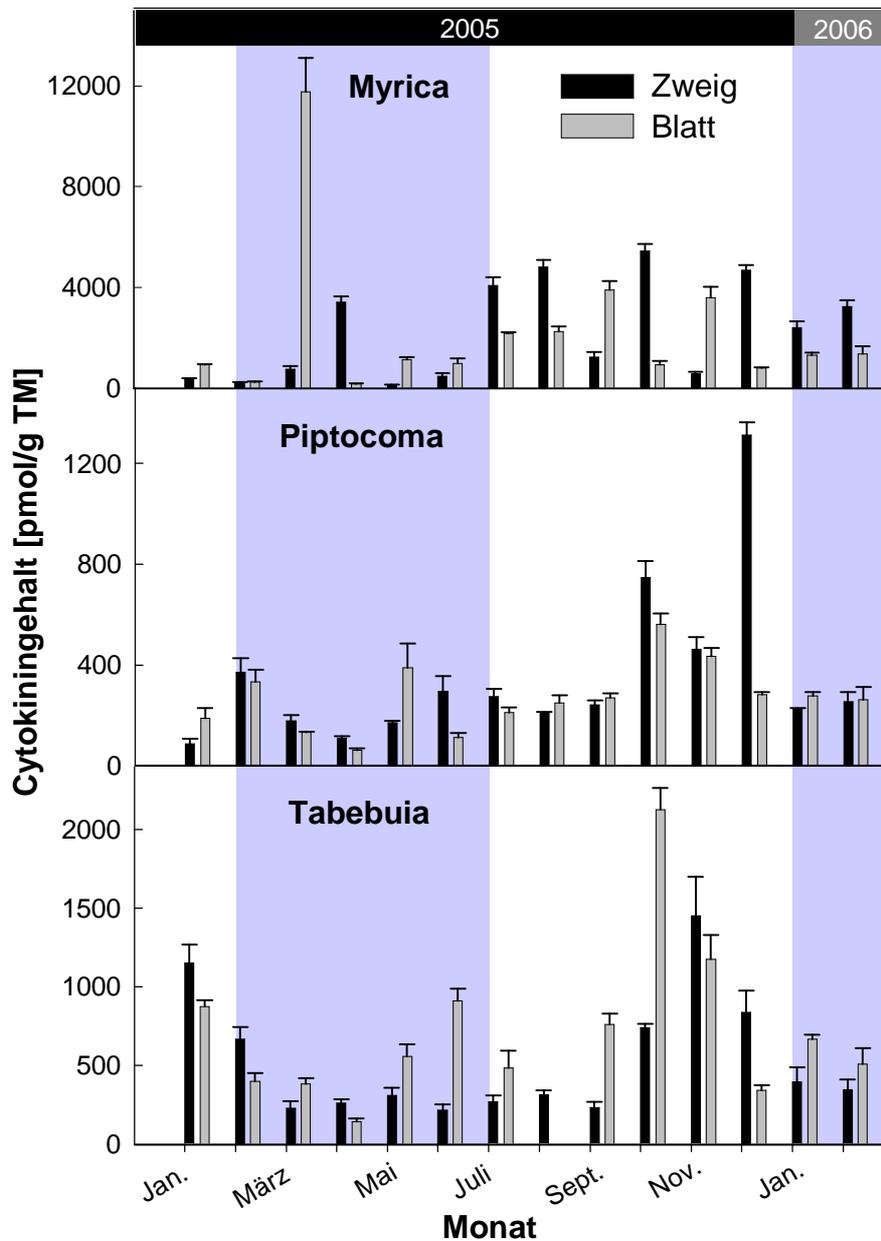


Abb. 3-10: Jahresgang des Cytokiningehalts in Zweig- und Blattmaterial von adulten Spenderbäumen der sechs untersuchten Arten mit aufgetragener Abweichung aus Doppelbestimmungen; im Aug. 2005 waren keine *Tabebuia*-Blätter zur Analyse vorhanden (Laubabwurf); die blau unterlegten Zeiträume markieren die niederschlagsreichsten Monate.

ne zugrunde und reichern sich nicht an. Da die Parallelbestimmungen keine großen Abweichungen erkennen lassen, sind auch Messfehler nicht sehr wahrscheinlich. Bleibt die Begründung, dass die in den einzelnen Monaten gesammelten Blätter individuell verschieden waren, wofür es mehrere Erklärungen gibt. Zum einen werden die Blätter über den Transpirationsstrom mit Cytokinin aus der Wurzel versorgt, dessen Cytokininfracht tageszeitlich unterschiedlich ist (Wagner & Beck

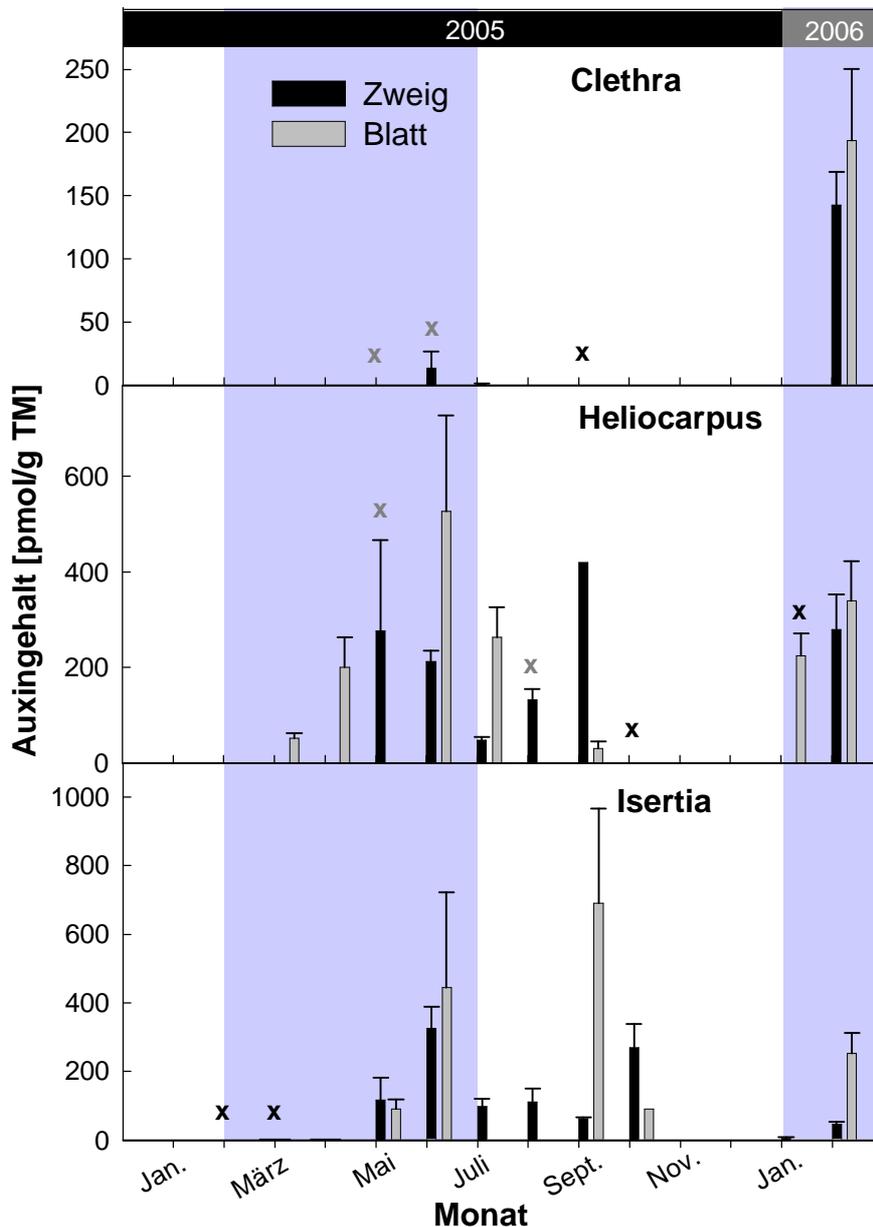
1993), zum anderen können schwer erkennbare Infektionen lokale Cytokininanreicherungen verursachen (z.B. an den grünen Inseln seneszierender Blätter erkennbar) und weiterhin können Blätter, solange sie wachsen, selbst Cytokinine produzieren. Da im Hinblick auf die Stecklingsbewurzelung ohnehin die Zweige das kritische Pflanzenorgan sind, sollen die im Allgemeinen sehr niedrigen Cytokininkonzentrationen in den Blättern als die „Normalfälle“ gelten. Zwar gibt es für Bäume aus der Literatur keine Richtwerte, jedoch dürften Cytokiningehalte unter 500 pmol/g TM als niedrige Werte gelten. Besonders geringe Cytokininkonzentrationen in den Zweigen ergaben sich bei *Clethra* im Februar, April, September und Dezember, während in den anderen Monaten Werte über 2000 pmol/g TM gemessen wurden. Auch *Heliocarpus*- und *Isertia*-Zweige hatten durchwegs sehr niedrige Cytokiningehalte. Im Prinzip gilt dies auch für *Piptocoma*, wo allerdings im Oktober und Dezember etwas höhere Werte gemessen wurden. Bei *Myrica* wechselten besonders hohe (über 4000 pmol/g TM) mit besonders niedrigen Gehalten (200 pmol/g TM) ab, wobei die hohen Werte vorwiegend in den trockeneren Monaten gemessen wurden. Damit verhielt sich *Myrica* gegenläufig zu *Clethra*, die sich ja auch durch sehr hohe Cytokiningehalte in den regenreichen Monaten auszeichnete.

*Tabebuia*-Zweige zeigten einen ausgesprochenen Jahresgang mit sehr niedrigen Gehalten in den regenreichen Monaten, die erst im Verlauf der trockeneren Jahreszeit auf über 1000 pmol/g TM anstiegen. Dieser Zuwachs ist mit dem Blattaustrieb zeitlich korreliert, wobei erwartungsgemäß die wachsenden jungen Blätter besonders hohe Cytokiningehalte (bis 2100 pmol/g TM) aufwiesen, die mehr als doppelt so hoch wie die Cytokiningehalte der alten Blätter waren.

#### 3.1.2.2.2 Auxine

Da Auxin chemisch sehr instabil ist, konnte es in Anbetracht der langen Zeit zwischen Probenahme und Analyse nicht ausbleiben, dass vielfach größere Unterschiede in Parallelproben auftraten oder gar kein Auxingehalt mehr festgestellt wurde. Bei keinem Auxin in beiden Parallelproben wurde jedoch angenommen, dass der Auxingehalt tatsächlich unter der Nachweisgrenze lag. Zweifelhafte Daten wurden generell nicht berücksichtigt. Leider sind dadurch die Datensätze sehr lückenhaft, sodass sich kein zusammenhängendes Bild über den Jahresgang der

Auxingehalte ergibt (Abb. 3-11). Im Gegensatz zu den Cytokininen waren beim Auxin die hohen Werte in den Zweigen von besonderem Interesse. Wie bei den Cytokininen gibt es keine Richtwerte für endogene Auxingehalte in tropischen Bäumen, jedoch liegen die gemessenen Werte in der Größenordnung der von einheimischen Obstgehölzen bekannten Auxingehalte (100 - 300 ng/g TM = 570 - 1000 pmol/ g TM, Boonplod 2005).



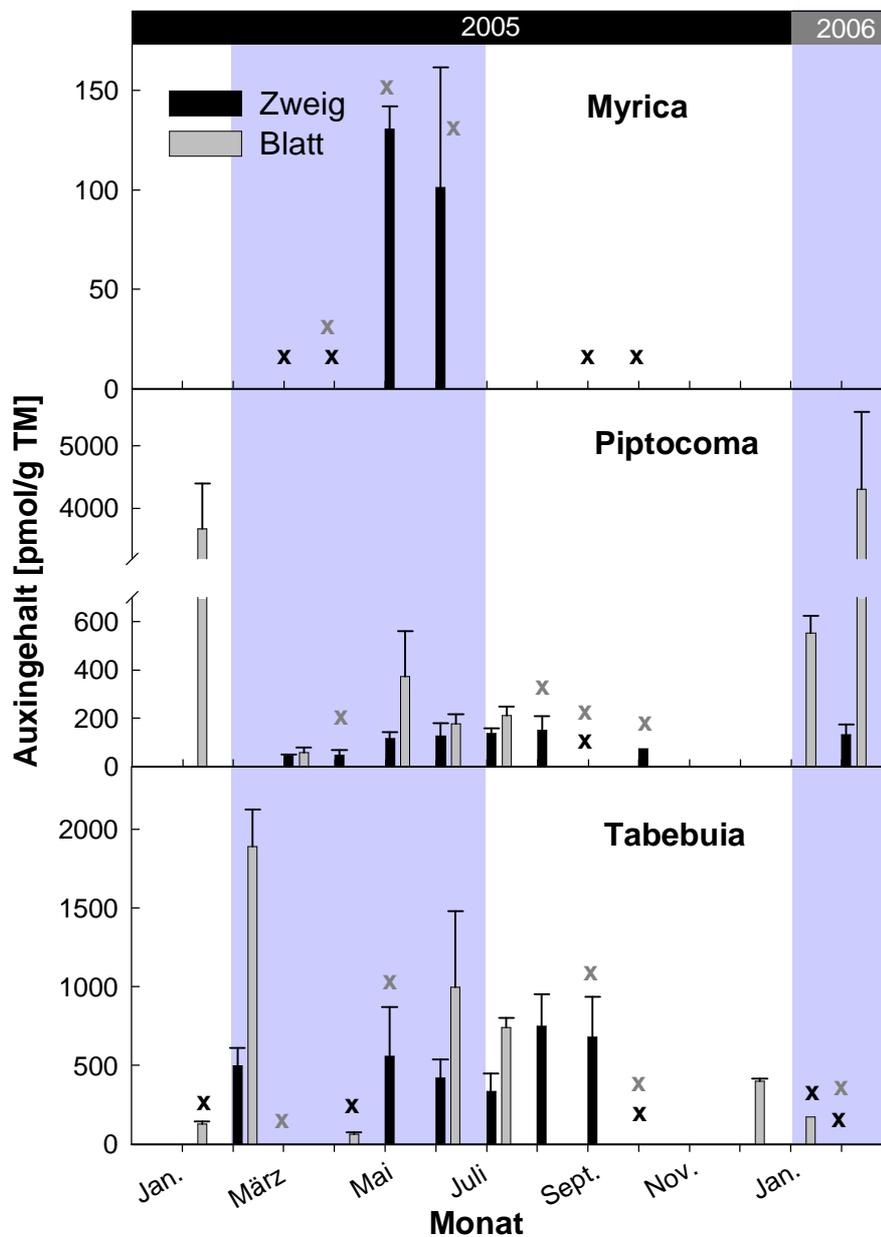


Abb. 3-11: Auxingehalte in Blättern und Zweigen von Spenderbäumen der sechs untersuchten Arten im Verlauf eines Jahres mit Abweichungen aus zwei bis drei Wiederholungen; die blau unterlegten Zeiträume markieren die niederschlagsreichsten Monate; x bzw. x markieren fehlende Messwerte in **Zweig**- bzw. **Blatt**proben, da Parallelbestimmungen wiederholt zu stark differierten bzw. im Aug. 2005 keine *Tabebuia*-Blätter vorhanden waren (Laubabwurf). In Monaten ohne Signaturen wurde kein Auxin detektiert.

Soweit die Mehrfachproben übereinstimmende Werte lieferten, erreichten nur die Zweige von *Heliocarpus*, *Isertia*, *Tabebuia* und in gewissem Umfang *Piptocoma* über mehrere Monate hinweg Gehalte in der erwarteten Größenordnung. Meist waren es die Monate am Ende der niederschlagsreichsten Jahreszeit und die ersten trockeneren Monate, in denen interpretierbare Auxingehalte in den Zweigen

gemessen werden konnten. In *Clethra*- und *Myrica*-Zweigen konnte in dieser Zeit kein Auxin nachgewiesen werden bzw. wurde der angenommene Richtwert deutlich unterschritten (*Myrica*). Mit Ausnahme von *Myrica* wurde in den Blättern aller Versuchspflanzen Auxin nachgewiesen, jedoch ergab sich wegen zahlreicher Lücken kein zusammenhängendes Bild. Zum Teil lagen die Werte weit über denen der Zweige (*Piptocoma* und *Tabebuia*). Auffällig ist, dass in den trockeneren Monaten (November, Dezember) mit Ausnahme von *Tabebuia* (Neubildung der Blätter) in keiner der Proben Auxin nachweisbar war.

### 3.1.2.3 Stomatäre Leitfähigkeit

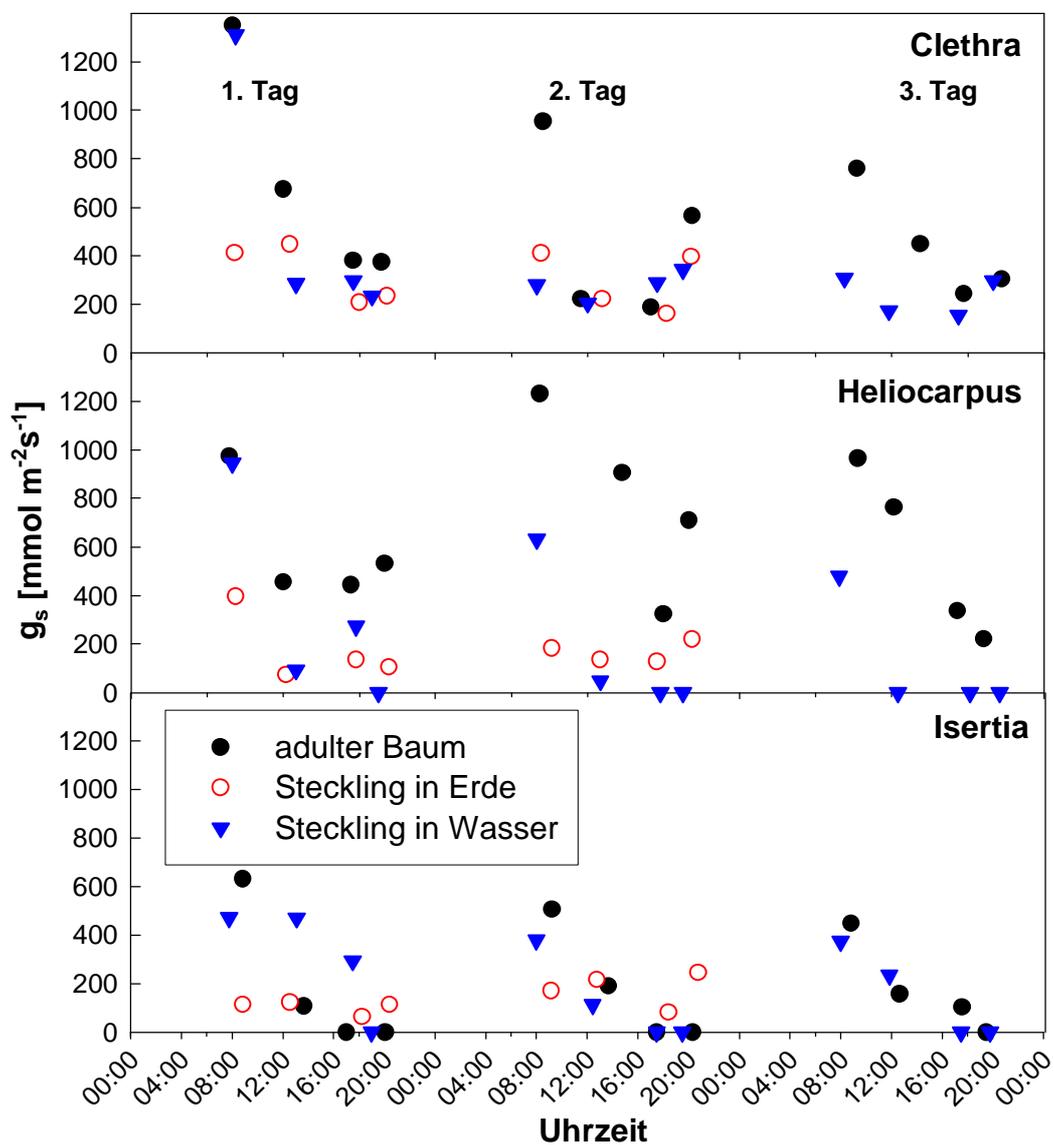
Das schnelle Vertrocknen der Stecklinge könnte auf eine Dysfunktion der Stomata zurückzuführen sein, da die normalerweise von der Wurzel ausgehende Kontrolle der stomatären Leitfähigkeit durch Abscisinsäure beim Steckling nicht mehr vorhanden ist. Deshalb wurde die stomatäre Leitfähigkeit bzw. Transpiration der frisch geschnittenen beblätterten Stecklinge mit der der Blätter an den intakten Spenderbäumen verglichen. Wegen der beschränkten Porometerkapazität und der vielen Proben wurde jeweils nur viermal am Tag gemessen.

#### 3.1.2.3.1 Tagesgang und Vergleich mit adulten Bäumen

Tagesgänge der stomatären Leitfähigkeit über mehrere Tage hinweg von Blättern sowohl adulter Bäume als auch von in Erde oder Wasser gehaltenen Stecklingen sind in Abb. 3-12 gezeigt.

Blätter adulter *Cethra*-Bäume zeigen einen sehr ausgeprägten Tagesgang mit Maxima in den Morgenstunden von fast  $1000 \text{ mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ . Die stomatäre Leitfähigkeit von Blättern an Stecklingen in Wasser und Erde weist einen stark abgeschwächten Tagesgang auf. Interessant ist, dass die Transpirationsleistung der Blätter von in Wasser gehaltenen Stecklingen im Laufe der drei aufeinander folgenden Tage nicht abnahm und dass auch in den ersten drei Nachtstunden Leitfähigkeiten von bis zu über  $400 \text{ mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  gemessen wurden. In Erde gehaltene Stecklinge hatten am dritten Tag nur noch verwelkte Blätter, die keine stomatäre Leitfähigkeit mehr zeigten.

Mit Ausnahme des allerersten Wertes kurz nach dem Schneiden der Stecklinge zeigten auch die *Heliocarpus*-Stecklinge in Wasser deutlich geringere stomatäre Leitfähigkeiten als die Blätter intakter Bäume. Der Tagesgang war insofern ausgeprägter als bei den adulten Pflanzen, als die Stecklinge schon um die Mittagszeit die Stomata schlossen und erst wieder am frühen Morgen öffneten. Bei den in Erde gehaltenen Stecklingen war der Tagesgang weniger deutlich ausgeprägt, sie schlossen ihre Stomata an den ersten beiden Tagen niemals vollständig. Sie zeigen außerdem – wie die Blätter adulter Bäume – in den ersten Stunden der Nacht noch stomatäre Leitfähigkeit.



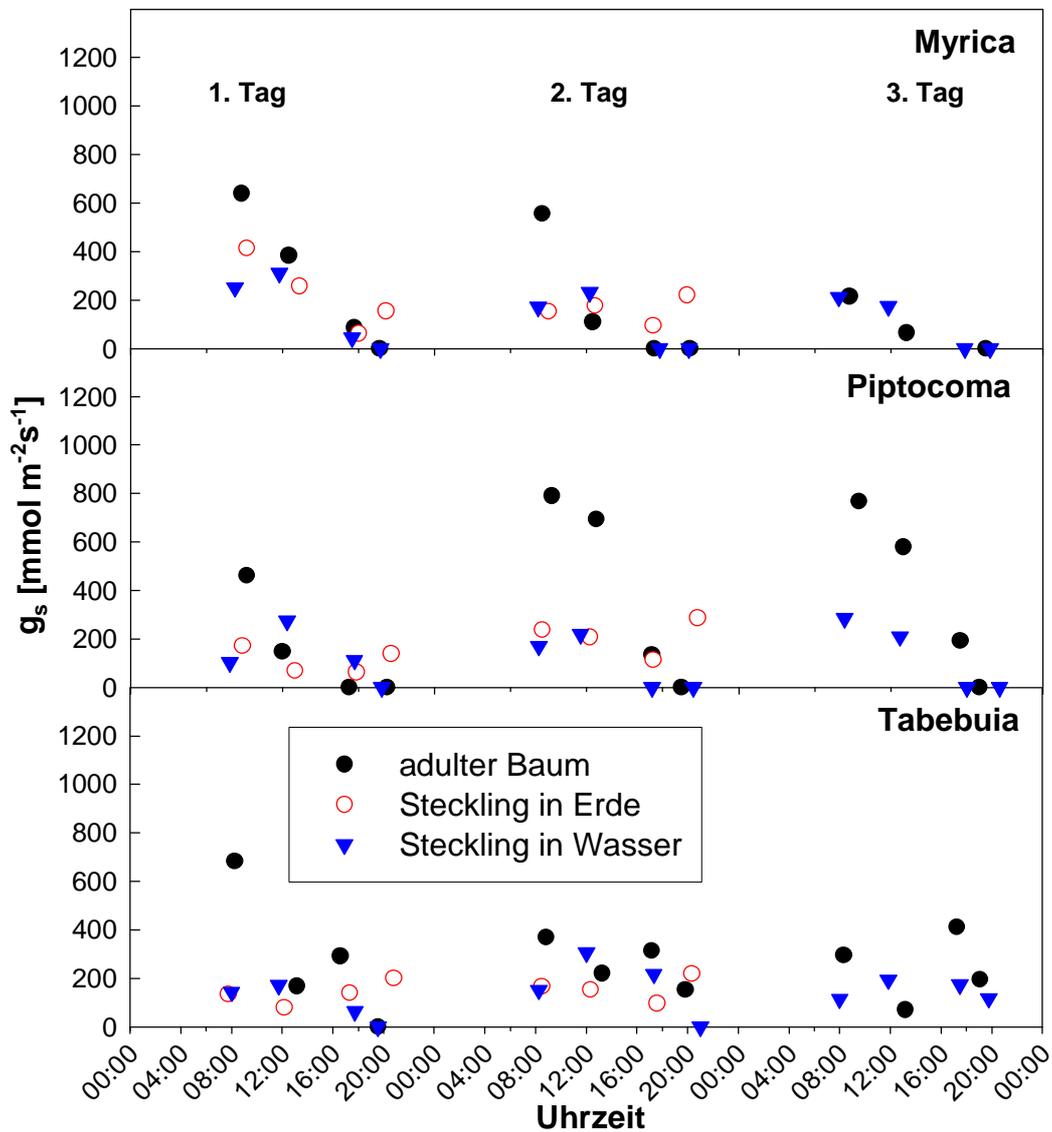


Abb. 3-12: 2-3tägiger Tagesgang der stomatären Leitfähigkeit  $g_s$  je eines Blattes an adulten Bäumen, unbewurzelten Stecklingen in Erde und in Wasser. Alle Messungen wurden in den trockneren Monaten zwischen September und Dezember 2006 durchgeführt

Bei *Isertia* fällt auf, dass sich die stomatäre Leitfähigkeit der Blätter an den in Wasser kultivierten Stecklingen kaum von der der Blätter an den intakten Bäumen unterscheidet und dass beide ihre Stomata am Ende des Tages schließen. Nur die Stecklinge in Erde schlossen ihre Stomata nicht mit Eintritt der Dunkelheit.

*Myrica*-Blätter an Bäumen und Stecklingen in Wasser transpirieren tagsüber in etwa dem gleichen Umfang, nur am frühen Morgen sind die Stomata der Blätter an den intakten Bäumen weiter geöffnet. Abends schließen die Spaltöffnungen, mit Ausnahme der Blätter an den in Erde kultivierten Stecklingen, die wie auch alle übrigen Erdstecklinge relativ hohe Transpirationsraten zeigten ( $300 - 400 \text{ mmol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ).

Die höchsten stomatären Leitfähigkeiten wurden bei *Piptocoma* in den Morgen- und Mittagsstunden an adulten Bäumen mit ca. 800 bzw. an Stecklingen in Wasser mit nur ca. 200  $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  gemessen. Die Stecklinge in Erde zeigten auch in den frühen Nachtstunden stomatäre Leitfähigkeit.

Mit Ausnahme des allerersten Wertes liegen die stomatären Leitfähigkeiten der Blätter adulter *Tabebuia*-Bäume als auch der in Wasser kultivierten Stecklinge in der gleichen Größenordnung zwischen 200 und 400  $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ . Eindeutige Trends der stomatären Leitfähigkeit waren nicht auszumachen.

Interessant ist, dass direkt nach dem Schneiden bei *Clethra*- und *Heliocarpus*-Stecklingen im Wasser, aber nicht in Erde, sehr hohe Leitfähigkeiten von 1300  $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  gemessen wurden.

### 3.1.2.3.2 Welkeverhalten von Stecklingen in verschiedenen Substraten

Erfasst man die stomatäre Leitfähigkeit (Vormittagswerte) von Stecklingen über einen größeren Zeitraum, so bemerkt man ein starkes Absinken der Leitfähigkeit mit fortschreitender Zeit nach dem Schneiden (Abb. 3-13). Die Blätter welkten im Experiment rasch und irreversibel. Im Einzelnen transpirierten *Heliocarpus*-Stecklinge bereits nach dem zweiten Tag nicht mehr, *Tabebuia*-Stecklinge transpirierten bis zum sechsten, *Isertia*- und einige *Piptocoma*-Pflänzchen bis zum neunten Tag. *Myrica*-Stecklinge transpirierten zwischen vier und zehn Tagen.

Während an *Clethra*-Stecklingen in Erde nur max. acht Tage stomatäre Leitfähigkeiten zu messen waren, konnte an in Wasser eingestellten Stecklingen auch noch nach dem 13. Tag eine Wasserabgabe gemessen werden. Auch bei *Myrica*, *Piptocoma* und *Tabebuia* blieben Stecklinge im Wasser am längsten frisch und wiesen hohe Leitfähigkeiten auf. *Clethra*-Stecklinge in Erde wiesen bei der ersten Messung nach dem Pflanzen Werte von 600  $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  auf. Bei den übrigen Arten wurden direkt nach dem Schneiden Leitfähigkeiten zwischen 200 und 400  $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  gemessen. An *Heliocarpus*-Stecklingen konnten hingegen nie mit adulten Bäumen vergleichbare Leitfähigkeiten bestimmt werden. Die Blätter welkten so rasch, dass schon bei der ersten Messung nur noch Werte unter 70  $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  detektiert werden konnten. Allerdings wurden in den frühen Morgenstunden auch noch an den folgenden Tagen stomatäre Leitfähigkeiten gemessen (Abb. 3-13).

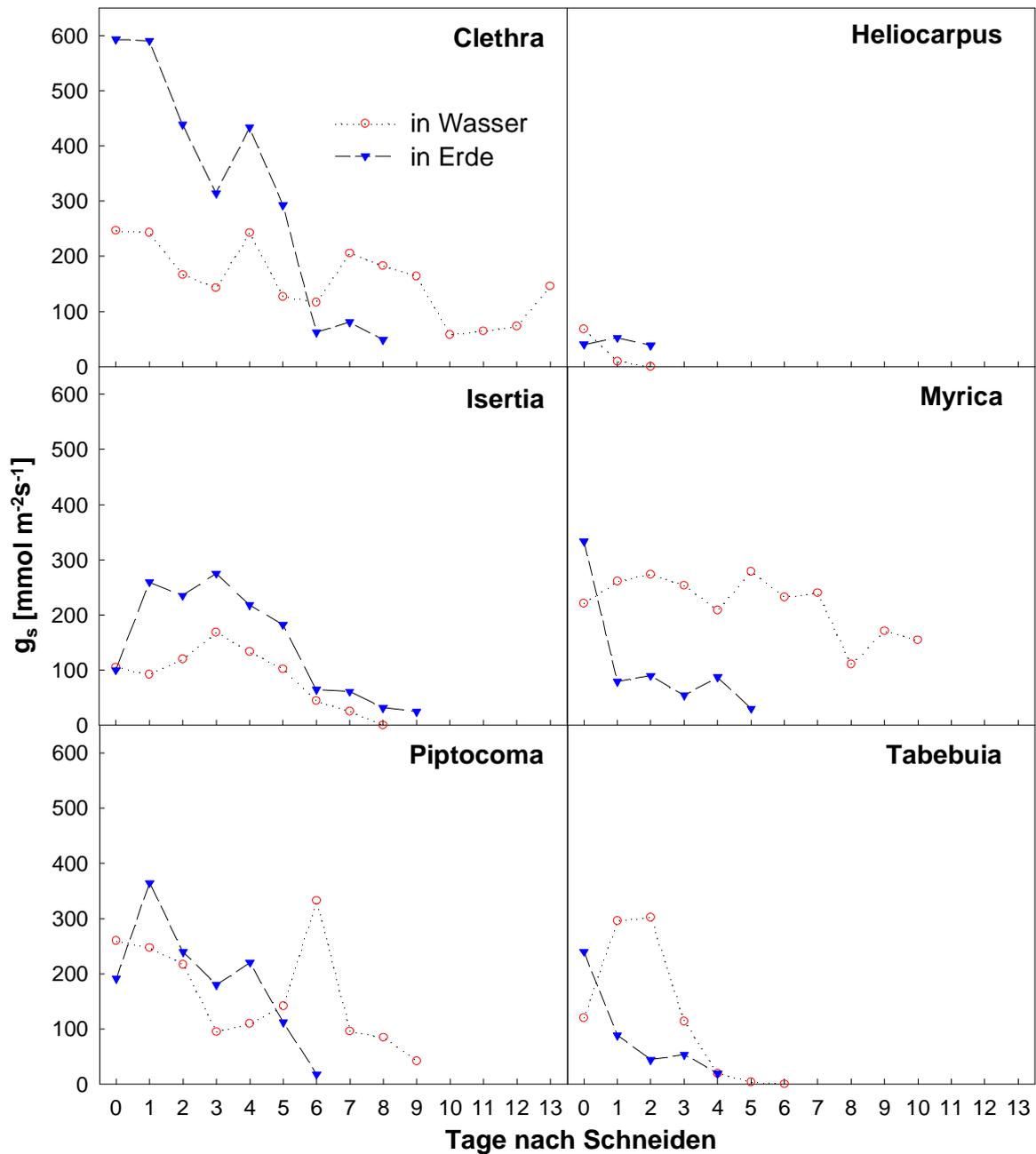


Abb. 3-13: Stomatäre Leitfähigkeiten  $g_s$  von Blättern an Stecklingen in Wasser bzw. Erde über mehrere Tage nach dem Schneiden bis zum Verwelken der Blätter,  $n = 15$  an fünf Individuen; gemessen wurde täglich um ca. 10 Uhr

### 3.1.2.4 Saisonalität des Streufalls und der Blühphasen adulter Bäume und des Blattaustriebs von Stecklingen

Die beobachtete Saisonalität des Blattaustriebs an Stecklingen von adulten Bäumen führt zu der Frage, ob auch einen Zusammenhang mit jahreszeitlichen Fluktuationen im Streufall bzw. den Blühphasen existiert. Unabhängig davon, ob etwaige

Zusammenhänge direkte oder indirekte physiologische Hintergründe haben, könnte z.B. die Blühphase als Indikator für eine günstige oder ungünstige Zeit zum Schneiden von Stecklingen dienen. Dies ist insofern von Bedeutung, als Blüte, Fruchtreife oder Blattfall in den immerfeuchten Tropen weniger synchronisiert sind als z.B. in den gemäßigten Breiten und deshalb leicht erkennbaren Indikatoren des physiologischen Zustands der einzelnen Bäume große Bedeutung zukommt. Bei Betrachtung mehrerer Exemplare der gleichen Art kommt diese nur grundsätzliche Synchronisation in der Länge der einzelnen Phasen zum Ausdruck.

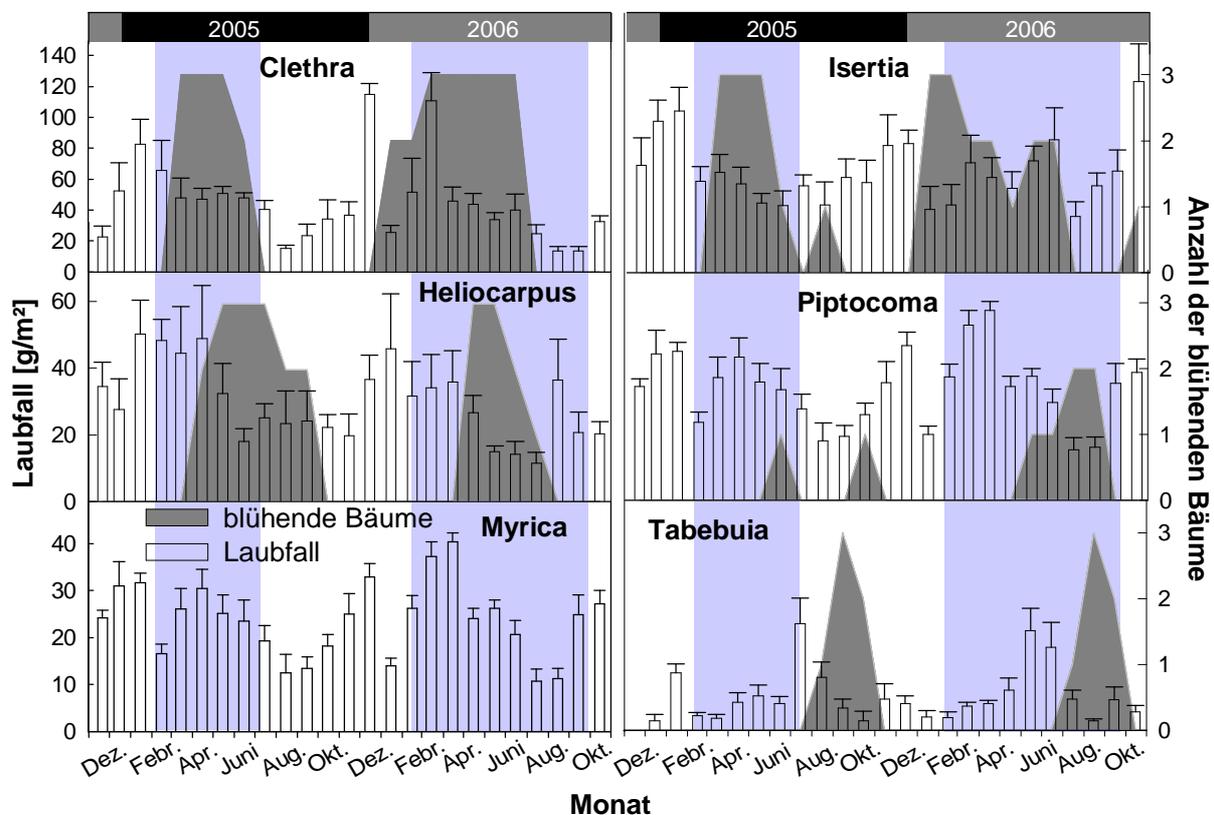


Abb. 3-14: Monatlicher Laubfall (TM) und Anzahl blühender Bäume/Monat (n = 3) von Dez. 2004 – Nov. 2006, Laubfall mit Standardabweichung (n = 3) von sechs (Laubfall) bzw. fünf (Blühdaten) untersuchten Arten; die blau unterlegten Zeiträume markieren die regenreichsten Monate

Fast zwei Jahre lang wurde der Laubfall von adulten Bäumen derjenigen Arten im monatlichen Abstand untersucht, von denen Stecklinge gewonnen wurden (Abb. 3-14). Generell zeigt sich – mit Ausnahme der laubwerfenden *Tabebuia* – ein Anstieg des Laubfalls im Verlauf der trockeneren Monate. *Clethra* ist eine der Arten, die einen besonders deutlichen Jahresgang bezüglich des Laubfalls zeigt. Die

höchsten monatlichen Streufallraten von über 80 g/m<sup>2</sup> wurden am Ende der weniger feuchten bzw. zu Beginn der regenreichsten Perioden ermittelt. In den übrigen Monaten sanken die Streufallraten auf ein Drittel der Spitzenwerte ab. Auch bei *Heliocarpus* gibt es einen mit *Clethra* vergleichbaren Jahresgang: Wieder finden sich Laubfallmaxima beim Wechsel von den trockeneren zu den regenreichsten Monaten im Jahr. Der Laubfall von *Isertia* schwankte ebenfalls im Laufe des Jahres, doch war kein direkter Zusammenhang mit den Niederschlagsverhältnissen zu erkennen. Im Gegensatz dazu gibt es bei *Isertia* im Jahr gleichbleibend hohe Laubfallraten von durchschnittlich 65 g/m<sup>2</sup>. Auch *Myrica* zeigt mehrere Maxima und Minima im Verlauf eines Jahres mit beträchtlichen Unterschieden von Monat zu Monat. Ganzjährig moderate Laubfallraten von bis zu 40 g/m<sup>2</sup> wiesen die *Piptocoma*-Bäume auf, ohne von Jahreszeiten abhängigen Fluktuationen erkennen zu lassen. Der Laubfall von *Tabebuia* wies hingegen einen ausgeprägten Jahresgang bei insgesamt kleinen Blattmengen auf. Jedes Jahr im Juni/Juli, d.h. am Ende bzw. während der regenreichsten Zeit, erfolgte ein klar abgegrenzter Blattabwurf mit bis zu 30 g/m<sup>2</sup> im Monat, während die monatliche Laubfallrate in den restlichen Monaten unter 10 g/m<sup>2</sup> blieb. Dies zeigt aber auch, dass es bei dieser obligat laubwerfenden Art nicht nur eine Saison des Laubwurfs gibt, sondern dass wie bei den anderen Tropenbäumen kontinuierlich Blätter abgeworfen werden.

In Abb. 3-14 wurden außerdem die Blütezeiten von drei Bäumen pro Art aufgetragen. Die geringe Anzahl der Individuen lässt nur einen Trend erkennen. Bei *Myrica* wurde die Blühphase nicht angegeben, da diese Art zweihäusig ist und die Blühphasen der unisexuellen Blüten unterschiedlich sind (Cueva Ortiz et al. 2006). Man erkennt bei den meisten Arten klar definierte Blühphasen, z.T. mit ca. zwei Monaten sehr kurz (*Tabebuia* und *Piptocoma*) oder sich über ein halbes Jahr (*Clethra* und *Isertia*) erstreckend. *Clethra*- und *Isertia*-Bäume blühten in den regenreichsten Monaten, *Tabebuias* in der weniger feuchten Jahreszeit. Die hier untersuchten *Piptocoma*-Bäume blühten übers Jahr verteilt. Deutlich wird, dass *Clethra*- und *Heliocarpus*-Bäume nach verstärktem Laubabwurf blühten. *Tabebuia*-Bäume waren zur Zeit der Blüte sogar vollkommen unbeblättert. Bei *Clethra*, *Heliocarpus* und *Isertia* konnte eine Synchronisation des Blühverhaltens beobachtet werden, d.h. die drei untersuchten Bäume einer Art blühten gleichzeitig. Im Gegensatz dazu blühten bei *Piptocoma* zwei Bäume gleichzeitig und einer zeitversetzt.

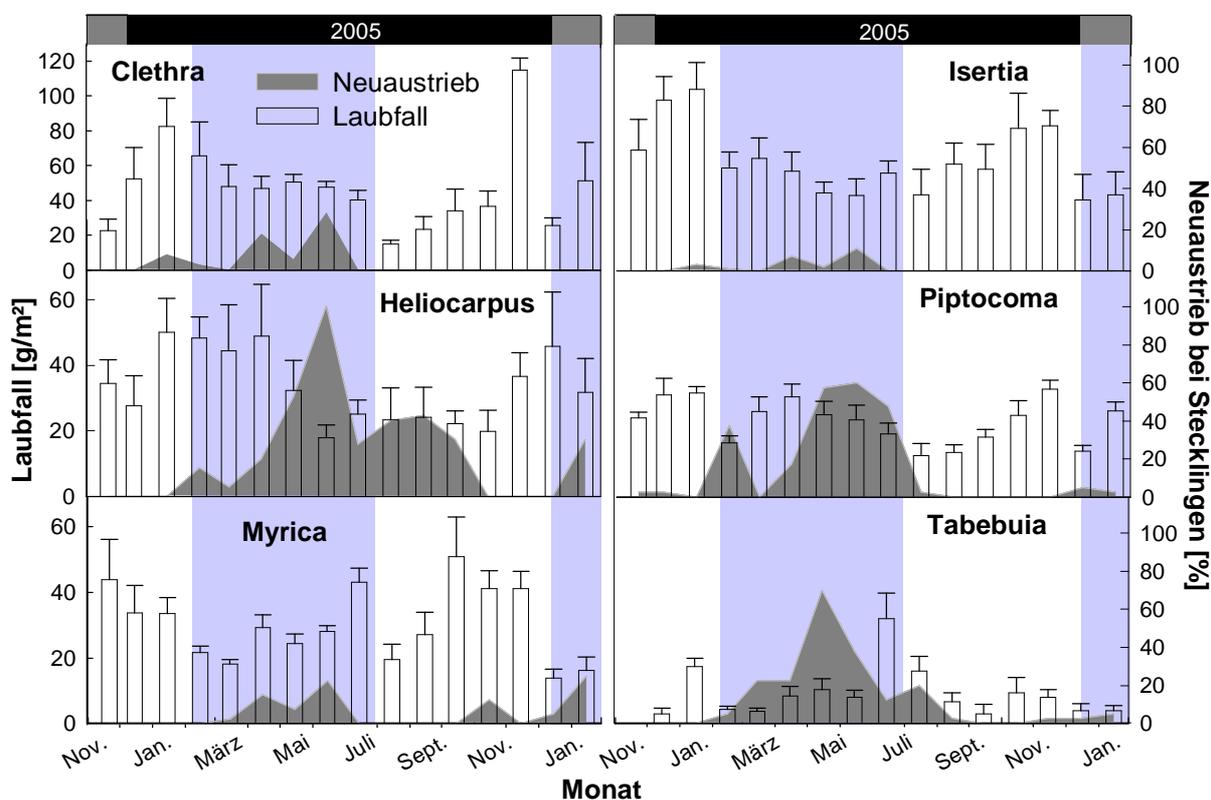


Abb. 3-15: Monatlicher Laubfall der sechs untersuchten Arten mit Standardabweichung ( $n = 3$ ) sowie Prozentsatz der monatlich geschnittenen Stecklinge der jeweiligen Art, die neue Blätter austrieben; die blau unterlegten Zeiträume markieren die regenreichsten Monate.

In Abb. 3-15 wurden der Streufall adulter Bäume und der Prozentsatz der daraus geschnittenen Stecklinge mit neuem Blattaustrieb über einen Zeitraum von mehr als einem Jahr hinweg aufgetragen. Die Abbildung zeigt, dass sich besonders bei *Heliocarpus*-Bäumen die Stecklinge, die in Zeiten geringeren Laubfalls geschnitten wurden, am besten beblätterten. Bevor *Tabebuia*-Bäume ihre gesamten Blätter abwarfen, lässt sich ein „Neubebblätterungspeak“ an den geschnittenen Stecklingen beobachten.

## 3.2 Jungpflanzen als Donor-Pflanzen für die vegetative Vermehrung

### 3.2.1 Stecklingskulturen

Nachdem die Versuche mit Stecklingsmaterial von adulten Bäumen zu keinem – für eine großmaßstäbliche Aufschulung verwertbaren – Ergebnis geführt hatten, wurde

versucht, die Voraussetzung für eine Bewurzelung durch Veränderung des endogenen KH- und Phytohormonhaushalts zu verbessern. Da dies mit adulten Bäumen nicht möglich ist, wurden Jungpflanzen als Spender verwendet, die unterschiedlichen Stressoren ausgesetzt werden konnten. Wegen der großen Zahl der Proben wurden diese Versuche auf zwei Arten *Heliocarpus americanus* und *Tabebuia chrysantha* beschränkt. Von beiden Arten gab es eine große Zahl von Jungpflanzen. Insgesamt und über alle Methoden gemittelt kann festgestellt werden, dass diese Strategie erfolgreich war.

### 3.2.1.1 Ansatz mit nährstoff- + dürre- + wurzelraumgestressten Jungpflanzen

In einem Vorversuch mit multipel gestressten Donor-Pflänzchen bewurzelten sich mit durchschnittlich 78 % mehr als doppelt so viele *Heliocarpus*- wie *Tabebuia*-Stecklinge (Tab. 3-3).

Tab. 3-3: Bewurzelungs- und Etablierungsquoten von Stecklingen aus verschiedenen Abschnitten der *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen; bei *Tabebuia* stehen Kleinbuchstaben für Ergebnisse nach logistischer Regression (Unterschiede zwischen den Gruppen nach sequentieller Bonferroni-Korrektur)

Art	Position	n	Bewurzelung [%]	Etablierung [%]
<i>Tabebuia</i>	terminaler Teil	40	15,0 <b>a</b>	2,5 <b>a</b>
	basaler Teil	40	35,0 <b>ab</b>	7,5 <b>a</b>
	gesamter Sproß	41	46,3 <b>b</b>	0,0 <b>a</b>
<i>Heliocarpus</i>	gemischt	33	78,1	65,6

Auch die Etablierung der Stecklinge war bei *Heliocarpus* deutlich besser als bei *Tabebuia*. Hinsichtlich der Position von *Tabebuia*-Stecklingen an der Donor-Pflanze bewurzelten sich Stecklinge aus dem terminalen Teil mit 15 % deutlich schlechter als Stecklinge, die aus dem basalen bzw. dem gesamten Spross geschnitten wurden (46 %). Keine statistischen Unterschiede gab es bei der Etablierung der Stecklinge aus den verschiedenen Abschnitten der Donor-Pflanzen.

### 3.2.1.2 Ansätze mit verschieden vorbehandelten Jungpflanzen

Nach den erfolgreichen Vorversuchen mit Stecklingen von stark gestressten Jungpflanzen (Kap. 3.2.1.1) wurden in einem größer angelegten Versuch junge

Spenderbäume vor dem Stecklingsschneiden unterschiedlichen Stressbehandlungen ausgesetzt. Geprüft wurden Dürrestress, Nährstoffmangel und Einengung des Wurzelraums sowie Kombinationen dieser Stressoren. Außerdem wurden sog. „Wildlinge“ als Spenderpflanzen verwendet. Das sind lang aufgeschossene Jungpflanzen im oder nahe dem Kronenbereich der Mutterpflanze.

### 3.2.1.2.1 Einfluss der Stressbehandlung auf den Wuchs der Donor-Pflanzen

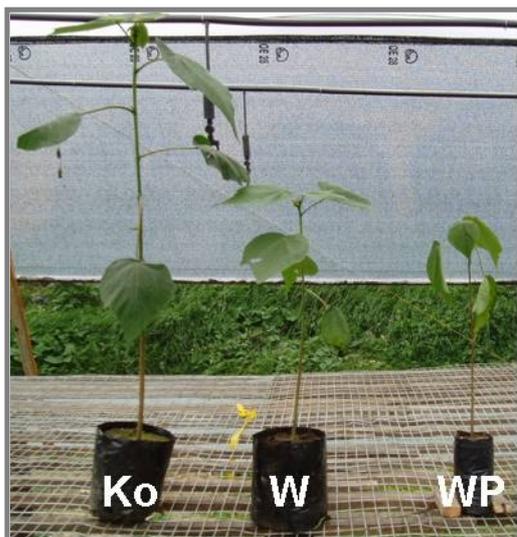
Die für diese Versuche herangezogenen Donor-Pflanzen wiesen je nach Vorbehandlung z.T. große morphologische Unterschiede (Abb. 3-16 und 3-17) auf. Sie differierten in Größe, Stammdurchmesser und Anzahl der intakten Blätter.

Tab. 3-4: Morphometrie junger *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Donor-Pflanzen die unter unterschiedlichen Stressbedingungen gezogen worden waren. Angegeben sind Mittelwerte aus Messungen an 30 Pflanzen (bzw. 60 bei *Heliocarpus* Dürrestress und Dürre- + Wurzelraumstress) pro Gruppe mit Standardabweichung; die Kleinbuchstaben markieren jeweils die Unterschiede zwischen den Vorbehandlungen nach ANOVA durch Kruskal-Wallis Test und folgenden MWU-Tests und sequentieller Bonferroni-Korrektur

	Höhe [cm]	Stammdurchmesser [mm]	Anzahl intakter Blätter
<b><i>Heliocarpus</i></b>			
<b>Kontrolle</b>	90,6 ± 17,4 <b>a</b>	11,5 ± 2,7 <b>a</b>	7,5 ± 3,2 <b>a</b>
<b>Dürrestress</b>	54,6 ± 8,2 <b>b</b>	6,6 ± 1,4 <b>b</b>	4,2 ± 1,5 <b>c</b>
<b>Nährstoffstress</b>	44,9 ± 12,7 <b>c</b>	5,8 ± 3,0 <b>b</b>	5,5 ± 2,2 <b>ab</b>
<b>Dürre- + Wurzelraumstress</b>	46,9 ± 9,2 <b>c</b>	6,0 ± 1,2 <b>b</b>	3,3 ± 1,1 <b>d</b>
<b>Nährstoff- + Wurzelraumstress</b>	27,9 ± 6,6 <b>d</b>	3,3 ± 0,8 <b>c</b>	4,9 ± 1,2 <b>bc</b>
<b><i>Tabebuia</i></b>			
<b>Kontrolle</b>	29,0 ± 9,1 <b>a</b>	9,0 ± 1,4 <b>a</b>	9,0 ± 2,53 <b>a</b>
<b>Dürrestress</b>	22,5 ± 5,2 <b>a</b>	8,9 ± 1,3 <b>a</b>	7,8 ± 2,17 <b>ab</b>
<b>Nährstoffstress</b>	14,7 ± 2,6 <b>b</b>	7,0 ± 1,2 <b>b</b>	1,23 ± 0,37 <b>c</b>
<b>Dürre- + Wurzelraumstress</b>	26,7 ± 6,5 <b>a</b>	8,2 ± 1,1 <b>a</b>	6,8 ± 1,77 <b>b</b>
<b>Nährstoff- + Wurzelraumstress</b>	14,1 ± 3,6 <b>b</b>	5,2 ± 1,6 <b>c</b>	1,17 ± 0,43 <b>c</b>

Tab. 3-4 zeigt die Durchschnittswerte der genannten Parameter von fünf verschiedenen Ansätzen. Alle Stressbehandlungen führten erwartungsgemäß zu erheblich geringerem Wachstum und einer reduzierten Blattzahl. Das Längen- und Dickenwachstum des *Heliocarpus*-Sprosses reagierte stark auf Nährstoffmangel, besonders wenn durch Wurzelraumlimitierung Nährstoff- und Wasseraufnahme noch zusätzlich eingeschränkt wurde. Die Blattbildung litt am meisten bei Wassermangel.

Im Gegensatz zu *Heliocarpus* reagierte der Spross von *Tabebuia* weniger empfindlich auf die verschiedenen Stressbehandlungen, aber Nährstoffmangel, verstärkt noch durch Wurzelraumbegrenzung waren wieder die stärksten Stressoren.



Wesentlich stärker als bei *Heliocarpus* reagierte bei *Tabebuia* das Blattwerk auf diese Stressoren, sodass statt neun Blättern in der Kontrolle nur ein bis zwei Blätter, auch mit geringerer Größe gebildet wurden.

Abb. 3-16 (links): *Heliocarpus*-Jungpflanzen nach mehrmonatiger Vorbehandlung kurz vor der Verarbeitung zu Sprossteklingen. Ko – Kontrolle, W – Dürrestress und WP – Dürre- + Wurzelraumstress



Abb. 3-17: *Tabebuia*-Jungpflanzen nach mehrmonatiger Vorbehandlung kurz vor der Verarbeitung zu Sprossteklingen. Ko – Kontrolle, W – Dürrestress, WP – Dürre- + Wurzelraumstress, N – Nährstoffstress und NP – Nährstoff- + Wurzelraumstress

### 3.2.1.2.2 Bewurzelung

Alle Ansätze mit vorher gestressten *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen führten zur Bewurzelung von Stecklingen. Allerdings gab es große Unterschiede zwischen den Bewurzelungs- und Etablierungsraten der Stecklinge aus den verschiedenen vorbehandelten Donor-Pflanzen. Unterschiedlich war auch die Stärke der Bewurzelung zwischen den Stecklingen aus identisch vorbehandelten Jungpflanzen. Durchschnittlich bildeten 42 % der *Heliocarpus*-, aber nur 15 % der *Tabebuia*-Stecklinge Wurzeln. Während sich fast alle bewurzelten *Heliocarpus*-Stecklinge auch

verpflanzen ließen (37 % Gesamterfolg), überlebte nur gut die Hälfte der bewurzelten *Tabebuia*-Stecklinge (9 %). Die Abbildungen 3-18 bzw. 3-19 zeigen die Bewurzelungs- und Etablierungsraten der Stecklinge aus den verschiedenen vorbehandelten Donor-Pflanzen.

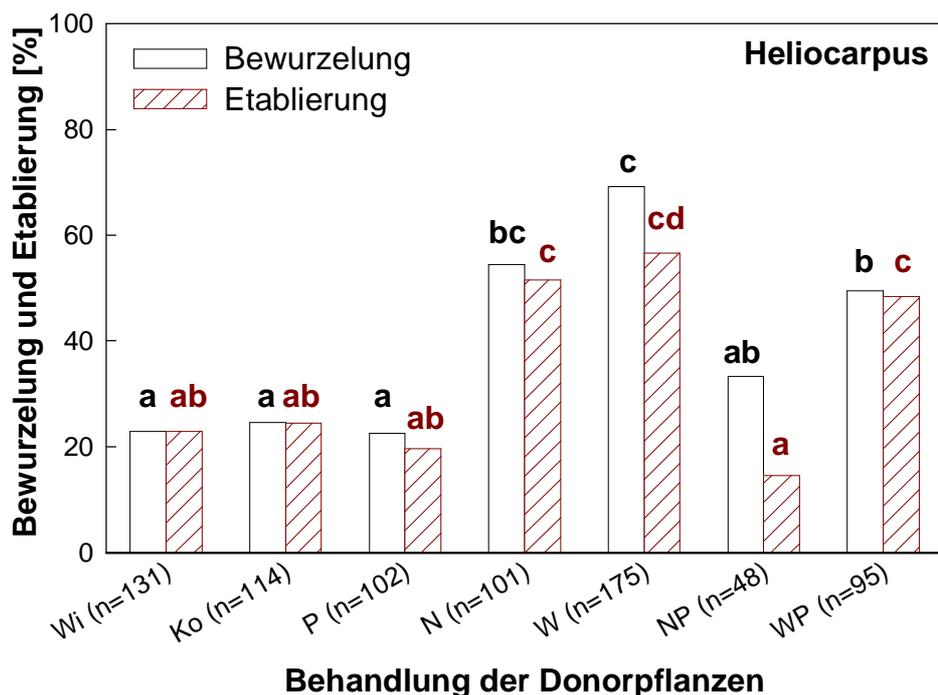


Abb. 3-18: Bewurzelung und Etablierung von Sprossstecklingen aus vorbehandelten *Heliocarpus*-Jungpflanzen; Wi – Wildlinge, Ko – Kontrolle (nur basale Stecklinge), P – mangelnder Wurzelraum, N – Nährstoffstress, W – Dürrestress, NP – Nährstoff- + Wurzelraumstress und WP – Dürre- + Wurzelraumstress; Kleinbuchstaben markieren jeweils die Unterschiede in Bewurzelungs- (schwarz) bzw. Etablierungsraten (rotgestreift) von Stecklingen aus den unterschiedlich vorbehandelten Donor-Pflanzen (logistischer Regression mit sequentieller Bonferroni-Korrektur)

*Heliocarpus*-Stecklinge von Dürrestress ausgesetzten Spenderpflanzen hatten mit 70 % die höchste Bewurzelungsquote. Etwa die Hälfte der Stecklinge, die von nährstoffgestressten bzw. dürre- + wurzelraumgestressten Mutterpflanzen geschnitten wurden, bildeten Wurzeln. Am schlechtesten bewurzelten sich mit nur 24 % Stecklinge, die von Wildlingen, von ungestressten (Kontrolle) oder von wurzelraumgestressten Donor-Bäumchen stammten.

Im Gegensatz zu *Heliocarpus* bewurzelten sich bei *Tabebuia* die aus Wildlingen geschnittenen Stecklinge besser als die aus den vorher gestressten Jungpflanzen. Stecklinge aus dürre-, dürre + wurzelraumgestressten sowie aus ungestressten Kontroll-Donor-Pflanzen bildeten fast gar keine Wurzeln (1 – 5 %).

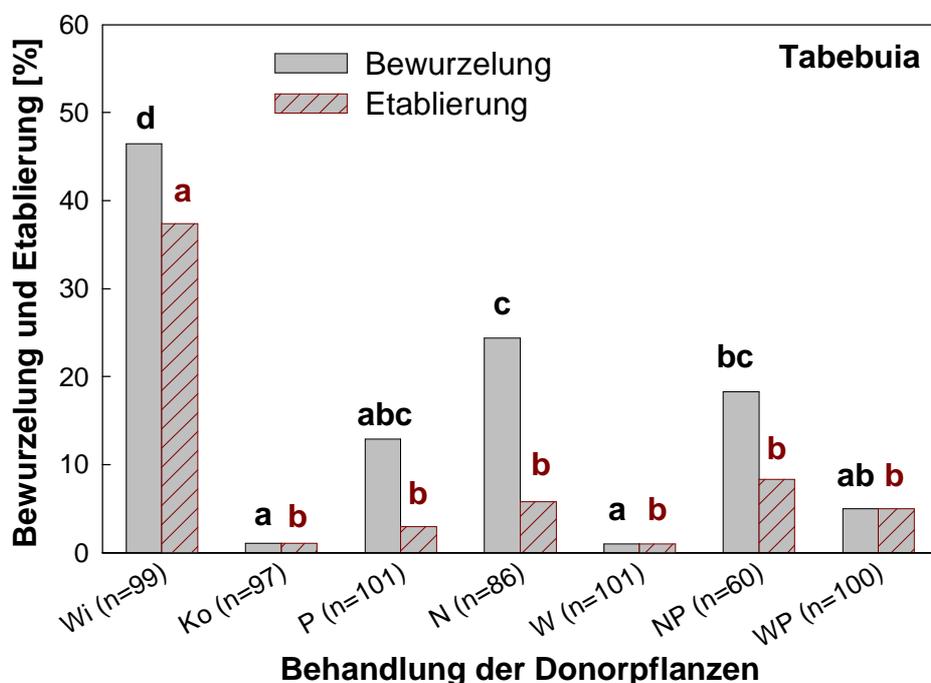


Abb. 3-19: Bewurzelung und Etablierung von Sprossstecklingen aus vorbehandelten *Tabebuia*-Jungpflanzen bzw. Wildlingen. Wi – Wildlinge, Ko – Kontrolle (nur basale Stecklinge), P – mangelnder Wurzelraum, N – Nährstoffstress, W – Dürrestress, NP – Nährstoff- + Wurzelraumstress und WP – Dürre- + Wurzelraumstress; Kleinbuchstaben markieren jeweils die Unterschiede in Bewurzelungs- (schwarz) bzw. Etablierungsraten (rotgestreift) von Stecklingen aus den unterschiedlich vorbehandelten Donor-Pflanzen (logistischer Regression mit sequentieller Bonferroni-Korrektur)

Abb. 3-20 zeigt den Anteil etablierter Stecklinge am Prozentsatz der bewurzelten Stecklinge und veranschaulicht damit die teilweise hohe Sterblichkeit bewurzelter Stecklinge. Wie auch bei den Stecklingen von adulten Spenderbäumen (Kap. 3.1.1.2) bildeten sich an einigen Pflanzen nach zwei bis drei Wochen (*Heliocarpus*) bzw. nach über einem Monat (*Tabebuia*) neue Blätter. An Stecklingen, die überlebten, kam es im Folgenden zur Wurzelbildung. An einigen Stecklingen wuchsen Wurzeln ohne oberirdisches Blattwachstum. Diese Stecklinge etablierten sich nicht und starben später ab. Bei *Heliocarpus* etablierten sich zwischen 80 und 100 % der bewurzelten Stecklinge. Eine Ausnahme bildeten die bewurzelten Stecklinge aus nährstoff- + wurzelraumgestressten Donor-Pflanzen, die sich nur zur Hälfte (43 %) etablierten. Bei den in Abb. 3-20 dargestellten Behandlungen etablierte sich weniger als die Hälfte der bewurzelten *Tabebuia*-Stecklinge. Nur bewurzelte Stecklinge von Wildlingen sowie dürre- + wurzelraumgestresste Stecklinge überlebten mit bis zu 80 %iger Wahrscheinlichkeit.

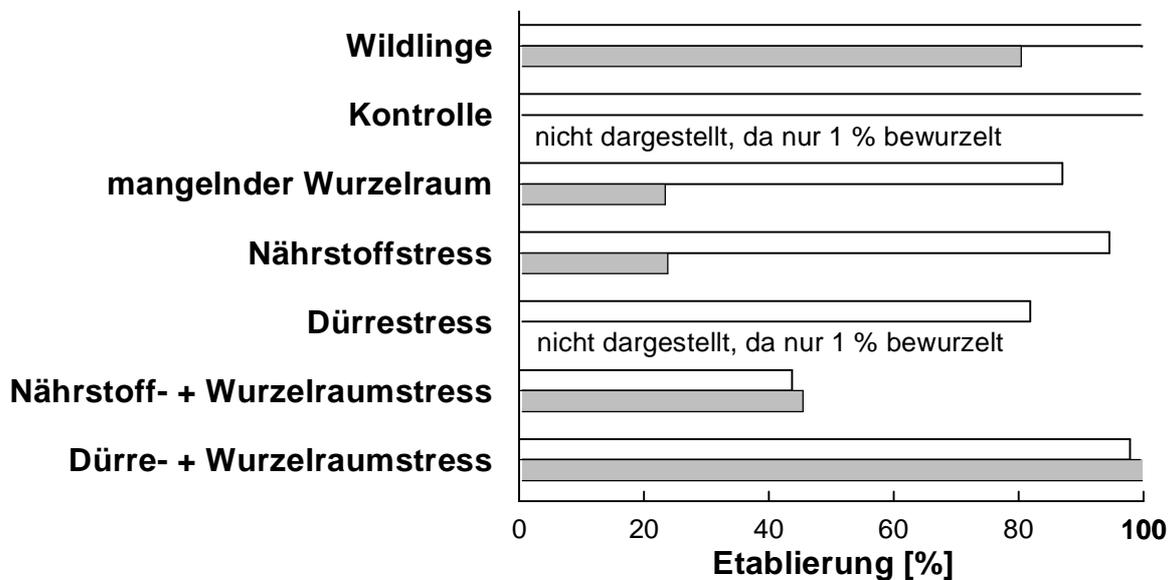


Abb. 3-20: Anteile der etablierten *Heliocarpus*- (offene Säulen) und *Tabebuia*-Stecklinge (grau unterlegte Säulen) von allen bewurzelten Sprossstecklingen aus den verschiedenen vorbehandelten Jungpflanzen

### 3.2.1.2.3 Einfluss der Position des Stecklings an der Donor-Pflanze

Der Einfluss der Position des Stecklings an der Donor-Pflanze auf den Bewurzelungs- bzw. Etablierungserfolg wurde in jeweils einer Gruppe der beiden betrachteten Arten untersucht (Tab. 3-5). Die Ergebnisse zeigen sehr deutlich, dass sich terminale Stecklinge im Gegensatz zu basalen kaum (*Tabebuia*) bzw. gar nicht (*Heliocarpus*) bewurzeln oder etablieren.

basal		Terminal
n = 99	<b>Wildlinge <i>Tabebuia</i></b>	n = 114
46,5	***	7,0
<b>37,8</b>	***	<b>4,4</b>
n = 114	<b>Kontrolle <i>Heliocarpus</i></b>	n = 45
24,6	**	0,0
<b>24,6</b>	**	<b>0,0</b>

Tab. 3-5: Vergleich der durchschnittlichen Bewurzelung (schwarz) und Etablierung (rot) von basalen und terminalen Stecklingen zweier Behandlungen durch logistische Regression

### 3.2.1.3 Sprossstecklinge aus abgemoosten Spenderpflanzen

Schließlich wurde noch untersucht, ob die Ausbeute an lebensfähigen Stecklingen durch Abmoosen von Jungpflanzen gesteigert werden kann. Dies war tatsächlich der

Fall. Abb. 3-21 zeigt die Bewurzelungs- und Etablierungsraten von *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Stecklingen, die aus dem basalen Teil vorher abgemooster Jungpflanzen geschnitten wurden. Bei *Heliocarpus* bewurzelter sich 94 % der Stecklinge, die Hälfte aller Stecklinge etablierte sich. 85 % der *Tabebuia*-Stecklinge bildeten Wurzeln, zwei Drittel der Pflanzen etablierten sich.

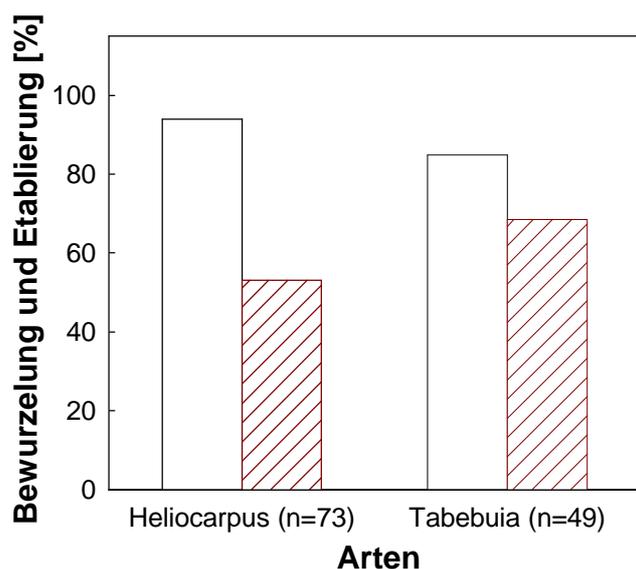


Abb. 3-21: Bewurzelung (leere Säulen) und Etablierung (rotgestreifte Säulen) von *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Sprossstecklingen aus abgemoosten Jungpflanzen nach logistischer Regression

### 3.2.1.4 Abmoosen an Jungpflanzen

Wesentlich erfolgreicher als bei adulten Bäumen war das Abmoosen von Zweigen an Jungpflanzen. Dabei handelte es sich um ca. 50 – 70 cm hohe 1 ½ - 2-jährige, aus Samen gezogene, Spenderpflanzen von *Tabebuia* und *Heliocarpus*. Aufgrund positiver Vorversuche konnte die für die Bewurzelung notwendige Zeit systematisch untersucht werden.

In einem ersten Experiment wurden an *Tabebuia*-Jungpflanzen Zweige abgemoost und nach zwei, 6 ½ und neun Monaten der Bewurzelungserfolg registriert (Abb. 3-22 und 3-23). Zudem wurde geprüft, ob die Wurzelmenge an den Abmooslingen für die Weiterkultivierung in Erde ausreichte. Bereits nach zwei Monaten wurde fast an einem Fünftel der Abmooslinge Wurzelbildung festgestellt, allerdings reichten die Wurzeln noch nicht für die Etablierung der Pflanzen in Erdkultur aus. Nach 6 ½ Monaten hatten etwa 40 % der Zweige Wurzeln gebildet und bei ca. 3 % reichte das Wurzelwerk für die Kultivierung in Erde aus. Nach neun Monaten waren über 90 %

der Abmooslinge bewurzelt und alle konnten erfolgreich in Erde weiter kultiviert werden.

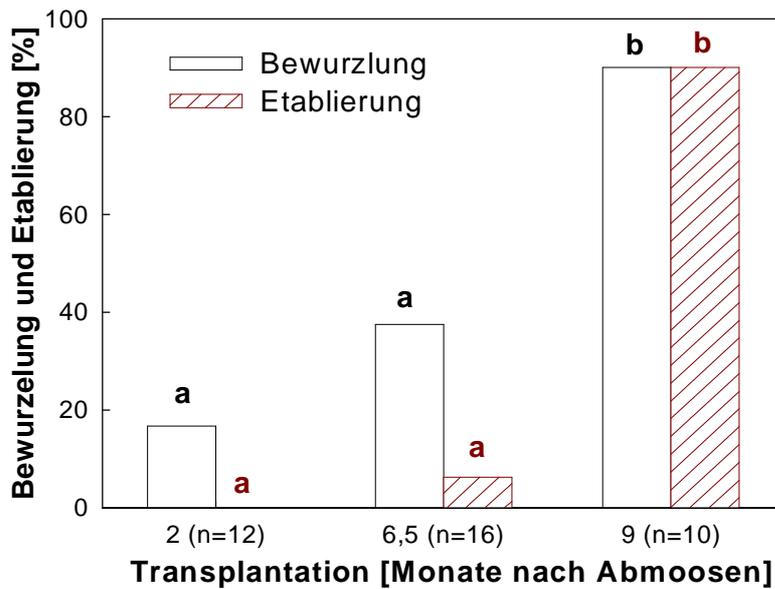


Abb. 3-22: Bewurzelung (leere Säulen) und Etablierung (rotgestreifte Säulen) von an jungen Spenderbäumchen abgemoosten *Tabebuia*-Zweigen in Abhängigkeit von der Zeitspanne zwischen dem Abmoosen und der Abnahme der Zweige, n angegeben, Unterschiede in der Bewurzelung (schwarz) und der Etablierung (rotgestreift) zwischen den drei Gruppen nach logistischer Regression

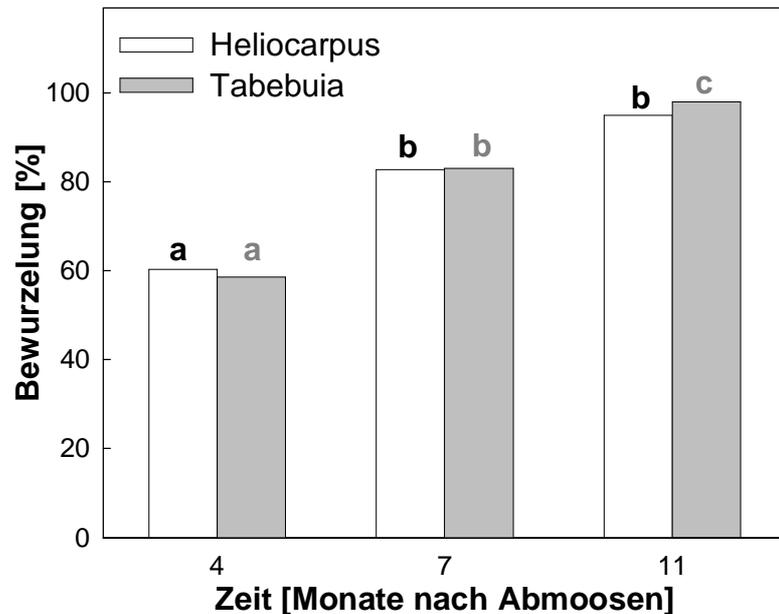


Abb. 3-23: Abgemooste Zweige von jungen *Tabebuia*-Pflanzen: mit Kallus (links); bewurzelt (Mitte) und etabliert mit Wurzeln und Blättern (rechts)

Der Versuch wurde wiederholt und durch *Heliocarpus* erweitert. Diese Art bewurzelte sich bei Verwendung von jungen Spenderpflanzen ebenso gut wie *Tabebuia*. Das Ergebnis ist in Abb. 3-24 dargestellt. In diesem Experiment waren bereits nach sieben Monaten über 80 % der Zweige bewurzelt, nach weiteren vier Monaten praktisch alle (97 %). Somit zeigt die Bewurzelungsrate eine deutliche Sättigungskinetik. Nach elf Monaten lagen die Etablierungsraten in Erdkultur bei 83 % (*Tabebuia*) bzw. 95 % (*Heliocarpus*). Die im Vergleich zum ersten Versuch (Abb. 3-22) deutlich raschere Bewurzelung an *Tabebuia*-Mooslingen lässt sich wahrscheinlich mit Unterschieden in der Methodik begründen. So wurde im 2. Ansatz

z.B. das Moos desinfiziert bzw. der Stamm geringelt statt nur eingeschnitten (s. Tab. 2-6 in Material und Methoden).

Abb. 3-24: Zeitkinetik der Bewurzelung abgemooster *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Zweige von jungen Donor-Bäumchen (n *Heliocarpus* = 58, n *Tabebuia* = 94); Kleinbuchstaben geben Unterschiede innerhalb einer Art zwischen den Kontrollterminen nach logistischer Regression wieder



### 3.2.2 Physiologische Untersuchungen an adulten Donor-Bäumen für Sprossstecklinge

#### 3.2.2.1 Kohlenhydrate

Direkt vor der Verarbeitung zu Stecklingen wurden die jungen, mehrere Monate lang vorbehandelten, *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Bäumchen mit mindestens fingerdickem Stammdurchmesser auf ihren KH-Gehalt getestet. Zwar wurden nicht alle Stecklinge zur gleichen Jahreszeit geschnitten bzw. beprobt, doch wurden außer den Wildlingen alle Donor-Pflanzen unter Gewächshausbedingungen angezogen, sodass jahreszeitliche Schwankungen nicht zu erwarten waren.

##### 3.2.2.1.1 *Heliocarpus*

Bezogen auf die Trockenmasse variierte der Gesamt-KH-Gehalt der Sprosse zwischen den Kontrollpflanzen mit 3,3 % und den unter Nährstoff- + Wurzelraumstress angezogenen Pflanzen mit 23 % erheblich. Unabhängig davon

war die Stärke durchgehend – wie schon bei den Zweigen der adulten Bäume – die dominierende KH-Fraktion (Abb. 3-25). Allerdings war dieses Phänomen bei den jun-

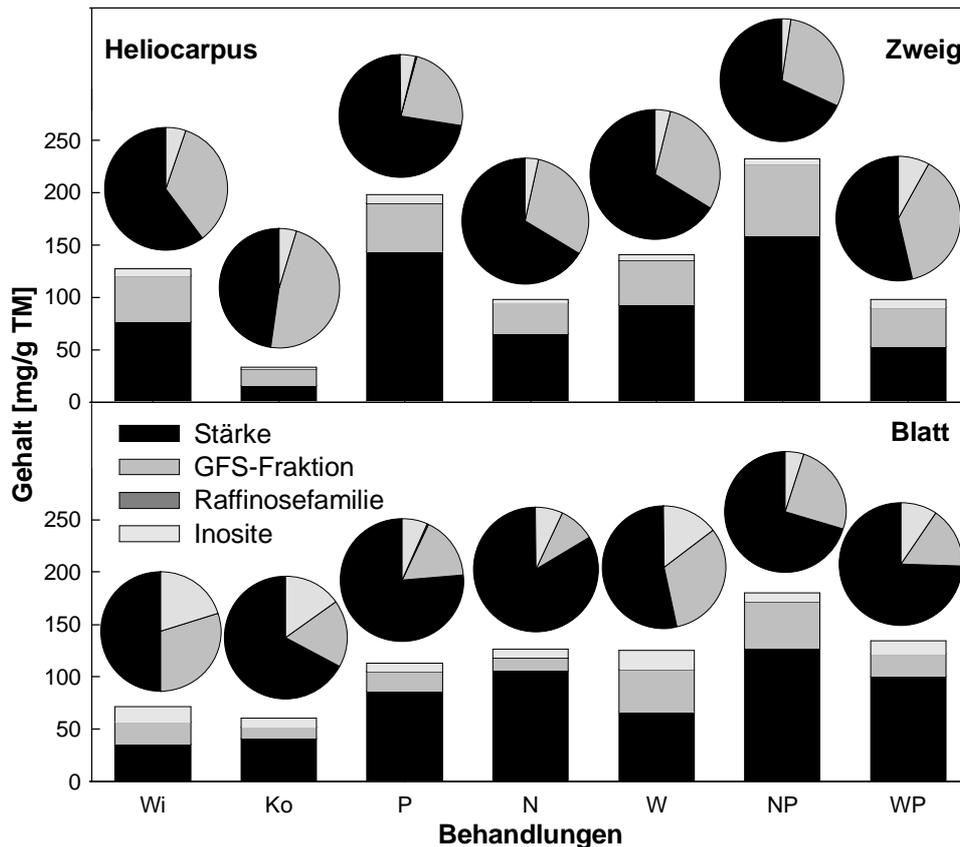


Abb. 3-25: KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial (je eine Mischprobe) von jungen *Heliocarpus*-Bäumchen; die Säulen zeigen die absoluten Werte und die Kreisdiagramme die prozentualen Anteile; Abweichungen der Doppelbestimmung s. Anhang Abb. A-10

gen Pflanzen noch stärker ausgeprägt. Der niedrigste Anteil an Stärke wurde bei den Kontrollpflanzen mit ca. 45 % gemessen, bei den gestressten waren es bis zu 70 % (beengter Wurzelraum). Noch höhere Stärkegehalte wurden in den Blättern gefunden, wo allerdings nicht zwischen Speicher- und Assimilationsstärke unterschieden werden kann. Hier war der Stärkegehalt bei den Wildlingen mit 50 % am niedrigsten, und bei den unter Nährstoffmangel gezogenen Pflanzen mit 80 % der Gesamt-KH am höchsten. Die zweitgrößte Fraktion stellten die GFS-Zucker dar. Ihr Gehalt war mit Ausnahme der Kontrolle deutlich geringer als in den adulten Pflanzen, was in ganz besonderem Maße wiederum für die Blätter galt. Bei den unter Nährstoffstress angezogenen Pflanzen mit ihrem hohen Stärkegehalt im Blatt erreichte diese Fraktion nur 5 % der Gesamt-KH. Bei den nährstoff-, dürr- sowie nährstoff- + wurzelraumgestressten Pflanzen lag der Anteil der GFS-Fraktion um die

20 % und nur bei den dürre- + wurzelraumgestressten Pflanzen und den Wildlingen wurden noch höhere Gehalte (bis 35 %) gemessen. Vertreter der Raffinose-Familie wurden weder im Spross noch in den Blättern in nennenswerten Mengen gefunden.

Die Inositfraktion wurde wie bei den adulten *Heliocarpus*-Bäumen von der Fraktion der „compatible solutes“ dominiert. Deutliche Unterschiede gab es bei den Jungpflanzen der verschiedenen Stressbehandlungen (Abb. 3-25). Während sich in Zweigen von Kontrollpflanzen und nährstoffgestressten Bäumchen weniger als 2,5 mg befanden, wurden in wurzelraum- bzw. dürre- + wurzelraumgestressten Pflanzen Osmolyt-Inosit-Gehalte von mehr als 6 mg/g TM gefunden. Blätter aller Behandlungen enthielten stets höhere Gehalte der Inositfraktion der „compatible solutes“. Die meisten Osmolyt-Inosite wurden mit 13 mg/g TM in Wildlingen gemessen.

#### 3.2.2.1.2 *Tabebuia*

Wie bei den adulten Bäumen lag der Gesamt-KH-Gehalt der Zweige bei fast allen Behandlungen über dem der Blätter. Allerdings übertraf der KH-Anteil bezogen auf die TM in mehreren Fällen den Gehalt adulter Bäume um ein Vielfaches (Abb. 3-26). So reicherten sich die KH in nährstoff- bzw. nährstoff- + wurzelraumgestressten Zweigen bis zu einem Anteil von 58 % bzw. 47 % an und erreichten in nährstoff- bzw. dürre- + wurzelraumgestressten Blättern immerhin noch einen Anteil von rund 20 %. Dürre- + wurzelraumgestresste Jungpflanzen enthielten hingegen nur einen Bruchteil dieser Gehalte mit 7 % im Zweig- sowie 8 % im Blattmaterial und liegen damit im Bereich der Werte adulter *Tabebuia*-Bäume.

Auffällig und mit der Situation in adulten Bäumen vergleichbar war, dass durchschnittlich 70 % der KH in Zweigen – bei nährstoff- bzw. nährstoff- + wurzelraumgestressten Pflanzen sogar fast 90 % – Raffinosezucker waren, die von Stachyose mit Werten von bis zu 47 % der gesamten Trockenmasse dominiert wurden. Stachyose scheint bei *Tabebuia* als Speicherstoff zu dienen und hat wohl auch eine osmoprotektive Funktion. Wie in den adulten *Tabebuia*-Bäumen machten Raffinosezucker in Blattproben hingegen nur maximal 25 % der KH aus. Hier dominierte stattdessen die GSF-Fraktion mit bis zu 80 %. Mit Ausnahme der Zweige der Kontrollpflanzen und der Blätter von wurzelraumlimitierten Versuchspflanzen spiel-

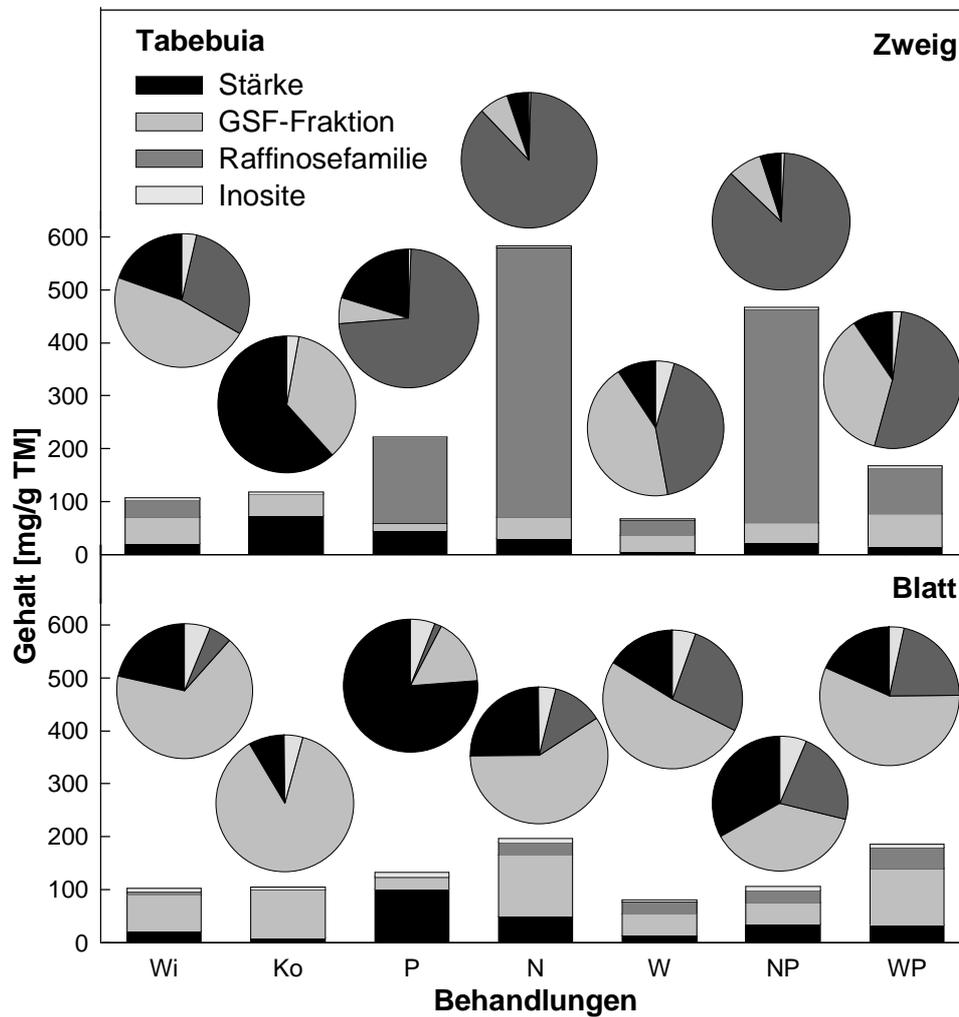


Abb. 3-26: KH-Fractions in Zweig- und Blattmaterial (je eine Mischprobe) von jungen *Tabebuia*-Bäumchen; die Säulen zeigen die absoluten Werte und die Kreisdiagramme die prozentualen Anteile; Abweichungen der Doppelbestimmung s. Anhang Abb. A-10

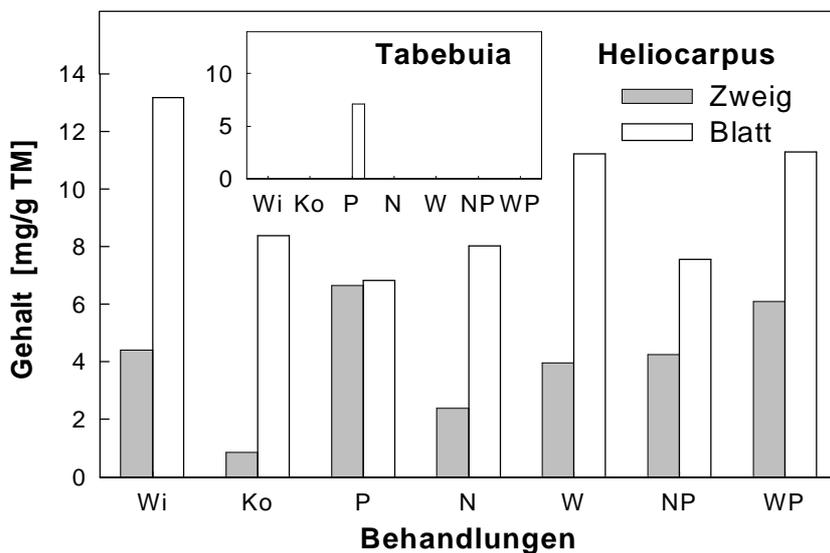


Abb. 3-27: Die Inositfraktion der „compatible solutes“ von (vorbehandelten) *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen. Wi – Wildlinge, Ko – Kontrolle, P – beengter Wurzelraum, N – Nährstoffstress, W – Dürrestress, NP – Nährstoff- + Wurzelraumstress, WP – Dürre- + Wurzelraumstress, Abweichung der Doppelbestimmung s. Anhang Abb. A-10

te Stärke bei den Jungpflanzen von *Tabebuia* nur eine untergeordnete Rolle und erreichte selten 25 % der Gesamt-KH-Fraktion. In Blättern und Zweigen aller Behandlungen waren die Inositgehalte unbedeutend. Wie schon in adulten Bäumen konnten in *Tabebuia* keine anderen Inosite außer *myo*-Inosit detektiert werden (Abb. 3-27). Einzig Blätter an wurzelraumgestressten Pflanzen wiesen einen Bornesitgehalt von 7 mg/g TM auf.

### 3.2.2.2 Phytohormone

#### 3.2.2.2.1 Cytokinine

Der Hormongehalt der Jungpflanzen wurde pro Behandlung nur zu einem einzigen Zeitpunkt untersucht, da die Anzuchtbedingungen im Gewächshaus keine saisonalen Fluktuationen aufwiesen.

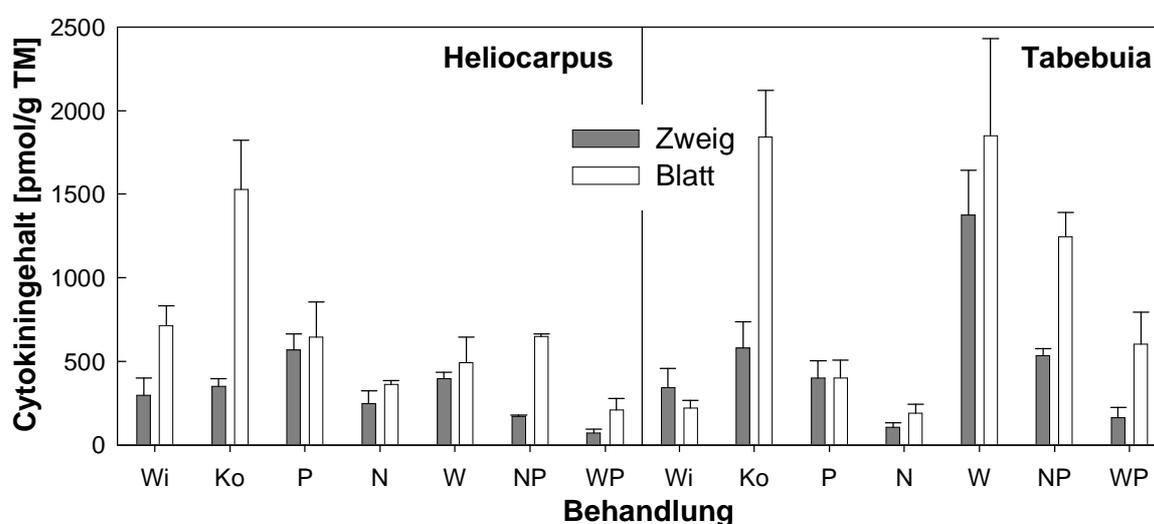


Abb. 3-28: Cytokiningehalt in Zweig- und Blattmaterial von gestressten *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen, aus denen gleichzeitig mit der Probenahme Stecklinge geschnitten wurden. Aufgetragen wurden Abweichungen aus Doppelbestimmung; Wi – Wildlinge, Ko – Kontrolle, P – beengter Wurzelraum, N – Nährstoffstress, W – Dürrestress, NP – Nährstoff- + Wurzelraumstress und WP – Dürre- + Wurzelraumstress

Die Cytokiningehalte im Spross der, den verschiedenen Stressbehandlungen unterworfenen, Jungpflanzen von *Heliocarpus* und *Tabebuia* sind meist geringer als die der adulten Pflanzen und mit Ausnahme der dürre- und wurzelraumgestressten *Tabebuia*- und *Heliocarpus*- und der wurzelraumlimitierten *Heliocarpus*-Bäumchen auch geringer als die der jeweiligen Kontrollpflanzen (Abb. 3-28). Besonders geringe Cytokininwerte in

Zweigen mit 70 bzw. 170 pmol/g TM wurden durch kombinierten Dürre- + Wurzelraumstress bzw. Nährstoff- + Wurzelraumstress bei *Heliocarpus*- und mit 110 bzw. 160 pmol/g TM in Zweigen nährstoffgestresster bzw. dürre- + wurzelraumgestresster *Tabebuia*-Jungpflanzen erzielt. Dürrestress allein hatte keinen hemmenden Einfluss auf den Cytokiningehalt der Sprosse. In den Blättern aller vorbehandelten Bäumchen (mit Ausnahme der dürre- + wurzelraumgestressten *Tabebuia*) fand sich deutlich weniger Cytokinin als in Kontrollpflanzen, jedoch lagen die Gehalte in der gleichen Größenordnung wie die der Blätter von adulten *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Pflanzen.

#### 3.2.2.2.2 Auxine

Stress bei *Tabebuia*- und *Heliocarpus*-Jungpflanzen hatte in den meisten Fällen einen im Vergleich zur Kontrolle geringeren Auxingehalt zur Folge (Abb. 3-29). Dies gilt mit einer Ausnahme (wurzelraumgestresste *Tabebuia*-Pflanzen) für alle Sprosse. Die Messungen an den Blättern der gestressten Jungpflanzen waren bei *Heliocarpus* sehr lückenhaft, soweit aber verlässliche Werte detektiert wurden, lagen sie in der Größenordnung der Auxingehalte der Blätter von adulten *Heliocarpus*-Bäumen. Diese Feststellung gilt auch für die Blätter der gestressten *Tabebuia*-Bäumchen. Besonders hohe Auxinmengen wurden in den Sprossen von *Tabebuia*-Jungpflanzen gemessen, welche die Gehalte der Zweige von adulten Bäumen um das Doppelte bis über das Zehnfache überstiegen. Dies war bei *Heliocarpus* nicht der Fall, wo die Auxingehalte in der gleichen Größenordnung wie die in den Zweigen der adulten Bäume lagen. Nur in Wildlings-Zweigen von *Heliocarpus* fanden sich – mit gut 400 pmol/g TM – mit der Kontrolle vergleichbare Auxingehalte. Besonders die *Tabebuia*-Blätter der Varianten mit den Auxinhöchstwerten im Zweigmaterial (Kontrolle und Wurzelraumstress) enthielten nur geringe Auxingehalte von weniger als 200 pmol/g TM. In Blättern nährstoffgestresster Pflanzen konnte überhaupt kein Auxin nachgewiesen werden.

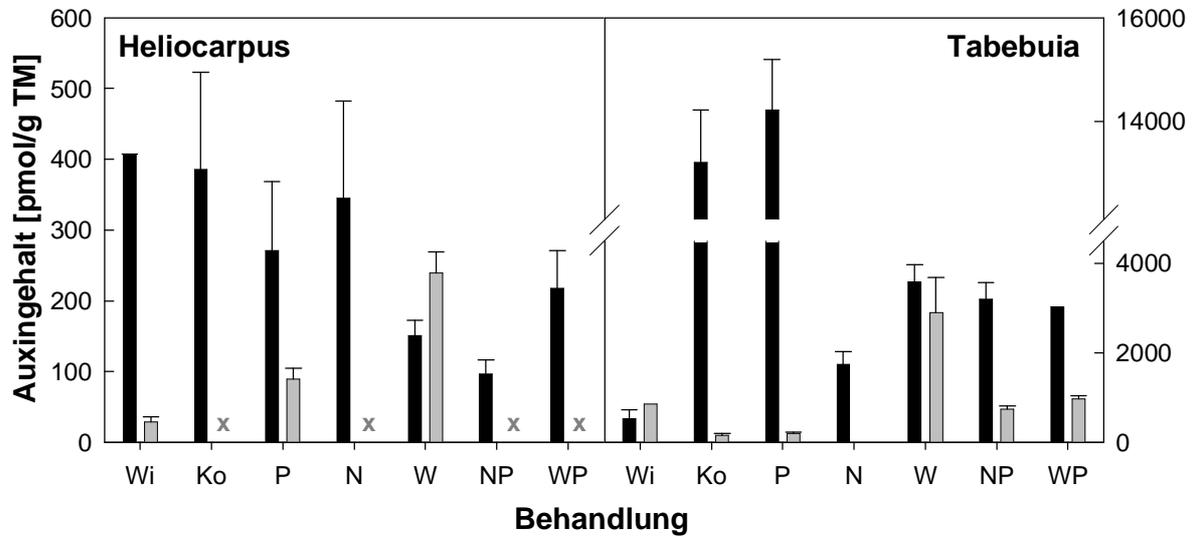


Abb. 3-29: Auxingehalt in Zweigen und Blättern von gestressten *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen, Wildlingen und Kontrollpflanzen. Die Probenahme für die Phytohormonmessungen erfolgte zur gleichen Zeit wie die Entnahme der Stecklinge. Wi – Wildlinge, Ko – Kontrolle, P – beengter Wurzelraum, N – Nährstoffstress, W – Dürrestress, NP – Nährstoff- + Wurzelraumstress und WP – Dürre- + Wurzelraumstress; mit Abweichungen aus zwei bis drei Wiederholungen; x markieren fehlende Messwerte in *Heliocarpus*-Blattproben, wenn die Parallelbestimmungen wiederholt zu stark differierten

## 4 DISKUSSION

### 4.1 Adulte Bäume als Donor-Pflanzen für die vegetative Vermehrung

#### 4.1.1 Stecklingsmaterial und Kulturbedingungen

Der Bewurzelungserfolg von Sprossstecklingen bzw. Mooslingen ist von vielen Faktoren abhängig. Besondere Bedeutung für die Ausbildung von Adventivwurzeln haben neben der Wahl des für die Vermehrung vorgesehenen Pflanzenorgans (Basak et al. 2000, Magingo & Dick 2001, Danthu et al. 2002, Itoh et al. 2002, Cameron et al. 2003) die Größe, der Verholzungsgrad und die Blattfläche des Stecklings (Leakey et al. 1982, Ofori et al. 1996, Shiembo et al. 1996, Aminah et al. 1997, Krüssmann 1997, Mesen et al. 1997, Dick et al. 1998, Danthu et al. 2002, Tchoundjeu et al. 2002), die Jahreszeit, in der die Stecklinge geschnitten werden (Capuana et al. 2000, Bhusal et al. 2001, Danthu et al. 2002, Kibbler et al. 2004, Danthu et al. 2008), das verwendete Substrat (Ofori et al. 1996, Shiembo et al. 1996, Mesen et al. 1997, Tchigio & Duguma 1998, Tchoundjeu et al. 2002, Santelices & Cabello 2006) sowie der Einsatz von Bewurzelungshormonen (Poupard et al. 1994, Ofori et al. 1996, Shiembo et al. 1996, Mesen et al. 1997, Tchigio & Duguma 1998, Tchoundjeu et al. 2002, Husen & Pal 2003, Kibbler et al. 2004, Fogaca & Fett-Neto 2005, Husen & Pal 2006, Husen & Pal 2007).

Nachdem langwierige und umfangreiche Bewurzelungsversuche und -strategien mit den ausgewählten Arten nicht erfolgreich waren (Cueva Ortiz 2004, Stimm et al. 2008), verfolgte diese Arbeit einen mehrschichtigen Ansatz. Zum einen wurde unter Berücksichtigung der früheren Erfahrungen weiter an der Optimierung der Anzuchtbedingungen inklusive des Versuchs des Abmoosens gearbeitet. Zum anderen wurden über ein ganzes Jahr hinweg (in den humiden Tropen gibt es keine Ruhephasen) potentielle endogene Voraussetzungen für eine Bewurzelung, nämlich die Akkumulation von KH-Reserven und die Gehalte der Phytohormone Auxin und Cytokinin, gemessen. Für diese Untersuchungen wurden Sprossstecklinge adulter Spenderbäume verwendet, die gleichzeitig mit den Proben für die Inhaltsstoffanalysen in monatlichen Abständen geschnitten wurden.

#### **4.1.1.1 Die Wahl des für die Stecklingsgewinnung geeignetesten Pflanzenteils**

Als nicht-invasive Indikatoren für die Eignung von Pflanzenmaterial zur Stecklingsgewinnung dienten die Lebensdauer der Stecklinge sowie der Austrieb neuer Blätter nach dem Einpflanzen. Obwohl oftmals in der Literatur favorisiert (Brennan & Mudge 1998, Miyajima et al. 2004, Rosier et al. 2004, Bryan et al. 2005), waren im vorliegenden Fall beblätterte, grüne, unverholzte oder nur wenig verholzte Zweigabschnitte den älteren unbeblätterten und verholzten Zweigen unterlegen: Sie vertrockneten rasch, unabhängig von der weiteren Behandlung, und trieben nicht mehr neu aus. Außerdem wurden sie stärker von Pilzen befallen.

Die Verwendung beblätterter oder teilbeblätterter Zweigstücke hat grundsätzliche Vor- und Nachteile: In einigen Arbeiten wird die Versorgung des Stecklings mit Photosyntheseprodukten aus den verbliebenen Blättern als äußerst wichtig für eine erfolgreiche Bewurzelung eingeschätzt (Dick et al. 1996, Shiembo et al. 1996). Newton et al. (1992) vermuten dazu, dass die in den verbleibenden Blättern enthaltenen Auxine den Transport von Zuckern zu den neuen Wurzelprimordien fördern könnten. Andere Autoren sehen in der durch die Blätter geförderten Transpiration hingegen einen Nachteil für das Überleben der Stecklinge (Leakey & Coutts 1989, Ofori et al. 1996). Oftmals werden daher die am Steckling verbleibenden Blätter eingekürzt (Aminah et al. 1997, Tchoundjeu et al. 2002). In dieser Studie allerdings gelang die Bewurzelung beblätterter Stecklinge trotz Reduktion der Blattfläche nur ausnahmsweise. Der Frage, inwiefern das Vertrocknen der Stecklinge die Folge einer mangelhaften Stomataregulation sein könnte, wurde gesondert nachgegangen (s. Kap. 4.1.3.4).

Aufgrund des Misserfolgs mit noch grünem Stecklingsmaterial wurde mit verholzten, unbeblätterten Stecklingen weitergearbeitet, wie von Hartmann et al. (1990) empfohlen.

#### **4.1.1.2 Wachstumsregulatoren**

Endogenes Auxin ist das klassische Bewurzelungshormon, das heute seiner Lichtempfindlichkeit wegen allerdings oft durch künstliche Auxine wie IBA oder NAA ersetzt wird. Unter den verschiedenen Phytohormonen wird dem Auxin der größte Einfluss auf die Wurzelbildung zugesprochen (Hartmann et al. 1990). Nach dem

Schneiden wird endogenes Auxin (IES) aus dem Apex oder den verbliebenen Blättern und Knospen zur Stecklingsbasis transportiert und sammelt sich dort an (Ford et al. 2002). Viele Arbeiten dokumentieren jedoch, dass es relativ kurz nach Applikation der synthetischen Auxine IBA und NAA direkt an der Stecklingsbasis zu einer stärkeren bzw. überhaupt erst detektierbaren Bewurzelung kommt (z.B. Mesen et al. 1997, Basak et al. 2000, Tchoundjeu et al. 2002, Husen & Pal 2003, Husen & Pal 2007). Die natürliche Auxinbildung und -anreicherung scheint meist nicht ausreichend, um an der Stecklingsbasis Wurzelbildung zu induzieren. Man weiß zudem, dass Auxin nur in der ersten Zeit nach dem Schneiden die Wurzelbildung fördert, wobei der Zeitrahmen von Art zu Art verschieden und natürlich von der Konzentration des Auxins abhängig ist (Hartmann et al. 1990, Blakesley et al. 1991). Die Bedeutung von endogenen und exogenen Wachstumsregulatoren für die Bewurzelung wird ausführlicher in Kap. 4.1.3.3 besprochen.

## 4.1.2 Erfolg von Stecklingskulturen

### 4.1.2.1 Sprossstecklinge

Trotz umfangreicher Variation der eingangs erwähnten Parameter über 1 ½ Jahre hinweg konnte für keine der Arten eine weiter verfolgenswerte Bewurzelungsstrategie gefunden werden. Auch eine nennenswerte Kallusbildung fand nicht statt. Insgesamt bewurzelten sich nur 0,35 % der Stecklinge. Diese Quote zeigt deutlich, dass sich adulte Bäume der untersuchten Arten nicht hinlänglich über Sprossstecklinge vermehren lassen.

Bei den untersuchten immergrünen bzw. wechselgrünen Arten scheinen also die herkömmlichen Verfahren der Stecklingsanzucht nicht zu greifen; außerdem scheint die Jahreszeit, zu der die Stecklinge geschnitten wurden, kaum relevant zu sein.

Über Schwierigkeiten bei der vegetativen Vermehrung mit adultem Spendermaterial wurde bereits in vielen anderen Arbeiten berichtet. Meist bewurzeln sich Stecklinge von jungen Donor-Pflanzen leichter als die von alten Bäumen (Menzel 1985, Palanisamy & Subramanian 2001, Geneve et al. 2003, Kibbler et al. 2004). Schwer bewurzelbare Arten lassen sich oftmals gar nicht über Stecklinge aus adulten Bäumen vermehren (Bhusal et al. 2001). Bei tropischen Dipterocarpaceen findet

schon an Stecklingen von über sechs Monate alten Bäumchen keine Adventivwurzelbildung mehr statt (Hallé & Kamil 1981, Itoh et al. 2003).

In der Literatur findet man für solche Beobachtungen verschiedene Erklärungen (s. auch Kap. 4.3). Oftmals werden starke Veränderungen im KH- und Phytohormonhaushalt während des Alterns für eine Abnahme des Bewurzelungspotentials verantwortlich gemacht. So wurde z.B. festgestellt, dass jüngere Ulmen mehr Speicherstoffe einlagern (Bhardwaj & Mishra 2005) oder in alten Teak-Bäumen der Gehalt löslicher Zucker und Stärke abnimmt (Husen & Pal 2006), bzw. die Produktion endogener Auxine limitiert ist. In Kap. 4.3 wird die Relevanz der Inhaltsstoffe adulter und junger Spenderpflanzen für die unterschiedliche Bewurzelungsfähigkeit der in dieser Arbeit untersuchten Arten ausführlicher diskutiert.

Obwohl sich adulte Spenderbäume der hier untersuchten Arten für die Stecklingsvermehrung als ungeeignet erwiesen, ließen sowohl der häufige Blattaustrieb am Steckling als auch die Inhaltsstoffmuster (s. Kap. 4.1.3) vermuten, dass jüngere und/oder vorbehandelte Zweige – besonders von *Heliocarpus* und *Tabebuia* – geeignetes Stecklingsmaterial liefern könnten. In einem zweiten Versuchsansatz wurden daher junge *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Pflanzen als Spenderpflanzen für die Stecklinge verwendet (Kap. 4.2).

Gleichzeitig wurden noch Abmoosungsexperimente an adulten Bäumen durchgeführt, um zu klären, ob diese Methode vielleicht bei älterem Pflanzenmaterial zu bewurzelten Stecklingen führt.

#### **4.1.2.2 Abmoosen**

Die Technik des Abmoosens verspricht die Reduzierung von Problemen, die eine Adventivbewurzelung – z.B. an Sprossstecklingen – erschweren können: Durch die Durchtrennung des Phloems sammeln sich die von den Blättern des abgemoosten Zweiges produzierten und nur im Phloem transportierten KH und Auxine an der Basis des Mooslings an. Zugleich wird dieser durch die Mutterpflanze über das Xylem weiterhin mit Wasser und Nährsalzen versorgt (Hartmann et al. 1990). Obwohl diese Methode optimale Voraussetzungen für eine Adventivwurzelbildung liefert, wird sie wegen des größeren technischen Aufwands nur selten eingesetzt. Bei

wissenschaftlichen Grundlagenuntersuchungen spielt dies keine Rolle, zumal auch die Bedeutung von Blättern an den Stecklingen für die Bewurzelung (s. Kap. 4.1.1.1) durch den Vergleich mit unbeblätterten Sprossstecklingen geprüft werden kann.

Ein besonderer Vorzug des Abmoosens liegt im möglichen Verzicht auf ausschließlich juveniles Spendermaterial. So sieht Teklehaimanot (2000) im Abmoosen die bisher einzige Möglichkeit, adulte Bäume klonieren zu können. Bisher gibt es kaum Arbeiten, in denen die Bewurzelungsraten von Mooslingen unterschiedlich alter Donor-Bäume verglichen wurden (Menzel 1985). Deutlich wird aber, dass sich bis zu 100 % der Mooslinge von jungen Bäumchen – z.T. sogar ohne Hormonzusatz – bewurzeln und etablieren (Brennan & Mudge 1998, LaPierre 2001), während die Bewurzelungsraten von Zweigen an adulten Bäumen merklich geringer ausfallen, obwohl auch Auxine appliziert wurden (Tewari & Dhar 1997, Teklehaimanot et al. 2000).

In Übereinstimmung mit der Literatur bewurzeln sich Mooslinge der fünf hier untersuchten Arten ohne Hormonzugabe kaum. Nach Zugabe 1 %igen IBA-Pulvers konnte zunächst nur Kallus aber kaum Wurzelbildung beobachtet werden. Erst nach Zugabe von NAA bzw. der Erhöhung der IBA-Konzentration auf 2 % wurden – außer bei *Tabebuia* – in allen untersuchten Arten Wurzeln gebildet. In drei Arten lag die Bewurzelungsquote bei über 10 % und entspricht damit den Literaturwerten (Tewari & Dhar 1997, Teklehaimanot et al. 2000). Allerdings bildete sich in fast allen Arten zu über 50 % ausschließlich Kallusgewebe. Außerdem war die Wurzelbildung offensichtlich nicht für eine Weiterkultivierung in Erde ausreichend. Die Bildung von Kallusgewebe an Stecklingen wird heute nicht mehr als ontogenetischer Vorlauf der Wurzelbildung betrachtet (Hartmann et al. 1990). Es wird im Gegenteil verstärkt die Meinung vertreten, dass Kallusbildung bei älteren Spenderpflanzen mit der Abnahme der Bewurzelungsfähigkeit direkt einhergeht. Kallusbildung kann aber auch ein Indiz für ungeeignete Anzuchtbedingungen sein (Krüssmann 1997). Ähnliche Ergebnisse wie in der vorliegenden Arbeit wurden auch in einer Tesis über das Abmoosen von acht in Loja (Ecuador) heimischen Baumarten erzielt (Solano Bayancela 2001). In diesem Fall bewurzeln und etablierten sich allerdings Mooslinge je eines Vertreters der Familie der Rubiaceen (*Chichona officinalis*) bzw. der Bignoniaceen (*Delostoma intergifolia*). Gutiérrez Uribe (2003) gelang in Costa Rica bei ähnlicher Methodik mit 53 % ein mehr als doppelt so hoher Bewurzelungserfolg an *Heliocarpus*

*appendiculatus* im Vergleich zum hier untersuchten *H. americanus*. Allerdings konnten auch in dieser Studie die Mooslinge nicht in Erdkultur weiter gezogen werden.

Obwohl also der Erfolg nicht durchschlagend war, d.h. die Etablierung in Erde misslang, übertraf die z.T. zweistellige Bewurzelungsquote an Mooslingen deutlich die Ergebnisse bei der Vermehrung über Sprossstecklinge.

#### 4.1.3 Ökophysiologische Untersuchungen an adulten Donor-Bäumen im Hinblick auf die Bewurzelungskapazität der daraus geschnittenen Sprossstecklinge

Ziel der ökophysiologischen Untersuchungen an den Spenderbäumen war es zu ermitteln, ob ein jahreszeitlicher Zusammenhang zwischen der Tendenz zum Blattaustrieb bzw. zur Bewurzelung und den im Achsenmaterial gespeicherten Reservestoffen, sowie ein Zusammenhang zwischen diesen und den KH in den Blättern besteht. Weiterhin sollten aus dem Phytohormonspektrum des Stecklingsgewebes Hinweise auf die Tendenz zur Bewurzelung bzw. einer Unterdrückung der Wurzelbildung gewonnen werden. In diesem Zusammenhang sollte auch geprüft werden, ob eine jahreszeitliche Dynamik im Streufall besteht, und ob diese einen Einfluss auf die Einlagerung von Speicherstoffen in das Achsengewebe hat, was wiederum für die Stecklingsbewurzelung wichtig sein könnte.

##### 4.1.3.1 Streufall der Donor-Bäume und Beblätterung der Stecklinge im Jahresgang

Obwohl die klimatischen Bedingungen in den immerfeuchten Tropen keine besonderen jahreszeitlichen Schwankungen aufweisen, hätte der Zeitpunkt des Stecklingsschnitts für den Bewurzelungserfolg bedeutsam sein können. Wachstumsrhythmen, die bei immergrünen Bäumen habituell schwer erkennbar sind, könnten die physiologischen Voraussetzungen für die Wurzelbildung an den Stecklingen beeinflussen. Nicht nur bei den wechselgrünen Arten, wie z.B. *Tabebuia chrysantha*, sondern auch bei den immergrünen Arten könnten Perioden verstärkter Blattfalls sowohl mit erhöhter Reservestoffeinlagerung in das Sprossgewebe als auch

mit Veränderungen im Phytohormonhaushalt verbunden und somit für die Stecklingsvermehrung bedeutsam sein.

Wie in Kap. 3.1.1.1 ausgeführt, zeigte sich bei den von adulten Bäumen geschnittenen Stecklingen keine reproduzierbare Bewurzelung und damit auch keine signifikante Korrelation mit der Jahreszeit. Hinweise auf saisonal wechselnde physiologische Zustände ergaben sich aber aus den beobachteten Neubelätterungsraten der Stecklinge. Diese waren für die einzelnen Arten jahreszeitlich unterschiedlich, was darauf hindeutet, dass der günstigste Zeitpunkt für eine vegetative Vermehrung artspezifisch ist.

Auffallend hohe Neubelätterungsraten gab es bei Stecklingen, die in der regenreichsten Jahreszeit geschnitten wurden, besonders bei *Heliocarpus* (bis zu 70 %) und *Tabebuia* (bis zu 100 % aller Stecklinge).

Bei einigen der untersuchten Arten (z.B. *Clethra* und *Heliocarpus*) ließen sich tendenzielle, allerdings statistisch nicht signifikante, Zusammenhänge zwischen dem Streufall der Donor-Bäume und dem Neuaustrieb der Stecklinge im Jahresgang erkennen. Die meisten Stecklinge belüfteten sich in Phasen geringeren Laubfalls, die mit der feuchteren Jahreszeit zusammenfielen. In tropischen Wäldern werden Regen- und Trockenzeiten meist für die jahreszeitlichen Fluktuationen im Streufall verantwortlich gemacht, und Niederschlagsmenge und Streufall sind daher oftmals negativ korreliert (Songwe et al. 1988). Die Laubfallmaxima der hier untersuchten Arten lagen erst am Ende der trockneren Jahreszeit, was mit der allgemeinen Vorstellung von tropischen und subtropischen Bäumen im Einklang steht (z.B. Martinezyrizar & Sarukhan 1990, WilliamsLinera 1997, Green 1998). Den ausgeprägtesten Jahresgang im Laubfall wies zwangsläufig die obligat laubwerfende *Tabebuia* auf. Im Juni/Juli wurden unabhängig vom Niederschlag stets alle Blätter abgeworfen. Obwohl für verholzte Stecklinge laubwerfender Arten der temperaten Zone vielfach die trockenheits- oder kältebedingte Dormanzzeit favorisiert wird (z.B. Hartmann et al. 1990), fanden sich bei *Tabebuia*-Stecklingen, die in der blattlosen Dormanzphase (Juli/August) geschnitten wurden, kaum Blattaustriebe, und die Bewurzelungsrate war so gering wie zu jeder anderen Jahreszeit. Hingegen belüfteten sich auffallend viele Stecklinge, die kurz vor dem kompletten Laubabwurf geschnitten wurden.

Als Gründe für die Saisonalität in der Bewurzelungsfähigkeit von Stecklingen werden besonders Veränderungen im Hormonhaushalt der Spenderpflanze angeführt (Kibbler et al. 2004). Diese Möglichkeit wird in Kap. 4.1.3.3.2 eingehender diskutiert. Davies (1984) und Trewavas (1991) vermuten zudem, dass das Gewebe einiger Arten zu bestimmten Zeiten im Jahr empfindlicher auf Auxine reagiert, nämlich in Phasen aktiven Wachstums und bei ausreichender Wasserversorgung. Auch der KH-Gehalt bzw. die Zusammensetzung des KH-Speichers im Sprossgewebe können saisonalen Veränderungen unterliegen und damit die Vitalität des Stecklingsmaterials beeinflussen (Danthu et al. 2002, Bhardwaj & Mishra 2005). Darauf wird in den folgenden Kapiteln näher eingegangen.

#### **4.1.3.2 Kohlenhydrate**

##### 4.1.3.2.1 Jahresgang

Die Zusammensetzung und der Gehalt an KH (Kap. 4.1.3.2) in einer Pflanze können im Jahresverlauf beträchtlich schwanken und somit den Bewurzelungserfolg beeinflussen. Besonders ausgeprägt und oft beschrieben sind diese Beobachtungen bei Bäumen der temperaten Zone, doch auch in den Tropen wurden saisonbedingte Unterschiede beschrieben (z.B. Olofinboba 1969, Richer 2008). Diese werden jedoch weniger durch Temperaturunterschiede, sondern (in den wechselfeuchten Tropen) durch Regen- und Trockenzeiten und die damit verbundenen Fluktuationen in Licht-, Wasser- und Nährstoffverfügbarkeit gesteuert (Newell et al. 2002). Die oft damit einhergehenden Reproduktionsphasen bedingen einen höheren KH-Bedarf. Unterschieden werden muss zwischen immergrünen Arten, deren saisonale Schwankungen i.d.R. nicht so ausgeprägt sind und laubwerfenden Arten, die besonders in der Zeit des Blattneuaustriebs auf eingelagerte KH angewiesen sein sollten (Newell et al. 2002). Aufgrund dieser Zusammenhänge wurden evtl. mit Blüh- und Streufallereignissen verbundene Schwankungen im KH-Gehalt der immergrünen untersuchten Arten bzw. ein ausgeprägter Jahresgang im Zweigmaterial der laubwerfenden *Tabebuia chrysantha* vermutet.

Tatsächlich zeigten sich in einigen KH-Fractionen, vor allem in der Stärke- und Raffinosezucker-Fraktion, saisonale Unterschiede. Auch in anderen Untersuchungen

wurden jahreszeitliche Änderungen des Stärkegehalts gemessen (Newell et al. 2002). Bei *Iserfia*, *Myrica* und *Piptocoma* lag der Stärkegehalt in Blättern in der trockneren Jahreszeit niedriger als in den feuchteren Monaten (Kap. 3.2.1.1, Abb. 3-16). In jungen, frisch ausgetriebenen *Tabebuia*-Blättern fanden sich in den trockneren Monaten die höchsten Zuckerwerte des Jahres, die der Förderung des Wachstums dienen könnten. In den übrigen Arten finden sich weniger ausgeprägte Jahresgänge. Hoch et al. (2003) vermuten dazu, dass gerade immergrüne Arten den Energiebedarf beim Blattzuwachs mit hohen Photosyntheseraten abfangen.

Vergleicht man die KH-Gehalte von *Tabebuia* mit der ebenfalls laubwerfenden tropischen Baumart *Antiaris africana* (Olofinboba 1969), so entsprechen sich die Stärkeanteile. Allerdings wurden in *Tabebuia* ein geringerer Saccharose- und ein viel höherer Raffinoseanteil gemessen. Letzterer war in der niederschlagsreicheren Phase erhöht und erreichte ein Minimum während des Blattaustriebs. Trotzdem wurde scheinbar der hohe Energiebedarf beim Austreiben der *Tabebuia*-Blätter auch aus in Wurzeln bzw. im Stamm gespeicherten KH oder aus dem Recycling der Zucker in alten Blättern (Richer 2008) abgedeckt. Dieses Wiederverwerten von KH alter Blätter scheint auch bei *Myrica* aufzutreten, denn ein Ansteigen des Stärkegehalts im Zweigmaterial geht zwei Monate später mit vermehrtem Laubwurf einher ( $p = 0,909$  \*\*\*). In den *Myrica*-Blättern selbst konnte der verringerte Zuckeranteil nicht gemessen werden, weil keine erkennbar seneszierenden Blätter an den Zweigen gefunden wurden. Bei *Tabebuia* konnten alte und junge Blätter verglichen werden, da sie im Zusammenhang mit dem Streufall eindeutig identifizierbar waren. Hier war der Gesamt-KH-Gehalt in den Blättern negativ mit dem Streufall korreliert, d.h. alte Blätter enthielten signifikant weniger KH als frisch ausgetriebene Blätter ( $p = -0,590$  \*).

Blüh- und Fruktifikationsperioden der Arten waren übrigens nie mit Schwankungen des KH-Haushalts in Verbindung zu bringen. Dies entspricht außer bei *Tabebuia*, die im blattlosen Zustand blüht, auch den Beobachtungen von Tissue & Wright (1995): Diese stellten fest, dass in Zweigen gespeicherte KH für die Neubelätterung der beobachteten Arten eingesetzt wurden, der Energiebedarf für Blüten und Früchte jedoch über aktuell produzierte Photosynthate gedeckt werden konnte.

In *Clethra*, *Heliocarpus*- und *Piptocoma*-Bäumen stieg der Cyclit-Gehalt während der trockneren Monate an. Entsprechend war der Gehalt der Gesamtinositfraktion bzw. der osmoprotektiven Inosite oftmals negativ mit dem monatlichen Niederschlag korreliert. Es ist bekannt, dass Inosite als „compatible solutes“ fungieren und von Pflanzen als Anpassung an Trockenstress eingelagert werden (Schulze et al. 2002). Im pflanzlichen Gewebe wirken sie als Osmolyte einer Zellentwässerung entgegen und schützen zelluläre Strukturen durch Interaktion mit Membranen oder Proteinkomplexen gegen Radikale (Bohnert et al. 1995, Schulze et al. 2002). In vielen Studien wird die Akkumulation von *myo*-Inosit als Substrat bzw. seiner z.B. methylierten Derivate (die eigentlichen Schutzsubstanzen bei Trockenstress) explizit mit der Trockentoleranz der untersuchten Pflanzen in Verbindung gebracht (Ford 1982, Ford 1984, Bohnert et al. 1995, Wanek & Richter 1997, Clifford et al. 1998). Die hier gemessenen jahreszeitlichen Schwankungen im Inositgehalt deuten also darauf hin, dass bereits die geringeren Niederschläge in den trockneren Monaten ausreichen, Reaktionen zur Anpassung an Trockenstress in den Bäumen auszulösen.

Ingesamt wurden zwar saisonale Fluktuationen der einzelnen Zuckerfraktionen bei mehreren der Arten gefunden, jedoch gab es im Jahresverlauf keine gravierenden Änderungen im Gesamt-KH-Gehalt. Es ist davon auszugehen, dass in den beobachteten Arten lediglich Umbau- und Wachstumsprozesse stattfanden, es aber in keiner Jahreszeit zu einer signifikanten KH-Anreicherung oder -Verarmung kam. Auch Tissue & Wright (1995) stellten fest, dass der KH-Gehalt tropischer Pflanzen generell weniger variiert als der von Pflanzen in temperaten Klimaten. Man kann davon ausgehen, dass die KH-Versorgung zu keiner Jahreszeit gefährdet ist und deshalb auch kaum Korrelationen mit dem Neuaustrieb an Stecklingen auftreten. In einer Untersuchung an Bäumen eines temperaten Waldes wurden zudem sog. „fat-trees“ ausgemacht, die zusätzlich zu eingelagerten KH Energie in Form von Lipiden speichern (Hoch et al. 2003). So wurden z.B. in Vertretern der Tiliaceen (zu denen auch der hier untersuchte *Heliocarpus* gehört) Speicherlipide gefunden. Es lässt sich auch bei den hier betrachteten Arten vermuten, dass sie nicht nur auf die Energie in Form von löslichen KH oder Stärke angewiesen sind.

Der Jahresgang der KH-Fraktion allein spielt also für die Bewurzelung höchstwahrscheinlich eine untergeordnete Rolle. Trotzdem sollte man

sich beim Stecklingsschneiden auf die Monate konzentrieren, in denen der höchste Neuaustrieb an Stecklingen verzeichnet wurde. Diese Periode fällt nämlich mit den niederschlagsreichsten Monaten zusammen und spart demzufolge die Zeiten aus, in denen in einigen Arten der Gehalt der „compatible solutes“ und damit die Trockenstressbelastung erhöht war.

#### 4.1.3.2.2 Gehalt und Zusammensetzung

Es leuchtet ein, dass nicht nur die jahreszeitlichen Schwankungen, sondern auch ganz allgemein die Größe und Zusammensetzung eines Reservestoffspeichers für die Bewurzelung von Stecklingen ausschlaggebend sein können. Rapaka (2005) sieht im KH-Gehalt bzw. in seiner Verfügbarkeit sogar den entscheidenden Faktor für die Stecklingsbewurzelung.

Insgesamt enthielten *Clethra*- und *Piptocoma*-Zweige nur 2 bzw. 3 % lösliche KH und Stärke, während *Heliocarpus* und *Tabebuia* sechs bzw. sogar 9,5 % dieser Reservestoffe einlagerten. Zugleich wiesen die Arten mit den höchsten KH-Gehalten im Zweigmaterial auch eine sehr starke Neubelätterung bei den Stecklingen auf. Die eingelagerten Zucker und die Stärke reichten also aus, um neue Blätter zu bilden. Interessant ist, dass die für die Blattbildung bei *Tabebuia* dem Zweig entnommenen Reservestoffe sich nicht in einer erkennbaren Verminderung des KH-Gehalts der Zweige manifestierten (Hoch et al. 2003). Warum statt Wurzeln Blätter gebildet wurden, kann aber vom KH-Status her nicht beantwortet werden. *Clethra*-Zweige enthielten über alle Zucker-Fraktionen hinweg geringe KH-Mengen, was sich in niedrigen Neuaustriebsquoten bei den Stecklingen zu erkennen gab. Trotzdem sind Neuaustrieb und der Gehalt der Zuckerfraktionen nicht generell miteinander korreliert.

Beim Blick auf die Zusammensetzung der KH in den Zweigen der einzelnen Arten fällt auf, dass sich die dominierenden Zuckerfraktionen zwischen den Arten unterscheiden. *Isertia*, *Clethra* und *Piptocoma* enthielten vor allem GSF-Zucker. Die beiden letztgenannten Arten fallen zudem mit sehr geringen Stärkewerten und damit auch einem insgesamt niedrigen KH-Gehalt auf, zeigen also ungünstige Voraussetzungen für eine Bewurzelung. *Heliocarpus* und *Myrica* hingegen speicherten KH in Form von Stärke. Gehalte von über 20 mg/g TG in den beiden

Arten bieten dabei gute Voraussetzungen für eine Bewurzelung (Calamar & de Klerk 2002, Rowe et al. 2002). Stärke als wichtigster Speicherstoff wird immer dann eingelagert, wenn sich ein hoher Zuckergehalt aufbaut. Sie kann bei Bedarf rasch wieder in lösliche Zucker umgewandelt werden (Kozlowski 1992). In *Tabebuia* wurden KH vorwiegend als Stachyose (Raffinosezucker) eingelagert. Der sehr hohe Gehalt dieses seltenen Speicherstoffes hatte zur Folge, dass *Tabebuia* insgesamt den höchsten Gehalt an Reserve-KH aufwies. Raffinose-Zucker sind für Bignoniaceen typisch (Hegnauer 1990, Blaschek et al. 1998). Der hohe Gehalt an Speicher-KH in *Tabebuia* entspricht der Tendenz, dass laubwerfende Arten mehr Photosynthate produzieren und akkumulieren (Drossopoulos & Niavis 1988, Richer 2008). Die GSF-Gehalte der Zweige der einzelnen Arten sind dagegen sehr ähnlich. Es ist bekannt, dass besonders die schnell verfügbaren Bau- und Energiestofflieferanten Glucose und Saccharose die Bewurzelung fördern. So werden durch Glucose die Zellteilungsprozesse während der Wurzelinitiation angetrieben (Correa et al. 2005). Saccharose als Haupttransportform pflanzlicher KH unterstützt die Wurzelbildung zusätzlich durch Interaktion mit Phytohormonen. Dabei soll die Sensitivität der Zellen gegenüber Auxin erhöht (Calamar & de Klerk 2002) und damit direkt die Wurzelinitiation gefördert werden (Dey 1985).

Die Ergebnisse der KH-Messungen zeigten, dass in allen Arten außer bei *Tabebuia* durchschnittlich mehr KH in den Blättern als in den Zweigen vorhanden waren. Dies ist nicht verwunderlich, da sich während des Tages die Photosyntheseprodukte im Blatt anreichern und somit hohe Konzentrationen aufbauen können.

Nicht signifikante Korrelationen zwischen dem KH-Status der Spenderpflanzen und der Neubelätterung der Stecklinge sowie die ausbleibende Bewurzelung selbst bei moderaten bis hohen KH-Gehalten im Zweigmaterial deuten darauf hin, dass diese Faktoren keinen wesentlichen Einfluss auf die Bewurzelungsfähigkeit der untersuchten Arten hatten. Auch bei anderen Arten war der KH-Gehalt nicht positiv, stattdessen manchmal sogar negativ mit dem Bewurzelungserfolg von Stecklingen korreliert (z.B. Veierskov et al. 1982, Rowe et al. 2002, Rapaka et al. 2005). Veierskov (1982) vermutete daher, dass eher das Wurzelwachstum und nicht deren Initiation vom KH-Status beeinflusst werden. Für die Initiation sind zweifellos Hormone (mit)ausschlaggebend.

### 4.1.3.3 Phytohormone

Cytokinine und Auxine gelten als Schlüsselhormone in der Regulation der Wurzelinitiation und -entwicklung (Aloni et al. 2006). Unter Auxineinfluss bewurzeln sich Stecklinge häufiger und schneller (Arteca 1996). Cytokinine können diese Wirkung unterstützen, indem sie z.B. die Empfindlichkeit des Kambiums gegenüber Auxin erhöhen (Davies 1995). Hohe Cytokiningehalte hemmen allerdings die Wurzelbildung und fördern das Sprosswachstum (Werner et al. 2001, 2003). Im Einzelnen begünstigen erhöhte Auxin- zusammen mit niedrigen Cytokiningehalten (d.h. hohe Auxin-Cytokinin-Quotienten) die Wurzelinduktion in den ersten Tagen nach dem Schneiden des Stecklings (Centeno et al. 1996). Hohe Cytokiningehalte während der gesamten Bewurzelungsinitiation bzw. große Auxinmengen während des folgenden Wurzelwachstums inhibieren den Bewurzelungsprozess (z.B. Eriksen 1974, Arteca 1996, Fogaca & Fett-Neto 2005, Taiz & Zeiger 2006).

#### 4.1.3.3.1 Die Bedeutung der Jahresgänge der Phytohormongehalte

Jahreszeitliche Schwankungen der Bewurzelungskapazität von Stecklingen hängen mit jahreszeitlichen Veränderungen des Hormonhaushalts der Pflanze zusammen (Smith & Wareing 1972, Zajaczko 1973, Howard 1983). Allerdings wurden diese Beobachtungen meist an Arten der temperaten Klimazone gemacht, bei denen sich Wachstums- und Ruhephasen deutlich voneinander abgrenzen.

Trotz des über das ganze Jahr eher ausgeglichenen Klimas der perhumiden Tropen fanden sich in der vorliegenden Untersuchung saisonale Schwankungen des Auxin- und Cytokiningehalts in den Zweigen und Blättern der adulten Versuchsbäume:

*Clethra* und *Myrica* haben sowohl im Zweig als auch im Blatt ganzjährig fast kein Auxin. *Isertia*, *Heliocarpus* und *Piptocoma* wiesen moderate und *Tabebuia* fast ganzjährig hohe Auxingehalte von oftmals über 1000 pmol/g TM auf.

Während bei *Isertia* die jährlichen Auxin-Minima oder -Maxima keinen eindeutigen Bezug zur Niederschlagsverteilung im Gebiet erkennen ließen, lagen bei *Heliocarpus* (Blatt und Zweig) und *Myrica* (Zweig) die höchsten Werte in den niederschlagsreichsten Monaten. Bei *Heliocarpus* ist der Auxingehalt in den Spenderbäumen stark positiv mit der Beblätterung der Stecklinge korreliert (Auxin<sub>Zweig</sub>:  $r_s = 0,853$  \*\*\*; Auxin<sub>Blatt</sub>:  $r_s = 0,805$  \*\*).

Hohe Cytokiningehalte wurden in *Clethra* und *Myrica*, geringe Gehalte in *Isertia*, *Heliocarpus* und *Piptocoma* festgestellt. Saisonale Maxima fanden sich sowohl in der niederschlagsreichsten (bei *Clethra*) als auch in der niederschlagsärmeren Zeit des Jahres (bei *Tabebuia*). Überraschenderweise war in dieser Zeit der Cytokiningehalt in *Tabebuia*-Zweigen negativ mit dem Blattaustrieb der Stecklinge korreliert. Auch *Piptocoma*- und *Heliocarpus*-Bäume zeigten in den feuchtesten Monaten und damit in der Periode, in der die Stecklinge sich häufig neu beblätterten, eine für die Bewurzelung vorteilhafte niedrige Cytokininkonzentration.

Obwohl wenige Anhaltspunkte in der Literatur zu finden sind, trifft man also auch in Baumarten der immerfeuchten Tropen auf saisonale Hormonschwankungen. Diese fallen in der vorliegenden Studie vornehmlich mit der Niederschlagsverteilung zusammen bzw. stehen insbesondere bei der laubwerfenden Art *Tabebuia* mit Wachstumsperioden in Zusammenhang. Korrelationen der Hormondynamik mit Blüh- bzw. Fruktifikationsperioden wären auch denkbar, konnten aber bei den hier untersuchten Arten nicht nachgewiesen werden. Möglich wäre auch eine Beeinflussung des Hormongehalts durch Lichtintensität bzw. die Art der dominierenden Strahlung. Während in der temperaten Klimazone der Photoperiodizismus, d.h. die Tageslänge einen starken Einfluss auf die Wachstumsregulatoren hat (Smith & Wareing 1972), könnte in den Tropen die in Trocken- und Regenzeit unterschiedliche Intensität der Bewölkung eine derartige Rolle spielen. Cueva Ortiz et al. (2006) fanden einen substanziellen Wechsel im Verhältnis von direkter zu diffuser Strahlung beim Übergang zwischen den regenreicheren und regenärmeren Monaten im Untersuchungsgebiet, den sie mit der Auslösung von einige Wochen später erkennbaren Blühphasen in Zusammenhang brachten.

Zusammenfassend lässt sich feststellen, dass die hormonelle Situation in *Clethra*- und *Myrica*-Bäumen mit niedrigen Auxin- und gleichzeitig hohen Cytokininwerten für eine Vermehrung über Stecklinge ungünstig ist. Die endogenen Auxin- und Cytokininwerte der übrigen untersuchten Arten würden ihrerseits allerdings die Bewurzelung nicht ausschließen. *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Stecklinge wären potentiell am geeignetsten für die Stecklingsvermehrung: Im Zweigmaterial der Spenderbäume findet sich nämlich in der feuchteren Jahreszeit eine Kombination von hohen Auxin- mit geringen Cytokiningehalten.

#### 4.1.3.3.2 Potentielle Beziehungen zwischen Auxin, Cytokinen und den Kohlenhydraten in Zweigen (und Blättern) adulter Spenderpflanzen

Für die Beurteilung der physiologischen Situation in den von adulten Bäumen geschnittenen Stecklingen war die Frage von Interesse, ob sich bei adulten Bäumen Wechselwirkungen zwischen der Phytohormondynamik und den jahreszeitlichen KH-Gehalten feststellen lassen. Solche Wechselwirkungen wurden verschiedentlich beschrieben (Kull 1972, Husen 2008).

Zwischen den Cytokiningehalten und den einzelnen KH-Fractionen konnten jedoch keine ausgeprägten, statistisch signifikanten Korrelationen festgestellt werden (nicht dargestellt). Der Auxinspiegel in den Zweigen war hingegen negativ mit dem Gehalt der GFS-Fraktion (*Heliocarpus*) sowie dem Raffinose- und Inositgehalt (*Tabebuia*) korreliert (Tab. 4-1). In anderen Studien beobachtete man ähnliche Zusammenhänge. So verringerten sich unter erhöhtem Auxineinfluss die löslichen Zucker bzw. allgemein der Gehalt an KH (Kull 1972). Ob ein erhöhter Auxinspiegel kohlenhydratverbrauchende Wachstumsprozesse stimuliert und so zur Verringerung des KH-Gehalts im Gewebe führt, oder ob Auxin die Einlagerung von KH in das Sprossgewebe unmittelbar kontrolliert, muss für die hier untersuchten Arten offen bleiben.

Tab. 4-1: Signifikante (**fett**) und tendenzielle Korrelationen nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Auxingehalt in Zweig- und Blattmaterial adulter Bäume der sechs untersuchten Arten, die Jahresgänge aufwiesen und KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial sowie Cytokiningehalt; n zwischen acht und 14

Parameter	Art und Organ	Korrelation mit Auxingehalt
<b>Stärke</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Tabebuia</i> Blatt	<b>0,714 *</b>
<b>GSF-Fraktion</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	<b>- 0,676 *</b>
	<i>Isertia</i> Blatt	<b>0,561 *</b>
<b>Raffinosefamilie</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Tabebuia</i> Zweig	- 0,644 ( $p = 0,061$ )
	<i>Heliocarpus</i> Blatt	0,549 ( $p = 0,065$ )
<b>Raffinosefamilie</b> <sub>Blatt</sub>	<i>Tabebuia</i> Zweig	<b>- 0,708 *</b>
<b>Inosite</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Tabebuia</i> Zweig	<b>- 0,831 **</b>
<b>Gesamt-KH</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Heliocarpus</i> Blatt	- 0,529 ( $p = 0,077$ )
<b>Cytokinin</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Myrica</i> Zweig	- 0,623 ( $p = 0,054$ )

Insgesamt scheint der Phytohormon-Status der Stecklinge ihre Tendenz, sich zu bewurzeln, nicht nachdrücklich gefördert zu haben. Dies gilt auch, wenn exogen Auxin angeboten wurde. Inwieweit dies mit der Lebensform „immergrüner Baum“

zusammenhängt oder eher artspezifisch ist, kann aus den vorliegenden Daten nicht abgeleitet werden. Offen bleiben muss weiterhin, ob der im Stecklingsmaterial gemessene Hormonstatus auch den der potentiellen Bewurzelungszone des Stecklings widerspiegelt, oder ob sich dieser in der unmittelbaren Nähe der Schnittfläche verändert.

Diese Empfindlichkeit der Zellen gegenüber Wachstumsregulatoren kann jahreszeitlich schwanken (Zajaczko 1973), verringert sich aber vor allem mit zunehmendem Alter. Somit scheint auch bezüglich des Hormonhaushalts der Altersaspekt die eigentliche Wechselwirkung zwischen der Bewurzelungsfähigkeit und dem Hormonspiegel der untersuchten Arten zu überdecken. Ein Vergleich mit dem Auxin- und Cytokiningehalt junger Spenderpflanzen im Hinblick auf den Bewurzelungserfolg mit jungen Spenderbäumen sollte deshalb besonders aufschlussreich sein (s. Kap. 4.2.3.2).

#### **4.1.3.4 Stomatäre Leitfähigkeit**

##### 4.1.3.4.1 Vergleich des Transpirationsverhaltens von Blättern an adulten Spenderbäumen und beblätterten Stecklingen

Die meisten Stecklinge, an denen einzelne Blätter oder Blattstücke belassen worden waren, vertrockneten nach wenigen Tagen. Daraus ergab sich die Frage, welchen Einfluss die Abtrennung von der Mutterpflanze auf die Stomataregulation des Stecklings ausüben würde. Dies sollte anhand von zwei Indikatoren ermittelt werden: an der Größenordnungen der stomatären Leitfähigkeit und an deren tageszeitlicher Dynamik. Um dies zu prüfen, wurde der an den Stecklingen während der ersten zwei bis drei Tage gemessene Verlauf der stomatären Leitfähigkeit mit dem intakter Spenderpflanzen verglichen.

Bei der Bewertung der Leitfähigkeiten von Blättern intakter Bäume fallen die hohen bis sehr hohen Werte, die vor allem morgens gemessen wurden, auf. Bei derart extrem hohen Leitfähigkeiten verwundert es dann nicht, dass die stomatäre Leitfähigkeit im Laufe des Tages – oft schon mittags – stark abnahm und die Stomata am Abend zumindest bei drei Arten (*Isertia*, *Piptocoma* und *Myrica*) völlig geschlossen waren. Die übrigen drei Arten zeigten eine weit in den Nachmittag hinein reichende „Mittagsdelle“ der stomatären Leitfähigkeit, d.h. dass die Stomata

bei der letzten Messung nach Einbruch der Dunkelheit wieder weiter geöffnet waren als bei der Messung vor Beginn der Abenddämmerung. Leider lässt die einmalige Nachtmessung ein bis zwei Stunden nach Sonnenuntergang keine Rückschlüsse auf den Leitfähigkeitsverlauf während der weiteren Nachtstunden zu, doch gibt es Studien, in denen sogar ein Anstieg der Leitfähigkeiten im Nachtverlauf festgestellt wurde (Howard & Donovan 2007). In der Dunkelheit geöffnete Stomata mit Leitfähigkeitswerten, die mit den in der vorliegenden Arbeit gemessenen vergleichbar sind, wurden schon bei vielen Arten und Lebensformen nachgewiesen (z.B. bei Fordham et al. 2001, Caird et al. 2007, Dawson et al. 2007). Allerdings dürfte im vorliegenden Fall die Transpiration wegen des geringen nächtlichen Sättigungsdefizits der Luft keine hohen Werte erreicht haben. Da in dem perhumiden Untersuchungsgebiet ein Trockenfallen des Bodens ausgeschlossen werden kann (Moser et al. 2008), dürfte die Regulation der Stomata nicht so sehr vom Wurzelsignal Abscisinsäure ausgehen, als vielmehr von intrinsischen Regulationsmechanismen der Stomata. An Tagen mit wenig Niederschlag und schwacher Bewölkung sind relative Luftfeuchten von 30 % nicht selten.

Die stomatären Leitfähigkeiten der in Wasser gehaltenen Stecklinge waren – mit Ausnahme von *Isertia*- und *Tabebuia*-Stecklingen (*Tabebuia* wies im Durchschnitt die geringsten stomatären Leitfähigkeiten auf) - durchwegs deutlich niedriger als bei den adulten Bäumen. Allerdings war bei *Clethra* und *Heliocarpus* der unmittelbar nach dem Schneiden gemessene Wert mit bis zu  $1300 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  extrem hoch und fast mit dem Vergleichswert identisch. Ein zusätzlicher Wasserverlust kann bei Stecklingen durch den sog. Iwanoff-Effekt (Buckley 2005) kurz nach dem Schneiden entstehen. Beim Stecklingsschneiden tritt Luft in die Gefäße ein, doch die Spaltöffnungen bleiben geöffnet, da der Turgorabfall in den umliegenden Epidermiszellen zu einem (passiven) Zurückweichen, d.h. weiteren Öffnen der Stomata (Brittain & Nagaraja.S 1971, Heber et al. 1986) führt. Erst nach 15 min (Allerup 1960), also oftmals nach den ersten Anzeichen des Welkens (Heber et al. 1986), funktioniert der Stomataschluss wieder. Trotz der geringeren stomatären Leitfähigkeit der in Wasser gehaltenen Stecklinge waren die Werte mit bis zu  $600 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  in den frühen Morgenstunden sehr hoch. Allerdings fielen sie im Tagesverlauf dann schnell ab und erreichten meist noch vor den Vergleichsblättern der adulten Pflanzen den völligen Spaltenschluss. Die Stomata dieser Blätter waren

also noch reaktionsfähig. Aminah et al. (1997) beobachteten einen ähnlichen Verlauf der Leitfähigkeit an Dipterocarpaceen-Stecklingen.

Anders verhielten sich die in Erde gezogenen Stecklinge: Die stomatären Leitfähigkeiten lagen bei allen Arten permanent zwischen 100 und 400 mmol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>, aber bei keiner der vier Messungen während eines Tages konnte weitgehender oder gar völliger Spaltenschluss wie bei den adulten Bäumen oder den in Wasser gehaltenen Stecklingen beobachtet werden. Die Stomata dieser Stecklinge schienen nur noch schwach oder gar nicht auf Signale zu reagieren, die bei den Vergleichspflanzen oder –stecklingen noch eine starke Stomatareaktion hervorrufen konnten. Wegen des damit verbundenen permanenten Wasserverlusts begannen diese Stecklinge oft schon am dritten Tag zu welken.

#### 4.1.3.4.2 Stomatäre Leitfähigkeit und Welkeverhalten

Zumindest in den ersten Tagen nach dem Schneiden spiegelte der Tagesgang der stomatären Leitfähigkeit noch nicht das sukzessive Vertrocknen vor allem der in Wasser gehaltenen Stecklinge wieder. Dies wird erst deutlich, wenn man die Leitfähigkeiten über ein bis zwei Wochen hinweg verfolgt.

Bei *Isertia*, *Piptocoma* und *Tabebuia* nahm die stomatäre Leitfähigkeit der Blätter an den untersuchten Stecklingen wenige Tage nach dem Schneiden rapide ab und kam nach insgesamt sechs bis zehn Tagen gänzlich zum Erliegen. Die meisten *Heliocarpus*-Stecklinge wiesen bereits gleich nach dem Schneiden (für nur noch zwei Tage) sehr geringe stomatäre Leitfähigkeit von unter 100 mmol m<sup>-2</sup>s<sup>-1</sup> auf. In mehreren Fällen verschloss sich die Schnittfläche dieser Stecklinge nämlich durch ein gelartiges Exsudat, das möglicherweise die Wasseraufnahme unterband (Merkel 2000, Vásquez Restrepo et al. 2006). Einzig bei *Myrica* und *Clethra* konnten noch nach zehn bzw. 14 Tagen weiterhin hohe stomatäre Leitfähigkeiten gemessen werden.

Das schnelle Welken von Stecklingen in Erde ergibt sich aus dem Zusammenbruch der Stomataregulation und dem dadurch permanenten Wasserverlust durch die Transpiration, der nicht durch eine schnelle Wurzelbildung ausgeglichen wurde. Verwunderlicher ist jedoch, dass auch in Wasser gehaltene Stecklinge innerhalb weniger Tage vertrocknen. Hier wäre die Wasseraufnahme trotz der einen oder anderen zu erwartenden Embolie direkt möglich. Dass mehr Wasser durch die

Transpiration verloren geht als über die im Verhältnis zur Wurzeloberfläche winzige Schnittfläche aufgenommen werden kann, ist vorstellbar. Aber die entscheidende Frage ist, warum die Stomata trotz Trockenheitsstress zumindest morgens so weit geöffnet waren. Aus den in Abb. 3-26 gezeigten Tagesgängen der stomatären Leitfähigkeiten geht hervor, dass die in Wasser gehaltenen Stecklinge mit Ausnahme von *Clethra* und *Tabebuia* ihre Funktionsfähigkeit zumindest über drei Tage hinweg aufrechterhalten konnten. *Tabebuia*-Stecklinge begannen schon am dritten Tag zu welken, während *Clethra* offensichtlich die am längsten funktionsfähigen Stomata besitzt (Abb. 3-27). Trotzdem muss auch bei *Clethra* angenommen werden, dass auf die Dauer die Wassernachlieferung die Transpirationsverluste nicht ausgleichen konnte. Wie das Beispiel der in Wasser gehaltenen Stecklinge von *Tabebuia* und aller in Erde getopften Stecklinge in Abb. 3-26 zeigt, geht dem Vertrocknen nicht der absolute Spaltenschluss, sondern vielmehr der Verlust der Fähigkeit zum Spaltenschluss voraus.

Der hier beobachtete Wasserhaushalt der Stecklinge weicht vom Verhalten sich bewurzelnder beblätterter Stecklinge in anderen Studien ab. In den meisten Arbeiten werden über mehrere Wochen gleich bleibende geringe Leitfähigkeiten gemessen, die sich mit (Svenson et al. 1995, Ottosson & Welander 1997, Wilkerson et al. 2005) bzw. nach (Grossnickle & Russell 1993) der Bewurzelung deutlich erhöhen. Nach dem Schneiden des Stecklings einsetzender Trockenstress (Svenson et al. 1995) sollte sofort zum Schließen der Stomata führen (Wilkerson et al. 2005). Deshalb lässt man gewöhnlich frisch geschnittene Stecklinge einige Zeit antrocknen, bevor man sie in Erde einbringt. Diese Methode war früher schon mit den hier untersuchten Arten in mehreren Varianten erprobt worden, allerdings ohne Erfolg (Merkl 2000).

## **4.2 Jungpflanzen als Donor-Pflanzen für die vegetative Vermehrung**

Aus den im Großen und Ganzen nicht zielführenden Versuchen mit Stecklingen von adulten Bäumen und den flankierenden physiologischen Untersuchungen ergab sich die Vorstellung, dass im Wesentlichen drei Faktoren für die Bewurzelung der Stecklinge notwendig sind: Ein günstiger Hormonstatus, eine diesem entsprechende

vermutlich altersabhängige Hormon-Empfindlichkeit des Gewebes und ein ausreichender Reservestoffgehalt der Zweige. Das Zusammentreffen dieser Faktoren scheint artspezifisch zu sein (*Isertia* und *Piptocoma* bewurzeln sich nie) und bei *Heliocarpus*, *Myrica* und *Tabebuia* eher in der regenreicheren, bei *Clethra* in der trockeneren Jahreszeit zustande zu kommen. Allerdings waren auch dann die Bewurzelungsraten für eine praktische Anwendung viel zu gering. Die im Vergleich zur Bewurzelung wesentlich häufiger beobachtete Blattbildung an den Stecklingen (häufig bei *Heliocarpus*, *Piptocoma* und *Tabebuia*) deutet auf einen ausreichenden Reservestoffvorrat und ein für den Spross günstiges Verhältnis der beiden Phytohormone Auxin (niedrig) und Cytokinin (hoch) hin. Fast regelmäßig beblätterten sich solche Stecklinge, die während der regenreichen Monate geschnitten worden waren.

Aus diesen Befunden und dem aus der Literatur bekannten Zusammenhang zwischen (Seiten-)Wurzelbildung und niedrigem Cytokininspiegel ergab sich die Hypothese, dass der Bewurzelungserfolg durch eine Absenkung des Cytokininspiegels deutlich gesteigert werden könnte. Vom Cytokinengehalt der Zweige her gesehen, wären mögliche Kandidaten in der Hauptregenzeit geschnittene Stecklinge von *Isertia*, *Piptocoma*, *Heliocarpus* und *Tabebuia*, deren KH-Reserven allerdings in dieser Jahreszeit bei ca. 10 % des Trockengewichts lagen. Da man mit adulten Bäumen nicht experimentieren kann, lag es nahe, Jungpflanzen als Donor-Pflanzen zu verwenden und ihren Hormon- und KH-Status durch verschiedene Stressbehandlungen zu beeinflussen. Von *Heliocarpus* und *Tabebuia* konnten für diese Versuche genügend Jungpflanzen aus Samen gezogen werden. Beide Arten lagern mit Abstand die meisten Speicher-KH in Form von Stärke (*Heliocarpus*) bzw. Stachyose (*Tabebuia*) in den Zweigen ein (s. Kap. 4.1.3.2.2) und weisen besonders in der regenreichsten Jahreszeit einen hohen Auxin-Cytokinin-Quotienten auf (s. Kap. 4.1.3.3.1).

#### 4.2.1 Stressen der Donor-Pflanzen

Über die Effekte vorangegangenen Stresses auf Donor-Pflanzen ist im Hinblick auf die davon geschnittenen Stecklinge schon einiges bekannt: So kann ein Anziehen der Mutterpflanzen unter Stressbedingungen zukünftige Stecklinge resistenter gegenüber Trockenstress machen (Kozłowski & Pallardy 2002). Man weiß auch,

dass Lichtmangel, der bei der Mutterpflanze Etiolement auslöst, besseres Stecklingsmaterial hervorbringen kann (Hartmann et al. 1990, Krüssmann 1997, Husen 2008). Obwohl man über die Wirkungen von Stress auf Pflanzen schon relativ gut Bescheid weiß, nutzt man dieses Wissen bei der vegetativen Vermehrung bisher kaum aus. Weithin bekannt ist, dass Mineralstoffknappheit, die auch durch einen beengten Wurzelraum zustande kommen kann, zur Akkumulation von Photosyntheseprodukten führt (z.B. Nishizawa & Saito 1998, Wang et al. 1998) und dass Dürrestress und Mineralstofflimitierung eine Verringerung des Cytokiningehalts zur Folge haben (z.B. Davies et al. 2002, Havlova et al. 2008).

Hier sollten die Versuche mit jungen Spenderpflanzen ansetzen. Verglichen wurde die Bewurzelung von Stecklingen nach drei einzelnen Stressbehandlungen der Donor-Pflanzen (Dürre-, Wurzelraum- und Nährstoffstress) und zwei Stresskombinationen (Dürre- + Wurzelraumstress, sowie Nährstoff- + Wurzelraumstress). Als Kontrolle dienten Stecklinge von stressfreien Ansätzen sowie von im Wald geernteten Wildlingen.

## 4.2.2 Erfolg vegetativer Vermehrungsmethoden

### 4.2.2.1 Sprossstecklinge

Stresseinwirkung (besonders bei Nährstoffstress) auf die Donor-Pflanzen äußerte sich in deren Habitus: Die Bäumchen beider Arten blieben kleiner, spärlicher beblättert und ihr Stamm dünner als bei Kontrollpflanzen. Jedoch bewurzelten sich viele der Sprossstecklinge von ein- und zweifach gestressten *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen (Kap. 3.2.1.1 und 3.2.1.2), wobei es allerdings beträchtliche Unterschiede zwischen den einzelnen Ansätzen gab. Auch war die anschließende Etablierung in Erdkultur, besonders bei *Tabebuia*, stark streuend. Interessant ist, dass sich die aus dem basalen Teil der Donor-Pflanzen geschnittenen Stecklinge erheblich besser bewurzelten als die aus dem terminalen Sprosstück.

Insgesamt bewurzelten sich Stecklinge von gestressten *Heliocarpus*-Bäumchen gut, mit einer Maximalrate von 70 % beim reinen Dürrestress. Bemerkenswert ist, dass sich auch ein Fünftel der Stecklinge aus Kontrollpflanzen, Wildlingen und Pflanzen mit beengtem Wurzelraum bewurzelten. Auch Vásquez Restrepo et al. (2006)

gelangen die Bewurzelung von Sprossstecklingen junger, ungestresster *Heliocarpus americanus* Bäumchen (vergleichbar Wildlingen). Bei ähnlichen Anzuchtbedingungen – allerdings mit einer höheren Luftfeuchtigkeit – erreichten diese Autoren Bewurzelungsquoten von bis zu 55 % an beblätterten und von 8 % an unbeblätterten Stecklingen. Material, das in der Trockenzeit geerntet wurde, bewurzelte sich generell besser. Beide Arbeiten zeigen, dass sich Material von *Heliocarpus*-Jungpflanzen zur vegetativen Vermehrung über Sprossstecklinge eignet. Eine beträchtliche Steigerung des Erfolgs kann aber durch Stressen der Donor-Pflanzen erreicht werden. Bemerkenswert sind weiterhin die hohen Etablierungsraten der bewurzelten Stecklinge in Erdkultur, die zeigen, dass die Wurzelbildung sehr effektiv war.

Allerdings finden sich kaum weitere Studien, in denen der Bewurzelungserfolg von Stecklingen nährstoff- bzw. dürre-gestresster Mutterbäume untersucht wurde. Dass eine mangelnde Nährstoffversorgung die Bewurzelung fördert, bestätigen die Arbeiten von Mesen et al. (2001) und Welander (1995). Demgegenüber argumentieren Desouza & Felker (1986), Krüssmann (1997) und Dick et al. (2004), dass nur eine optimale Nährstoffversorgung der Donor-Pflanzen zum Erfolg bei der vegetativen Vermehrung führt. Ähnlich verhält es sich mit Aussagen zum Einfluss von Dürrestress auf die Stecklingsvermehrung: Longman (1993) empfiehlt für die vegetative Vermehrung von Tropenbäumen, die Bewässerung der Mutterbäume zwei bis drei Monate vor der Stecklingsernte einzustellen. Ansonsten vermutet man allgemein, durch ausreichende Bewässerung optimale Bedingungen für zukünftige Stecklinge schaffen zu können (z.B. Krüssmann 1997). Um die guten Bewurzelungsergebnisse bei *Heliocarpus*-Stecklingen nach dem Stressen der Donor-Pflanzen erklären zu können, muss man zwischen direktem Stress (Dürre, Nährstoffmangel) und indirektem Stress (Wurzelraumlimitierung) unterscheiden. Letzterer bedeutet eine Hemmung des Wurzelwachstums, verbunden mit einer Beeinträchtigung der Wasser- und Nährstoffaufnahme. Da die wurzelraumlimitierten Donor-Pflanzen wesentlich kleiner waren als die Kontrollpflanzen bzw. die einfach gestressten Versuchspflanzen, zeigt sich der Effekt des kombinierten Stress' besonders deutlich. Gleichwohl scheint für die Bewurzelung oder die Einstellung eines bestimmten Phytohormon- und KH-Status der direkte Stress wirkungsvoller zu sein, als der indirekte.

Auch *Tabebuia*-Stecklinge bewurzelten sich zufrieden stellend, aber deutlich weniger als solche von *Heliocarpus*. Bei *Tabebuia* sticht vor allem der Unterschied zwischen den Stecklingen von Wildlingen mit 55 % Bewurzelungsrate und denen von Kontrollpflanzen mit 1 % ins Auge. Ebenso schlecht wie die Kontrolle bewurzelten sich Stecklinge von dürregepressten Donor-Pflanzen. Gut bewurzelten sich Stecklinge von nährstoff- und wurzelraumgestressten Donor-Pflanzen. Es stellt sich die Frage, worin sich die Wildlinge am natürlichen Standort von den Kontrollpflanzen im Gewächshaus unterscheiden. Vermutlich waren Wildlinge mehreren Stressoren gleichzeitig ausgesetzt. So wurden die Stecklinge im niederschlagsärmsten Monat (September 2006 mit nur 77 mm Niederschlagssumme) des Jahres geerntet. Im Vergleich zu *Heliocarpus*-Wildlingen und den Kontrollpflanzen beider Arten fanden sich *Tabebuia*-Wildlinge nur im Schatten. Derartige Einflüsse könnten sich positiv auf die Bewurzelungskapazität ausgewirkt haben. Bei *Tabebuia* hemmt der direkte Effekt des Nährstoffmangels das Wachstum der Donor-Pflanzen wesentlich stärker als der Wassermangel, und die Wurzelraumlimitation verstärkt diese Wirkung noch. Aber auch die Hemmung des Wurzelwachstums allein führt zu einem physiologischen Zustand, der beim Steckling die Wurzelbildung begünstigt. Entsprechend dem geringeren Ausmaß der Wurzelbildung waren auch die Etablierungsraten in Erdkultur der bewurzelten Stecklinge niedriger als bei *Heliocarpus* und sie korrelierten auch nicht mit der Rate der Bewurzelung.

Insgesamt zeigen die Ergebnisse, dass der Einfluss der Vorbehandlung auf die Bewurzelung der Stecklinge artspezifisch ist. So führt auch Haissig (1986) aus, dass Dürrestress der Mutterpflanze auf jeden Fall die Bewurzelung von Stecklingen beeinflusst. Die Art der Reaktion hänge aber von weiteren Faktoren ab, die auf die Mutterpflanze einwirken. Generelle Regeln ließen sich also nur in beschränktem Maße aufstellen.

#### **4.2.2.2 Abmoosen**

*Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Mooslinge von jungen, ungestressten Bäumchen bewurzelten sich umso stärker, je länger sie an der Mutterpflanze verblieben. Nach elf Monaten hatten über 90 % der Mooslinge beider Arten ausreichend Wurzeln gebildet, so dass sie die Übertragung in Erdkultur überlebten. Diese hohen Quoten

scheinen nicht ungewöhnlich zu sein, wenn man mit jungem Donor-Material arbeitet. So bewurzelten und etablierten sich bei jungen *Inga feuillei*-Pflanzen alle (Brennan & Mudge 1998), und von *Cecropia obtusifolia*-Jungpflanzen 73 % der Zweige bereits nach zwei Wochen (LaPierre (2001)). In beiden Arbeiten sowie in der vorliegenden Studie war das Abmoosen erfolgreicher als die Bewurzelung von Sprossstecklingen. Warum funktioniert die Adventivbewurzelung direkt an der Mutterpflanze so gut? Wie schon erwähnt (Kap. 4.1.2.2) wird der Moosling weiterhin über das noch funktionierende Xylem mit Wasser und Mineralstoffen und über das Phloem mit Assimilaten aus den Blättern versorgt. Er ist also nicht auf im Zweig deponierte Reservestoffe angewiesen. Durch die Unterbrechung des Phloems an der Abmoosstelle könnte es zudem zu einer KH- und Auxinanreicherung bei gleichzeitiger Verminderung der Cytokininzufuhr aus den Wurzeln kommen. Diese im Hinblick auf die Adventivwurzelbildung günstigen Veränderungen wurden in der vorliegenden Arbeit aber nicht mehr untersucht.

Nach Abnahme der Mooslinge wurde der basalwärts gelegene Spross ebenfalls zu Stecklingen verarbeitet. Diese Stecklinge brachten (abgesehen vom Abmoosen) die besten im Rahmen dieser Arbeit erzielten Bewurzelungsergebnisse: 85 % der *Tabebuia*- und 96 % der *Heliocarpus*-Stecklinge bildeten Wurzeln und zwei Drittel der Zweige etablierten sich im Anschluss. Wie schon unter 4.2.2.1 erwähnt, bewurzelten sich die aus dem basalen Teil der Donor-Pflanze geschnittenen Stecklinge wesentlich besser als die aus dem terminalen Sprossstück. Möglicherweise ist bei den jungen Sprossen die Nähe zur Wurzel der Adventivwurzelbildung am Steckling förderlich, die Nähe zur Sprossspitze (die beim Abmoosen ohnehin mit dem Moosling entfernt wurde) hinderlich. Da die Wurzeln den Cytokininstatus – zumindest des basalen Teils – des jungen Sprosses steuern, ist ein Zusammenhang des beobachteten Phänomens mit dem Cytokininhaushalt nicht unwahrscheinlich.

#### 4.2.3 Ökophysiologische Untersuchungen an jungen Donorbäumchen im Hinblick auf die Bewurzelungskapazität der daraus geschnittenen Sprossstecklinge

Inhaltsstoffanalysen sollten helfen, die differierenden Bewurzelungsquoten von Stecklingen unterschiedlich gestresster Donor-Pflanzen zu erklären, da davon

auszugehen war, dass Stress den KH- bzw. Phytohormonhaushalt der Pflanze verändern kann. Auch wenn die Donor-Pflanzen nur einem Stressor ausgesetzt wurden, muss mit mehreren Arten von Sekundärstress gerechnet werden. So ließ es sich z.B. trotz guter Bewässerung nicht vermeiden, dass stark wurzelraumlimitierte Pflanzen auch Nährstoff- oder sogar periodischen Trockenheitsstress erfuhren (Kharkina et al. 1999), weil der Pflanzcontainer fast völlig mit Wurzeln gefüllt war und kaum mehr Substrat enthielt. Wildlinge als Donor-Pflanzen sollten allerdings keinem derartigen Stress ausgesetzt gewesen sein.

#### **4.2.3.1 Zusammensetzung und Gehalt der Kohlenhydrate**

Wachstumshemmungen, die von den Verhältnissen im Wurzelraum ausgelöst werden, führen zu einem Ungleichgewicht zwischen der anfänglich nicht gebremsten CO<sub>2</sub>-Assimilation und dem geringeren Kohlenstoffverbrauch durch Zuwachs. Die Folge ist in der Regel eine Akkumulation von Stärke als dem osmotisch unwirksamen Speicher-KH oder von Oligosacchariden (z.B. Muller et al. 1997, Rowe et al. 1999, Arndt et al. 2000, Lawlor & Cornic 2002). Dieses bekannte und erwartete Phänomen zeigte sich auch bei den in dieser Arbeit verwendeten gestressten jungen Donor-Pflanzen von *Heliocarpus* und *Tabebuia*. Jedoch wirkt nicht jeglicher über die Wurzeln applizierte Stress in gleicher Weise.

##### **4.2.3.1.1 *Heliocarpus***

Sprosse von *Heliocarpus*-Donor-Pflanzen enthielten bei allen Stressvarianten und auch in den Wildlingen mehr KH als in der ungestressten Kontrolle. Bei Nährstoffmangel bzw. Dürre- kombiniert mit Wurzelraumstress lag der entsprechende KH-Anteil mit ca. 10 % dreimal so hoch wie in der Kontrolle. Bei Anwendung der übrigen Stressvarianten lag er sogar noch höher und erreichte bei Nährstoffmangel kombiniert mit Wurzelraumlimitierung sogar 23 % des Trockengewichts. Ähnlich verhielt es sich mit den KH in den Blättern, bei denen der KH-Gehalt 18 % des Trockengewichts erreichte (s. Kap. 3.2.2.1). Stress führt also zu einer Akkumulation von Zuckern und besonders von Stärke in den oberirdischen Organen. Eine vermehrte Deposition von Cycliten, hier einmal summarisch als Stressindikatoren bezeichnet, wurde nur bei einfachem oder kombiniertem

Dürrestress sowohl in den Blättern als auch in den Sprossen, bei limitiertem Wurzelraum in den Sprossen und bei den Wildlingen in beiden Organen beobachtet (Abb. 3-19, absolute Werte). Legt man die oben dargestellte Vermutung zugrunde, dass die Wildlinge vor der Ernte Dürrestress erfahren haben könnten, so ist die Anreicherung von Cycliten ein Symptom für direkten oder indirekten Trockenheitsstress, wie es auch in der Literatur beschrieben ist.

Ein hoher Gehalt an KH als Baumaterial und Energieträger sollte der Adventivwurzelbildung förderlich sein. Doch scheinen die Verhältnisse komplexer zu sein, denn eine signifikante Korrelation zwischen den KH und der Wurzelbildung an den Stecklingen ergab sich nicht. Am Beispiel der durch Nährstoffmangel gestressten Spenderpflanzen lässt sich die Problematik verdeutlichen: Ein hohes Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis ist für die Wurzelbildung förderlich (z.B. Hambrick et al. 1991, Spanos et al. 1999), was im nächsten Kapitel anhand der Cytokiningehalte näher erläutert wird. So mag ein ausgeprägter Mangel eines Makronährstoffs wie z.B. Stickstoff eine starke KH-Akkumulation und niedrige Cytokiningehalte zur Folge haben und somit ideale Voraussetzungen für die Wurzelbildung liefern, die ja auch tatsächlich stattfand. Da aber andererseits der Stickstoffmangel auch die Wurzelbildung beeinträchtigt, kann man nicht erwarten, dass eine signifikante Korrelation zwischen dem KH-Status und der Bewurzelungsrate besteht. Obwohl auch Wildlinge einen im Vergleich zur Kontrolle hohen KH-Gehalt aufwiesen, bewurzelten sie sich ebenso wie die wurzelraumgestressten Pflanzen nicht besser als die Kontrollpflanzen.

#### 4.2.3.1.2 *Tabebuia*

Die Analyse der KH der gestressten Jungpflanzen von *Tabebuia* ergab einige bemerkenswerte Befunde: Zum einen erstaunt, dass die im Pflanzenreich weit verbreiteten und auch für Bignoniaceen typischen Raffinosezucker in den Jungpflanzen nur bei Stress gebildet wurden, während in alten und jungen Blättern der adulten Bäume diese Oligosaccharide immer vorhanden waren. Im Umkehrschluss würde dies bedeuten, dass die Bäume am natürlichen Standort immer irgendeinem oder wahrscheinlich mehreren Stressoren ausgesetzt sind. Weiterhin fällt auf, dass in den Zweigen der adulten Pflanzen und auch im Spross der gestressten Jungpflanzen diese Oligosaccharide (hauptsächlich Stachyose) immer

die dominierende KH-Fraktion darstellten, während sie in den Blättern einen untergeordneten Anteil stellten und z.B. bei Wurzelraumlimitierung kaum nachzuweisen waren, wogegen sie im Spross 75 % der Gesamt-KH repräsentierten. Während im Spross der Kontrollpflanzen Stärke als dominierendes Reserve-KH deponiert wurde, bewegte sich ihr Gehalt bei den gestressten Pflanzen nur zwischen 5 und maximal 20 %. Die als Folge von Stress erwartete KH-Anreicherung betraf ausnahmslos die Raffinosezucker, die dann auch als Stressmetaboliten wirksam waren. Zumindest zeigt der Cyclitgehalt in den Blättern keine Reaktion auf Stress und in den Sprossen waren Inositol (auch bei den adulten Pflanzen) ohnehin kaum nachweisbar. Im Gegensatz zu *Heliocarpus* zeigten die Wildlinge von *Tabebuia* weder in den Blättern noch in den Sprossen gegenüber der Kontrolle eine KH-Anreicherung; der einzige Unterschied bestand im teilweisen Ersatz der GSF-Fraktion durch Zucker der Raffinosefamilie. Schließlich ist der Effekt von Dürrestress auf den KH-Gehalt unerwartet, denn er führte weder im Blatt noch im Spross zu einer KH-Akkumulation. Außer einem teilweisen Ersatz der Stärke (im Spross) und der GSF-Fraktion (im Blatt) durch Raffinoseoligosaccharide wurde kein signifikanter Unterschied zur Kontrolle festgestellt. Dass dieser Befund kein Messartefakt ist, zeigt auch die unter allen Stressbehandlungen geringste Bewurzelungsrate.

Abgesehen von den Wildlingen, die sich trotz geringen KH-Gehalts mit 46 % am besten bewurzelten, erkennt man bei *Tabebuia* anders als bei *Heliocarpus* einen deutlich positiven – aber nicht signifikanten – Zusammenhang zwischen der KH-Menge in den Zweigen der Donor-Pflanze und der Bewurzelungskapazität der Stecklinge. So bewurzelten sich die Stecklinge der Kontrollpflanzen und der Bäumchen unter Dürrestress mit sehr niedrigen KH-Mengen kaum. Währenddessen fallen bei nährstoff- bzw. nährstoff- + wurzelraumgestressten Pflanzen die höchsten KH-Gehalte (insbesondere Raffinosezucker) mit den höchsten Bewurzelungsquoten zusammen. Der Zusammenhang zwischen KH-Gehalt und Bewurzelungskapazität kann als Hinweis auf die Bedeutung der Reserve-KH für die Wurzelbildung gelten.

#### **4.2.3.2 Phytohormone**

Adaptationsprozesse von Pflanzen an ihre Umgebung werden zumeist über Phytohormone gesteuert. Allerdings wirken diese nicht einzeln sondern synergistisch oder antagonistisch mit anderen Phytohormonen zusammen. So weiß man z.B., dass

bei Trockenstress die ABA-Konzentration in den Blättern ansteigt, dass allerdings auch Cytokinine und Auxine an der Stressantwort mitwirken (z.B. Wang et al. 2008). Eine weit verbreitete Reaktion auf Stress ist die Abnahme des Cytokininingehalts (Hare et al. 1997). Genau diese Reaktion sollte hier durch das Stressen der Bäumchen vor dem Stecklingsschneiden ausgelöst werden. Im Folgenden wird daher diskutiert, wie und warum Stressbehandlungen den Phytohormongehalt in den Donor-Bäumchen beeinflussten (Kap. 4.2.3.2.1 und 4.2.3.2.2) und welche Schlussfolgerungen sich für die Bewurzelung der daraus geschnittenen Stecklinge ziehen lassen (Kap. 4.2.3.2.3). Wie bereits erwähnt, ist ein niedriger Cytokininingehalt verbunden mit einem hohen Auxingehalt der Bewurzelung von Stecklingen am förderlichsten.

#### 4.2.3.2.1 Cytokininingehalt in den gestressten Donor-Bäumchen

Tatsächlich war auch in der vorliegenden Studie – wie allgemein in der Literatur beschrieben – der Cytokininingehalt in gestressten Pflanzen erniedrigt. So fanden sich bei *Heliocarpus* in den Blättern aller und den Zweigen der meisten gestressten Pflanzen weniger Cytokinine als im Kontrollansatz. Besonders in den Blättern führte Stress also zu einem verminderten Cytokininingehalt. Am wenigsten Cytokinin fand sich in den Sprossen mit kombiniertem Dürre- + Wurzelraumstress bzw. Nährstoff- + Wurzelraumstress.

In *Tabebuia* weisen dürre-gestresste Bäumchen höhere (Zweige) oder ähnliche (Blätter) Cytokininingehalte wie die Kontrollpflanzen auf. Stress führt ansonsten auch in dieser Art zu einem verringerten Cytokininspiegel. Besonders wenig Cytokinin wurde wie bei *Heliocarpus* in Sprossen nährstoff-gestresster bzw. dürre- + wurzelraum-gestresster Bäumchen gemessen. Die niedrigeren Cytokininwerte in den *Tabebuia*-Wildlingen bei gleichzeitig – im Vergleich zur Kontrolle – höherer Bewurzelungsrate der daraus geschnittenen Stecklinge unterstreichen, dass auch die Wildlinge, wie bereits erwähnt, Stress erfahren haben mussten.

Bei krautigen Pflanzen ist bekannt, dass die Wurzeln der Hauptort der Cytokininbiosynthese sind, von denen aus diese Phytohormone mit dem Xylemsaft in den Spross transportiert werden. Aber auch meristematische Zellen im Spross sind in der Lage selbst Cytokinine zu synthetisieren. Man nimmt an, dass der Cytokininmetabolismus in diesen Meristemen unter der Kontrolle des von der Wurzel ausgehenden Hauptstroms steht. Andererseits ist auch bekannt, dass Cytokinine

phloemmobil sind, also aus den Blättern, in die sie mit dem Transpirationsstrom gelangen, wieder abtransportiert werden können, wobei sie auf diesem Wege noch chemische Umwandlungen erfahren können.

Das Wurzelwachstum ist negativ, das Sprosswachstum positiv mit dem jeweiligen Cytokininspiegel korreliert. Somit kann die Pflanze eine ökonomische Verteilung der Photosyntheseprodukte zwischen Spross und Wurzel vornehmen, je nachdem ob eine Vergrößerung der Wurzeloberfläche oder des Sprosses für die Ressourcenakquisition der Pflanze vorteilhafter ist. Bei Mangelsituationen oder Stress, die von den Verhältnissen im Wurzelraum ausgehen, kann eine Vergrößerung des Wurzelsystems Abhilfe oder Erleichterung schaffen. Dies impliziert, dass in solchen Situationen der Cytokininspiegel in der Wurzel entweder durch Verringerung der Biosyntheserate oder durch einen erhöhten Turnover (Pospisilova 2003) erniedrigt ist. Damit ergibt sich zwangsläufig auch ein geringerer Cytokinimport in den Spross und damit ein reduziertes Sprosswachstum.

Da die in diesen Versuchen verwendeten Jungpflanzen von der Größe her eher mittelgroßen Kräutern als Holzpflanzen ähnelten, kann man die hauptsächlich an krautigen Pflanzen gewonnenen Erkenntnisse auch auf diese übertragen. Offen ist, ob der Zusammenhang zwischen niedrigem Cytokininspiegel und verstärkter Wurzelbildung auch auf die Adventivwurzelbildung am Spross, hier am Spross-Steckling, übertragbar ist. Zumindest bei *Tabebuia* war die Bewurzelungsquote der Stecklinge mit dem Cytokinengehalt in Zweig und Blatt der Donor-Pflanzen stark negativ korreliert ( $r_s$  bis zu -0,93; Tab. 4-2). In *Heliocarpus* fanden sich allerdings keine entsprechenden Korrelationen.

Tab. 4-2: Ergebnisse nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Cytokinengehalt in Zweig- und Blattmaterial junger (vorbehandelter) *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Bäumchen und Bewurzelungsraten in Zweig- und Blattmaterial; trendbehaftete Ergebnisse unter Angabe von  $p$ ; n *Tabebuia* = 6, n Übrige = 7

	Cytokine	
	Zweig	Blatt
<b><i>Tabebuia</i></b>		
<b>Bewurzelung</b>	<b>- 0,893 **</b>	<b>- 0,929 **</b>
<b><i>Heliocarpus</i></b>		
<b>Bewurzelung</b>	- 0,286	- 0,464

Besonders oft wurde bestätigt, dass der Cytokinengehalt unter *Trockenstressbedingungen* im Sprossgewebe erniedrigt ist (z.B. Zholkevich & Pustovoitova 1993, Nikolaou et al. 2003, Zhuang & Chen 2006, Satisha et al. 2007). In der vorliegenden Arbeit sank beim reinen Dürrestress an *Heliocarpus* der

Cytokiningehalt nur in den Blättern, der Gehalt im Stamm war unverändert. Trotzdem bewurzelten sich bei *Heliocarpus* deutlich mehr Stecklinge als in der Kontrolle. Dies bedeutet, dass der Cytokiningehalt allein nicht für den Bewurzelungserfolg ausschlaggebend ist. Bei *Tabebuia* war der Cytokininspiegel in dürre-gestressten Pflanzen sogar höher als in Kontrollindividuen.

Bekannt ist weiterhin, dass unter *Nährstoffmangel* (Beck 1996, Dodd 2003) der Cytokiningehalt in der Pflanze abnimmt. Pflanzenwurzeln sind in der Lage, ihren Nährstoff-, insbesondere den Stickstoffstatus in ein Cytokininsignal umzusetzen (Hermans et al. 2006). Besonders wirksam ist dabei das Nitratangebot (Sakakibara et al. 2006). Stickstoff- und auch Phosphormangel führen hingegen durch den damit verbundenen niedrigen Cytokiningehalt zu einem auf Kosten des Sprosswachstums beschleunigten Wurzelwachstum. Da Wurzeln hauptsächlich in der – oft Wurzelhaare bildenden – Wachstumszone Wasser und Nährsalze aufnehmen, kommt die Einengung des Wurzelraums einer Verminderung dieser Aufnahme gleich; gleichzeitig wird aber auch in gewissem Ausmaß die dadurch ausgelöste Vergrößerung des Wurzelsystems eingeschränkt. Wenn dann noch im kombinierten Stress die Wasser- oder Mineralstoffversorgung reduziert wird, kommt es zu extrem niedrigen Cytokiningehalten im Spross, wie sie sich bei *Heliocarpus* bei beiden Kombinationen, bei *Tabebuia* wenigstens bei der Kombination Dürre und beengter Wurzelraum gezeigt haben.

#### 4.2.3.2 Auxingehalt in gestressten Donor-Bäumchen

Auxin ist kein Stresshormon wie ABA oder Jasmonat und sein Gehalt in einem Pflanzenorgan scheint eher mit dessen Belichtung als mit einem bestimmten Stressor zusammenzuhängen. Gleichwohl beeinflusst es im Zusammenwirken mit anderen Hormonen synergistisch oder antagonistisch verschiedenste Reaktionen von Pflanzen auf Umweltfaktoren. Diese Wechselwirkungen bedingen unterschiedliche, z.T. widersprüchliche Befunde über die Reaktion von Auxin auf Stress oder seine Rolle bei der Initiation von Adventivwurzeln (Ludwig-Muller et al. 1995, Ludwig-Muller 2000, Pospisilova 2003, Zhuang & Chen 2006, Havlova et al. 2008, Wang et al. 2008). Hinzu kommt, dass Auxin vielfach als Konjugat vorliegt und erst bei Bedarf freigesetzt wird.

Vergleicht man die Auxingehalte der jungen mit denen der adulten Pflanzen, so fällt auf, dass bei *Heliocarpus* ähnliche Werte – zumindest in der Kontrolle und den Wildlingen – gefunden wurden, dass aber die Auxingehalte der jungen *Tabebuia*-Pflanzen zehn bis 15mal höher waren als die der Zweige der adulten Bäume. Dies betrifft vor allem die Kontrollpflanzen und die unter Wurzelraumlimitierung gewachsenen Jungpflanzen. Der Auxingehalt der *Tabebuia*-Wildlinge war dem der adulten Pflanzen vergleichbar, der der gestressten Jungpflanzen war hingegen etwa drei – viermal so hoch.

Eine physiologisch einleuchtende Erklärung für die extrem hohen Werte, insbesondere denjenigen von wurzelraumlimitierten Jungpflanzen ist nicht erkennbar, eher könnte man die drei- bis vierfachen Gehalte der gestressten Pflanzen dem Unterschied zwischen adulten und jungen Pflanzen zuschreiben. Insgesamt waren diese Werte aber, wie bei gestressten Pflanzen zu erwarten, deutlich niedriger als die Werte der Kontrollpflanzen. Ein solcher Unterschied zwischen adulten und jungen Pflanzen ergab sich bei *Heliocarpus* nicht. Trotzdem zeigte sich auch hier ein negativer Einfluss von über die Wurzeln appliziertem Stress auf den Auxingehalt der Sprosse. Eine positive oder negative Korrelation des Auxingehalts, insbesondere der Sprosse, mit der Rhizogenese an den Stecklingen wurde weder für *Heliocarpus* noch für *Tabebuia* festgestellt.

Studien bestätigen, dass der Quotient aus den zusammengehörenden Auxin- und Cytokiningehalten oftmals direkt mit der Bewurzelungsfähigkeit korreliert ist (s. Kap. 4.1.3.3). In dieser Arbeit variierten zwar die Hormonverhältnisse bei adulten Bäumen zwischen den Monaten (nicht dargestellt) bzw. bei Jungpflanzen zwischen den Vorbehandlungen (Tab. 4-3), aber es ergaben sich keinerlei Korrelationen mit dem Neuaustrieb bzw. der Bewurzelung und Etablierung der Stecklinge.

Tab. 4-3: Auxin-Cytokinin-Quotienten (vorbehandelter) *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen

Behandlungen	<i>Heliocarpus</i>		<i>Tabebuia</i>	
	Zweig	Blatt	Zweig	Blatt
Wildlinge	1,37	0,04	1,54	3,93
Kontrolle	1,11		22,76	0,08
Wurzelraumstress	0,48	0,14	35,45	0,49
Nährstoffstress	1,41		16,35	0,00
Dürrestress	0,38	0,49	2,60	1,56
Nährstoff- + Wurzelraumstress	1,35		19,87	1,23
Dürre- + Wurzelraumstress	1,26		5,67	0,78

#### 4.2.3.2.3 Wechselwirkungen zwischen Phytohormon- und KH-Gehalten der Pflanze

Wie schon in adulten Bäumen fanden sich auch bei den Jungpflanzen Zusammenhänge zwischen dem KH- und dem Hormonspiegel der Donor-Pflanzen. So waren der KH- und Cytokiningehalt sowohl in *Heliocarpus*- als auch in *Tabebuia*-Bäumchen miteinander korreliert (Anhang Tab. A-5). In *Heliocarpus*-Blättern und *Tabebuia*-Zweigen gingen kleine Cytokininwerte mit großen KH-Werten einher ( $r_s = -0,786$  \*). Im Einzelnen waren der GFS-Gehalt von *Heliocarpus*-Blättern bzw. der Gehalt an Raffinosezuckern von *Tabebuia*-Zweigen mit dem jeweiligen Cytokiningehalt im Zweigmaterial negativ korreliert ( $r_s = -0,857$  \*). Einige KH-Fractionen sowie der Gesamt-KH-Gehalt im Blatt waren zudem noch negativ mit dem Auxingehalt im Zweig bzw. Blatt korreliert (Anhang Tab. A-6). Wie bereits in Kap. 4.1.3.3.2 erwähnt, entspricht die negative Abhängigkeit zwischen Auxinen und den KH-Ergebnissen anderen Studien. Bei der Arbeit mit jungen Donor-Pflanzen wird deutlich, dass sich auch der Cytokinin- und KH-Gehalt negativ beeinflussen können. Zum einen fördern also geringe Cytokininwerte direkt die Adventivbewurzelung von Sprossstecklingen durch eine Erhöhung der sich teilenden Meristemzellen (Werner et al. 2001, Werner et al. 2003), zum anderen begünstigen sie aber auch indirekt über den KH-Haushalt die Wurzelbildung, indem sich KH z.B. verstärkt im Spross ansammeln können, weil das oberirdische Wachstum gehemmt wird.

### 4.3 Einfluss der Herkunft des Stecklingsmaterials und von Stress auf die Bewurzelung von Sprossstecklingen

Wie bereits festgestellt (Kap. 4.1.2.1) gibt es verschiedene Gründe, warum die vegetative Vermehrung adulter Bäume fehlschlagen kann. Auch die hier durchgeführten Experimente zeigen ganz deutlich, dass sich *Tabebuia*- und *Heliocarpus*-Stecklinge wesentlich besser bzw. überhaupt erst bewurzeln, wenn sie von vorbehandelten Jungpflanzen stammen.

Zum einen könnte die fehlende Bewurzelung adulter Spendermaterials auf einen ungünstigen physiologischen Status zurückzuführen sein: So ist hinlänglich bekannt, dass ein niedriger Auxin-Gehalt in den Zweigen die Adventivbewurzelung hemmt. Wie schon erwähnt, fand sich dementsprechend in den nicht bewurzelbaren adulten *Tabebuia*-Bäumen nur einen Bruchteil des Auxingehaltes der im Zweigmaterial von

Jungpflanzen gemessen werden konnte. Außerdem könnte eine größere Auxinmenge in adulten Bäumen nötig sein, um eine Neubewurzelung in Gang zu bringen (Husen & Pal 2007), da es bei älteren Pflanzen zunehmend an IAA-Rezeptoren mangelt (Vidal et al. 2003) und deshalb das Gewebe unempfindlicher gegenüber Auxin u.a. Bewurzelungspromotoren wird (Zajaczko 1973, Husen & Pal 2006). Hartmann et al. (1990) und Poupard et al. (1994) vermuten in der alternden Pflanze zudem ein Übermaß bzw. eine Akkumulation von Substanzen, die die Reembryonalisierung und Zellteilung und damit eine Rhizogenese inhibieren. Zum anderen könnte aber auch der Stressimpuls, dem die jungen Mutterpflanzen ausgesetzt waren – durch seine entsprechende Beeinflussung des Phytohormon- und KH-Gehalts – dafür verantwortlich sein, dass sich die anschließend geernteten Stecklinge erfolgreich vermehrten.

Will man den Einfluss der Herkunft des Stecklingsmaterials und der Stressvorbehandlungen bestimmen, so muss man die Bewurzelungsquoten bzw. die zugrunde liegenden physiologischen Messergebnisse an adulten Bäumen und gestressten Bäumchen mit den Resultaten des Kontroll- bzw. Wildlingsansatzes vergleichen. Dabei ergeben sich ganz unterschiedliche Schlussfolgerungen für die beiden betrachteten Arten *Heliocarpus* und *Tabebuia*:

So bewurzelterten sich sowohl Stecklinge von jungen *Heliocarpus*-Kontroll- als auch von Wildlingsbäumchen deutlich besser als das Material adulter Bäume. Vergleicht man die entsprechenden Inhaltsstoffgehalte, dann stellt man fest, dass Jungpflanzen beider Ansätze nur geringfügig mehr Auxine und Wildlinge mehr KH in den Zweigen aufwiesen als adulte Bäume. Der Cytokiningehalt unterschied sich nicht. Differenzen im Phytohormon- bzw. KH-Gehalt zwischen Alt- und unbehandelten Jungpflanzen können also nicht für die Begründung des abweichenden Bewurzelungsverhaltens von entsprechenden Stecklingen herangezogen werden. Wahrscheinlich bleibt bei Sprossstecklingen adulter Bäume die Bewurzelung aus, weil das Material weniger sensitiv auf vergleichbare Hormonimpulse reagiert als die Zweige junger Bäume oder adulte Bäume die Rhizogenese hemmende – und hier nicht untersuchte – Substanzen enthalten. Vielleicht verhinderte aber der niedrige endogene Auxingehalt der Jungpflanzen nur nicht die Adventivbewurzelung der Stecklinge, weil das exogen applizierte Auxin besser von jungem Material aufgenommen bzw. verwertet wurde. Eine zusätzliche Vorbehandlung des jungen Materials kann demzufolge zwar die

Bewurzelungskapazität erhöhen, ist aber nicht ausschlaggebend für seine Wurzelbildung.

Während sich Stecklinge der *Tabebuia*-Kontrollpflanzen ebenso wie Stecklinge adulter Bäume kaum bewurzeln, bildeten sich an fast der Hälfte aller Wildlings-Stecklinge Wurzeln. Allerdings enthielten sowohl Wildlinge als auch Kontroll-Bäumchen mehr Auxine in den Zweigen als die adulten Bäume. Ein hoher endogener Auxingehalt erhöht die Bewurzelungskapazität von Stecklingen also nicht zwangsläufig. Der Cytokiningehalt von Wildlingen war geringer als der in der Kontrolle und in adultem Material. Junge und adulte Pflanzen enthielten vergleichbare Gesamt-KH-Gehalte. Die fehlende Bewurzelung von Stecklingen junger (Kontroll-)Pflanzen deutet darauf hin, dass nicht die Verwendung junger Mutterpflanzen, sondern das Stressen der Donor-Pflanzen für den Bewurzelungserfolg von *Tabebuia*-Stecklingen die ausschlaggebende Rolle spielt. Aus den hier gewonnenen Daten lässt sich erkennen, dass Vorbehandlungen besonders dann die Bewurzelungskapazität späterer Stecklinge erhöhen, wenn sie den Cytokiningehalt im Zweig und Blatt senken (s. Kap. 4.2.3.2).

## 5 EMPFEHLUNGEN

### - zur vegetativen Vermehrung von *Heliocarpus americanus* und *Tabebuia chrysantha*

Aus den vorliegenden Daten lassen sich die nachfolgenden Empfehlungen und Überlegungen für die Klonierung der untersuchten sechs Pionier-Baumarten ableiten.

- Generell können die hier betrachteten Arten zu keiner Jahreszeit über Sprossstecklinge von adulten Bäumen aussichtsreich vermehrt werden.
- Ebenso wenig Erfolg erzielt man mit der Verwendung von Wurzel- und Blattstecklingen.
- In Anbetracht des geringen Erfolgs mit den zahlreichen geprüften Varianten der Vermehrungsprotokolle können alle hier untersuchten Arten als vegetativ schwer vermehrbar eingestuft werden.

In dieser Studie gelang schließlich die Bewurzelung von *Heliocarpus americanus* und *Tabebuia chrysantha*, zwei der sechs untersuchten Arten. Unter Berücksichtigung der über das ganze Jahr hinweg gemessenen Phytohormon- und KH-Gehalte erscheint es eher unwahrscheinlich, dass sich Stecklinge der übrigen vier Arten mit Hilfe der hier angewandten Strategie bewurzeln lassen.

Tab. 5-1 stellt dafür zusammenfassend die in dieser Arbeit verwendeten Strategien (ausgenommen Wurzel- und Blattstecklinge) zur Produktion von Klonen aus *Heliocarpus* und *Tabebuia* gegenüber. In Anlehnung an Menzel (1985) werden dabei neben dem Bewurzelungserfolg auch ökonomische Aspekte sowie die theoretischen und praktischen Multiplikationsraten und die Auswirkungen der Methode auf die Mutterpflanze in die Übersicht aufgenommen.

Neben den Sprossstecklingen adulter Bäume zeigten auch deren Mooslinge keinerlei vegetatives Vermehrungspotential. Lediglich an *Heliocarpus*-Mooslingen wurde eine Adventivbewurzelung beobachtet. Allerdings misslang die Weiterkultur in Erde. Da das Abmoosen adulter Bäume einige Vorteile gegenüber der Verwendung von Jungpflanzen aufweist (kein Gewächshaus und keine Mutterpflanzenanzucht nötig, sehr hohe Multiplikationsraten, billig, kein Verlust der Mutterpflanze), könnte es z.B. bei fehlenden Gewächshauskapazitäten trotz der bisher erfolglosen Etablierung lohnend sein, nach weiteren Protokollen für die Erdkultur-Phase zu suchen. Da nur

Tab. 5-1: Vergleich der untersuchten Methoden zur Klonierung von *Heliocarpus* (*Hel.*) und *Tabebuia* (*Tab.*) mit Wi – Wildlinge, Ko – Kontrolle, P – mangelnder Wurzelraum, N – Nährstoffstress, W – Dürrestress, NP – Nährstoff- + Wurzelraumstress und WP – Dürre- + Wurzelraumstress

	Zeit bis Auspflanzen [Mon.]	Länge des Klons [cm]	Theor. Multiplikationsrate	Schaden an Donorpflanze	Kosten	Arbeitsaufwand	Erfolg	
Mooslinge von	adulten Bäumen	groß: 30 - 40	sehr hoch	nein	sehr gering	am Anfang sehr hoch (Know-how erforderlich), dann gering	<i>Hel.</i> : bis 20 % <i>Tab.</i> : 0 % Bewurzelung; beide keine Etablierung	
	jungen Bäumen	mittel: 20	sehr gering (1-2)	zerstört	moderat		bis 97 % mit fast vollständiger Etablierung	
adulten Bäumen	kurz: 2 - 3	klein: 10 - 15	sehr hoch	nein	moderat	moderat	keine Bewurzelung	
Sprossstecklinge von	ungestresst	Wi				moderat	<i>Hel.</i> : 23 % * <i>Tab.</i> : 47 %	
		Ko	lang: Vorbehandlung der Mutterpflanzen für mehrere Monate (außer Wi), danach noch 2 – 3 Monate für Bewurzelung				<i>Hel.</i> : 25 % <i>Tab.</i> : 1 %	
	gestresst	P		sehr gering (1-2)	zerstört	moderat	hoch durch Vorbehandlung der Donorpflanzen	<i>Hel.</i> : 23 % <i>Tab.</i> : 13 %
		N						<i>Hel.</i> : 55 % <i>Tab.</i> : 24 %
		W						<i>Hel.</i> : 69 % <i>Tab.</i> : 1 %
		NP						<i>Hel.</i> : 33 % <i>Tab.</i> : 18 %
		WP						<i>Hel.</i> : 50 % <i>Tab.</i> : 5 %

\* es wurde jeweils nur die Bewurzelungsrate angegeben; Etablierungsrate meist etwas geringer

die ausreichend bewurzelten Mooslinge in die Baumschule umgesetzt werden, wäre diese Methode platz- und kosteneffizient, wenn auch sehr zeitaufwändig und immer wieder mit der Suche nach geeigneten Bäumen / Zweigen im Freiland verbunden. Immerhin ist das Abmoosen auch die einzige Möglichkeit, Individuen mit bereits bekannten Wuchs- oder Holzeigenschaften zu klonieren.

Besonders Erfolg versprechend erscheint das Abmoosen an *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen, womit die höchsten Bewurzelungsquoten erzielt wurden. Bei den durchgeführten Experimenten handelt es sich allerdings bisher nicht um eine (vegetative) Vermehrung, denn es wurde jeweils nur ein Moosling pro Pflanze gewonnen. Das zukünftige Ziel ist es also, herauszufinden, ob sich auch etwas größere und/oder verzweigtere junge Bäumchen erfolgreich abmoosen lassen. Damit würde sich die Multiplikationsrate wesentlich erhöhen und zugleich wäre das Überleben bzw. erneute Austreiben der Mutterpflanzen gesichert. Allerdings erfordert die Technik des Abmoosens – insbesondere an den dünneren Zweigen von Jungpflanzen – technisches Know-how und „Fingerspitzengefühl“.

Aus Tab. 5-1 wird ersichtlich, dass sich Jungpflanzen auch direkt (ohne Abmoosen) dazu eignen, bewurzelte Klone heranzuziehen. Die Methode differiert allerdings hinsichtlich des Aufwands und der damit verbundenen Kosten: Generell ist die Verwendung von ungestressten Donor-Pflanzen und im Speziellen von Wildlingen am attraktivsten, weil keine Kapazitäten und Zeit für die Vorbehandlung der Donor-Pflanzen benötigt werden. Allerdings müssen Wildlinge immer wieder neu im Freiland (in der Nähe adulter Bäume) ausfindig gemacht werden. Die Ausbeute ist damit geringer, der Aufwand für die Ernte höher und schlechter abschätzbar, als bei einer Mutterpflanzen-Anzucht in der Baumschule.

Betrachtet man die Bewurzelungsraten, lässt sich diese Methode trotzdem für *Tabebuia* empfehlen, da sich Stecklinge von Wildlingen mit 47 % mind. doppelt so häufig wie Stecklinge aus anderen Vorbehandlungen bewurzeln. Wahrscheinlich könnte man den Bewurzelungserfolg sogar noch steigern, wenn man die beste Jahreszeit für die Stecklingsernte ermittelt. Analog zu den Austriebsquoten an Stecklingen adulter Bäume könnte auch hier die Bewurzelung von Wildlingsmaterial mit den Niederschlagsmengen in Zusammenhang stehen.

Sind allerdings nicht genügend Wildlinge vorhanden bzw. zugänglich, so müssen junge *Tabebuia*-Bäumchen wurzelraum- und/oder nährstoffgestresst werden, um

anschließend bewurzelbare Sprossstecklinge ernten zu können. Keinerlei Erfolg hat man mit dürre-gestressten oder gar nicht vorbehandelten Donor-Pflanzen (Kontrolle). *Heliocarpus*-Stecklinge verschiedenen Ursprungs bewurzeln sich ähnlich gut. Will man auf den finanziellen und zeitlichen Mehraufwand der Vorbehandlung verzichten, so empfehlen sich junge ungestresste Bäumchen (Kontrolle), aus denen sich ca. ein Viertel der Stecklinge bewurzeln. Erwartet man Bewurzelungsquoten von mehr als 50 %, weil z.B. sehr viele Stecklinge zugleich oder bei einer geringeren Anzahl an Spendermaterial bereitgestellt werden sollen, so müssen die Donor-Pflanzen zunächst dürre- oder nährstoffgestresst werden.

Wie schon für das Abmoosen angesprochen, eignen sich auch die hier erstellten Klonierungsprotokolle für Sprossstecklinge nur dann für Wiederaufforstungsprogramme, wenn zukünftig mehrere Mooslinge / Stecklinge pro Spenderpflanze gewonnen werden können. Dies gelingt am einfachsten, wenn die Bäumchen zu Hecken gestutzt (hedging) bzw. regelmäßig zurückgeschnitten werden (pruning). Noch ist allerdings nicht bekannt, ob diese Art der Rejuvenalisierung auch bei den hier verwendeten Arten funktioniert. Zumindest für *Heliocarpus* aber auch für *Myrica*, die z.T. sehr buschig wachsen, könnte das wiederholte Zurückschneiden eine geeignete Form der Mutterpflanzenhaltung sein.

Auch ganz ohne Zurückschneiden der Mutterpflanzen könnten Jungpflanzen in relativ kurzer Zeit viele Stecklinge liefern, indem man nämlich die ersten bewurzelten Zweige erneut zur Stecklingsgewinnung nutzt: Selbst wenn man aus einem jungen Bäumchen nur zwei Sprossstecklinge schneidet, kann man nach ca. sechs Monaten insgesamt vier, nach weiteren sechs Monaten bereits acht Stecklinge usw. ernten. Innerhalb von drei Jahren kann man so aus einer Mutterpflanze über 100 Sprossstecklinge heranziehen. Auf diese Weise lassen sich aus den Donor-Pflanzen mit den besten Holz- oder Wachstumseigenschaften immer neue Klone gewinnen.

Zusammenfassend lässt sich feststellen, dass im Rahmen der vorliegenden Arbeit für die zwei schwer bewurzelbaren tropischen Baumarten *Heliocarpus americanus* und *Tabebuia chrysantha* mehrere Methoden umfassende Klonierungsprotokolle entstanden. Als zukünftiger Anwender kann man also vor dem Beginn eines Vermehrungsprojekts abwägen, welche Methoden zu den jeweiligen Rahmenbedingungen passen. Eine Hilfe dafür bietet die Übersicht in Tab. 5-1, aus der z.B. ersichtlich wird, mit welcher Technik man Kosten bzw.

---

Gewächshauskapazitäten spart, oder welche Alternativen es gibt, wenn im Freiland nur eine begrenzte Anzahl an Mutterpflanzen zur Verfügung steht. Zudem kann man die hier getesteten Methoden als einen Pool betrachten, der einem die Erstellung angepasster Vermehrungsempfehlungen für andere Arten wesentlich erleichtern kann.

## 6 ZUSAMMENFASSUNG

### 6.1 Zusammenfassung

Parallel zur fortschreitenden Vernichtung der megadiversen Bergwälder Ecuadors entstehen immer mehr Plantagen mit exotischen *Pinus*- und *Eucalyptus*-Arten. Eine ökologisch sinnvolle, d.h. nachhaltige Wiederaufforstung kann jedoch nur unter Verwendung indigener Arten erreicht werden. Da die Samenernte in den hochdiversen Urwäldern problematisch ist, müsste die für eine großflächige Aufforstung benötigte große Menge an Pflanzmaterial vor allem durch vegetative Vermehrung in gleich bleibend guter Qualität erzeugt werden. Bisher fehlt es jedoch noch an Grundlagenwissen und effizienten Methoden zur Klonierung einheimischer Baumarten in Baumschulen.

- In der vorliegenden Arbeit wurde das vegetative Vermehrungspotential von folgenden sechs – in den Bergwäldern Südecuadors natürlich vorkommenden – Baumarten untersucht: *Clethra revoluta* (Clethraceae), *Heliocarpus americanus* (Tiliaceae), *Isertia laevis* (Rubiaceae), *Myrica pubescens* (Myriaceae), *Piptocoma discolor* (Asteraceae) und *Tabebuia chrysantha* (Bignoniaceae). Da aus umfangreichen Vorarbeiten bekannt war, dass sich Stecklinge dieser Arten nur schwer oder gar nicht bewurzeln, wurde zunächst eine potentielle Saisonabhängigkeit der Bewurzelungstendenz durch monatliches Stecklingsschneiden geprüft. Gleichzeitig wurden quantitative Analysen von Kohlenhydraten und Phytohormonen (Auxin und Cytokinine) durchgeführt, um mögliche physiologische Beziehungen zum Bewurzelungspotential aufdecken zu können.
- Trotz vielfältiger Variation der Anzuchtparameter (Anhang, Tab. A-1 und A-2) über 1 ½ Jahre gelang es nur in Ausnahmefällen, bewurzelte Sprossstecklinge von adulten Bäumen zu gewinnen. Wegen der geringen Zahlen konnte auch keine eindeutige Saisonabhängigkeit festgestellt werden. Meistens vertrockneten die Pflanzen innerhalb von ein bis drei Wochen. Besonders die (in Erde oder Wasser eingestellten) grünen beblätterten Stecklinge vertrockneten schon innerhalb weniger Tage. Der Vergleich zwischen den

stomatären Leitfähigkeiten der Blätter am adulten Baum am natürlichen Standort und an den entsprechenden Stecklingen im Gewächshaus zeigt, dass die Regulation der Stomata nicht mehr in vollem Ausmaß funktionierte und die Stecklinge deshalb mehr Wasser verdunsteten als über die Schnittfläche nachgeliefert werden konnte. Allerdings beblätterten sich viele der in den niederschlagsreichsten Monaten gesammelten holzigen Stecklinge, sie schlugen aber keine Wurzeln. Die Gewinnung bewurzelter Sprossstecklinge von adulten Bäumen durch Abmoosen war zwar erfolgreich, aber bei der anschließenden Kultur in Erde vertrockneten auch diese Pflanzen.

- Die Kohlenhydratmessungen ergaben bei mehreren Arten jährliche Schwankungen im Gehalt von Stärke und löslichen Zuckern, insbesondere der Raffinosefamilie (bei *Tabebuia*) bzw. erhöhte Inosit-Gehalte während der trockneren Monate. Zwar zeigte der Gesamtkohlenhydratgehalt in den Blättern deutliche saisonale Schwankungen (bei *Heliocarpus*-, *Myrica*- und *Tabebuia*-Pflanzen), doch ließen sich in den Zweigen generell keine ausgeprägten Jahresgänge nachweisen. So konnte auch keine besondere Kohlenhydratakkumulation in den *Tabebuia*-Zweigen im Zusammenhang mit dem kompletten Laubabwurf nachgewiesen werden. Auch bei den anderen Arten fielen die saisonalen Maxima des Laubabwurfs in der trockeneren Jahreszeit nicht mit verstärkter Kohlenhydratanreicherung in den Zweigen zusammen. Während *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Bäume Reservekohlenhydrate mit einem Gehalt von 6 bzw. sogar 9,5 % (besonders in Form von Stärke sowie als Glukose, Fruktose und Saccharose) einlagerten, könnte der geringe Kohlenhydratvorrat von *Clethra*-, besonders aber von *Piptocoma*-Zweigen das ganze Jahr über einer erfolgreichen Adventivbewurzelung abträglich gewesen sein. Mit Ausnahme von *Tabebuia* wurden in den Blättern mehr oder ebenso viele Kohlenhydrate wie in den Zweigen eingelagert. Der Jahresverlauf der Kohlenhydratgehalte in den Blättern und Zweigen stand bei keiner Art in einem signifikanten Zusammenhang.
- Vielleicht noch wichtiger für die Bewurzelung von Stecklingen als der Pool an Reservekohlenhydraten ist der endogene Phytohormongehalt, insbesondere der der Cytokinine (Initiation von Wurzelprimordien) und der des Auxins (Wurzelwachstum). Da aus der Literatur bekannt ist, dass hohe

Cytokiningehalte die Seitenwurzelbildung eher hemmen, könnte das Bewurzelungspotential dem Auxin : Cytokinin-Quotienten direkt proportional sein. In der vorliegenden Arbeit wurden beide Hormongruppen mittels ELISA analysiert. Wegen der bekannten schnellen Interkonversion der verschiedenen Cytokinine wurden für die Bewertung des Cytokininstatus' die Vertreter der drei Hauptgruppen (Isopentenyladenin-, *t*-Zeatin- und Dihydrozeatin-Derivate) zu einem Wert zusammengefasst. Beim Auxin wurde nur das freie Auxin erfasst. Der so gemessene Phytohormonstatus fluktuierte jahreszeiten- und artabhängig. Ein für die Bewurzelung günstiger Hormonstatus fand sich bei *Heliocarpus* und *Tabebuia* in den niederschlagsreichsten Monaten. *Clethra* und *Myrica* enthielten hingegen fast kein Auxin, aber relativ viel Cytokinin. Bei diesen Arten scheint eine Adventivbewurzelung deshalb besonders schwierig zu sein.

- Da es nicht möglich ist, in den Hormonstatus adulter Bäume einzugreifen, ergab sich als Konsequenz die Strategie, Jungpflanzen als Donor-Pflanzen zu verwenden, deren Hormon- und Reservestoffstatus durch Stressbehandlung entsprechend verändert werden könnte. Insbesondere galt es, den Cytokininspiegel endogen abzusenken, denn die Auxinkonzentration konnte man am Steckling selbst durch Zufuhr von außen (Behandlung mit Indolylbuttersäure, IBA) anheben. Aufgrund der Untersuchungen an den adulten Bäumen und der Verfügbarkeit von Jungpflanzen wurden *Heliocarpus* und *Tabebuia* für diese Versuche ausgewählt. Parallel dazu wurden wiederum die Kohlenhydrate und die beiden Phytohormone zum Zeitpunkt des Stecklingsschnitts analysiert. Die Pflanzen wurden folgenden Stressarten ausgesetzt: Wassermangel, Nährstoffmangel, Einengung des Wurzelraums und Kombinationen dieser Stressoren. Zusätzlich wurden frisch im Wald geschnittene Wildlinge (Schösslinge) verwendet.
- Diese Strategie erwies sich als erfolgreich, denn es bewurzelten sich über alle Behandlungen gemittelt 42 % der *Heliocarpus*- und 15 % der *Tabebuia*-Stecklinge. Am erfolgreichsten waren Stecklinge von dürre-gestressten *Heliocarpus*-Bäumchen mit 70 % Bewurzelung und von unter Nährstoffmangel gezogenen *Tabebuia*-Pflanzen (25 %). Bei dieser Art bewurzelten sich ebenso Wildlinge sehr effektiv (45 %). Besonders wichtig ist auch die hohe, z.T. quantitative, Etablierungsrate der Stecklinge bei Überführung in Erdkultur.

Noch bessere Ergebnisse wurden mit dem Abmoosen bei beiden Arten erzielt, wobei auch die Etablierungsrate mit 90 % besonders hoch war.

- Die Analysen des Kohlenhydrat- und Phytohormongehalts der Donor-Pflanzen, die im Anschluss zu Stecklingen verarbeitet wurden, bestätigen die mit den Experimenten eingeschlagene Strategie. So führten die Vorbehandlungen bei *Heliocarpus* und *Tabebuia* zu einem Anstieg des Kohlenhydratgehalts sowohl in den Blättern, besonders aber in den Sprossen (ausgenommen bei dürregepressten *Tabebuia*-Pflanzen). Trotz dieser offensichtlichen Tendenz ergab sich aber keine statistisch signifikante Korrelation des Kohlenhydratgehalts der verschieden gestressten Donor-Pflanzen mit ihrer Bewurzelungsrate.
- Wie angenommen, führte die Stressbehandlung der Donor-Pflanzen beider Arten zu einem geringeren Cytokininspiegel, wobei zumindest in *Tabebuia* die Bewurzelung von Stecklingen und der Cytokinengehalt der Donor-Pflanzen signifikant negativ miteinander korreliert waren ( $r_s$  bis zu -0,93). Beim endogenen Auxinspiegel konnte kein derartiger Zusammenhang festgestellt werden, wobei das exogen zugeführte Auxin eine entsprechende Korrelation auch nicht erwarten ließ.
- Die in dieser Arbeit erzielten Ergebnisse zeigen klar, dass auch junge Zweige von adulten immergrünen oder wechselgrünen tropischen Bäumen praktisch kein Bewurzelungspotential mehr besitzen. Bei Jungpflanzen lässt sich das Bewurzelungspotential durch Stress aktivieren, wobei die Akkumulation von Reservestoffen und die Absenkung des Cytokininspiegel sich günstig auf die Bewurzelungsrate auswirkten. Diese Konstellation war bei *Tabebuia* stärker ausgeprägt als bei *Heliocarpus*.
- Da die Möglichkeit besteht, aus einer Donor-Pflanze mindestens zwei, z.T. auch mehrere Stecklinge zu schneiden, ist der Aufbau einer Anzucht geklonten Materials für die Wiederaufforstung zwar zeitaufwändig, aber durchaus realisierbar.

## 6.2 Summary

Parallel to the proceeding destruction of the megadiverse mountain forests of Ecuador more and more plantations with exotic *Pinus* and *Eucalyptus* species are being established. An ecologically reasonable, i.e. a sustainable reforestation could help to solve the problem. Such a reforestation can only be achieved by using indigenous species. As the harvest of seeds in highly diverse primeval forests is problematic, the big amount of plant material needed for an extensive reforestation has to be produced in consistent good quality by means of vegetative propagation. However, we have been lacking a knowledge base and efficient methods for cloning native tree species in nurseries so far.

- In the present thesis the potential to vegetatively propagate the following six tree species – naturally occurring in the mountain forests of Southern Ecuador – was examined: *Clethra revoluta* (Clethraceae), *Heliocarpus americanus* (Tiliaceae), *Isertia laevis* (Rubiaceae), *Myrica pubescens* (Myricaceae), *Piptocoma discolor* (Asteraceae) and *Tabebuia chrysantha* (Bignoniaceae). Since we know from extensive preliminary work that cuttings of these species hardly or not at all get rooted, the research focused in first place on a potential season dependency of the rooting tendency by making cuttings once a month. At the same time quantitative analyses of carbohydrates and phytohormones (auxin and cytokinins) were conducted in order to reveal possible physiological connections with the rooting potential.
- Despite variegated variations of the propagation conditions (see appendix, table A-1 and A-2) over 1 ½ years we only succeeded in exceptional cases in obtaining rooted stem cuttings of adult trees. Due to the low number of rooted plantlets no clear season dependency could be detected either. In the majority of cases the plants withered within a period of one and three weeks. Especially, the green cuttings with leaves (placed in soil or water) already withered within a few days. The comparison between the stomatal leaf conductances of adult trees in their natural habitat and the corresponding cuttings in the greenhouse shows that the regulation of the stomata did not work to the full extent; the cuttings transpired more water than could be supplied via their cut surfaces. Nevertheless, many of the hardwood cuttings

collected in the months with the highest precipitation rates grew leaves but no roots. Although the production of rooted stem cuttings of adult trees by air-layering was successful, these plants withered after placing them in soil, too.

- The carbohydrate measurements resulted in annual fluctuations in several species concerning their starch and soluble sugar content – especially for the raffinose family (*Tabebuia*); an increased inositol content during the drier months could also be observed in all species. Although the total carbohydrate content showed clear seasonal fluctuations in the leaves (*Heliocarpus*-, *Myrica* and *Tabebuia* plants) no definite fluctuations could be detected in the twigs at all. In relation to this, no special accumulation of carbohydrates in *Tabebuia* twigs could be verified in correlation with the total leaf shed either. Neither in the other species did the annual maxima of leaf fall in the drier season coincide with increased carbohydrate accumulation in the twigs. Whereas *Heliocarpus* and *Tabebuia* trees stored reserve carbohydrates with a content of 6 or even 9.5 %, respectively (especially in the form of starch as well as glucose, fructose and sucrose) the low carbohydrate supply in the twigs of *Clethra* and especially in *Piptocoma* during the whole year could have been detrimental to successful adventive rooting. Except for *Tabebuia* a bigger or the same amount of carbohydrates was stored in leaves compared with the twigs. The annual course of the carbohydrate content of the leaves and the twigs did not correlate significantly in any species.
- The endogenous phytohormone content, especially that of the cytokinins (initiation of root primordia) and the auxins (root growth), is perhaps even more important to the rooting of cuttings than the pool of reserve carbohydrates. Since it is known from the literature that high cytokinin contents do more likely inhibit secondary root formation the rooting potential could be directly proportional to the auxin : cytokinin ratio. In the present thesis both groups of hormones were analysed by ELISA. Because of the well-known fast interconversion of the different cytokinins the single hormones of the three main groups (isopentenyl adenine, *t*-zeatin and dihydrozeatin derivatives) were summed up to one value. Concerning the auxins only the free ones were recorded. The so measured phytohormone status fluctuates depending on season and species. A hormone status suitable for the root formation was found in *Heliocarpus* and *Tabebuia* in the months with the highest precipitation

rates. On the contrary *Clethra* and *Myrica* contained hardly any auxin but relatively much cytokinin. Thus adventive rooting seems to be especially difficult with these species.

- As it is not possible to interfere in the hormone status of adult trees, young plants were used as donor plants for their hormone and metabolic reserve status can be changed adequately by stressing treatments. We especially aimed at lowering the cytokinin level endogenously because we could easily raise the auxin concentration of the cutting externally (by the treatment with indole-3-butyric acid, IBA). Due to the examinations on the adult trees and the availability of young plants *Heliocarpus* and *Tabebuia* were selected for these experiments. For that purpose carbohydrates and phytohormones were analysed again when cuttings were made. The plants were exposed to the following kinds of stress: *shortage of water, nutrients or root space* as well as *combinations of these stress factors*. Additionally wildlings (saplings) picked freshly from the forest were used.
- This strategy turned out to be successful because from all treatments 42 % of the *Heliocarpus* and 15 % of the *Tabebuia* cuttings rooted on average. The most successful cuttings originated from *Heliocarpus* treelets exposed to water shortage (70 % rooting) and from *Tabebuia* plants exposed to nutrient shortage (15 %). Wildlings of *Tabebuia* also grew roots effectively (45 %). Especially important is as well the high, to some extent quantitative establishment rate of the cuttings during the transplantation into soil culture. Even better results in the two species were achieved by air-layering; whereupon the establishing rate of 90 % was extraordinarily high, too.
- The analyses of the carbohydrate and phytohormone content of the donor plants that were subsequently used for making cuttings confirmed the chosen strategy. Hence the pretreatments resulted in an increase of the carbohydrate content in the leaves as well as in the shoots in particular (except for *Tabebuia* plants under water shortage). In spite of this obvious tendency no statistically significant correlation aroused between the carbohydrate content of the differently stressed donor plants and the rooting percentage.
- As assumed the stressful pretreatment of the donor plants of both species caused a lower cytokinin level whereas at least in *Tabebuia* a significantly negative correlation between the rooting of cuttings and the cytokinin content

of the donor plants was found ( $r_s$  up to -0.93). Concerning the endogenous auxin level no such relation could be established; whereas with the exogenously applied auxin a corresponding correlation was not to be expected anyway.

- The results of this thesis clearly show that even young twigs of adult evergreen or deciduous tropical trees have virtually no rooting potential. In young plants the rooting potential can be activated by stress whereas the accumulation of metabolic reserves and the decrease of the cytokinin level had a beneficial influence on the rooting percentage. This constellation was rather developed in *Tabebuia* than in *Heliocarpus*.
- Due to the possibility of making at least two and in some cases even more cuttings from one donor plant the establishment of a cultivation of cloned material for reforestation is – although time-consuming – definitely feasible.

## 6.3 Resumen

Paralelamente a la destrucción progresiva de los bosques montañosos de gran diversidad en el Ecuador, son plantadas cada vez más áreas con variedades exóticas de Pinos y Eucaliptos. Sin embargo una reforestación ecológicamente sostenible y sustentable puede ser conseguida sólo bajo el empleo de plantas nativas. Dado que es muy difícil, la cosecha de semilla en los bosques vírgenes con gran diversidad, sería necesario una gran cantidad de plantas para la reforestación en áreas extensas, la cual tendría que ser producida por multiplicación vegetativa de buena y constante calidad. Sin embargo hasta ahora faltan los conocimientos básicos y métodos eficientes de clonación de los árboles nativos en los viveros.

- En el presente trabajo se estudio el potencial de multiplicación vegetativa en seis tipos de árboles nativos de los bosques montañosos del Sur del Ecuador: *Clethra revoluta* (Clethraceae), *Heliocarpus americanus* (Tiliaceae), *Iserfia laevis* (Rubiaceae), *Myrica pubescens* (Myriaceae), *Piptocoma discolor* (Asteraceae) y *Tabebuia chrysantha* (Bignoniaceae). Dado la gran cantidad de trabajos realizados al respecto, se conoce, que de estas variedades de árboles el enraizamiento de las estacas es poco probable o nada. Por tales razones se comprobó primeramente la dependencia potencial de la temporada climática en la tendencia al enraizamiento, cortando las estacas mensualmente. Paralelamente se realizaron análisis cuantitativos de los carbohidratos y las fitohormonas (auxina y citoquininas) para descubrir una posible relación fisiológica con el potencial de enraizamiento.
- A pesar del gran número de variaciones en los parámetros (Apéndice, Tab. A-1 y A-2) a las que fueron sometidas las estacas durante año y medio, solo en casos excepcionales se logro el enraizamiento de estacas de árboles adultos. Debido a que pocas estacas enraizaron, no se pudo demostrar ninguna dependencia de los factores climáticos. Normalmente las estacas se secaban en las primeras tres semanas. Especialmente las que se dejaron con hojas (puesto en tierra o agua), se secaban en pocos días. La comparación entre las conductibilidades de los estomas de las hojas en el árbol adulto en el lugar natural y las estacas correspondientes en el invernadero muestra, que la regulación de los estomas no funcionaba en la dimensión normal, por lo que,

las estacas perdían más agua por transpiración, que la que puede ser suministrada a través de la superficie de corte. No obstante se observó, que estacas leñosas coleccionadas en los meses de mayor precipitación produjeron hojas, pero no tenían ningún enraizamiento. Si bien, la producción de estacas radicadas de árboles adultos por acodo tuvo éxito, pero en un posterior cultivo en suelo, estas estacas también se secaron.

- Las determinaciones de los carbohidratos revelaron en varias especies fluctuaciones anuales en el contenido de almidón y azúcares solubles, especialmente en el grupo de las rafinosas (en *Tabebuia*) y, respectivamente, en contenidos elevados de inositol durante los meses más secos. Si bien, el contenido de carbohidratos total en las hojas mostró una clara variación según la estaciones (en las plantas *Heliocarpus*, *Myrica* y *Tabebuia*). En las ramas no se observó ninguna dependencia de la época del año. Tampoco se observó una relación entre la acumulación de carbohidratos en las ramas de *Tabebuia* y la pérdida de follaje. Las otras especies no mostraron un aumento de acumulación de carbohidratos en la época de sequía, donde se produce la mayor pérdida de follaje. Mientras las especies de árboles *Heliocarpus* y *Tabebuia* almacenaron reservas de carbohidratos con un contenido entre 6 y 9,5 % (particularmente en forma de almidón, así como glucosa, fructosa y sacarosa), podría haber sido perjudicial la escasa reserva de los carbohidratos en las ramas durante todo el año en *Clethra*, sobre todo en las de *Piptocoma*, para la formación exitosa de raíces adventicias. A excepción de *Tabebuia*, donde la acumulación de carbohidratos en las hojas es mayor o igual que en las ramas. No hubo ninguna correlación significativa en la acumulación de carbohidratos con el transcurso del año entre las hojas y las ramas.
- Algo que quizás tiene mayor importancia que las reservas de carbohidratos para el enraizamiento de la estacas, es el contenido endógeno de las fitohormonas, especialmente de las citoquininas (iniciación de primordios de raíces) y de la auxina (crecimiento de las raíces). Según la literatura es conocido que un alto contenido de citoquininas, mas bien retarda la formación de las raíces laterales, por ende pudiera decirse, que el potencial del enraizamiento es directamente proporcional con el coeficiente auxina/citoquinina. En el presente trabajo fueron analizados ambos grupos de

hormonas por el método de ELISA. Debido a que es conocido la rápida interconversión de las diferentes citoquininas, los representantes de los tres grupos principales (isopentenyladenina, t-zeatina y los derivados de dihydrozeatina) fueron sumados para la valoración del estado de las citoquininas. En el caso de la auxina solo fue analizada la auxina libre. Las hormonas fluctuaron en dependencia de las estaciones del año y de las especies. Un estatus de hormona favorable para el enraizamiento se encontraba en *Heliocarpus* y *Tabebuia* durante los meses de mayor precipitación. En cambio, *Clethra* y *Myrica* no contenían casi ninguna auxina, pero si mucha cytoquinia. En estas especies un enraizamiento adventicio probablemente sería muy difícil.

- Dado que no es posible intervenir en el estatus de las hormonas de árboles adultos, se opto por una estrategia de usar plantas jóvenes como donadores de material, de los cuales el estatus hormonal y de reserva acumulada podría ser alterado por tratamiento de estrés. Especialmente se trato de bajar el nivel de citoquina endogenamente, ya que la concentración de auxina fue elevado con un suministro de la misma sustancia a la estacas desde el exterior (tratamiento con ácido indolbutírico AIB). A causa de los análisis realizados en los árboles adultos y la disponibilidad de plantas jóvenes fueron elegidos *Heliocarpus* y *Tabebuia* para estos experimentos. Paralelamente fueron analizados los carbohidratos y las fitohormonas en el momento de cortar la estaca. Las plantas fueron expuestas a los siguientes tipos de estrés: hídrico (sequía), nutritivo (desnutrición), estrechamiento del espacio de raíz y combinaciones de estas. Además se usaron pequeñas plantas (retoños), las cuales fueron recolectadas en el bosque.
- Esta estrategia fue exitosa, ya que se logro un enraizamiento en todos los tratamientos, alcanzando promedios en la formación de raíces en las estacas del 42 % en *Heliocarpus* y 15 % en *Tabebuia*. Los mejores resultados se lograron con las estacas bajo de estrés hídrico (sequía) de pequeños arboles de *Heliocarpus* con 70 % de enraizamiento y de plantas de *Tabebuia* bajo de estrés por desnutrición (25 %). En esta especie también fue efectivo el enraizamiento de pequeñas plantas (retoños) con una eficiencia del 45 %. También es muy importante la alta tasa de adaptación de las estacas en el momento del traspaso al suelo. Aún mas eficiente fueron los resultados

obtenidos al limpiar los musgos en ambas especies, donde la tasa de adaptación fue muy alta, llegando al 90 %.

- Los análisis del contenido de los carbohidratos y de las fitohormonas de las plantas donantes, de donde se tomaron las estacas, experimentalmente se confirmó que la estrategia fue correcta. Con los pretratamientos se logró un aumento de los contenidos de carbohidratos en *Heliocarpus* y *Tabebuia*, no sólo en las hojas, sobre todo en los brotes (con excepción del tratamiento de la sequía de las plantas de *Tabebuia*). A pesar de la tendencia existente no se obtuvo ninguna correlación significativa entre el contenido de los carbohidratos de la planta donadora expuesta a los diferentes tratamientos de estrés y la formación de los raíces.
- Como era de esperarse, los tratamientos de estrés provocaron en las plantas donantes en ambas especies una disminución del contenido de citoquinina y, al menos en *Tabebuia* hubo una correlación indirectamente proporcional ( $r_s = -0,93$ ) entre el contenido de citoquinina y el enraizamiento de las estacas. El contenido endógeno de auxina no tuvo ninguna coherencia y en la auxina exógena no se esperó una correlación correspondiente.
- Los resultados obtenidos en este trabajo señalan claramente, que las ramas jóvenes de los árboles adultos de follaje siempre verdes o caducifolios en los trópicos no poseen prácticamente ningún potencial de enraizamiento. En plantas jóvenes se pudo activar el potencial del enraizamiento a través de estrés, cuando la acumulación de material de reserva y la disminución del contenido de citoquinina favorecen al enraizamiento. Esta constelación fue más marcada en *Tabebuia* que en *Heliocarpus*.
- Dada la posibilidad de que de una planta donadora se le puede obtener de dos a más estacas, el cultivo de material clonado para la reforestación lleva mucho tiempo, pero es posible y realizable.

## 7 LITERATUR

**Aguirre, N.** (2007) Silvicultural contributions to the reforestation with native species in the tropical mountain rain forest region of South Ecuador. Dissertation. Technische Universität München

**Aguirre, N., Günter, S., Weber, M., Stimm, B.** (2006) Enrichment of *Pinus patula* plantations with native species in southern Ecuador. *Lyonia* (10): 17-29

**Allerup, S.** (1960) Transpiration Changes and Stomata Movements in Young Barley Plants. *Physiologia Plantarum* (13): 112-119

**Aloni, R., Aloni, E., Langhans, M., Ullrich, C. I.** (2006) Role of cytokinin and auxin in shaping root architecture: Regulating vascular differentiation, lateral root initiation, root apical dominance and root gravitropism. *Annals of Botany* (97): 883-893

**Aminah, H., Dick, J. M., Grace, J.** (1997) Influence of irradiance on water relations and carbon flux during rooting of *Shorea leprosula* leafy stem cuttings. *Tree Physiology* (17): 445-452

**Aminah, H., Dick, J. M., Grace, J.** (1997) Rooting of *Shorea leprosula* stem cuttings decreases with increasing leaf area. *Forest Ecology and Management* (91): 247-254

**Arndt, S. K., Wanek, W., Clifford, S. C., Popp, M.** (2000) Contrasting adaptations to drought stress in field-grown *Ziziphus mauritiana* and *Prunus persica* trees: water relations, osmotic adjustment and carbon isotope composition. *Australian Journal of Plant Physiology* (27): 985-996

**Arteca, R. N.** (1996). *Plant Growth Substances Principles and Applications*. Chapman & Hall, New York

**Basak, U. C., Das, A. P., Das, P.** (2000) Rooting response in stem cuttings from five species of mangrove trees: effect of auxins and enzyme activities. *Marine Biology* (136): 185-189

**Beck, E.** (1996) Regulation of shoot/root ratio by cytokinins from roots in *Urtica dioica*: Opinion. *Plant and Soil* (185): 3-12

**Beck, E., Hartig, K., Roos, K.** (2008) Forest clearing by slash and burn. In: *Ecological Studies* (198). Gradients in a Tropical Mountain Ecosystem of Ecuador, Beck, E., Bendix, J., Kottke, I., Makeschin, F., Mosandl, R. (Eds.), Springer, Berlin. S. 371-374

- Beck, E., Makeschin, F., Haubrich, F., Richter, M., Bendix, J., Valerezo, C.** (2008). The Ecosystem (Réserve Biológica San Francisco). In: Ecological Studies (198). Gradients in a Tropical Mountain Ecosystem of Ecuador, Beck, E., Bendix, J., Kottke, I., Makeschin, F., Mosandl, R. (Eds.), Springer, Berlin. 198: 1-15
- Bendix, J., Homeier, J., Cueva Ortiz, E., Emck, P., Breckle, S. W., Richter, M., Beck, E.** (2006) Seasonality of weather and tree phenology in a tropical evergreen mountain rain forest. *International Journal of Biometeorology* (50): 370-384
- Bendix, J., Rollenbeck, R., Palacios, W. E.** (2004) Cloud detection in the Tropics - a suitable tool for climate-ecological studies in the high mountains of Ecuador. *International Journal of Remote Sensing* (25): 4521-4540
- Bhardwaj, D. R., Mishra, V. K.** (2005) Vegetative propagation of *Ulmus villosa*: effects of plant growth regulators, collection time, type of donor and position of shoot on adventitious root formation in stem cuttings. *New Forests* (29): 105-116
- Bhusal, R. C., Mizutani, F., Moon, D. G., Rutto, K. L.** (2001) Propagation of Citrus by Stem Cuttings and Seasonal Variation in Rooting Capacity. *Pakistan Journal of Biological Sciences* (4): 1294-1298
- Blakesley, D., Weston, G. D., Hall, J. F.** (1991) The Role of Endogenous Auxin in Root Initiation. 1. Evidence from Studies on Auxin Application, and Analysis of Endogenous Levels. *Plant Growth Regulation* (10): 341-353
- Blaschek, W., Hänsel, R., Keller, K., Reichling, J., Rimpler, H., Schneider, G. H.** (1998). *Hagers Handbuch der Pharmazeutischen Praxis*. Springer, Heidelberg
- Bohnert, H. J., Nelson, D. E., Jensen, R. G.** (1995) Adaptations to Environmental Stresses. *Plant Cell* (7): 1099-1111
- Boonplod, N.** (2005) Changes in the concentration of particular hormones and carbohydrates in apple shoots after "bending" respectively chemical treatments and relationship to the flower induction process. Dissertation. Universität Hohenheim
- Breckle, S., Breckle, U., Homeier, J., Scheffer, A.** (2005) Mineral deficiencies in a pine plantation in southern Ecuador. *Ecotropica* (11): 79-85
- Brennan, E. B., Mudge, K. W.** (1998) Vegetative propagation of *Inga feuillei* from shoot cuttings and air layering. *New Forests* (15): 37-51
- Brittain, E. G., Nagaraja, S.** (1971) Iwanoff Effect in Leaves of Cotton (*Gossypium-Hirsutum*). *Physiologia Plantarum* (25): 441-447
- Brodribb, T. J., Holbrook, N. M.** (2004) Diurnal depression of leaf hydraulic conductance in a tropical tree species. *Plant Cell and Environment* (27): 820-827

- Brummit, N., Lughadha, E. C.** (2003) Biodiversity: Where's hot and where's not. *Conservation Biology* (17): 1442–1448
- Bryan, D. L., Arnold, M. A., Lineberger, R. D., Watson, W. T.** (2005) Propagation techniques for a spineless *Acacia wrightii*. *Hortscience* (40): 1832-1837
- Buckley, T. N.** (2005) The control of stomata by water balance. *New Phytologist* (168): 275-291
- Bussmann, R. W.** (2001) The montane forests of Reserva Biológica San Francisco (Zamora-Chinchipec, Ecuador) vegetation zonation and natural regeneration. *Die Erde* (132): 11-24
- Cabrera Quezada, M., Ordóñez González, H. E.** (2004) Fenología, almacenamiento de semillas y propagación a nivel de vivero de diez especies forestales nativas del sur del Ecuador. Tesis. Universidad Nacional de Loja
- Caird, M. A., Richards, J. H., Donovan, L. A.** (2007) Nighttime stomatal conductance and transpiration in C-3 and C-4 plants. *Plant Physiology* (143): 4-10
- Calamar, A., de Klerk, G. J.** (2002) Effect of sucrose on adventitious root regeneration in apple. *Plant Cell Tissue and Organ Culture* (70): 207-212
- Cameron, R., Harrison-Murray, R., Fordham, M., Judd, H., Ford, Y., Marks, T., Edmondson, R.** (2003) Rooting cuttings of *Syringa vulgaris* cv. Charles Joly and *Corylus avellana* cv. Aurea: the influence of stock plant pruning and shoot growth. *Trees-Structure and Function* (17): 451-462
- Capuana, M., Giovannelli, A., Giannini, R.** (2000) Factors influencing rooting in cutting propagation of cypress (*Cupressus sempervirens* L.). *Silvae Genetica* (49): 277-281
- Castillo, M., Cueva, D., Aguirre, N., Günter, S.** (2006) Propagación vegetativa de dos especies de Podocarpaceas. *Bosques Latitud Cero* (3): 3-5
- Centeno, M. L., Rodríguez, A., Feito, I., Fernandez, B.** (1996) Relationship between endogenous auxin and cytokinin levels and morphogenic responses in *Actinidia deliciosa* tissue cultures. *Plant Cell Reports* (16): 58-62
- Clifford, S. C., Arndt, S. K., Corlett, J. E., Joshi, S., Sankhla, N., Popp, M., Jones, H. G.** (1998) The role of solute accumulation, osmotic adjustment and changes in cell wall elasticity in drought tolerance in *Ziziphus mauritiana* (Lamk). *Journal of Experimental Botany* (49): 967-977

- Correa, L. D., Paim, D. C., Schwambach, J., Fett-Neto, A.** (2005) Carbohydrates as regulatory factors on the rooting of *Eucalyptus saligna* Smith and *Eucalyptus globulus* Labill. *Plant Growth Regulation* (45): 63-73
- Cueva Ortiz, E.** (2004) persönliche Mitteilung
- Cueva Ortiz, E., Homeier, J., Breckle, S., Bendix, J., Emck, P., Richter, M., Beck, E.** (2006) Seasonality in an evergreen tropical mountain rain forest of South Ecuador. *Ecotropica* (12): 69-85
- Danthu, P., Ramarosan, N., Rambeloarisoa, G.** (2008) Seasonal dependence of rooting success in cuttings from natural forest trees in Madagascar. *Agroforestry Systems* (73): 47-53
- Danthu, P., Soloviev, P., Gaye, A., Sarr, A., Seck, M., Thomas, I.** (2002) Vegetative propagation of some West African *Ficus* species by cuttings. *Agroforestry Systems* (55): 57-63
- Davidson, R., Gagnon, D., Mauffette, Y., Hernandez, H.** (1998) Early survival, growth and foliar nutrients in native Ecuadorian trees planted on degraded volcanic soil. *Forest Ecology and Management* (105): 1-19
- Davies, F. T.** (1984) Shoot RNA, Cambial Activity and Indolebutyric Acid Effectivity in Seasonal Rooting of Juvenile and Mature *Ficus-Pumila* Cuttings. *Physiologia Plantarum* (62): 571-575
- Davies, P. J.** (1995). *Plant Hormones Physiology, Biochemistry and Molecular Biology*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht
- Davies, W. J., Wilkinson, S., Loveys, B.** (2002) Stomatal control by chemical signalling and the exploitation of this mechanism to increase water use efficiency in agriculture. *New Phytologist* (153): 449-460
- Dawson, T. E., Burgess, S. S. O., Tu, K. P., Oliveira, R. S., Santiago, L. S., Fisher, J. B., Simonin, K. A., Ambrose, A. R.** (2007) Nighttime transpiration in woody plants from contrasting ecosystems. *Tree Physiology* (27): 561-575
- Dengel, S.** (2003) Methoden der Nebelquantifizierung in einem Bergregenwald Südecuadors. Diplomarbeit, TU München
- Desouza, S. M., Felker, P.** (1986) The Influence of Stock Plant Fertilization on Tissue Concentrations of N, P and Carbohydrates and the Rooting of *Prosopis-Alba* Cuttings. *Forest Ecology and Management* (16): 181-190
- Dey, P. M.** (1985). *Biochemistry of storage carbohydrates in green plants*. Academic Press Inc.. London

- Díaz López, M. L., Loján Quichimbo, M.** (2004) Fenología y propagación en vivero de especies forestales nativas del bosque protector "El Bosque". Tesis. Universidad Nacional de Loja
- Dick, J., Magingo, F., Smith, R. I., McBeath, C.** (1998) Rooting ability of *Leucaena leucocephala* stem cuttings. *Agroforestry Systems* (42): 149-157
- Dick, J. M., Bisset, H., McBeath, C.** (1996) Provenance variation in rooting ability of *Calliandra calothyrsus*. *Forest Ecology and Management* (87): 175-184
- Dick, J. M., Leakey, R. R. B., McBeath, C., Harvey, F., Smith, R. I., Woods, C.** (2004) Influence of nutrient application rate on growth and rooting potential of the West African hardwood *Triplochiton scleroxylon*. *Tree Physiology* (24): 35-44
- Dodd, I. C.** (2003) Hormonal interactions and stomatal responses. *Journal of Plant Growth Regulation* (22): 32-46
- Drossopoulos, J. B., Niavis, C. A.** (1988) Seasonal-Changes of the Metabolites in the Leaves, Bark and Xylem Tissues of Olive Tree (*Olea-Europaea* L). 2. Carbohydrates. *Annals of Botany* (62): 321-327
- Eriksen, E. N.** (1974) Root Formation in Pea Cuttings. 3. Influence of Cytokinin at Different Developmental Stages. *Physiologia Plantarum* (30): 163-167
- FAO, Ed.** (2005). Evaluacion de los recursos forestales mundiales 2005 Ecuador informe nacional. Rom
- Fogaca, C. M., Fett-Neto, A. G.** (2005) Role of auxin and its modulators in the adventitious rooting of *Eucalyptus* species differing in recalcitrance. *Plant Growth Regulation* (45): 1-10
- Ford, C. W.** (1982) Accumulation of O-Methyl-Inositols in Water-Stressed *Vigna* Species. *Phytochemistry* (21): 1149-1151
- Ford, C. W.** (1984) Accumulation of Low-Molecular Weight Solutes in Water-Stressed Tropical Legumes. *Phytochemistry* (23): 1007-1015
- Ford, Y. Y., Bonham, E. C., Cameron, R. W. F., Blake, P. S., Judd, H. L., Harrison-Murray, R. S.** (2002) Adventitious rooting: examining the role of auxin in an easy- and a difficult-to-root plant. *Plant Growth Regulation* (36): 149-159
- Fordham, M. C., Harrison-Murray, R. S., Knight, L., Evered, C. E.** (2001) Effects of leaf wetting and high humidity on stomatal function in leafy cuttings and intact plants of *Corylus maxima*. *Physiologia Plantarum* (113): 233-240

- Geneve, R. L., Pomper, K. W., Kester, S. T., Egilla, J. N., Finneseth, C. L. H., Crabtree, S. B., Layne, D. R.** (2003) Propagation of pawpaw - A review. *Horttechnology* (13): 428-433
- Gentry, A. H.** (1996). A field guide to the families and genera of woody plants of northwest South America (Colombia, Ecuador, Peru): with supplementary notes on herbaceous taxa. University of Chicago Press. Chicago, London
- Granda, P., Ed.** (2006). Monoculture tree plantations in Ecuador. Montevideo. World Rainforest Movement
- Green, P. T.** (1998) Litterfall in rain forest on Christmas Island, Indian Ocean: Quantity, seasonality, and composition. *Biotropica* (30): 671-676
- Grossnickle, S. C., Russell, J. H.** (1993) Water Relations and Gas-Exchange Processes of Yellow-Cedar Donor Plants and Cuttings in Response to Maturation. *Forest Ecology and Management* (56): 185-198
- Günter, S., Stimm, B., Weber, M.** (2004) Silvicultural contributions towards sustainable management and conservation of forest genetic resources in Southern Ecuador. *Lyonia* (6): 75-91
- Gutiérrez Uribe, A. M.** (2003) Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba
- Haissig, B. E.** (1984) Carbohydrate Accumulation and Partitioning in *Pinus-Banksiana* Seedlings and Seedling Cuttings. *Physiologia Plantarum* (61): 13-19
- Haissig, B. E.** (1986). Metabolic processes in adventitious rooting of cuttings. In: *New Root Formation in Plants and Cuttings*. M. B. Jackson. Dordrecht, Martinus Nijhoff: 141-189
- Hallé, F., Kamil, H.** (1981) Vegetative propagation of dipterocarps by stem cuttings and air-layering. *Malaysian Forester* (44): 314-318
- Hambrick, C. E., Davies, F. T., Pemberton, H. B.** (1991) Seasonal-Changes in Carbohydrate Nitrogen Levels During Field Rooting of *Rosa-Multiflora* Brooks 56 Hardwood Cuttings. *Scientia Horticulturae* (46): 137-146
- Hare, P. D., Cress, W. A., van Staden, J.** (1997) The involvement of cytokinins in plant responses to environmental stress. *Plant Growth Regulation* (23): 79-103
- Hartig, K., Beck, E.** (2003) The bracken fern (*Pteridium arachnoideum* (Kaulf.) Maxon) dilemma in the Andes of southern Ecuador. *Ecotropica* (9): 3-13

- Hartmann, H. T., Kester, D. E., Davis, F. D.** (1990). *Plant Propagation - principles and practices*. 5th. Prentice-Hall Inc.. Englewood Cliffs, New Jersey
- Havlova, M., Dobrev, P. I., Motyka, V., Storchova, H., Libus, J., Dobra, J., Malbeck, J., Gaudinova, A., Vankova, R.** (2008) The role of cytokinins in responses to water deficit in tobacco plants over-expressing trans-zeatin O-glucosyltransferase gene under 35S or SAG12 promoters. *Plant Cell and Environment* (31): 341-353
- Heber, U., Neimanis, S., Lange, O. L.** (1986) Stomatal Aperture, Photosynthesis and Water Fluxes in Mesophyll-Cells as Affected by the Abscission of Leaves - Simultaneous Measurements of Gas-Exchange, Light-Scattering and Chlorophyll Fluorescence. *Planta* (167): 554-562
- Hegnauer, R.** (1990). *Chemotaxonomie der Pflanzen*. Birkhäuser Verlag, Basel.
- Hermans, C., Hammond, J. P., White, P. J., Verbruggen, N.** (2006) How do plants respond to nutrient shortage by biomass allocation? *Trends in Plant Science* (11): 610-617
- Hoch, G., Richter, A., Korner, C.** (2003) Non-structural carbon compounds in temperate forest trees. *Plant Cell and Environment* (26): 1067-1081
- Homeier, J.** (2004) *Baumdiversität, Waldstruktur und Wachstumsdynamik zweier tropischer Bergregenwälder in Ecuador und Costa Rica*. Dissertation, Universität Bielefeld
- Homeier, J., Werner, F., Gradstein, S., Breckle, S., Richter, A.** (2008) Potential Vegetation and Floristic Composition of Andean Forests in South Ecuador, with a Focus on the RBSF. In: *Ecological Studies* (198). Gradients in a Tropical Mountain Ecosystem of Ecuador, Beck, E., Bendix, J., Kottke, I., Makeschin, F., Mosandl, R. (Eds.), Springer, Berlin. S. 87-100
- Howard, A. R., Donovan, L. A.** (2007) Helianthus nighttime conductance and transpiration respond to soil water but not nutrient availability. *Plant Physiology* (143): 145-155
- Howard, B. H.** (1983). *Effective Auxin Treatment of Leafless Winter Cuttings*. British Plant Growth Regulator Group. Wantage
- Huc, R., Bariteau, M.** (1987) *Tabebuia-Heterophylla (Dc), Britton - New Data on Breeding and Vegetative Propagation*. *Annales Des Sciences Forestieres* (44): 359-363

- Husen, A.** (2008) Clonal propagation of *Dalbergia sissoo* Roxb. and associated metabolic changes during adventitious root primordium development. *New Forests* (36): 13-27
- Husen, A.** (2008) Stock-plant etiolation causes drifts in total soluble sugars and anthraquinones, and promotes adventitious root formation in teak (*Tectona grandis* L. f.) coppice shoots. *Plant Growth Regulation* (54): 13-21
- Husen, A., Pal, M.** (2003) Clonal propagation of teak (*Tectona grandis* Linn. f.): Effect of IBA Application and adventitious root regeneration on vertically split cuttings. *Silvae Genetica* (52): 173-176
- Husen, A., Pal, M.** (2006) Variation in shoot anatomy and rooting behaviour of stem cuttings in relation to age of donor plants in teak (*Tectona grandis* Linn. f.). *New Forests* (31): 57-73
- Husen, A., Pal, M.** (2007) Metabolic changes during adventitious root primordium development in *Tectona grandis* Linn. f. (teak) cuttings as affected by age of donor plants and auxin (IBA and NAA) treatment. *New Forests* (33): 309-323
- Itoh, A., Yamakura, T., Kanzaki, M., Ohkubo, T., Palmiotto, P. A., LaFrankie, J. V., Kendawang, J. J., Lee, H. S.** (2002) Rooting ability of cuttings relates to phylogeny, habitat preference and growth characteristics of tropical rainforest trees. *Forest Ecology and Management* (168): 275-287
- Itoh, A., Yamakura, T., Tan, S., Kendawang, J. J., Lee, H. S.** (2003) Effects of resource plant size on rooting of *Dryobalanops lanceolata* cuttings. *Journal of Forest Research* (8): 117-121
- Kharkina, T. G., Ottosen, C. O., Rosenqvist, E.** (1999) Effects of root restriction on the growth and physiology of cucumber plants. *Physiologia Plantarum* (105): 434-441
- Kibbler, H., Johnston, M. E., Williams, R. R.** (2004) Adventitious root formation in cuttings of *Backhousia citriodora* F. Muell 1. Plant genotype, juvenility and characteristics of cuttings. *Scientia Horticulturae* (102): 133-143
- Kibbler, H., Johnston, M. E., Williams, R. R.** (2004) Adventitious root formation in cuttings of *Backhousia citriodora* F. Muell 2. Seasonal influences of temperature, rainfall, flowering and auxins on the stock plant. *Scientia Horticulturae* (102): 343-358
- Kiss, K., Bräuning, A.** (2007) Populärwissenschaftliche Broschüre über die Forschergruppe: Bergregenwald - Die Erforschung der Vielfalt eines Ökosystems in Südecuador

- Knoke, T., Calvas, B., Aguirre, N., Roman-Cuesta, R. M., Günter, S., Stimm, B., Weber, M., Mosandl, R.** (2009) Can tropical farmers reconcile subsistence demands with forest conservation? Preprint. *Frontiers in Ecology and the Environment* (8)
- Kozlowski, T. T.** (1992) Carbohydrate Sources and Sinks in Woody-Plants. *Botanical Review* (58): 107-222
- Kozlowski, T. T., Pallardy, S. G.** (2002) Acclimation and adaptive responses of woody plants to environmental stresses. *Botanical Review* (68): 270-334
- Krüßmann, G.** (1997) Die Baumschule. Paray Buchverlag, Berlin
- Kull, U.** (1972) Wirkung von Wuchsstoffen auf Speicherung und Stoffwechsel in vegetativen Pflanzenteilen: unter besonderer Berücksichtigung des Kohlenhydrat-haushaltes. VEB Gustav Fischer Verlag. Jena
- LaPierre, L. M.** (2001) Vegetative propagation of *Cecropia obtusifolia* (Cecropiaceae). *Revista De Biología Tropical* (49): 973-976
- Lawlor, D. W., Cornic, G.** (2002) Photosynthetic carbon assimilation and associated metabolism in relation to water deficits in higher plants. *Plant Cell and Environment* (25): 275-294
- Leakey, R. R. B., Chapman, V. R., Longman, K. A.** (1982) Physiological Studies for Tropical Tree Improvement and Conservation - Factors Affecting Root Initiation in Cuttings of *Triplochiton-Scleroxylon* K Schum. *Forest Ecology and Management* (4): 53-66
- Leakey, R. R. B., Coutts, M. P.** (1989) The Dynamics of Rooting in *Triplochiton-Scleroxylon* Cuttings - Their Relation to Leaf-Area, Node Position, Dry-Weight Accumulation, Leaf Water Potential and Carbohydrate-Composition. *Tree Physiology* (5): 135-146
- Leischner, B.** (2005) Phänologie, Saatgutproduktion, Keimung und Anzucht einheimischer Baumarten des tropischen Bergregenwaldes Südecuadors. Dissertation. TU München
- Leischner, B., Bussmann, R. W.** (2003) Mercado y uso de madera en el sur de Ecuador. *Lyonia* (5): 51-60
- Longman, K. A.** (1993) Rooting Cuttings of Tropical Trees. Commonwealth Science Council. London
- Ludwig-Muller, J.** (2000) Indole-3-butyric acid in plant growth and development. *Plant Growth Regulation* (32): 219-230

- Ludwig-Muller, J., Schubert, B., Pieper, K.** (1995) Regulation of Iba Synthetase from Maize (*Zea-Mays* L) by Drought Stress and Aba. *Journal of Experimental Botany* (46): 423-432
- Magingo, F. S. S., Dick, J. M.** (2001) Propagation of two miombo woodland trees by leafy stem cuttings obtained from seedlings. *Agroforestry Systems* (51): 49-55
- Marsden, S. J., Whiffin, M., Galetti, M.** (2001) Bird diversity and abundance in forest fragments and Eucalyptus plantations around an Atlantic forest reserve, Brazil. *Biodiversity and Conservation* (10): 737-751
- Martinezrizar, A., Sarukhan, J.** (1990) Litterfall Patterns in a Tropical Deciduous Forest in Mexico over a 5-Year Period. *Journal of Tropical Ecology* (6): 433-444
- Menzel, C. M.** (1985) Propagation of Lychee - a Review. *Scientia Horticulturae* (25): 31-48
- Merkel, N.** (2000) Propagation of native tree species of South Ecuador. Diplomarbeit. Ruprecht-Karls-Universität Heidelberg
- Mesen, F., Leakey, R. R. B., Newton, A. C.** (2001) The influence of stockplant environment on morphology, physiology and rooting of leafy stem cuttings of *Albizia guachapele*. *New Forests* (22): 213-227
- Mesen, F., Newton, A. C., Leakey, R. R. B.** (1997) The effects of propagation environment and foliar area on the rooting physiology of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken cuttings. *Trees-Structure and Function* (11): 404-411
- Mesen, F., Newton, A. C., Leakey, R. R. B.** (1997) Vegetative propagation of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken: The effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. *Forest Ecology and Management* (92): 45-54
- Miyajima, I., Mata, D., Kobayashi, N., Facciuto, G., Soto, S., Hagiwara, J. C., Serpa, J. C., Escandon, A.** (2004) Practical method of propagating *Jacaranda mimosifolia* by cuttings. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science* (73): 137-139
- Mogrovejo Jaramillo, P. R.** (2001) Evaluación de fuentes semilleras, mediante ensayos de germinación y sobrevivencia a nivel de vivero de ocho especies forestales nativas de los bosques andinos del Ecuador. Tesis. Universidad Nacional de Loja
- Møller Jørgensen, P. M., León-Yáñez, S.** (1999). Catalogue of the vascular plants of Ecuador. Missouri Botanical Garden Press. St. Louis, Missouri

- Moser, G., Röderstein, M., Soethe, N., Hertel, D., Leuschner, C.** (2008) Altitudinal changes in stand structure and biomass allocation of tropical mountain forests in relation to microclimate and soil chemistry. In: Ecological Studies (198). Gradients in a Tropical Mountain Ecosystem of Ecuador, Beck, E., Bendix, J., Kottke, I., Makeschin, F., Mosandl, R. (Eds.), Springer. Berlin
- Müller-Hohenstein, K., Paulsch, A., Paulsch, R., Schneider, R.** (2004) Vegetations- & Agrarlandschaftsstrukturen in den Bergwäldern Südecuadors. Geographische Rundschau (56): 48-55
- Muller, J., Sprenger, N., Bortlik, K., Boller, T., Wiemken, A.** (1997) Desiccation increases sucrose levels in Ramonda and Haberlea, two genera of resurrection plants in the Gesneriaceae. Physiologia Plantarum (100): 153-158
- Newell, E. A., Mulkey, S. S., Wright, S. J.** (2002) Seasonal patterns of carbohydrate storage in four tropical tree species. Oecologia (131): 333-342
- Newton, A. C., Muthoka, P. N., Dick, J. M.** (1992) The Influence of Leaf-Area on the Rooting Physiology of Leafy Stem Cuttings of Terminalia-Spinosa Engl. Trees-Structure and Function (6): 210-215
- Nikolaou, N. A., Koukourikou, M., Angelopoulos, K., Karagiannidis, N.** (2003) Cytokinin content and water relations of 'Cabernet Sauvignon' grapevine exposed to drought stress. Journal of Horticultural Science & Biotechnology (78): 113-118
- Nishizawa, T., Saito, K.** (1998) Effects of rooting volume restriction on the growth and carbohydrate concentration in tomato plants. Journal of the American Society for Horticultural Science (123): 581-585
- Nketiah, T., Newton, A. C., Leakey, R. R. B.** (1998) Vegetative propagation of Triplochiton scleroxylon K. Schum in Ghana. Forest Ecology and Management (105): 99-105
- Ofori, D. A., Newton, A. C., Leakey, R. R. B., Grace, J.** (1996) Vegetative propagation of Milicia excelsa by leafy stem cuttings: Effects of auxin concentration, leaf area and rooting medium. Forest Ecology and Management (84): 39-48
- Okoro, O. O., Grace, J.** (1976) Physiology of Rooting Populus Cuttings. 1. Carbohydrates and Photosynthesis. Physiologia Plantarum (36): 133-138
- Olofinboba, M. O.** (1969) Seasonal Variations in Carbohydrates in Xylem of Antiaris Africana. Annals of Botany (33): 339-349
- Ottosson, B., Welander, N. T.** (1997) Transpiration rate in relation to root and leaf growth in cuttings of Begonia x hiemalis Fotsch. Scientia Horticulturae (68): 125-136

- Pacholczak, A., Szydło, W., Lukaszewska, A.** (2006) The effect of shading of stock plants on rhizogenesis in stem cuttings of *Berberis thunbergii* 'Red Rocket'. *Acta Physiologiae Plantarum* (28): 567-575
- Palanisamy, K., Subramanian, K.** (2001) Vegetative propagation of mature teak trees (*Tectona grandis* L.). *Silvae Genetica* (50): 188-191
- Peters, W., Ritter, J., Tiller, H., Valdes, O., Renner, U., Fountain, M., Beck, E.** (2000) Growth, ageing and death of a photoautotrophic plant cell culture. *Planta* (210): 478-487
- Piotto, D.** (2008) A meta-analysis comparing tree growth in monocultures and mixed plantations. *Forest Ecology and Management* (255): 781-786
- Pohle, P., Gerique, A.** (2008) Sustainable and non-sustainable use of natural resources by indigenous and local communities. In: *Ecological Studies* (198). Gradients in a Tropical Mountain Ecosystem of Ecuador, Beck, E., Bendix, J., Kottke, I., Makeschin, F., Mosandl, R. (Eds.), Springer. Berlin. S. 331-345
- 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* (47): 1469-1473
- Pospisilova, J.** (2003) Participation of phytohormones in the stomatal regulation of gas exchange during water stress. *Biologia Plantarum* (46): 491-506
- Poupard, C., Chauviere, M., Monteuis, O.** (1994) Rooting *Acacia-Mangium* Cuttings - Effects of Age, within-Shoot Position and Auxin Treatment. *Silvae Genetica* (43): 226-231
- Purohit, V. K., Nandi, S. K., Palni, L. M. S., Bag, N., Rawat, D. S.** (2004) Successful air layering in *Myrica esculenta* - a simple and clonal method of propagation. *National Academy Science Letters-India* (27): 205-208
- Rapaka, V. K., Bessler, B., Schreiner, M., Druge, U.** (2005) Interplay between initial carbohydrate availability, current photosynthesis and adventitious root formation in *Pelargonium* cuttings. *Plant Science* (168): 1547-1560
- Richer, R. A.** (2008) Leaf phenology and carbon dynamics in six leguminous trees. *African Journal of Ecology* (46): 88-95
- Richter, M.** (2003) Using epiphytes and soil temperatures for eco-climatic interpretations in southern Ecuador. *Erdkunde* (57): 161-181
- Roos, K.** (2004) persönliche Mitteilung.

- Rosier, C. L., Frampton, J., Goldfarb, B., Blazich, F. A., Wise, F. C.** (2004) Growth stage, auxin type, and concentration influence rooting of stem cuttings of Fraser fir. *Hortscience* (39): 1397-1402
- Rowe, D. B., Blazich, F. A., Goldfarb, B., Wise, F. C.** (2002) Nitrogen nutrition of hedged stock plants of Loblolly Pine. II. Influence of carbohydrate and nitrogen status on adventitious rooting of stem cuttings. *New Forests* (24): 53-65
- Rowe, D. B., Blazich, F. A., Weir, R. J.** (1999) Mineral nutrient and carbohydrate status of loblolly pine during mist propagation as influenced by stock plant nitrogen fertility. *Hortscience* (34): 1279-1285
- Sakakibara, H., Takei, K., Hirose, N.** (2006) Interactions between nitrogen and cytokinin in the regulation of metabolism and development. *Trends in Plant Science* (11): 440-448
- Santelices, R., Cabello, A.** (2006) Effect of indolebutyric acid, bottom heat, substrate, and parent tree on rooting capacity of *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser stem cuttings. *Revista Chilena De Historia Natural* (79): 55-64
- Satisha, J., Prakash, G. S., Murti, G. S. R., Upreti, K. K.** (2007) Water stress and rootstocks influences on hormonal status of budded grapevine. *European Journal of Horticultural Science* (72): 202-205
- Schaz, U.** (2003) Analyse des Wachstums von Tabakpflanzen bei ambienter (360 ppm) und erhöhter (700 ppm) CO<sub>2</sub>-Konzentration. Dissertation. Universität Bayreuth.
- Schulze, E. D., Beck, E., Müller-Hohenstein, K.** (2002). *Pflanzenökologie*. Spektrum Akademischer Verlag. Heidelberg
- Shashidhar, V. R., Prasad, T. G., Sudharshan, L.** (1996) Hormone signals from roots to shoots of sunflower (*Helianthus annuus* L). Moderate soil drying increases delivery of abscisic acid and depresses delivery of cytokinins in xylem sap. *Annals of Botany* (78): 151-155
- Shiembo, P. N., Newton, A. C., Leakey, R. R. B.** (1996) Vegetative propagation of *Irvingia gabonensis*, a West African fruit tree. *Forest Ecology and Management* (87): 185-192
- Smith, N. G., Wareing, P. F.** (1972) Rooting of Actively Growing and Dormant Leafy Cuttings in Relation to Endogenous Hormone Levels and Photoperiod. *New Phytologist* (71): 483-500

- Solano Bayancela, R. A.** (2001) Propagación por acodadura aérea de ocho especies vulnerables en el Jardín Botánico "Reinaldo Espinosa". Tesis. Universidad Nacional de Loja
- Songwe, N. C., Fasehun, F. E., Okali, D. U. U.** (1988) Litterfall and Productivity in a Tropical Rain-Forest, Southern-Bakundu-Forest-Reserve, Cameroon. *Journal of Tropical Ecology* (4): 25-37
- Spanos, K. A., Pirrie, A., Woodward, S.** (1999) The effect of fertiliser and shading treatments on rooting efficiency in cuttings of the cupressaceae. *Silvae Genetica* (48): 248-254
- Stimm, B., Beck, E., Günter, S., Aguirre, N., Cueva Ortiz, E., Mosandl, R., Weber, M.** (2008) Reforestation of abandoned pastures: Seed ecology of native species and production of indigenous plant material. In: *Ecological Studies* (198). Gradients in a Tropical Mountain Ecosystem of Ecuador, Beck, E., Bendix, J., Kottke, I., Makeschin, F., Mosandl, R. (Eds.), Springer, Berlin. S. 417-429
- Svenson, S. E., Davies, F. T., Duray, S. A.** (1995) Gas-Exchange, Water Relations, and Dry-Weight Partitioning During Root Initiation and Development of Poinsettia Cuttings. *Journal of the American Society for Horticultural Science* (120): 454-459
- Taiz, L., Zeiger, E.** (2006) *Plant physiology*. (4<sup>th</sup> ed.). Sinauer Associates Inc.. Sunderland (USA)
- Tavares, F., Abreu, I., Salema, R.** (1998) Regeneration of the actinorhizal plant *Myrica gale* L. from epicotyl explants. *Plant Science* (135): 203-210
- Tchigio, I., Duguma, B.** (1998) Vegetative propagation of *Calliandra calothyrsus* (Meissner). *Agroforestry Systems* (40): 275-281
- Tchoundjeu, Z., Avana, M. L., Leakey, R. R. B., Simons, A. J., Assah, E., Duguma, B., Bell, J. M.** (2002) Vegetative propagation of *Prunus africana*: effects of rooting medium, auxin concentrations and leaf area. *Agroforestry Systems* (54): 183-192
- Teklehaimanot, Z., Tomlinson, H., Ng'andwe, M., Nikiema, A.** (2000) Field and in vitro methods of propagation of the African locust bean tree (*Parkin biglobosa* (Jacq.) (Benth.). *Journal of Horticultural Science & Biotechnology* (75): 42-49
- Tewari, A., Dhar, U.** (1997) Studies on the vegetative propagation of the Indian butter tree (*Aisandra butyracea* (Roxb) Baehni). *Journal of Horticultural Science* (72): 11-17

- Tissue, D. T., Wright, S. J.** (1995) Effect of Seasonal Water Availability on Phenology and the Annual Shoot Carbohydrate Cycle of Tropical Forest Shrubs. *Functional Ecology* (9): 518-527
- Touyama, Y., Nakagoshi, N.** (1994) A comparison of soil arthropod fauna in coniferous plantations and secondary forests. *Japanese Journal of Ecology* (Sendai) (44): 21-31
- Trewavas, A.** (1991) How Do Plant-Growth Substances Work. 2. *Plant Cell and Environment* (14): 1-12
- Ulloa Ulloa, C., Møller Jørgensen, P.,** Eds. (1993). *Arboles y arbustos de los Andes del Ecuador*. University Press. Aarhus
- Valdes Dominguez, O. C.** (2005) Die Bedeutung von endogenem und künstlichem Auxin für die Kultivierung photoautotropher Zellen von *Chenopodium rubrum*. Dissertation. Universität Bayreuth
- Vásquez Restrepo, C., Gutiérrez Uribe, A. M., Álvarez González, J. I.** (2006) Propagación por estacas juveniles del balsa blanco (*Heliocarpus americanus* L. Sin. *H. popayanensis*) utilizando propagadores de sub-irrigación. *Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín* (59): 3479-3498
- Veierskov, B., Andersen, A. S., Eriksen, E. N.** (1982) Dynamics of Extractable Carbohydrates in *Pisum-Sativum* .1. Carbohydrate and Nitrogen-Content in Pea-Plants and Cuttings Grown at 2 Different Irradiances. *Physiologia Plantarum* (55): 167-173
- Vidal, N., Arellano, G., San-José, M. C., Vieitez, A. M., Ballester, A.** (2003) Developmental stages during the rooting of in-vitro-cultured *Quercus robur* shoots from material of juvenile and mature origin. *Tree Physiology* (23): 1247-1254
- Wagner, B. M., Beck, E.** (1993) Cytokinins in the Perennial Herb *Urtica-Dioica* L as Influenced by Its Nitrogen Status. *Planta* (190): 511-518
- Walter, D.** (2004) persönliche Mitteilung
- Wanek, W., Richter, A.** (1997) Biosynthesis and accumulation of D-ononitol in *Vigna umbellata* in response to drought stress. *Physiologia Plantarum* (101): 416-424
- Wang, C. R., Yang, A. F., Yin, H. Y., Zhang, J. R.** (2008) Influence of water stress on endogenous hormone contents and cell damage of maize seedlings. *Journal of Integrative Plant Biology* (50): 427-434

- Wang, S. P., Okamoto, G., Hirano, K.** (1998) Effects of rooting-zone restriction on the changes in carbohydrates and nitrogenous compounds in 'Kyoho' grapevines during winter dormancy and early shoot growth. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science* (67): 577-582
- Weber, M., Günter, S., Aguirre, N., Stimm, B., Mosandl, R.** (2008) Reforestation of abandoned pastures: Silvicultural means to accelerate forest recovery and biodiversity. In: *Ecological Studies* (198). Gradients in a Tropical Mountain Ecosystem of Ecuador, Beck, E., Bendix, J., Kottke, I., Makeschin, F., Mosandl, R. (Eds.), Springer, Berlin. S. 431-441
- Welander, M.** (1995) Influence of Environment, Fertilizer and Genotype on Shoot Morphology and Subsequent Rooting of Birch Cuttings. *Tree Physiology* (15): 11-18
- Werner, T., Motyka, V., Laucou, V., Smets, R., Van Onckelen, H., Schmulling, T.** (2003) Cytokinin-deficient transgenic Arabidopsis plants show multiple developmental alterations indicating opposite functions of cytokinins in the regulation of shoot and root meristem activity. *Plant Cell* (15): 2532-2550
- Werner, T., Motyka, V., Strnad, M., Schmulling, T.** (2001) Regulation of plant growth by cytokinin. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* (98): 10487-10492
- Wilkerson, E. G., Gates, R. S., Zolnier, S., Kester, S. T., Geneve, R. L.** (2005) Transpiration capacity in poinsettia cuttings at different rooting stages and the development of a cutting coefficient for scheduling mist. *Journal of the American Society for Horticultural Science* (130): 295-301
- WilliamsLinaera, G.** (1997) Phenology of deciduous and broadleaved-evergreen tree species in a Mexican tropical lower montane forest. *Global Ecology and Biogeography Letters* (6): 115-127
- Zajaczko, S.** (1973) Auxin Stimulation of Cambial Activity in Pinus-Silvestris. 1. Differential Cambial Response. *Physiologia Plantarum* (29): 281-287
- Zholkevich, V. N., Pustovoitova, T. N.** (1993) Growth of Leaves of Cucumis-Sativus L and Content of Phytohormones in Them During Soil Drought. *Russian Plant Physiology* (40): 595-599
- Zhuang, L., Chen, Y. N.** (2006) Physiological responses of three contrasting plant species to groundwater level changes in an arid environment. *Journal of Integrative Plant Biology* (48): 520-526

## 8 ANHANG

### A.1 Anzuchtbedingungen von Stecklingen adulter Bäume

Tab. A-1: Überblick über Parameter bei der Anzucht von Sprossstecklingen adulter Bäume

Parameter	Variationen
<b>Herkunft der Donor-Pflanzen</b>	ECSF (1800 - 2000 m über NN) El Tiro (2900 m über NN)
<b>Standort der Stecklinge</b>	ECSF-Gewächshaus UNL-Gewächshaus
<b>Stecklingstyp</b>	grüner Steckling mit 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche verholzter Steckling ohne Blätter
<b>Substrat</b>	Sand Sand : lehmige Erde 1:1 humusreiche Walderde Sägespäne Moos humusreiche Walderde mit Moos Wasser (mit 2 Körnchen Dünger / Becher) humusreiche Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1 humusreiche Walderde : Sand 3:2
<b>Phytohormone</b>	Neudofix® 0,5 %, 1 % IBA 0,2 % NAA 1 % IBA + 0,2 % NAA Rooting Cut Roses® 1:1 – wässrige Lösung Rooting Cut Roses® 1:100 – wässrige Lösung Rooting Cut Roses® 1:1 + Ergostim® (4 ml/l) – wässrige Lösung Rooting Cut Roses® 1:100 + Ergostim® (4 ml/l) – wässrige Lösung
<b>Fungizid</b>	Aktivkohle vor Einpflanzen Substrat mit Vitavax® gewässert (2 g / 5 l; 10 g / 5 l) vor Einpflanzen gesamte Pflanze für 5 min in Vitavax® (2 g/l) vor Einpflanzen Stamm 3 h in Previcur N® (3 ml/l) vor Einpflanzen gesamte Pflanze für 3 h in Previcur N (1,5 ml/l) Neuaustriebe wöchentlich mit Previcur N® (2 ml/l) gegossen Substrat dampfsterilisiert mit Erdedämpfer
<b>Position</b>	aufrecht schräg Steckling zu 2/3 in Substrat Steckling mit oberem Ende in Substrat
<b>Stecklingsgröße</b>	5 cm 10 cm
<b>spezifische Blattfläche</b>	10 cm <sup>2</sup> 20 cm <sup>2</sup>
<b>Luftfeuchtigkeit</b>	ohne Schutz Steckling unter Plastikflasche
<b>Düngung</b>	nach Einpflanzen Bewässerung mit Düngerlösung
<b>Vorbehandlung</b>	Einschnitte in Rinde vor Einpflanzen (sog. „wounding“)

Tab. A-2: Übersicht über die verschiedenen Methoden für die Anzucht von Sprossstecklingen im gesamten Versuchszeitraum von September 2004 – Februar 2006

<b>September 2004</b>							
Bhdlg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingsgröße	Stecklingstyp	Blattfläche	Sammelgebiet
A	Sand	Neudofix	Aktivkohle	5 cm	grüner Steckling	10 cm <sup>2</sup>	ECSF
B	Sand-lehmige Erde 1:1	Neudofix	Aktivkohle	5 cm	grüner Steckling	10 cm <sup>2</sup>	s. Bhdlg. A
C	Sand	Neudofix	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling	10 cm <sup>2</sup>	s. Bhdlg. A
D	Sand	Neudofix	Aktivkohle	5 cm	grüner Steckling	20 cm <sup>2</sup>	s. Bhdlg. A
E	Sand	Neudofix	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling	10 cm <sup>2</sup>	EI Tiro (2900 m)
F	Sand	Neudofix	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling	10 cm <sup>2</sup>	s. Bhdlg. E
G	Sand	Neudofix	Aktivkohle	5 cm	grüner Steckling	10 cm <sup>2</sup>	s. Bhdlg. E
H	Sand	Neudofix	Aktivkohle	5 cm	grüner Steckling	10 cm <sup>2</sup>	s. Bhdlg. E
E, F, G, H: nur <i>Myrica</i> und <i>Clethra</i>							
<b>Oktober 2004</b>							
Bhdlg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingsgröße	Stecklingstyp	Blattfläche	Sammelgebiet
A	Sand-lehmige Erde 1:1	1 % IBA	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
B	Sand-lehmige Erde 1:1	0,5 % IBA	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
C	Holzwohle	1 % IBA	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
D	Wasser mit Dünger	1 % IBA	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
E	Sand-lehmige Erde 1:1	0,5 % IBA	Aktivkohle	10 cm	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		EI Tiro (2900 m)
E: nur <i>Myrica</i> und <i>Clethra</i>							
Myrica: Abrisse							
Heliocharpus: Stecklinge ohne Blätter, keine Spitzen							
<b>November 2004</b>							
Bhdlg.	Substrat	Hormon	Position	Stecklingsgröße	Stecklingstyp	Blattfläche	Sammelgebiet
A	Sand-lehmige Erde 1:1	1 % IBA	aufrecht		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
B	Sand-lehmige Erde 1:1	0,5 % IBA	schräg		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
C	Moos (Mischung)	0,5 % IBA	aufrecht		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
D	Wasser mit Dünger	0,5 % IBA	aufrecht		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		
E	Sand : lehmige Erde 1:1	0,5 % IBA	schräg		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		EI Tiro (2900 m)
E: nur <i>Myrica</i> und <i>Clethra</i>							
<b>Dezember 2004</b>							
Bhdlg.	Substrat	Hormon	Position	Stecklingsgröße	Stecklingstyp	Blattfläche	Luftfeuchte
A	Walderde	1 % IBA	aufrecht		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		unter Flasche
B	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	0,5 % IBA	schräg		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		keine Flasche
Wasser mit Blaukorndünger (3							
C	Körnchen/Becher)	0,5 % IBA	aufrecht		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		keine Flasche
D	Moos (Sphagnum)	0,5 % IBA	aufrecht		grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche		keine Flasche

**Januar 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Position	Stecklingstyp	Luftfauchte
A	Walderde	1 % IBA	schräg	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche	keine Flasche
B	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1 Wasser mit Blaukorndünger (3 Körnchen/Becher)	0,5 % IBA	aufrecht	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche	unter Flasche
C	Moos mit Walderde	0,5 % IBA	aufrecht	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche	keine Flasche
D	Moos mit Walderde	0,5 % IBA	aufrecht	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche	keine Flasche

**Februar 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingstyp	Dünger
A	Walderde	0,5 % IBA	vor Pflanzen Stamm für 3 h in Previcur N (3 ml)	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche	nach P. Pflanzen Bewässerung mit Dünger
B	Walderde-Sand-lehmige Erde 2:1:1	0,5 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
C	Wasser	0,5 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
D	Moos mit Walderde	0,5 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A

**März 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingstyp	Luftfauchte	Dünger
A1	Walderde	1 % IBA	vor Pflanzen ges. Pflanze für 5 min in Vitavax (2 g/l)	holziger Steckling ohne Blätter		nach Pflanzen Bewässerung mit Dünger
A2	Walderde	0,5 % IBA	vor Pflanzen ges. Pflanze in Previcur N (1,5 ml)	grüner Steckling mit bis zu 10 cm <sup>2</sup> Blattfläche	vor Pflanzen Blätter in Dunstol (1:9)	s. Bhdlg. A1
B1	Walderde-Sand-lehmige Erde 2:1:1	1 % IBA	s. Bhdlg. A2	holziger Steckling ohne Blätter		s. Bhdlg. A1
B2	s. Bhdlg. 2	0,5 % IBA	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1
C1	Wasser	1 % IBA	s. Bhdlg. A2	holziger Steckling ohne Blätter		s. Bhdlg. A1
C2	Wasser	0,5 % IBA	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1
D1	Moos mit Walderde 1:1	1 % IBA	s. Bhdlg. A2	holziger Steckling ohne Blätter		s. Bhdlg. A1
D2	Moos mit Walderde 1:1	0,5 % IBA	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1	s. Bhdlg. A1

**April 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingstyp	Dünger
A	Walderde	1 % IBA	vor Pflanzen ges. Pflanze für 5 min in Vitavax (2 g/l)	holziger Steckling ohne Blätter	nach Pflanzen Bewässerung mit Dünger
B	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	1 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
C	Wasser	1 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
D	Moos mit Walderde	1 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A

Stecklinge mit Neuaustrieb wöchentlich mit Previcur N (2 ml/l) gegossen

**Mai / Juni 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingsstyp	Dünger
A	Walderde	1 % IBA	vor Pflanzen ges. P flanze für 5 min in Vitavax (2 g/l)	holziger Steckling ohne Blätter	nach P flenzen Bewässerung mit Dünger
B	Walderde	0,2 % NAA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
C	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	1 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
D	s. Bhdlg. C	0,2 % NAA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A

Stecklinge mit Neuaustrieb wöchentlich mit Previor N (2 ml/l) gegossen

**Juli / August 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingsstyp	Dünger
A	Walderde	2 % IBA	vor Pflanzen ges. P flanze für 5 min in Vitavax (2 g/l)	holziger Steckling ohne Blätter	nach P flenzen Bewässerung mit Dünger
B	Walderde	1 % IBA + 0,2 % NAA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
C	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	2 % IBA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
D	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	1 % IBA + 0,2 % NAA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A

Stecklinge mit Neuaustrieb wöchentlich mit Previor N (2 ml/l) gegossen

**September / Oktober 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingsstyp	Dünger
A	Walderde	1 % IBA + 0,2 % NAA	vor P flenzen ges. P flanze für 5 min in Vitavax (2 g/l)	holziger Steckling ohne Blätter	nach P flenzen Bewässerung mit Dünger
B	Walderde	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
C	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
D	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A

Sept. '05: Rinde der Stecklinge an unterem Ende verwundet

Stecklinge mit Neuaustrieb wöchentlich mit Previor N (2 ml/l) gegossen

**November 2005**

Bhdg.	Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingsstyp	Stecklingsstyp
A	Walderde	0,2 % NAA	vor P flenzen ges. P flanze für 5 min in Vitavax (2 g/l) und Substrat mit Vitavax gegossen (10g/5l)	holziger Steckling ohne Blätter	holziger Steckling ohne Blätter
B	Walderde		s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
C	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1	0,2 % NAA	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
D	Walderde : Sand : lehmige Erde 2:1:1		s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A

**Dezember 2005**

Bhdlg. Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingstyp	Position
A Walderde	Rooting Cut Roses 1:1	vor Pflanzen ges. Pflanze für 5 min in Vitavax (2 g/l) und Substrat mit Vitavax gegossen (10 g/ 5l)	holziger Steckling ohne Blätter	
B Walderde	Rooting Cut Roses 1:100	s. Bhdlg. 1	s. Bhdlg. 1	
C Walderde-Sand 3:2	Rooting Cut Roses 1:1	s. Bhdlg. 1	s. Bhdlg. 1	zu 2/3 im Substrat
D Walderde-Sand 3:2	Rooting Cut Roses 1:100	s. Bhdlg. 1	s. Bhdlg. 1	zu 2/3 im Substrat

**Januar 2006**

Bhdlg. Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingstyp
A Walderde	Rooting Cut Roses 1:1	vor Pflanzen ges. Pflanze für 5 min in Vitavax (2 g/l), Substrat dampfsterilisiert s. Bhdlg. A	holziger Steckling ohne Blätter s. Bhdlg. A
B Walderde	Rooting Cut Roses 1:100	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
C Walderde : Sand 3:2	Rooting Cut Roses 1:1 + Ergostim (4m/l)	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A
D Walderde : Sand 3:2	Rooting Cut Roses 1:100 + Ergostim (4m/l)	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A

**Februar 2006**

Bhdlg. Substrat	Hormon	Fungizid	Stecklingstyp	Position
A Walderde	Rooting Cut Roses 1:100 + Ergostim (4m/l)	vor Pflanzen ges. Pflanze für 5 min in Vitavax (2 g/l), Substrat dampfsterilisiert s. Bhdlg. A	holziger Steckling ohne Blätter s. Bhdlg. A	Steckling mit oberem Ende ins Substrat (außer <i>Hellocarpus</i> )
B Walderde	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	
C Walderde : Sand 3:2	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	
D Walderde : Sand 3:2	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	s. Bhdlg. A	

*Hellocarpus*: Stecklinge von Bhdlg. B und C von 1,5-jährigen Donorpflanzen, Bhdlg. A und D von Baum spitze

## A.2 Wurzelstecklinge

Zunächst wurde das Wurzelwerk geeigneter Spenderbäume freigelegt, um ca. 10 cm lange, fingerdicke Wurzelstücke schneiden zu können. Das distale Ende wurde angeschrägt und der gesamte Steckling mit Kohlepulver bzw. Vitavax® gegen Pilzbefall bestäubt. Danach wurden die Wurzeln im 45°-Winkel (schräge Position) mit dem freiliegenden oberen Enden oder horizontal, 3 cm hoch mit Substrat bedeckt, in Kisten eingepflanzt. Jeder Schnittling wurde mit einem farbigen Schildchen im Substrat markiert. Die Wurzelstecklinge wurden im Schatten gelagert und feucht gehalten. Über mehrere Monate wurde das Substrat auf Neuaustriebe und die Wurzeln abschließend auf Veränderungen und Lebenszeichen kontrolliert.

Tab. A-3: Übersicht der verschiedenen Ansätze von Wurzelstecklingen

Arten	Anzahl der Wurzelstecklinge	Beschaffenheit der Stecklinge	Methodik
<b>1. Ansatz - adulte Bäume – September 2004</b>			
<i>Clethra</i>	9x horizontal, 12x schräg	für alle Arten:	für alle Arten:
<i>Iseria</i>	s.o.	12 - 20 cm lang,	mit Kohlepulver bestäubt
<i>Myrica</i>	s.o.	0,4 - 2,4 cm dick	Sand : lehmige Erde (1:1)
		kaum Seitenwurzeln	horizontal und schräg gepflanzt
<b>2. Ansatz – Jungpflanzen – Oktober 2005</b>			
<i>Tabebuia</i>	- 28x ungestresst - 11x Stress durch Abschneiden der Blätter - 20 x langanhaltender Dürre-, Nährstoff- und Wurzelraumstress	Für alle Arten: 5 - 8 cm lang, 0,6 - 1,8 cm dick viele, z.T. gekürzte Seitenwurzeln	Für alle Arten: mit Vitavax® bestäubt Walderde : Sand : lehmige Erde (2:1:1) mit Moosabdeckung nur horizontal gepflanzt mit Dünger angegossen

Wie bei den Stammstecklingen wurde mit adulten Bäumen bzw. Jungpflanzen als Spenderpflanzen gearbeitet. Die Unterschiede im Vorgehen zwischen den beiden Ansätzen stellt Tab. A-3 gegenüber.

Im Einzelnen wurden zunächst Wurzeln von je einem adulten Baum in Stationsnähe (*Iseria* und *Myrica*) bzw. am El Tiro (*Clethra*) geschnitten. In einem zweiten Durchgang dienten 1,5 – 2jährige – im ECSF-Gewächshaus herangezogene – Wurzeln von *Tabebuia*-Bäumchen als Spenderorgane. Aus ihnen konnte ein Steckling pro Pflanze gewonnen werden. Aufgrund ihrer Vorgeschichte ließen sich die jungen Spenderpflanzen in drei Gruppen einteilen (s. Tab. A-3): Ungestresste Bäumchen befanden sich bereits mehrere Monate vor dem Schneiden in großen, mit

frischer Erde gefüllten Folien-Containern und hatten viele grüne und gesunde Seitenzweige. Auch die Pflanzen der zweiten Gruppe wuchsen in großen Containern mit frischer Erde. Allerdings wurde ca. sechs Monate vor dem Schneiden die Hauptsprossachse samt Blättern zur Gewinnung von Stammstecklingen entfernt. Photosynthese fand in nachwachsenden Blättern statt. Langanhaltend gestresste Bäumchen wuchsen bis zum Schneiden in kleinen Folien-Containern mit ausgelaugter Erde. Sie hatten daher nur wenige, oft kränkliche Blätter und gedrehte, verkürzte Wurzeln.

## A.3 Korrelationstabellen

### A.3.1 Auxingehalt adulter Bäume

Tab. A-4: signifikante (**fett**) und tendenzielle Korrelationen nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Auxingehalt in Zweig- und Blattmaterial adulter Bäume der sechs untersuchten Arten, die Jahresgänge aufwiesen und Klima, Streufall, Anteil geschnittener Stecklinge mit Neuaustrieben und KH-Fractionen in Zweig- und Blattmaterial sowie Cytokiningehalt; wo vermerkt, mit ein bzw. zwei monatiger Phasenverschiebung, d.h. der gemessene Parameter verändert sich vor (kein Vorzeichen) bzw. nach (minus) Auxingehaltssänderungen; n zwischen acht und 14

Parameter	Art und Organ	Korrelation mit Auxingehalt
<b>Niederschlag</b>	<i>Heliocarpus</i> Blatt	0,537 ( $p = 0,072$ )
	<i>Tabebuia</i> Zweig	<b>0,814 *</b>
<b>Temperatur</b>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	<b>- 0,788 **</b> (1 Monat verschoben)
	<i>Heliocarpus</i> Blatt	<b>- 0,747 **</b>
<b>Streufall</b>	<i>Isertia</i> Zweig	- 0,541 ( $p = 0,069$ ; 1 Monat verschoben)
	<i>Heliocarpus</i> Zweig	<b>0,761 **</b> (-1 Monat verschoben)
	<i>Heliocarpus</i> Blatt	- 0,558 ( $p = 0,059$ ; -2 Monate verschoben)
	<i>Isertia</i> Zweig	- 0,534 ( $p = 0,073$ )
<b>Neuaustrieb</b>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	<b>0,853 ***</b>
	<i>Heliocarpus</i> Blatt	<b>0,805 **</b> (-1 Monat verschoben)
<b>Stärke</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Tabebuia</i> Blatt	<b>0,714 *</b>
<b>Speicherzucker</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	<b>- 0,676 *</b>
	<i>Isertia</i> Blatt	<b>0,561 *</b>
	<i>Tabebuia</i> Zweig	- 0,644 ( $p = 0,061$ )
<b>Raffinosefamilie</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Heliocarpus</i> Blatt	0,549 ( $p = 0,065$ )
<b>Raffinosefamilie</b> <sub>Blatt</sub>	<i>Tabebuia</i> Zweig	<b>- 0,708 *</b>
<b>Inosite</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Tabebuia</i> Zweig	<b>- 0,831 **</b>
<b>Gesamt-KH</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Heliocarpus</i> Blatt	- 0,529 ( $p = 0,077$ )
<b>Cytokinin</b> <sub>Zweig</sub>	<i>Myrica</i> Zweig	- 0,623 ( $p = 0,054$ )

### A.3.2 Cytokiningehalt junger Bäumchen

Tab. A-5: signifikante (**fett**) und trendbehaftete Ergebnisse nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Cytokiningehalt in Zweig- und Blattmaterial von *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen und KH-Fraktionen in Zweig- und Blattmaterial; nicht signifikante Ergebnisse unter Angabe von  $p$ ;  $n = 7$

KH-Fraktion	Art und Organ	Cytokiningehalt
<b>GSF-Fraktion<sub>Blatt</sub></b>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	- <b>0,857</b> *
<b>KH-Gesamt<sub>Blatt</sub></b>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	- 0,714 ( $p = 0,071$ )
<b>KH-Gesamt<sub>Blatt</sub></b>	<i>Heliocarpus</i> Blatt	- <b>0,786</b> *
<b>Raffinosefamilie<sub>Zweig</sub></b>	<i>Tabebuia</i> Zweig	- <b>0,857</b> *
<b>KH-Gesamt<sub>Zweig</sub></b>	<i>Tabebuia</i> Zweig	- <b>0,786</b> *

### A.3.3 Auxingehalt mit KH-Fraktionen junger Bäumchen

Tab. A-6: signifikante (**fett**) und trendbehaftete Ergebnisse nach Spearman-Rangkorrelation zwischen Auxingehalt in Zweig- und Blattmaterial von *Heliocarpus*- und *Tabebuia*-Jungpflanzen und KH-Fraktionen in Zweig- und Blattmaterial;  $n = 7$

KH-Fraktion	Art und Organ	Auxingehalt
<b>GSF-Fraktion<sub>Blatt</sub></b>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	- <b>0,786</b> *
<b>KH-Gesamt<sub>Blatt</sub></b>	<i>Heliocarpus</i> Zweig	- <b>0,786</b> *
<b>Stärke<sub>Zweig</sub></b>	<i>Tabebuia</i> Blatt	- <b>0,893</b> **

## A.4 Zucker- und Cytokininfraktionen von Beispielproben

Tab. A-7 bzw. A-8 zeigen die Gehalte aller gemessenen Zucker bzw. die Gehalte der drei gemessenen Cytokinin-Fraktionen von jeweils einer zufällig ausgewählten Einzelprobe.

Tab. A-7: Zuckerfraktionen wurzelraumgestresster *Tabebuias* in mg/g TM

Organ	Glucose	Fructose	Saccharose	Raffinose	Stachyose	Galactinol	myo-Inosit	Bornesit
Zweig	8,04	1,26	4,28	5,94	155,76	1,11	1,31	
Blatt	10,21	6,03	5,33	1,55		0,73	0,81	7,09

Tab. A-8: Cytokininfractionen von Proben eines adulten *Heliocarpus*-Baumes im August 2005 in [pmol/g TM]

	ZR-Fraktion	IPA-Fraktion	DHZR-Fraktion	Gesamt-Cytokinin-Gehalt
Zweig	21,40	67,44	31,47	<b>120,31</b>
Blatt	31,08	296,35	129,08	<b>456,52</b>

## A.5 Einzelmesswerte der KH-Analysen

Tab. A-9: Einzelmesswerte und Mittelwerte der KH-Analysen aller Proben adulter Bäume über den gesamten Untersuchungszeitraum. Die Bestimmungen wurden am Department für Chemische Ökologie und Ökosystemforschung der Universität Wien durchgeführt.

Zweig	Monat	Fructose			Glucose			Saccharose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b><i>Clethra</i></b>	Jan. '05	1,22	1,17	1,28	1,65	1,52	1,77	5,44	5,36	5,51
	Febr. '05	8,06	8,20	7,91	7,27	7,13	7,41	0,16	0,14	0,18
	März '05	6,20	6,33	6,06	6,31	6,52	6,10	1,32	1,20	1,43
	Apr. '05	0,80	0,84	0,75	0,97	0,96	0,98	10,22	10,32	10,11
	Mai '05	6,15	6,82	5,47	6,78	7,33	6,23	10,95	11,87	10,03
	Juni '05	7,55	7,50	7,60	7,73	7,70	7,75	5,31	5,05	5,57
	Juli '05	5,32	5,16	5,47	5,33	5,40	5,27	6,70	5,99	7,41
	Aug. '05	7,14	6,79	7,49	13,21	13,21	13,22	4,09	3,95	4,23
	Sept. '05	4,77	4,52	5,02	11,00	11,10	10,89	1,16	1,21	1,12
	Okt. '05	5,81	5,32	6,30	14,29	14,27	14,32	3,40	3,11	3,68
	Nov. '05	2,15	2,35	1,95	5,18	5,02	5,35	19,85	19,38	20,32
	Dez. '05	5,24	4,68	5,80	8,75	7,92	9,58	10,44	11,01	9,87
	Jan. '06	6,14	5,95	6,33	4,43	4,34	4,52	9,91	9,71	10,12
	Febr. '06	3,02	3,07	2,98	5,67	5,53	5,82	0,25	0,25	0,26
<b><i>Heliocarpus</i></b>	Jan. '05	2,81	2,92	2,71	5,31	4,79	5,82	23,95	23,57	24,34
	Febr. '05	6,17	5,66	6,69	7,47	6,94	8,01	10,12	10,29	9,95
	März '05	2,03	1,91	2,16	3,04	3,02	3,06	32,43	31,11	33,75
	Apr. '05	3,97	4,15	3,80	4,28	4,57	3,98	15,55	15,72	15,39
	Mai '05	8,74	9,79	7,68	6,69	7,23	6,15	9,78	10,11	9,44
	Juni '05	5,52	5,04	6,00	3,70	3,55	3,86	14,40	13,14	15,66
	Juli '05	4,65	4,81	4,49	7,57	7,65	7,48	8,88	8,94	8,82
	Aug. '05	4,15	4,72	3,58	10,39	10,50	10,28	9,49	8,74	10,24
	Sept. '05	4,87	5,08	4,66	8,57	8,63	8,51	5,34	5,54	5,15
	Okt. '05	5,12	5,59	4,66	6,14	6,05	6,22	6,46	5,04	7,88
	Nov. '05	5,58	5,60	5,56	18,68	18,43	18,93	6,21	6,17	6,24
	Dez. '05	3,43	3,35	3,51	9,62	9,36	9,88	18,44	17,99	18,89
	Jan. '06	6,24	6,03	6,45	15,33	14,74	15,92	6,69	6,60	6,79
	Febr. '06	5,89	6,10	5,67	9,04	9,43	8,65	6,54	6,15	6,92

Zweig	Monat	Fructose			Glucose			Saccharose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<i>Isertia</i>	Jan. '05	2,00	2,11	1,88	2,67	2,77	2,58	7,93	7,84	8,03
	Febr. '05	3,77	3,76	3,77	10,38	9,47	11,30	2,06	1,90	2,23
	März '05	1,46	1,48	1,44	3,73	3,83	3,64	21,13	21,93	20,33
	Apr. '05	2,51	2,56	2,45	6,12	6,38	5,86	12,05	11,83	12,27
	Mai '05	6,92	6,83	7,01	12,07	12,15	11,99	1,75	1,79	1,71
	Juni '05	6,82	7,09	6,56	13,56	13,75	13,36	14,74	14,67	14,81
	Juli '05	2,77	2,79	2,75	6,42	6,76	6,08	19,50	20,09	18,91
	Aug. '05	3,11	3,28	2,95	7,11	7,11	7,11	12,54	12,51	12,58
	Sept. '05	5,87	5,54	6,19	15,16	15,12	15,19	12,16	12,85	11,48
	Okt. '05	3,08	3,09	3,08	10,72	10,81	10,63	13,90	13,96	13,85
	Nov. '05	2,06	1,94	2,18	8,77	8,70	8,84	5,69	5,83	5,56
	Dez. '05	7,41	7,11	7,71	24,05	24,62	23,48	1,52	1,36	1,68
	Jan. '06	7,13	6,92	7,34	14,46	14,67	14,25	12,77	13,15	12,38
	Febr. '06	6,70	6,49	6,90	15,17	15,31	15,04	12,96	13,08	12,84
<i>Myrica</i>	Jan. '05	4,57	4,82	4,33	4,43	4,43	4,43	15,41	14,77	16,04
	Febr. '05	11,69	12,21	11,17	11,68	11,45	11,90	0,00	0,03	0,05
	März '05	6,92	6,69	7,16	5,22	5,06	5,39	13,36	13,57	13,16
	Apr. '05	5,66	5,80	5,52	4,16	4,01	4,30	9,79	9,46	10,13
	Mai '05	3,31	3,21	3,42	3,58	3,25	3,92	0,00	10,95	14,57
	Juni '05	6,34	5,85	6,83	4,38	4,25	4,50	5,87	5,96	5,79
	Juli '05	5,16	4,92	5,41	4,16	4,02	4,30	15,80	15,38	16,23
	Aug. '05	2,88	2,71	3,05	5,92	5,95	5,88	5,78	5,75	5,81
	Sept. '05	5,40	5,61	5,19	7,69	7,64	7,73	1,51	1,52	1,49
	Okt. '05	5,80	6,13	5,47	6,88	7,07	6,69	3,06	3,43	2,70
	Nov. '05	2,94	2,63	3,25	4,12	3,93	4,30	12,23	11,89	12,56
	Dez. '05	9,30	9,19	9,41	13,59	13,71	13,48	4,41	4,49	4,33
	Jan. '06	2,49	2,40	2,58	3,93	3,98	3,89	7,65	7,66	7,64
	Febr. '06	3,61	3,81	3,41	7,51	7,74	7,29	3,22	3,22	3,22
<i>Piptocoma</i>	Jan. '05	1,72	1,63	1,82	0,96	0,94	0,97	5,82	5,71	5,93
	Febr. '05	5,42	5,38	5,47	3,88	3,84	3,92	13,68	13,94	13,42
	März '05	2,93	2,91	2,95	2,44	2,37	2,51	28,32	28,94	27,71
	Apr. '05	2,31	2,13	2,49	1,98	1,99	1,97	21,31	21,15	21,47
	Mai '05	2,40	2,37	2,43	1,77	1,82	1,72	18,96	19,51	18,40
	Juni '05	2,59	2,70	2,48	1,34	1,24	1,43	20,18	20,20	20,15
	Juli '05	2,38	2,43	2,32	3,15	3,26	3,04	22,98	23,57	22,39
	Aug. '05	2,31	2,46	2,16	3,27	3,29	3,25	27,37	27,36	27,38
	Sept. '05	3,03	2,98	3,09	4,79	4,73	4,85	15,56	15,47	15,65
	Okt. '05	3,01	2,83	3,19	6,05	6,15	5,94	18,82	19,16	18,48
	Nov. '05	1,58	1,60	1,56	2,74	2,82	2,65	17,26	17,54	16,97
	Dez. '05	2,81	2,50	3,12	2,39	2,36	2,41	14,37	14,71	14,03
	Jan. '06	2,73	2,53	2,93	2,12	2,13	2,12	12,88	12,96	12,79
	Febr. '06	3,55	3,52	3,58	2,91	2,93	2,89	17,14	17,04	17,24
<i>Tabebuia</i>	Jan. '05	0,66	0,62	0,70	2,19	2,04	2,33	27,68	26,75	28,61
	Febr. '05	8,40	8,26	8,54	28,12	26,97	29,28	10,22	10,25	10,18
	März '05	4,12	3,82	4,43	7,05	6,91	7,18	18,68	18,16	19,20
	Apr. '05	1,50	1,47	1,54	4,18	4,16	4,20	12,10	11,64	12,56
	Mai '05	3,95	4,05	3,86	5,90	6,12	5,69	13,79	13,92	13,66
	Juni '05	4,70	5,88	3,53	0,00			0,00		
	Juli '05	1,55	1,54	1,57	10,37	10,67	10,07	14,95	15,14	14,76
	Aug. '05	1,46	1,41	1,51	4,47	4,45	4,48	12,20	12,18	12,22
	Sept. '05	2,12	2,03	2,20	10,83	10,72	10,95	9,42	9,09	9,75
	Okt. '05	1,53	1,49	1,56	4,87	4,72	5,02	11,04	11,08	11,00
	Nov. '05	3,10	3,17	3,02	40,71	40,57	40,86	26,14	25,76	26,51

Zweig	Monat	myo-Inosit			Raffinose			Stachyose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Fortsetzung Tabebuia</b>	Dez. '05	2,94	3,15	2,74	15,29	15,23	15,35	17,53	17,27	17,79
	Jan. '06	4,14	4,16	4,13	12,57	12,58	12,56	19,87	19,85	19,89
	Febr. '06	2,80	3,07	2,54	10,57	10,56	10,58	18,99	19,43	18,54
<b>Clethra</b>	Jan. '05	0,12	0,13	0,12	0,28	0,30	0,26	0,00		
	Febr. '05	0,42	0,41	0,43	0,22	0,21	0,23	0,00		
	März '05	0,28	0,30	0,26	0,45	0,45	0,45			
	Apr. '05	0,08	0,08	0,07	0,26	0,29	0,23	0,00		
	Mai '05	0,00	0,00	0,00	1,18	1,26	1,09	0,00		
	Juni '05	0,39	0,38	0,40	0,79	0,76	0,82	0,00		
	Juli '05	0,32	0,34	0,30	0,87	0,83	0,91	1,16	1,10	1,22
	Aug. '05	0,34	0,34	0,34	0,29	0,20	0,21	0,00		
	Sept. '05	1,29	1,29	1,29	0,66	0,07	0,07	0,19	0,17	0,21
	Okt. '05	1,25	1,25	1,26	0,23	0,23	0,24	0,00		
	Nov. '05	0,47	0,46	0,47	0,86	0,86	0,86	0,00		
	Dez. '05	0,66	0,60	0,71	0,53	0,53	0,53	0,00		
	Jan. '06	0,24	0,22	0,25	0,96	0,97	0,95	1,78	1,74	1,82
	Febr. '06	0,44	0,44	0,45	0,14	0,12	0,16	0,00		
<b>Heliocarpus</b>	Jan. '05	1,25	1,22	1,29	0,19	0,10	0,12	0,00		
	Febr. '05	1,34	1,25	1,42	0,16	0,17	0,16	0,00		
	März '05	0,75	0,70	0,79		0,17	0,35	0,00		
	Apr. '05	0,80	0,82	0,77	0,32	0,32	0,30	0,00		
	Mai '05	1,97	2,12	1,81	0,15	0,16	0,13	0,00		
	Juni '05	1,36	1,30	1,43	0,36	0,39	0,33	0,00		
	Juli '05	1,22	1,25	1,19	0,36	0,34	0,37	0,00		
	Aug. '05	0,42	0,42	0,42	0,26	0,27	0,24	0,00		
	Sept. '05	1,47	1,46	1,48	0,00			0,00		
	Okt. '05	1,35	1,32	1,37	0,31	0,29	0,34	0,00		
	Nov. '05	1,37	1,36	1,39	0,00			0,00		
	Dez. '05	1,77	1,72	1,83	0,15	0,14	0,15	0,00		
	Jan. '06	1,28	1,22	1,33	0,00			0,00		
	Febr. '06	1,53	1,57	1,50	0,16	0,12	0,20	0,00		
<b>Isertia</b>	Jan. '05	0,32	0,32	0,32	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,19	0,18	0,19	0,00			0,00		
	März '05	0,16	0,17	0,15	0,32	0,34	0,29	0,00		
	Apr. '05	0,23	0,24	0,22	0,15	0,14	0,16	0,00		
	Mai '05	0,27	0,28	0,26	0,00	0,00	0,00	0,00		
	Juni '05	0,24	0,24	0,24	0,19	0,18	0,20	0,00		
	Juli '05	0,22	0,23	0,21	1,34	1,03	0,98	0,00		
	Aug. '05	1,21	1,20	1,21	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,50	0,51	0,50	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,30	0,30	0,31	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,22	0,23	0,21	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,51	0,54	0,48	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,42	0,41	0,42	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,41	0,41	0,41	0,00			0,00		

Zweig	Monat	myo-Inosit			Raffinose			Stachyose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Myrica</b>	Jan. '05	0,41	0,42	0,40	0,88	0,84	0,91	0,19	0,19	0,19
	Febr. '05	0,55	0,53	0,57	0,00			0,00		
	März '05	0,63	0,59	0,66	0,40	0,38	0,41	0,00		
	Apr. '05	0,00			0,82	0,76	0,87	0,12	0,12	0,12
	Mai '05	0,22	0,20	0,24	0,30	0,29	0,31	0,00		
	Juni '05	0,80	0,79	0,80	0,23	0,22	0,23	0,00		
	Juli '05	0,00			1,22	1,24	1,21	0,46	0,49	0,44
	Aug. '05	0,49	0,50	0,48	0,40	0,40	0,40	0,00		
	Sept. '05	0,79	0,80	0,78	0,22	0,21	0,22	0,00		
	Okt. '05	0,75	0,79	0,71	0,25	0,28	0,22	0,00		
	Nov. '05	0,90	0,86	0,94	0,35	0,40	0,31	0,00		
	Dez. '05	0,40	0,40	0,39	1,18	1,01	1,01	0,48	0,48	0,47
	Jan. '06	0,62	0,64	0,61	0,78	0,78	0,78	0,00		
	Febr. '06	0,60	0,63	0,57	0,22	0,23	0,21	0,00		
<b>Piptocoma</b>	Jan. '05	0,40	0,38	0,42				0,00		
	Febr. '05	1,25	1,22	1,28	0,00			0,00		
	März '05	1,13	1,14	1,11	0,00			0,00		
	Apr. '05	1,09	1,07	1,11	0,00			0,00		
	Mai '05	0,80	0,83	0,78	0,00			0,00		
	Juni '05	0,70	0,69	0,71	0,00			0,00		
	Juli '05	0,93	0,94	0,91	0,00			0,00		
	Aug. '05	1,17	1,19	1,15	0,00			0,00		
	Sept. '05	1,10	1,11	1,08	0,00			0,00		
	Okt. '05	1,22	1,20	1,23	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,64	0,65	0,63	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,70	0,70	0,70	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,54	0,55	0,53	0,00			0,00		
	Febr. '06	1,01	1,01	1,02	0,00			0,00		
<b>Tabebuia</b>	Jan. '05	2,30	2,16	2,45	3,32	3,19	3,43	35,14	34,01	36,26
	Febr. '05	2,26	2,19	2,34	3,45	3,43	3,47	34,53	33,45	35,60
	März '05	2,23	2,15	2,30	8,18	7,84	8,52	123,54	118,28	128,79
	Apr. '05	1,75	1,72	1,77	2,35	2,23	2,48	16,64	15,99	17,29
	Mai '05	1,97	1,99	1,95	5,17	5,19	5,03	15,64	54,84	53,41
	Juni '05	1,93	2,14	1,72	4,40	4,59	5,14	66,80	59,05	74,55
	Juli '05	2,30	2,34	2,26	3,76	3,72	3,81	39,69	39,68	39,71
	Aug. '05	1,07	1,08	1,06	4,12	4,12	4,12	67,60	72,00	63,20
	Sept. '05	1,58	1,54	1,63	2,94	2,88	2,99	36,21	34,80	37,62
	Okt. '05	2,92	2,89	2,96	2,72	2,68	2,76	29,92	28,96	30,88
	Nov. '05	3,31	3,25	3,36	1,96	2,02	1,91	11,79	11,45	12,13
	Dez. '05	3,57	3,57	3,57	2,91	2,91	2,91	35,49	35,49	35,50
	Jan. '06	2,34	2,35	2,34	4,43	4,01	4,08	42,19	41,69	42,69
	Febr. '06	2,77	2,82	2,72	3,45	3,46	3,43	34,59	34,89	34,28

Zweig	Monat	Bornesit			Galactinol			scyllo-Inosit		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Clethra</b>	Jan. '05	0,00			0,23	0,23	0,23	0,00		
	Febr. '05	0,00			0,36	0,36	0,36	0,00		
	März '05	0,00			0,29	0,30	0,29	0,00		
	Apr. '05	0,00			0,41	0,42	0,39	0,00		
	Mai '05	0,00			0,47	0,46	0,47	0,00		
	Juni '05	0,00			0,36	0,36	0,37	0,00		
	Juli '05	0,00			0,98	0,92	1,04	0,00		
	Aug. '05	0,00			0,32	0,31	0,33	0,00		
	Sept. '05	0,00			0,31	0,31	0,30	0,00		
	Okt. '05	0,00			0,51	0,51	0,51	0,00		
	Nov. '05	0,00			1,16	1,13	1,20	0,00		
	Dez. '05	0,00			0,95	0,97	0,92	0,00		
	Jan. '06	0,00			1,18	1,17	1,19	0,00		
	Febr. '06	0,00			0,19	0,19	0,19	0,00		
<b>Heliocarpus</b>	Jan. '05	0,00			0,00			1,47	1,48	1,46
	Febr. '05	0,00			0,00			1,31	1,22	1,40
	März '05	0,00			0,00			0,88	0,82	0,94
	Apr. '05	0,00			0,00			1,69	1,02	0,94
	Mai '05	0,00			0,00			0,00	1,64	1,45
	Juni '05	0,00			0,00			1,61	1,56	1,65
	Juli '05	0,00			0,00			1,90	1,94	1,86
	Aug. '05	0,00			0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00			2,55	2,52	2,58
	Okt. '05	0,00			0,00			3,94	3,87	4,00
	Nov. '05	0,00			0,00			4,34	4,20	4,47
	Dez. '05	0,00			0,00			4,51	4,42	4,61
	Jan. '06	0,00			0,00			4,15	3,88	4,42
	Febr. '06	0,00			0,00			3,57	3,70	3,44
<b>Isertia</b>	Jan. '05	2,46	2,41	2,52	0,00			0,00		
	Febr. '05	1,67	1,60	1,74	0,00			0,00		
	März '05	2,72	1,79	1,87	0,00			0,00		
	Apr. '05	2,04	2,20	1,89	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00			0,00		
	Juni '05	5,08	4,85	5,31	0,00			0,00		
	Juli '05	3,36	3,44	3,28	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00			0,00		
	Sept. '05	2,76	2,75	2,78	0,00			0,00		
	Okt. '05	2,55	2,59	2,52	0,00			0,00		
	Nov. '05	2,29	2,39	2,19	0,00			0,00		
	Dez. '05	4,36	4,40	4,32	0,00			0,00		
	Jan. '06	3,17	3,18	3,15	0,00			0,00		
	Febr. '06	4,26	4,27	4,24	0,00			0,00		

Zweig	Monat	Bornesit		Galactinol			scyllo-Inosit			
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<i>Myrica</i>	Jan. '05	0,00			0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00			0,00		
<i>Piptocoma</i>	Jan. '05	0,00			0,00			2,29	0,31	0,33
	Febr. '05	0,00			0,00				0,11	0,14
	März '05	0,00			0,00			0,59	0,59	0,60
	Apr. '05	0,00			0,00			0,38	0,38	0,38
	Mai '05	0,00			0,00			0,48	0,50	0,45
	Juni '05	0,00			0,00			0,92	0,95	0,90
	Juli '05	0,00			0,00			1,33	1,38	1,28
	Aug. '05	0,00			0,00			1,14	1,20	1,08
	Sept. '05	0,00			0,00			0,77	0,75	0,80
	Okt. '05	0,00			0,00			0,22	0,19	0,24
	Nov. '05	0,00			0,00			0,33	0,35	0,31
	Dez. '05	0,00			0,00			0,90	0,90	0,89
	Jan. '06	0,00			0,00			0,78	0,77	0,80
	Febr. '06	0,00			0,00			0,62	0,63	0,61
<i>Tabebuia</i>	Jan. '05	0,00			0,54	0,51	0,57	0,00		
	Febr. '05	0,00			0,58	0,57	0,58	0,00		
	März '05	0,00			0,64	0,61	0,66	0,00		
	Apr. '05	0,00			0,94	0,93	0,96	0,00		
	Mai '05	0,00			0,57	0,57	0,57	0,00		
	Juni '05	0,00			0,67	0,67	0,67	0,00		
	Juli '05	0,00			0,71	0,73	0,70	0,00		
	Aug. '05	0,00			0,52	0,53	0,51	0,00		
	Sept. '05	0,00			0,45	0,44	0,46	0,00		
	Okt. '05	0,00			0,42	0,42	0,42	0,00		
	Nov. '05	0,00			0,55	0,55	0,56	0,00		
	Dez. '05	0,00			0,77	0,76	0,79	0,00		
	Jan. '06	0,00			0,80	0,84	0,76	0,00		
	Febr. '06	0,00			0,96	0,93	0,99	0,00		

Zweig	Monat	<i>chiro</i> -inositol			<i>muco</i> -Inosit		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b><i>Clethra</i></b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		
<b><i>Heliocarpus</i></b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		
<b><i>Isertia</i></b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		

Zweig	Monat	chiro-inositol			muco-Inosit		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Myrica</b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		
<b>Piptocoma</b>	Jan. '05	0,36	0,36	0,35	0,00		
	Febr. '05						
	März '05	2,34	2,29	2,40	1,06	1,00	1,11
	Apr. '05	1,38	1,33	1,44	0,75	0,69	0,81
	Mai '05	1,38	1,49	1,28	0,54	0,59	0,49
	Juni '05	1,26	2,05	2,09	0,54	0,87	0,89
	Juli '05	2,45	2,53	2,37	1,10	1,13	1,06
	Aug. '05	2,34	2,44	2,23	1,10	1,16	1,03
	Sept. '05	3,04	2,95	3,13	1,86	1,82	1,90
	Okt. '05	2,01	1,89	2,13	1,62	1,55	1,68
	Nov. '05	1,77	1,83	1,71	0,71	0,72	0,70
	Dez. '05	2,24	2,25	2,23	1,09	1,10	1,09
	Jan. '06	1,83	1,78	1,88	0,98	0,95	1,00
	Febr. '06	1,95	1,99	1,91	2,55	2,62	2,48
<b>Tabebuia</b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		

Blatt	Monat	Fructose			Glucose			Saccharose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<i>Clethra</i>	Jan. '05	6,59	6,76	6,42	7,48	7,61	7,35	3,50	3,32	3,69
	Febr. '05	13,87	14,04	13,69	13,90	13,95	13,85	0,06	0,06	0,07
	März '05	10,79	10,99	10,59	11,65	11,87	11,43	0,24	0,22	0,26
	Apr. '05	9,17	9,58	8,76	10,21	10,42	9,99	3,29	3,40	3,18
	Mai '05	9,70	9,86	9,55	11,04	11,07	11,01	8,81	8,52	9,11
	Juni '05	7,96	8,06	7,86	8,70	8,20	9,21	6,24	5,86	6,62
	Juli '05	3,89	3,68	4,10	9,86	10,07	9,65	4,62	4,62	4,62
	Aug. '05	2,79	2,93	2,66	8,46	8,60	8,31	6,91	7,13	6,70
	Sept. '05	4,44	4,06	4,81	13,84	13,53	14,15	1,81	2,00	1,62
	Okt. '05	5,88	5,31	6,44	12,62	12,62	12,61	0,37	0,39	0,35
	Nov. '05	2,65	2,62	2,68	9,00	9,03	8,97	11,46	11,65	11,28
	Dez. '05	3,18	3,00	3,36	5,73	5,57	5,89	17,67	17,66	17,69
	Jan. '06	3,26	3,44	3,09	10,81	11,04	10,59	5,21	5,38	5,05
	Febr. '06	2,68	2,69	2,67	7,28	7,15	7,40	0,26	0,24	0,27
<i>Heliocarpus</i>	Jan. '05	4,73	4,62	4,83	5,23	5,19	5,27	29,75	30,02	29,49
	Febr. '05	6,93	7,27	6,58	6,82	7,01	6,63	0,11	0,11	0,10
	März '05	4,42	4,26	4,57	5,74	5,76	5,72	23,63	22,92	24,35
	Apr. '05	3,88	3,88	3,89	6,07	6,11	6,04	10,90	10,28	11,52
	Mai '05	7,79	8,10	7,49	8,37	8,41	8,32	15,91	15,00	16,82
	Juni '05	6,16	6,49	5,84	9,00	9,38	8,61	20,96	22,22	19,70
	Juli '05	5,96	5,88	6,04	12,08	11,90	12,25	17,06	16,89	17,24
	Aug. '05	4,34	4,35	4,33	5,30	5,39	5,22	9,49	9,55	9,44
	Sept. '05	5,40	5,47	5,33	13,87	13,74	14,01	2,39	2,43	2,34
	Okt. '05	3,77	3,75	3,79	9,40	9,24	9,56	1,76	1,75	1,77
	Nov. '05	3,84	3,68	4,00	16,27	16,55	15,99	1,94	1,90	1,98
	Dez. '05	3,28	3,21	3,34	9,95	9,84	10,06	3,22	3,38	3,07
	Jan. '06	3,87	3,98	3,75	14,35	14,87	13,83	4,60	4,66	4,53
	Febr. '06	4,16	4,32	4,01	11,15	11,22	11,08	0,00		
<i>Isertia</i>	Jan. '05	2,19	2,21	2,16	3,09	3,01	3,17	7,66	7,62	7,70
	Febr. '05	16,66	18,35	14,98	20,76	23,41	18,11	0,00	0,00	0,00
	März '05	3,83	3,63	4,04	7,06	6,99	7,14	17,60	17,36	17,84
	Apr. '05	3,93	4,16	3,70	7,04	6,94	7,14	16,06	15,74	16,37
	Mai '05	8,36	7,97	8,76	15,23	14,92	15,54	2,33	2,15	2,50
	Juni '05	3,45	3,12	3,78	5,35	5,04	5,66	22,07	22,38	21,76
	Juli '05	1,87	2,02	1,73	6,29	6,46	6,12	17,07	17,13	17,01
	Aug. '05	1,60	1,60	1,60	5,17	5,16	5,18	18,97	19,21	18,73
	Sept. '05	4,72	4,52	4,91	16,10	15,96	16,23	2,25	2,13	2,38
	Okt. '05	3,90	3,71	4,08	11,51	11,22	11,80	1,27	1,13	1,40
	Nov. '05	7,59	7,11	7,71	15,00	24,62	23,48	1,48	1,36	1,68
	Dez. '05	7,33	6,60	8,06	14,48	14,10	14,86	4,41	4,50	4,33
	Jan. '06	4,55	4,82	4,27	10,06	9,88	10,24	5,34	5,29	5,40
	Febr. '06	4,59	4,52	4,65	9,13	8,72	9,54	5,35	5,37	5,33

Blatt	Monat	Fructose			Glucose			Saccharose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<i>Myrica</i>	Jan. '05	10,63	10,98	10,27	12,50	13,16	11,84	0,00		
	Febr. '05	7,65	7,93	7,38	22,69	22,70	22,68	0,00		
	März '05	12,51	12,08	12,94	13,60	12,92	14,28	21,69	21,09	22,30
	Apr. '05	11,96	12,20	11,71	11,80	11,87	11,72	20,07	19,11	21,03
	Mai '05	14,27	13,75	14,79	12,98	12,53	13,43	11,58	10,77	12,39
	Juni '05	0,00			0,00			0,00		
	Juli '05	4,98	5,33	4,64	13,15	12,99	13,32	28,64	28,15	29,12
	Aug. '05	6,75	6,64	6,86	17,74	17,53	17,95	26,12	25,27	26,97
	Sept. '05	8,07	8,26	7,87	19,53	19,76	19,31	4,23	4,33	4,13
	Okt. '05	10,70	10,49	10,91	20,57	20,53	20,61	8,36	8,33	8,38
	Nov. '05	4,74	4,56	4,92	13,75	13,62	13,88	19,81	19,91	19,71
	Dez. '05	5,88	6,31	5,44	21,56	21,23	21,89	14,47	14,89	14,04
	Jan. '06	4,24	3,97	4,50	11,77	11,87	11,67	11,70	11,73	11,66
	Febr. '06	8,12	7,42	8,82	18,99	19,38	18,60	8,08	7,88	8,29
<i>Piptocoma</i>	Jan. '05	2,89	2,83	2,94	1,30	1,30	1,29	4,74	4,69	4,78
	Febr. '05	4,83	5,52	4,15	2,74	2,89	2,60	0,37	0,42	0,32
	März '05	0,00	3,68	3,40	3,53	3,28	3,77	12,40	12,71	12,10
	Apr. '05	3,54	4,10	3,66	3,50	3,57	3,43	7,18	7,36	7,00
	Mai '05	3,88	4,10	3,66	3,40	3,54	3,27	6,04	6,15	5,93
	Juni '05	3,58	3,26	3,90	3,35	3,20	3,50	10,45	10,30	10,60
	Juli '05	2,75	2,92	2,57	5,23	4,87	5,59	10,46	10,55	10,36
	Aug. '05	2,24	2,11	2,37	7,00	7,05	6,95	14,17	14,30	14,04
	Sept. '05	5,43	5,46	5,40	7,82	7,90	7,75	4,73	4,78	4,68
	Okt. '05	5,45	5,25	5,66	7,77	7,30	8,24	7,56	7,43	7,69
	Nov. '05	3,20	3,03	3,36	4,22	4,12	4,32	10,34	10,26	10,43
	Dez. '05	2,76	2,87	2,65	3,57	3,71	3,42	10,44	11,00	9,88
	Jan. '06	6,26	6,16	6,37	5,50	5,48	5,53	3,64	3,73	3,55
	Febr. '06	6,01	6,19	5,83	5,75	5,84	5,67	0,56	0,56	0,57
<i>Tabebuia</i>	Jan. '05	1,66	1,62	1,69	11,86	11,85	11,87	1,62	1,61	1,63
	Febr. '05	12,05	12,14	11,96	36,43	35,89	36,97	0,13	0,12	0,14
	März '05	5,49	5,33	5,66	9,79	9,76	9,83	10,11	10,15	10,06
	Apr. '05	6,54	6,33	6,74	16,89	16,56	17,23	8,42	8,03	8,81
	Mai '05	2,91	2,70	3,12	41,62	38,78	44,46	5,16	4,24	6,08
	Juni '05	7,44	7,38	7,50	10,67	10,61	10,72	8,80	8,62	8,99
	Juli '05	2,56	2,54	2,58	9,67	9,78	9,55	6,70	6,61	6,78
	Aug. '05									
	Sept. '05	2,15	2,11	2,19	37,45	36,06	38,84	3,69	3,75	3,64
	Okt. '05	5,86	6,02	5,70	64,08	64,41	63,76	4,46	4,48	4,45
	Nov. '05	3,18	3,19	3,16	26,01	25,58	26,43	4,24	4,19	4,30
	Dez. '05	5,98	5,67	6,30	26,56	27,77	25,35	2,45	2,56	2,35
	Jan. '06	3,28	3,16	3,40	15,19	14,86	15,52	5,98	5,90	6,07
	Febr. '06	3,67	3,43	3,92	11,23	9,87	12,59	9,10	8,21	9,98

Blatt	Monat	myo-Inosit			Raffinose			Stachyose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<i>Clethra</i>	Jan. '05	2,11	2,20	2,03	0,29	0,27	0,31	0,00		
	Febr. '05	1,91	1,90	1,91	0,56	0,05	0,06	0,00		
	März '05	1,97	1,99	1,95	0,00	0,00	0,01	0,00		
	Apr. '05	1,61	1,72	1,50	0,49	0,50	0,48	0,00		
	Mai '05	2,25	2,17	2,32	1,65	1,66	1,63	0,00		
	Juni '05	1,52	1,48	1,57	0,76	0,74	0,78	0,00		
	Juli '05	2,40	2,47	2,34	0,76	0,75	0,76	0,00		
	Aug. '05	1,06	1,08	1,04	0,52	0,54	0,50	0,00		
	Sept. '05	2,60	2,57	2,63	0,21	0,23	0,19	0,00		
	Okt. '05	2,51	2,61	2,41	0,50	0,05	0,05	0,00		
	Nov. '05	2,71	2,81	2,61	1,25	1,27	1,22	0,16		
	Dez. '05	1,47	1,44	1,51	3,17	2,99	3,04	0,00		
	Jan. '06	1,65	1,70	1,61	0,57	0,58	0,56	0,00		
	Febr. '06	1,76	1,78	1,73	0,37	0,38	0,36	0,00		
<i>Heliocarpus</i>	Jan. '05	1,88	1,88	1,88	0,00	0,00	0,00		0,25	0,35
	Febr. '05	1,07	1,15	1,00	0,30	0,03	0,03	0,00		
	März '05	1,42	1,39	1,45	0,42	0,37	0,45	0,00		
	Apr. '05	1,32	1,36	1,29	0,44	0,41	0,46	0,00		
	Mai '05	1,19	1,18	1,20	0,15	0,17	0,14	0,00		
	Juni '05	1,33	1,48	1,17	0,53	0,56	0,50	0,00		
	Juli '05	2,43	2,44	2,43	0,51	0,52	0,51	0,00		
	Aug. '05	0,96	0,96	0,96	0,17	0,19	0,14	0,00		
	Sept. '05	1,62	1,62	1,61	0,00			0,00		
	Okt. '05	1,06	1,02	1,09	0,16	0,17	0,15	0,00		
	Nov. '05	1,12	1,15	1,10	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,69	0,69	0,68	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,97	0,94	1,00	0,26	0,23	0,28	0,00		
	Febr. '06	1,02	1,02	1,01	0,00			0,00		
<i>Isertia</i>	Jan. '05	2,18	2,23	2,13	0,42	0,42	0,42	0,00	0,33	0,24
	Febr. '05	3,61	3,98	3,23	0,00			0,00		
	März '05	3,70	3,71	3,70	0,59	0,56	0,63	0,00		
	Apr. '05	3,26	3,22	3,29	0,85	0,85	0,84			
	Mai '05	3,14	2,94	3,34	0,00			0,00		
	Juni '05	2,92	2,87	2,97	0,94	0,94	0,94	0,44	0,43	0,46
	Juli '05	3,27	3,33	3,20	0,00			0,00		
	Aug. '05	3,91	3,93	3,89	0,00			0,00		
	Sept. '05	3,41	3,38	3,43	0,00			0,00		
	Okt. '05	2,20	2,15	2,26	0,00			0,00		
	Nov. '05	2,58	2,61	2,56	0,00			0,00		
	Dez. '05	4,34	4,46	4,21	0,00			0,00		
	Jan. '06	2,76	2,68	2,83	0,00			0,00		
	Febr. '06	2,77	2,72	2,81	0,00			0,00		

Blatt	Monat	myo-Inosit			Raffinose			Stachyose		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<i>Myrica</i>	Jan. '05	2,75	2,93	2,57						
	Febr. '05	3,02	2,99	3,06	0,00			0,00		
	März '05	4,74	4,52	4,96	1,11	1,06	1,17	0,00		
	Apr. '05	4,57	4,54	4,61	1,36	0,97	1,10	14,44	12,76	16,13
	Mai '05	5,28	5,02	5,53	0,55	0,53	0,56			
	Juni '05	0,00			0,00			0,00		
	Juli '05	4,78	4,73	4,82	1,45	1,40	1,51	0,00		
	Aug. '05	4,56	4,46	4,66	1,94	1,89	1,99	0,00		
	Sept. '05	5,79	5,84	5,74	0,75	0,75	0,75	0,00		
	Okt. '05	5,73	5,69	5,76	1,25	1,24	1,27	0,00		
	Nov. '05	6,21	6,15	6,27	0,84	0,87	0,80	0,00		
	Dez. '05	5,12	5,13	5,10	2,30	2,32	2,27	0,00		
	Jan. '06	6,76	6,72	6,79	2,13	2,10	2,17	0,00		
	Febr. '06	4,53	4,71	4,36	0,78	0,80	0,76	0,00		
<i>Piptocoma</i>	Jan. '05	0,51	0,44	0,58	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,62	0,62	0,62	0,00			0,00		
	März '05	0,73	0,69	0,78	0,00			0,00		
	Apr. '05	1,01	1,06	0,97	0,00			0,00		
	Mai '05	0,92	0,94	0,91	0,00			0,00		
	Juni '05	0,72	0,64	0,79	0,00			0,00		
	Juli '05	1,20	1,20	1,20	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,89	0,92	0,86	0,00			0,00		
	Sept. '05	1,11	1,12	1,10	0,00			0,00		
	Okt. '05	1,24	1,19	1,28	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,67	0,67	0,66	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,58	0,60	0,56	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,54	0,53	0,55	0,00			0,00		
	Febr. '06	1,28	1,29	1,27	0,00			0,00		
<i>Tabebuia</i>	Jan. '05	6,89	6,96	6,81						
	Febr. '05	7,47	7,40	7,53	0,77	0,81	0,73	8,42	7,30	9,54
	März '05	3,84	3,84	3,84	4,24	4,19	4,30	13,15	12,41	13,90
	Apr. '05	3,79	3,63	3,96	4,89	4,68	5,10	12,38	11,82	12,93
	Mai '05	3,30	3,28	3,32	0,00			0,00		
	Juni '05	4,38	4,33	4,43	2,12	2,09	2,15	6,74	6,21	6,84
	Juli '05	3,20	3,22	3,18	2,44	2,42	2,47	0,00	6,78	6,70
	Aug. '05									
	Sept. '05	4,76	4,85	4,68	0,52	0,53	0,51			
	Okt. '05	7,02	6,93	7,10	1,79	1,82	1,77	12,71	13,34	12,07
	Nov. '05	4,20	4,18	4,23	1,26	1,21	1,31	6,47	6,32	6,63
	Dez. '05	3,89	3,75	4,03	2,56	2,50	2,63	12,99	12,93	13,04
	Jan. '06	4,71	4,64	4,78	1,68	1,58	1,78	6,91	7,12	6,71
	Febr. '06	2,95	2,79	3,10	1,72	1,68	1,76	6,39	6,42	6,36

Blatt	Monat	Bornesit			Galactinol			scyllo-Inosit		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Clethra</b>	Jan. '05	0,00			0,32	0,32	0,32	0,00		
	Febr. '05	0,00			0,37	0,33	0,34	0,00		
	März '05	0,00			0,29	0,30	0,29	0,00		
	Apr. '05	0,00			0,35	0,36	0,35	0,00		
	Mai '05	0,00			0,42	0,46	0,47	0,00		
	Juni '05	0,00			0,37	0,37	0,37	0,00		
	Juli '05	0,00			0,47	0,45	0,48	0,00		
	Aug. '05	0,00			0,37	0,38	0,37	0,00		
	Sept. '05	0,00			0,32	0,32	0,31	0,00		
	Okt. '05	0,00			0,25	0,25	0,25	0,00		
	Nov. '05	0,00			0,55	0,55	0,55	0,00		
	Dez. '05	0,00			0,77	0,78	0,76	0,00		
	Jan. '06	0,00			0,33	0,35	0,31	0,00		
	Febr. '06	0,00			0,23	0,23	0,23	0,00		
<b>Heliocarpus</b>	Jan. '05	0,00			0,00			2,37	4,16	4,04
	Febr. '05	0,00			0,00			3,33	3,38	3,28
	März '05	0,00			0,00			3,03	3,12	2,94
	Apr. '05	0,00			0,00			3,44	3,27	3,61
	Mai '05	0,00			0,00			0,00	1,64	1,45
	Juni '05	0,00			0,00			1,63	1,80	1,47
	Juli '05	0,00			0,00			4,06	4,10	4,02
	Aug. '05	0,00			0,00			7,48	7,54	7,42
	Sept. '05	0,00			0,00			6,81	6,63	6,99
	Okt. '05	0,00			0,00			6,26	5,99	6,53
	Nov. '05	0,00			0,00			6,23	6,49	5,98
	Dez. '05	0,00			0,00			5,37	5,52	5,22
	Jan. '06	0,00			0,00			5,32	5,38	5,26
	Febr. '06	0,00			0,00			6,08	6,05	6,10
<b>Isertia</b>	Jan. '05	3,78	3,85	3,71	0,00			0,00		
	Febr. '05	3,86	3,97	3,74	0,00			0,00		
	März '05	4,35	4,42	4,28	0,00			0,00		
	Apr. '05	5,56	5,72	5,40	0,00			0,00		
	Mai '05	2,91	2,73	3,08	0,00			0,00		
	Juni '05	5,25	5,07	5,43	0,00			0,00		
	Juli '05	5,01	5,16	4,86	0,00			0,00		
	Aug. '05	5,13	5,21	5,06	0,00			0,00		
	Sept. '05	6,45	6,37	6,52	0,00			0,00		
	Okt. '05	5,35	5,30	5,39	0,00			0,00		
	Nov. '05	4,36	4,40	4,32	0,00			0,00		
	Dez. '05	5,25	5,26	5,24	0,00			0,00		
	Jan. '06	4,62	4,62	4,62	0,00			0,00		
	Febr. '06	5,96	5,79	6,14	0,00			0,00		

Blatt	Monat	Bornesit		Galactinol			scyllo-Inosit			
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<i>Myrica</i>	Jan. '05	0,00			0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00			0,00		
<i>Piptocoma</i>	Jan. '05	0,00			0,00			2,37	2,28	2,46
	Febr. '05	0,00			0,00			0,83	0,85	0,81
	März '05	0,00			0,00			1,69	3,42	3,31
	Apr. '05	0,00			0,00			1,79	1,86	1,71
	Mai '05	0,00			0,00			2,12	0,50	0,45
	Juni '05	0,00			0,00			2,18	2,22	2,14
	Juli '05	0,00			0,00			3,11	3,17	3,05
	Aug. '05	0,00			0,00			3,55	3,44	3,66
	Sept. '05	0,00			0,00			2,51	2,48	2,54
	Okt. '05	0,00			0,00			2,43	2,40	2,46
	Nov. '05	0,00			0,00			3,33	3,27	3,39
	Dez. '05	0,00			0,00			3,09	3,16	3,02
	Jan. '06	0,00			0,00			2,88	2,93	2,84
	Febr. '06	0,00			0,00			2,45	2,49	2,42
<i>Tabebuia</i>	Jan. '05	0,00			0,30	0,29	0,31	0,00		
	Febr. '05	0,00			0,44	0,90	0,86	0,00		
	März '05	0,00			4,83	4,62	5,04	0,00		
	Apr. '05	0,00			4,74	4,64	4,84	0,00		
	Mai '05	0,00			0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			2,61	2,35	2,88	0,00		
	Juli '05	0,00			4,58	4,62	4,55	0,00		
	Aug. '05									
	Sept. '05	0,00			1,29	1,30	1,28	0,00		
	Okt. '05	0,00			4,01	4,00	4,02	0,00		
	Nov. '05	0,00						0,00		
	Dez. '05	0,00			6,27	7,14	5,40	0,00		
	Jan. '06	0,00			4,29	4,32	4,26	0,00		
	Febr. '06	0,00			5,27	5,21	5,34	0,00		

<b>Blatt</b>	<b>Monat</b>	<b>chiro-inositol</b>		<b>muco-Inosit</b>			
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Clethra</b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		
<b>Heliocarpus</b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		
<b>Isertia</b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		

<b>Blatt</b>	<b>Monat</b>	<b>chiro-inositol</b>			<b>muco-Inosit</b>		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Myrica</b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05	0,00			0,00		
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		
<b>Piptocoma</b>	Jan. '05	1,55	1,47	1,63	0,27	0,25	0,28
	Febr. '05	1,06	1,11	1,01	0,00		
	März '05	3,38	5,33	5,59	1,52	2,65	2,62
	Apr. '05	3,84	3,99	3,69	1,50	1,55	1,44
	Mai '05	3,55	1,49	1,28	1,27	0,59	0,49
	Juni '05	2,74	2,80	2,67	0,99	1,00	0,98
	Juli '05	5,62	5,62	5,62	2,14	2,11	2,16
	Aug. '05	6,01	5,88	6,14	3,27	3,19	3,34
	Sept. '05	6,75	6,66	6,84	3,14	3,09	3,19
	Okt. '05	5,42	5,28	5,56	4,67	4,57	4,77
	Nov. '05	9,76	9,69	9,84	2,96	2,96	2,96
	Dez. '05	4,76	4,85	4,67	2,13	2,17	2,09
	Jan. '06	4,71	4,77	4,65	2,19	2,21	2,17
	Febr. '06	5,36	5,41	5,30	4,73		
<b>Tabebuia</b>	Jan. '05	0,00			0,00		
	Febr. '05	0,00			0,00		
	März '05	0,00			0,00		
	Apr. '05	0,00			0,00		
	Mai '05	0,00			0,00		
	Juni '05	0,00			0,00		
	Juli '05	0,00			0,00		
	Aug. '05						
	Sept. '05	0,00			0,00		
	Okt. '05	0,00			0,00		
	Nov. '05	0,00			0,00		
	Dez. '05	0,00			0,00		
	Jan. '06	0,00			0,00		
	Febr. '06	0,00			0,00		

Tab. A-10: Einzelmesswerte und Mittelwerte der KH-Analysen aller Proben (vorbehandelter) junger Bäumchen. x steht für Parallelproben, die zu stark voneinander abwichen, um einen belastbaren Mittelwert bilden zu können

Behandlung	Organ	Mittel	1.	2.	Mittel	1.	2.	Mittel	1.	2.	
			Wert	Wert		Wert	Wert		Wert	Wert	
			Fructose			Glucose			Saccharose		
<b><i>Heliocarpus</i></b>											
Wildlinge	Zweig	12,72	12,56	12,88	15,52	16,05	14,98	15,72	15,64	15,80	
	Blatt	6,55	6,50	6,59	10,71	10,61	10,81	3,94	4,02	3,85	
Kontrolle	Zweig	4,72	4,94	4,51	5,43	5,38	5,47	5,56	5,58	5,54	
	Blatt	3,63	3,68	3,57	3,55	3,51	3,60	3,66	3,68	3,64	
Wurzelraum-	Zweig	6,16	6,29	6,03	13,40	13,23	13,56	26,64	26,65	26,63	
stress	Blatt	3,55	3,55	3,54	7,79	8,09	7,49	7,53	7,04	8,01	
Nährstoffstress	Zweig	16,05	15,46	16,65	10,56	10,59	10,53	3,05	3,30	2,79	
	Blatt	5,39	5,50	5,28	6,38	6,69	6,08	x			
Dürrestress	Zweig	12,87	12,13	13,61	6,94	7,12	6,76	22,03	21,42	22,64	
	Blatt	8,25	8,47	8,04	10,51	10,48	10,54	21,03	22,40	19,66	
Nährstoff- +	Zweig	5,36	5,34	5,38	6,18	5,87	6,48	57,33	55,27	59,40	
Wurzelraumstress	Blatt	10,66	9,54	11,78	15,44	15,30	15,58	18,53	17,58	19,48	
Dürre- +	Zweig	7,97	7,88	8,05	11,40	11,29	11,51	17,93	17,60	18,27	
Wurzelraumstress	Blatt	5,51	5,64	5,37	8,72	8,89	8,55	7,21	7,41	7,02	
<b><i>Tabebuia</i></b>											
Wildlinge	Zweig	4,03	3,93	4,13	28,41	28,54	28,27	18,16	17,48	18,83	
	Blatt	3,88	3,70	4,06	64,32	65,55	63,08	1,15	1,22	1,08	
Kontrolle	Zweig	3,48	3,41	3,55	25,55	25,63	25,47	12,83	12,63	13,02	
	Blatt	3,46	3,61	3,31	84,59	85,83	83,34	3,44	3,67	3,22	
Wurzelraumstress	Zweig	1,26	1,26	1,26	8,04	7,83	8,24	4,28	4,32	4,23	
	Blatt	6,03	6,30	5,77	10,21	10,70	9,72	5,33	4,80	5,86	
Nährstoffstress	Zweig	6,23	6,59	5,87	21,76	21,98	21,54	12,84	11,87	13,81	
	Blatt	6,60	7,16	6,03	109,12	113,20	105,04	x			
Dürrestress	Zweig	2,34	2,33	2,35	13,96	13,20	14,72	13,56	13,79	13,33	
	Blatt	1,89	1,85	1,93	18,48	19,08	17,88	21,27	21,08	21,45	
Nährstoff- +	Zweig	3,63	3,83	3,44	17,31	16,81	17,81	16,28	15,30	17,26	
Wurzelraumstress	Blatt	2,50	2,57	2,42	25,86	25,27	26,45	11,82	11,82	11,82	
Dürre- +	Zweig	4,16	4,34	3,98	28,76	29,19	28,32	27,98	27,96	28,00	
Wurzelraumstress	Blatt	3,46	3,69	3,23	73,88	72,44	75,32	28,07	27,78	28,37	
			myo-Inosit			Raffinose			Galactinol		
<b><i>Heliocarpus</i></b>											
Wildlinge	Zweig	2,25	2,19	2,32							
	Blatt	1,31	1,47	1,14							
Kontrolle	Zweig	0,71	0,72	0,69							
	Blatt	0,82	0,84	0,79							
Wurzelraumstress	Zweig	1,28	1,25	1,31	0,18	0,18	0,18	0,31	0,30	0,31	
	Blatt	0,84	0,84	0,85	x			0,28	0,26	0,30	
Nährstoffstress	Zweig	1,01	1,09	0,94							
	Blatt	0,95	0,96	0,95							
Dürrestress	Zweig	1,50	1,47	1,53							
	Blatt	7,29	7,28	7,30							
Nährstoff- +	Zweig	1,31	1,27	1,36							
Wurzelraumstress	Blatt	1,35	1,30	1,40							
Dürre- +	Zweig	1,88	2,04	1,71							
Wurzelraumstress	Blatt	1,59	1,53	1,65							

Behandlung	Organ	myo-Inosit			Raffinose			Galactinol		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b>Tabebuia</b>										
Wildlinge	Zweig	3,76	3,83	3,68	17,13	15,98	18,28	1,07	1,09	1,05
	Blatt	6,30	6,20	6,41	3,09	2,95	3,22	2,46	2,38	2,55
Kontrolle	Zweig	3,41	3,42	3,40						
	Blatt	4,59	4,91	4,26						
Wurzelraumstress	Zweig	1,31	1,28	1,33	5,94	5,90	5,98	1,11	1,09	1,13
	Blatt	0,81	0,84	0,77	1,55	1,68	1,42	0,73	0,72	0,75
Nährstoffstress	Zweig	2,80	2,91	2,69	34,85	34,09	35,61	0,61	0,60	0,61
	Blatt	7,79	7,94	7,64	8,79	8,95	8,63	2,11	2,08	2,15
Dürrestress	Zweig	3,09	3,08	3,10	3,37	3,31	3,42	1,38	1,37	1,39
	Blatt	4,34	4,39	4,29	9,84	9,84	9,84	1,82	1,81	1,82
Nährstoff- +	Zweig	3,67	3,73	3,61	27,27	27,08	27,47	0,62	0,62	0,62
Wurzelraumstress	Blatt	6,69	6,49	6,89	4,60	4,63	4,58	6,85	6,96	6,74
Dürre- +	Zweig	3,50	3,51	3,48	6,82	6,86	6,78	1,44	1,41	1,48
Wurzelraumstress	Blatt	6,32	6,28	6,35	12,93	12,63	13,22	2,29	2,28	2,30
<b>Stachyose</b>										
<b>scyllo-Inosit</b>										
<b>Bornesit</b>										
<b>Heliocarpus</b>										
Wildlinge	Zweig				4,40	4,15	4,66			
	Blatt				13,17	12,48	13,85			
Kontrolle	Zweig				0,85	0,77	0,94			
	Blatt				8,37	8,37	8,38			
Wurzelraumstress	Zweig							6,65	5,38	7,92
	Blatt	x						6,82	6,34	7,29
Nährstoffstress	Zweig				2,39	2,58	2,21			
	Blatt				8,03	8,33	7,74			
Dürrestress	Zweig				3,95	3,87	4,03			
	Blatt				11,22	11,34	11,11			
Nährstoff- +	Zweig				4,25	4,10	4,40			
Wurzelraumstress	Blatt				7,56	7,75	7,37			
Dürre- +	Zweig				6,09	6,03	6,15			
Wurzelraumstress	Blatt				11,28	11,47	11,10			
<b>Tabebuia</b>										
Wildlinge	Zweig	177,53	169,49	185,56						
	Blatt									
Kontrolle	Zweig									
	Blatt									
Wurzelraumstress	Zweig	155,76	155,63	155,90						
	Blatt	x						7,09	8,18	6,01
Nährstoffstress	Zweig	473,04	440,85	505,23						
	Blatt	12,59	13,44	11,75						
Dürrestress	Zweig	24,19	23,74	24,65						
	Blatt	10,24	10,19	10,28						
Nährstoff- +	Zweig	376,12	388,61	363,63						
Wurzelraumstress	Blatt	12,47	12,54	12,41						
Dürre- +	Zweig	78,67	78,57	78,76						
Wurzelraumstress	Blatt	24,68	23,36	26,00						

Behandlung	Organ	Quebrachit			Stärke		
		Mittel	1. Wert	2. Wert	Mittel	1. Wert	2. Wert
<b><i>Heliocarpus</i></b>							
Wildlinge	Zweig				76,49	83,00	69,99
	Blatt				35,75	34,52	36,99
Kontrolle	Zweig				15,80	14,32	17,28
	Blatt				40,86	42,15	39,57
Wurzelraumstress	Zweig				143,62	143,62	153,64
	Blatt				86,08	86,08	95,74
Nährstoffstress	Zweig				65,16	66,08	64,23
	Blatt				105,98	105,55	106,41
Dürrestress	Zweig				93,22	92,15	94,28
	Blatt				66,93	66,37	67,48
Nährstoff- + Wurzelraumstress	Zweig				158,18	156,95	159,42
	Blatt				126,84	123,68	130,00
Dürre- + Wurzelraumstress	Zweig				52,69	51,14	54,24
	Blatt				100,14	97,98	102,29
<b><i>Tabebuia</i></b>							
Wildlinge	Zweig				21,02	21,15	20,88
	Blatt				22,15	22,06	22,24
Kontrolle	Zweig				73,05	72,96	73,14
	Blatt				8,87	8,58	9,16
Wurzelraumstress	Zweig	0,46	0,44	0,47	44,97	44,97	44,69
	Blatt	0,16	0,15	0,17	101,22	101,22	98,87
Nährstoffstress	Zweig				30,24	26,42	34,05
	Blatt				49,71	48,65	50,77
Dürrestress	Zweig				6,27	6,46	6,08
	Blatt				13,11	12,93	13,29
Nährstoff- + Wurzelraumstress	Zweig				22,76	24,40	21,12
	Blatt				35,22	35,74	34,70
Dürre- + Wurzelraumstress	Zweig				15,72	15,95	15,50
	Blatt				33,95	34,13	33,77

# ERKLÄRUNG

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorliegende Dissertation selbständig und nur unter Verwendung der hier angegebenen Quellen und Hilfsmittel verfasst habe.

Außerdem bestätige ich, dass ich nicht anderweitig mit oder ohne Erfolg versucht habe, eine Dissertation einzureichen oder mich einer Doktorprüfung zu unterziehen.

Bayreuth, den 16.10.2009

---

Sina Heppner