

# DISSERTATION

## Untersuchungen zur Vermehrbarkeit und zur Wachstumsregulierung von neu in den europäischen Markt einführbaren australischen Pflanzen, am Beispiel von *Acacia*

zur Erlangung des akademischen Grades  
doctor rerum agriculturalarum  
(Dr. rer. agr.)

eingereicht an der  
Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät der Humboldt-Universität zu Berlin

von  
Dipl.-Ing. agr. Peggy Marx  
geboren am 30. September 1972 in Berlin

Präsident  
der Humboldt-Universität zu Berlin: Prof. Dr. J. Mlynek

DEKAN  
Prof. Dr. U. J. Nagel

Gutachter:  
1. Prof. Dr. H.-G. Kaufmann  
2. Prof. Dr. B. Beßler  
3. Priv. Doz. Dr. H. Grüneberg

Tag der mündlichen Prüfung: 08. Juli 2003

## **Schlagwörter**

Akazien, Australien, Kulturführung, Topfpflanzen

## **Kurzfassung**

Die vorliegende Arbeit zeigt die Möglichkeiten einer Kultur australischer Akazien als Topfpflanzen.

Im ersten Teil werden in einer umfangreichen Literaturübersicht ökologische Standortbedingungen und bisherige nationale und internationale Veröffentlichungen über australische Akazien und zur Kultur weiterer australischer Pflanzen dargestellt.

Untersuchungen zur generativen Vermehrung an 12 Akazienarten beinhalten verschiedene Saatgutvorbehandlungsmethoden: mechanische Beschädigung, Vorquellen, Behandlung mit konzentrierter Schwefelsäure, dem Seed Starter „Smoky Water“ sowie die Behandlung mit hohen Temperaturen. Die mechanische Beschädigung des Saatgutes erzielt bei der Mehrzahl der untersuchten Akazienarten eine hohe Keimrate bei kurzer Keimdauer. Die Behandlung mit Seed Starter zeigt dagegen keine keimungsfördernde Wirkung.

Praktische Versuche zur vegetativen Vermehrung durch Stecklinge beziehen sich auf unterschiedliche Stecklingsarten, Vermehrungstermine, Alter der Mutterpflanzen sowie verschiedene Stecklingsbehandlungen mit Bewurzelungshormonen und die Lagerung der Stecklinge. Es wird gezeigt, dass diese bisher problematische Vermehrungsmethode durch die Verwendung juvenilen Mutterpflanzenmaterials deutlich verbessert werden kann. Ferner konnte ein positiver Einfluss der Lagerung von Stecklingen auf die Bewurzelungsraten dargestellt werden. Vorteile bei der Bewurzelung und teilweise im weiteren Wachstum erzielte die Anwendung von IBS als Bewurzelungshormon.

Versuche zur In-vitro-Kultur zeigen die Möglichkeit der In-vitro-Vermehrung und In-vitro-Bewurzelung der Akazienarten sowie die unproblematische Überführung in vivo für *Acacia retinodes*.

Der Einfluss der Vermehrungsmethoden und -arten auf die weitere Entwicklung der Akazien wird im Teil der Wachstumssteuerungsmöglichkeiten untersucht. Es erfolgt die Darstellung der klimatischen Ansprüche und die Wirkung einiger kulturtechnischer Maßnahmen, beispielsweise die Anwendung von Hemmstoffen, Stutzen und Wurzelkürzen.

Entscheidend für eine zeitige Blütenknospenbildung ist die Vermehrung über adultes Stecklingsmaterial. Die Kultur unter Zusatzlicht führt zu einem kompakten Habitus und einer verbesserten Blühinduktion. Die Blütenentwicklung kann durch das Absenken der Temperatur gefördert werden. Das Kürzen der Wurzeln beeinträchtigt die weitere Entwicklung der Pflanzen nicht. Durch Stutzen kann der Austrieb nicht gefördert werden; die Wirkung auf die Pflanzenhöhe erfolgt in Abhängigkeit vom Stutztermin.

Abschließend werden Kulturschemata ausgewählter australischer Akazien als Blattpflanzen und blühende Topfpflanzen dargestellt.

## Gliederung

## Band 1

Abkürzungsverzeichnis .....	4
<b>1. Zweckmäßigkeit der Untersuchungen zu Akazien .....</b>	<b>6</b>
<b>2. Erkenntnisstand .....</b>	<b>8</b>
2.1 Die Flora Australiens.....	8
2.2 Botanische und pflanzengeographische Aspekte zur Gattung <i>Acacia</i> .....	9
2.3 Ökologische Standortbedingungen Australiens.....	18
2.4 Gärtnerische Kultur von Akazien.....	26
2.5 Kultur australischer Pflanzen.....	34
<b>3. Problem- und Zielstellung .....</b>	<b>39</b>
<b>4. Versuchsmaterial und Untersuchungsmethoden.....</b>	<b>41</b>
4.1 Pflanzenmaterial .....	41
4.2 Pflanzenmaterial für die jeweiligen Versuche .....	48
4.3 Sonstiges Material.....	49
4.4 Methoden.....	51
<b>5. Untersuchungen zu generativer Vermehrung.....</b>	<b>54</b>
5.1 Einleitung .....	54
5.2 Material .....	54
5.3 Versuchsdurchführung.....	55
5.4 Ergebnisse und Auswertung.....	58
5.5 Diskussion.....	69
5.6 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen .....	72
<b>6. Untersuchungen zur In-vitro-Kultur .....</b>	<b>73</b>
6.1 Einleitung .....	73
6.2 Etablierung .....	73
6.3 Vermehrung.....	76
6.4 Bewurzelung und Überführung <i>in vivo</i> .....	77
6.5 Ergebnisse und Auswertung.....	79
6.6 Diskussion.....	85
6.7 Bedeutung der Untersuchungen .....	88
6.8 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen .....	89

<b>7. Untersuchungen zu weiteren vegetativen Vermehrungsmethoden .....</b>	<b>91</b>
7.1 Einleitung .....	91
7.2 Material .....	91
7.3 Versuchsdurchführung.....	92
7.4 Ergebnisse und Auswertung.....	95
7.5 Diskussion.....	107
7.6 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen .....	112
<b>8. Untersuchungen zu Steuerungsmöglichkeiten der generativen und vegetativen Entwicklung .....</b>	<b>113</b>
8.1 Einleitung .....	113
8.2 Material .....	113
8.3 Versuchsdurchführung.....	115
8.4 Ergebnisse und Auswertung.....	120
8.5 Diskussion.....	141
8.6 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen .....	147
<b>9. Schlussfolgerungen / Vorläufige Empfehlungen für die gärtnerische Produktion.....</b>	<b>148</b>
<b>10. Zusammenfassung .....</b>	<b>154</b>
<b>Literaturverzeichnis .....</b>	<b>156</b>
<b>Abbildungsverzeichnis.....</b>	<b>168</b>
<b>Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>171</b>
<b>Band 2: Anhang</b>	

**Abkürzungsverzeichnis**

Abb.	Abbildung
BAP	6-Benzylaminopurin
BG	Botanischer Garten
bzw.	beziehungsweise
chem.	chemische
d	dunkel
FH	Folienhaus
G-CCC	Gartenbau-Cycocel
h	hell
H	hohe Temperaturen
i.d.R.	in der Regel
IBS	$\beta$ -Indolylbuttersäure
IES	$\beta$ -Indolyllessigsäure
KK	Klimakammer (Pflanzenwuchsschrank)
konz.	konzentrierte
max.	maximal
mB	mechanische Beschädigung
min.	minimal
mind.	mindestens
MP	Mutterpflanze
n	Anzahl der Versuchspflanzen pro Variante
N	Stickstoff
NES	$\alpha$ -Naphtyllessigsäure
N.N.	Normalnull
NSW	New South Wales
o.	oder
pers. Komm.	persönliche Kommunikation
rel. LF	relative Luftfeuchtigkeit
St.	Steckling
St.länge	Stecklingslänge
Stk.	Stück
südl.	südlich
SW	Seed Starter (Smoky Water)
Tab.	Tabelle

tägl.	täglich
TKS	Torfkultursubstrat
T <sub>min</sub>	Minimaltemperatur
T <sub>max</sub>	Maximaltemperatur
u.	und
u. a.	und andere
un.	Unbehandelt
unv.	unveröffentlicht
VA	Veitshöchheimer Arbeitsgruppe
Vmjahr	Vermehrungsjahr
VQ	vorquellen
Vsjahr	Versuchsjahr
Vsort.	Versuchsort
Wo.	Wochen
z. B.	zum Beispiel
z. T.	zum Teil

## 1. Zweckmäßigkeit der Untersuchungen zu Akazien

Die erste züchterische Bearbeitung und Entwicklung kulturtechnischer Verfahren für die gärtnerische Produktion australischer Pflanzen begann vorwiegend in Europa, durch William Dampier, der im späten 17. Jahrhundert wahrscheinlich als Erster australische Pflanzen suchte und nach Europa sandte (ELLIOT, 1990). 1770 folgten Joseph Banks und David Solander, die an der Ostküste Australiens Pflanzen sammelten und damit intensives Interesse englischer Botaniker und Gärtner an der australischen Natur weckten. Bereits zu den ersten, in England kultivierten Pflanzenarten zählte *Acacia verticillata* neben *Allocasuarina torulosa*, *Eucalyptus obliqua* und *Leptospermum lanigerum* (1788). Im späten 18. und frühen 19. Jahrhundert nahm man viele Pflanzen in Kultur, so *Boronia pinnata* und *Crowea saligna*, auch *Helichrysum*-Arten wurden züchterisch bearbeitet (ELLIOT, 1990).

In den 80iger Jahren des 20. Jahrhunderts entdeckte man den Wert australischer Pflanzen durch die weltweit verstärkt vorangetriebene Entwicklung „Neuer Zierpflanzen“ wieder.

Umfassende Forschungsarbeit, vorwiegend in den USA, Israel, Holland, Dänemark und Deutschland, resultierte in einer zunehmenden Produktion und im mehrfachen Erscheinen auf den Märkten der Welt. Folgende Pflanzenarten werden heute erfolgreich vermarktet: als Schnittblumen *Anigozanthos*-Arten und Sorten (auch als Topfpflanzen), *Chamelaucium uncinatum*, *Banksia*-Arten, als Topf-, sowie Beet-, Balkon-, Steingarten- und Ampelpflanzen *Brachyscome*-Arten, *Helichrysum bracteatum* 'Diamond Head' und 'Golden Beauty' und *Scaevola saligna* 'Blue Wonder' (V. HENTIG, 1990b).

Im Gegensatz dazu stand die Entwicklung australischer Pflanzen in Australien selbst. Neben den völlig anders orientierten Problemen der Einwanderer, vorrangig die Entwicklung der Infrastruktur und der allgemeinen Lebensbedingungen voranzutreiben, gab es nur wenige, die den Wert und Nutzen der australischen Vegetation erkannten. Erst 1940 entstanden erste Gartenbaubetriebe, wobei primäre Aufgabe professioneller Gartenbaubetriebe der Obst-, Wein- und Gemüsebau war. In den siebziger Jahren begann man mit der „Schnittblumenproduktion“, die zunächst aus dem Pflücken heimischer Arten in der Wildflora bestand. Etwa ab 1980 entwickelt sich eine professionelle Produktion (Elliot, 1990). Australische Produkte sind zunehmend auch für den Export vorgesehen, in erster Linie für den Überseemarkt. Dafür müssen jedoch neben den Kulturmethoden, die Infrastruktur verbessert werden und eine Vereinheitlichung des Angebots erfolgen (POSSINGHAM & WREN, 1990). Die von POSSINGHAM & WREN (1990) beschriebene Möglichkeit des Exports australischer Produkte auf die Nordhalbkugel hat sich bis heute auf dem internationalen Zierpflanzenmarkt nicht durchgesetzt.

Der Trend der letzten Jahre, sich für australische Pflanzen zu begeistern, besteht fort. Bisher werden dagegen nur wenige gartenbaulich genutzt, obwohl die Verwendung durch den großen Artenreichtum beinahe grenzenlos ist (ELLIOT, 1990).

Es ist von großer Bedeutung, die Forschungsarbeit fortzusetzen und auch andere, produktionswürdige Arten einzuführen oder wieder zu entdecken. Neben dieser Grundlage für die

vorliegende Arbeit, sollen die Anliegen der Produzenten nach wachsenden Marktanteilen und einer höheren Wettbewerbsfähigkeit, sowie steigende Ansprüche der Verbraucher an das Zierpflanzenangebot im Vordergrund stehen.

Obwohl zu den ersten australischen Pflanzen, die ihren Weg nach Europa gefunden haben, auch Akazien zählten, ist ihre Entwicklung nicht weiter vorangeschritten. Vergleicht man vorliegende Ergebnisse zur Kultur australischer Pflanzen, wird ein Rückstand der Entwicklung australischer Akazien als Topfpflanzen sichtbar.

Dabei sind sie hervorragend dafür geeignet, der steigenden Nachfrage nach größeren Topf- und Kübelpflanzen gerecht zu werden. Neben ihrer großen Beliebtheit bei den Verbrauchern als Schnittblumen, weisen sie einen besonderen Habitus auf. Die Blüten haben einen hohen ästhetischen Wert und auch der Blühzeitraum, der bei uns im Winter und zeitigem Frühjahr liegt, ist eine positive Voraussetzung für den Absatz.

Bevor jedoch eine „Neue Zierpflanze“ marktfähig ist, stehen eine Reihe von Untersuchungen, die für einen optimalen Kulturablauf notwendig sind und die den Mittelpunkt dieser Arbeit bilden, an. Fragen, beispielweise nach technischen Grundlagen, Vermehrungsmöglichkeiten und Steuerungsmöglichkeiten des Wachstums müssen geklärt werden. Im Ergebnis soll ein Einstieg in die Produktion australischer Akazien als Topfpflanzen möglich sein.

Ausgangspunkt ist die Erarbeitung einer umfangreichen Literaturübersicht, die notwendig ist, um bisherige Erkenntnisse zur Kulturführung australischer Pflanzen zusammenzufassen und Versuchsbedingungen abzuleiten.

Praktischen Untersuchungen zur Inkulturnahme sollen im Ergebnis dem Produzenten Möglichkeiten der Vermehrung aufzeigen und kulturtechnische Methoden zur Wachstumssteuerung bieten. Um später grundlegende Verfahrenstechniken bei der Klimaführung ableiten zu können, werden notwendige klimatische Ansprüche analysiert.

Da die Artenvielfalt innerhalb der Gattung *Acacia* immens ist, werden für die praktischen Untersuchungen einige verschiedene Arten ausgesucht, die aufgrund ihres Habitus für besonders geeignet erscheinen.

Neben der Möglichkeit der Veranschaulichung vielfältiger Artenunterschiede, entstehen desgleichen wichtige Voraussetzungen für die Einführung weiterer australischer Akazien-Arten.



## 2. Erkenntnisstand

### 2.1 Die Flora Australiens

Die Flora Australiens unterscheidet sich stark von der anderer Kontinente, bedingt durch die erdgeschichtliche Entstehung und die isolierte Evolution vieler Pflanzen. Die genannten großen Klimaunterschiede und die verschiedenen Höhenlagen führten zu einer Vielzahl verschiedener Pflanzengesellschaften. Die Vegetation bildet mit der Tasmaniens das australische Florenreich, das durch eine große Anzahl endemischer Arten (ca. 80 % von 20 000) und 630 Gattungen gekennzeichnet ist. Typisch sind vor allem *Eucalyptus* (450 - 600 Arten), *Melaleuca* (Myrtenheide), *Proteaceae*n (Silberbaumgewächse), *Casuarina* (Kasuarinenarten), *Acacia* (Akazien) und *Xanthorrhoea* (Grasbäume) (WEGMANN IN BADER, 1996).

Im Küstenbereich Nordostaustraliens finden sich tropische Regenwälder, die reich an Epiphyten und Lianen sind. Hier findet man neben den zahlreich vertretenen Palmenarten, wie *Licuala ramsayi* und *Calamus australis*, auch mehrere Arten von *Loranthaceen*. Diese Regenwälder gehen südwärts in artenärmere, subtropische Regenwälder mit starker Beimischung von Eukalyptus-Arten über. West- und südwärts der Regenwaldgebiete dehnen sich lichte Eukalyptuswälder aus, die landeinwärts in Savannen übergehen (WEGMANN IN BADER, 1996).

Entlang der Ostküste Australiens, wo nährstoffreiche Böden und ausreichende Wasserversorgung vorhanden sind, befinden sich immergrüne Regenwälder. Dort findet man, neben den Eukalyptus-Arten, vor allem Palmen und Baumfarne. Neben den endemischen Farnen *Paraceterach*, *Platyzoa*, *Neurosoria* und *Pteridoblechnum* ist *Dicksonia antarctica* eine typische Art. Koniferen sind mit 40 Arten aus elf Gattungen ebenfalls vertreten. Zu erwähnen ist *Araucaria bidwillii* in den Bunya-Bergen im Südosten von Queensland und *Podocarpus*, *Phyllocladus asplenifolius* in den Hartz-Bergen im Südwesten Tasmaniens.

An den tropischen Küsten des Kontinents sind die Mangroven dem Salz des Meeres und dem Wechsel der Gezeiten ausgesetzt. Von den 26 bekannten Mangroven-Arten wären besonders *Rhizophora* und *Avicennia marina* zu erwähnen. Die Pflanzen haben sich gut an hohe Salzkonzentrationen angepasst und scheiden aufgenommenes Salz über Salzdrüsen wieder aus.

Die Küsten der gemäßigten Zonen und die Inlandmarschen, an denen sich in ariden Gebieten stark salzhaltiges Wasser sammelt, sind mit Salzmarsch-Pflanzen, wie *Arthrocnemum halocnemoides*, *A. leiostachyum*, *Frankenia pauciflora*, *Maireana brevifolia*, *Nitraria schoberi*, *Salicornia quinquefolia* und *Salsola kali* u. a. bewachsen (WEGMANN IN BADER, 1996).

Australische Wälder wachsen oft auf mageren, trockenen Böden. Die sklerophyllen (Hartlaub-) Wälder und Buschformationen werden von Eukalyptus-Arten dominiert und sind von kleinblättrigen Hartlaub-Büschen begleitet.

Der Jarrah-Wald im Westen Australiens, der sich östlich von Perth bis zum Avon River im Süden entlang des Südwestrandes des Great Plateau erstreckt, hat seinen Namen vom australischen Jarrah - *Eucalyptus marginata*. Das Unterholz des immergrünen, breitblättrigen Waldes besteht aus *Banksia grandis*, *Persoonia longifolia* und Leguminosen wie beispielsweise *Allocasuarina fraseriana*, *Acacia pulchella*, *A. alata* und *Macrozamia riedlei*. Weitere Vertreter sind *Xanthorrhoea preissii* und *Kingia australis*, sowie zahlreiche Wildblumen (WEGMANN IN BADER, 1996).

In den ariden Wäldern Australiens dominieren *Acacia*-Arten und es kommen z. B. *Telopea speciosissima*, *Myrtaceae*, *Leptospermum*, *Melaleuca*, *Callistemon*, *Baeckea* und *Verticordia*, neben trockenresistenten Lianen der Gattungen *Capparis*, *Pandora* und *Parsonia*, vor. Sie sind ebenfalls die Heimat vieler Stammsukkulenten.

Zu einer Besonderheit australischer Flora zählt der natürliche Umweltfaktor Feuer. Als Folge der häufigen Brände, vor allem in den trockenen Gebieten, haben sich in Australien viele Pflanzen entwickelt, die durch Feuer wenig geschädigt werden und teilweise sogar eine ökologische Abhängigkeit aufweisen. Bei vielen Eukalyptus-Arten liegen unter der dicken Rinde, die nur oberflächlich verbrennt, Knospen, die neu austreiben. Bei einigen Pflanzen (z. B. *Banksia*-Arten) werden die Samen erst nach der Einwirkung hoher Temperaturen freigesetzt, oder die Samenkeimung in Gang gesetzt (WEGMANN IN BADER, 1996).

## 2.2 Botanische und pflanzengeographische Aspekte zur Gattung *Acacia*

### Entstehung des Namens

Der Name Akazie ist abgeleitet von dem griechischen Wort „akis“, das einen spitzen Punkt bezeichnet. Er wurde zuerst für *Acacia arabica* benutzt, ein stacheliger Baum, der in Afrika und Asien zu finden ist (SIMMONS, 1987). Später wurde er der formelle Name für die Gattung *Acacia*. Arten dieser Gattung werden in Australien auch oft als „Wattles“<sup>1</sup> bezeichnet. Ursprünglich scheint der Name mit den ersten britischen Siedlern verwendet worden zu sein. Der gemeine Name „Wattle“ ist ein altes angelsächsisches Wort für zwischengewellte, flexible Ruten. Die frühen Siedler in Australien nutzten die biegsamen Zweige eines lokalen Baumes, genannt „Black Wattle“, zum Bau der Wände ihrer ersten Hütten, die sie mit Lehm bedeckten. Sie nannten den Vorgang flechten und streichen. Der Baum, den sie nutzten, war kein „Wattle“, aber ein Baum mit „Wattle“-ähnlichen Blüten, genannt *Callicoma serratifolia*. Von dieser frühen Assoziation ausgehend, wurde der Term „Wattle“ für alle australischen Akazien verwendet. Die Aborigines bezeichneten eine große Zahl „Wattles“ mit einer Vielzahl Namen, welche in gemeine Namen umbenannt wurden, so dass nicht alle eindeutig einer Art zuzuordnen sind (TAME, 1992).

### Klassifizierung

Mit über 1200 Arten ist *Acacia* die zweitgrößte Gattung (nach *Astragalus*) der Leguminosen (MASLIN, 1989). Akazien gehören zur Familie der Mimosengewächse (Mimosaceae), eine von drei Familien, die wiederum zu den Fabales (Leguminosae) gehören. Die anderen beiden Familien sind Caesalpiniaceae und die Fabaceae. Einige Autoren (ENCKE, 1987a; NATHO, MÜLLER & SCHMIDT, 1990) teilen die drei Familien als Unterfamilien der Leguminosen ein (TAME, 1992).

Sie sind alle durch ihre Leguminosen-Früchte miteinander verwandt. Mimosaceae sind essentielle tropische oder subtropische Bäume oder Sträucher und unterscheiden sich von den anderen beiden Familien durch reguläre und radialsymmetrische Blüten mit zehn oder mehr Staubgefäßen (TAME, 1992).

---

<sup>1</sup> Wattles kann auch als „Flechtwerk“ übersetzt werden, PONS-GLOBALWÖRTERBUCH, Nachdruck 1991; Stuttgart: Klett

Vor 1754 wurden die heute als Akazien bezeichneten Pflanzen in verschiedene Gattungen eingeordnet. Miller beschrieb die Gattung *Acacia* 1754, basierend auf der afrikanischen Art *A. nilotica* (TAME, 1992).

1842 erstellte Bentham erstmalig eine Klassifizierung der Akazien und modifizierte die Schemata 1864 und 1875 (MASLIN, 1989). Die, in erster Linie, nach vegetativem Charakter unterschiedenen sechs Serien sind: Gummiferae, Vulgares, Filicinae, Phyllodinae, Botrycephalae, Pulchellae (MASLIN, 1989, TAME, 1992).

Eine grundlegende Änderung der Bentham Klassifizierung erfolgte 1972 durch Vassal, basierend auf einer phylogenetischen Klassifikation, in die drei Untergattungen *Acacia*, *Aculeiferum* und *Heterophyllum* (=Phyllodineae) (MASLIN, 1989). Darauf beruhend, veröffentlichte PEDLEY (1978) seine erste Klassifizierung der Akazien und führte eine Einteilung über zehn Sektionen an.

Tab. 1: Übersicht über die Systemklassifizierung Pedleys 1978 und 1986 (Quelle: TAME, 1992, MASLIN & PEDLEY, 1988, MASLIN, 1989)

1978	1986
Acacia	gen. Acacia
<hr/>	
sgen. Acacia	
<hr/>	
sgen. Aculeiferum	gen. Senegalia
sect. Spiciflorae	sect. Senegalia
sect. Filicinae	sect. Filicinae
<hr/>	
sgen. Phyllodineae	gen. Racosperma
sect. Botrycephalae	
sect. Phyllodineae	
sect. Alatae	sect. Racosperma
sect. Lycopodiifoliae	sect. Lycopodiifolia
sect. Plurinerves	sect. Plurinervia
sect. Juliflorae	
sect. Pulchellae	sect. Pulchellae

sect. = Sektion, sgen. = Untergattung, gen. = neuer Gattungsbegriff

Die letzte Unterteilung Pedleys (1986, in MASLIN, 1989) von *Acacia* in die drei Gattungen *Acacia*, *Senegalia* und *Racosperma* hatte weltweite Auswirkungen. 96 % der australischen Flora, über 850 Arten benötigten einen Namenswechsel in *Racosperma*. In Asien, Afrika und Amerika wechseln weitere 150 oder mehr Arten zu *Senegalia* (MASLIN, 1989). Tab. 1, S. 10 gibt einen Überblick über die beiden Klassifizierungen von Pedley.

## Verbreitung

Akazien sind meistens mit Savannen und offenen Wäldern in den subhumiden und trockenen Teilen der Welt assoziiert. Im besonderen erscheinen sie in Afrika, Amerika und Australien, seltener in Indien. Man findet sie außerdem in Teilen Indonesiens und auf einigen pazifischen Inseln, sowie Inseln des indischen Ozeans. In Neuseeland erscheinen sie heute nur als eingebürgerte Arten, starben dort jedoch möglicherweise vor einigen Millionen Jahren aus (TAME, 1992).

In Australien kommen Akazien in allen terrestrischen Lebensräumen vor, mit Ausnahme alpiner Regionen. Sie sind in größerer Zahl vom Regenwald ausgeschlossen. In ariden und semiariden Gebieten sind sie oft dominierende Baum- oder Straucharten, besonders in den trockenen und heißen Gebieten, in denen Eukalyptus weniger auftritt (Abb. 1, S. 12) (TAME, 1992).

In den Gebieten des Südwestens und Südostens (besonders das Hunter-Valley Gebiet) Australiens, wo extreme Klimafluktuationen während dem Quartär auftraten, erscheint eine hohe Zahl von Akazien-Arten (ca. 100). Die meisten Arten assoziieren mit frei dränierten, wenig fruchtbaren Böden, obwohl auch einige auf reicheren oder lehmigen Böden erscheinen (TAME, 1992).

Australische Akazien wurden zuerst in Südafrika für kommerzielle Zwecke und zur Erosionskontrolle angepflanzt. Heute hat sich eine große Zahl verbreitet und ist als Beikraut schwer kontrollierbar. Sie greifen in die heimische Flora ein und unterdrücken diese.

*A. mearnsii* hat dagegen als Bauholz und in der Papierindustrie große ökonomische Bedeutung gewonnen (SIMMONS, 1987).

In Europa spielten die Akazienpflanzen erstmalig im 18. Jahrhundert eine große Rolle. Es ist bekannt, dass die ersten Samen, die gesammelt wurden, zu den Royal Gardens in Kew mitgenommen wurden, in denen die ersten australischen Pflanzen wuchsen und deren Kultivierung eingeführt wurde (SIMMONS, 1987). Viele Samen wurden von Australien nach Europa geschickt. Zu Beginn des 19. Jahrhunderts wuchsen die Akazien in Gewächshäusern und geschützten Gebieten. In den wärmeren Gebieten Südeuropas gewöhnten sich einige Akazien, wie *A. dealbata*, *A. decurrens* und *A. baileyana* schnell an die guten klimatischen Bedingungen und wurden heimisch. Ihre Hybriden wachsen heute wild in diesen Gebieten (SIMMONS, 1987).

Von den an der Riviera eingeführten Arten, eigneten sich jedoch nur wenige für eine Kultur. Erste Erfolge erzielte man mit *A. dealbata*, *A. podalyriifolia* und *A. baileyana*. Aus diesem Anfang entwickelten sich viele Formen, und zahlreiche Züchter auf italienischer, als auch französischer Seite beschäftigten sich mit Aussaat und Auslese. Zuchtziele waren eine frühe Blüte, große Endstutze, sattgelbe Farben, Gesundheit, Widerstandsfähigkeit gegen Gelbsucht und das Vertragen starken Schnitts. Es entstanden viele Sorten (STEFFEN, 1950).

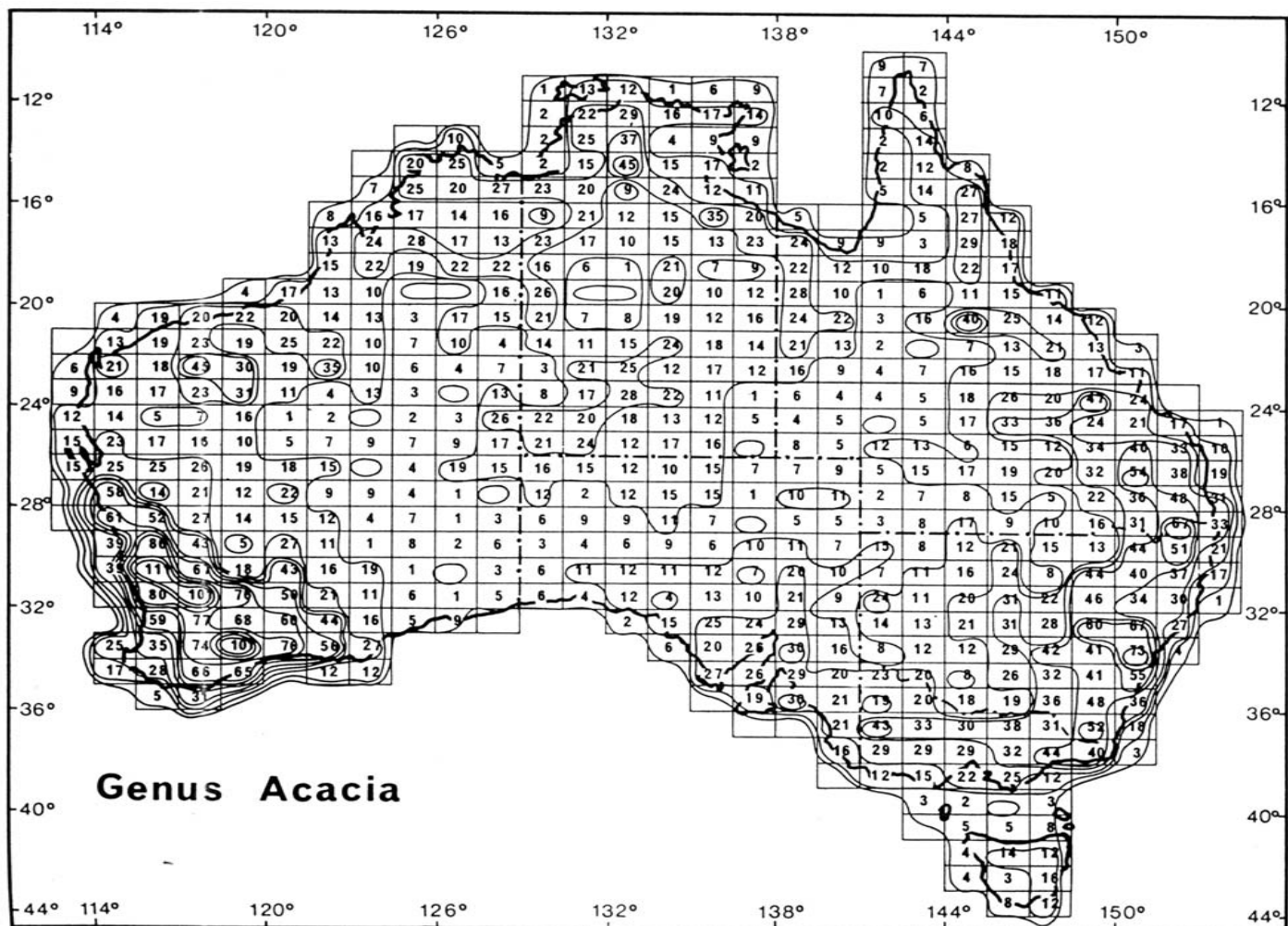


Abb. 1: Isohyphenkarte der Gattung *Acacia* (840 Arten) in Australien

Quelle: HNATIUK & MASLIN (1988), die Zahlen bezeichnen die Arten, die in jeder Zelle aufgenommen wurden, Isohyphenintervall = 10

In den 20iger Jahren der 20. Jahrhunderts baute Steffen aus Sämlingen gezogene Akazien, die an der Riviera zum Schnitt angebaut wurden, in Gewächshäusern in Deutschland an (BONSTEDT, 1937). Im Frühling sah man in den Blumenläden über und über mit gelben Blüten übersäte, buschige Kleinpflanzen (ENCKE, 1987b). Aufgrund der langen Anzuchtzeiten (STEFFEN, 1950) und den hohen Kosten der Aufzucht (BONSTEDT, 1937) wurden die Produktionen jedoch wieder eingestellt. Ferner beschreibt STEFFEN (1950) das Problem der langen Kulturdauer (drei bis vier Jahre als Topfpflanzen) und wenig Verzweigung trotz Schnitt. Heute wiederum werden Pflanzen nur selten, dafür aber Samen angeboten (ENCKE, 1987b). In Frankreich, Italien und Portugal hat sich dagegen der Schnittblumenanbau der Akazien bis heute durchgesetzt und *Acacia baileyana*, *A. dealbata* und *A. retinodes* werden produziert (SEDGLEY in JOHNSON & BURCHETT, 1996).

#### botanische Beschreibung

Viele Akazien sind mit einer Lebensspanne von sieben bis 20 Jahren kurzlebig. Einige Arten, besonders aus ariden Gebieten, leben 50 oder mehr Jahre, während *A. melanoxyton* 100 Jahre alt wird (TAME, 1992).

#### *Belaubung*

Die Blätter von Akazien sind unendlich variabel. Alle australischen Arten sind immergrün. Ungleich häufig sind doppelt gefiederte sommergrüne Arten des afrikanischen Trockenlandes (TAME, 1992). Neben blattlosen Akazien gibt es solche mit kleinen, blattähnlichen Dornen oder Schuppen, auffällig geflügelten Blattstielen und kleinen Phyllodien. Andere besitzen farnähnliche, echte Blätter (SIMMONS, 1987). Fast alle nichtaustralischen und einige australische Arten entwickeln bis zu ihrer Fruchtreife nur doppelt gefiederte Blätter.

Die Entwicklung des Sämlings der Akazie beginnt, nach der Kotyledonenentwicklung, mit der Ausbildung eines einzelnen Fiederblattes oder eines Paares von gefiederten Blättern. Die Rachilla und die Fiederblättchen bilden das Fiederblatt. Manchmal wird die Blattspindel eines doppelt gefiederten Blattes mit einer endständigen Borste an der Spitze abgeschlossen (eine kleine Verlängerung der Blattspindel).

Die Mehrzahl der australischen Akazien wechselt bald von den farnähnlichen Blättern zur Entwicklung der Phyllodien und kehrt nicht zu den juvenilen Blättern zurück. Aber es gibt Arten wie *A. baileyana* und *A. terminalis* (sunshine wattle), die farnähnliche Blätter ihr ganzes Leben behalten. Weiterhin gibt es Arten, wie *A. rubida*, die ihre juvenilen, echten Blätter für mehrere Jahre, bis sie 1 bis 2 m hoch sind, behalten, bevor sie Phyllodien entwickeln. Verschiedene andere Arten, inklusive *A. melanoxyton* kehren im Falle einer „Bedrohung“ zu ihrer juvenilen Belaubung zurück (SIMMONS, 1987).

Die Definition der Phyllodien variiert mit den Autoren. BAILEY (1961), STRASBURGER et al. (1991) und TAME (1992) beschreiben, dass sie aus der Blattspindel, bzw. dem Blattstiel geformt werden. KAPLAN (1980 ZITIERT IN SEDGLEY, 1989) widerlegt jedoch diese Theorie und gibt an, dass es sich bei Phyllodien nicht um expandierende Blattstiele handelt, sondern um eine positionierte Blattspreite des fein gegliederten Blattes. Zuweilen können die Phyllodien durch vertikale oder

zylindrische Flügel ergänzt werden. Die Phyllodien haben Gestalt und Funktion wie gewöhnliche, flache Blätter (TAME, 1992).

Die Entwicklung von Phyllodien ist eine Adaption, um ihnen die Konservierung von Feuchtigkeit in ariden Gebieten zu ermöglichen (SEDGLEY, 1987; KAWOLLEK, 1995). Die phyllodientragenden, ariden Arten in Australien überleben Wasserstress ferner durch häufig vorhandene xeromorphe Mechanismen (z. B. eingesunkene Stomatas, Behaarung, geschlossene und physiologisch inaktive Stomatas). Nur wenn der Wasserstress extrem wird, werden die Phyllodien abgeworfen. Die Blätter von Pflanzen aus dem trockenen Inland tendieren zu einem matten grau-grün. Das wird häufig durch die Anwesenheit der Härchen verursacht, die das Licht reflektieren und Hitze fern halten (SEDGLEY, 1987).

Phyllodien können spitz oder lang zugespitzt, abgerundet oder hin und wieder eingekerbt sein. Häufig verlängert sich die Spitze durch einen Stachel, welcher klein, gewöhnlich hart und manchmal stechend sein kann (TAME, 1992). Phyllodien sind fiedernervig oder parallelnervig, mit zwei oder mehr Längsnerven. Viele Phyllodien sind flach, die Außenlinie variiert von linear, rechteckig, oval, lanzettlich bis eiförmig oder verkehrt lanzettlich bis verkehrt eiförmig. Sie können gerade, gebogen oder sichelförmig sein. Einige Phyllodien sind im Querschnitt rund oder kantig (mehr oder weniger quadratisch im Durchmesser). Phyllodien, die dick und lederartig sind, werden als lederig bezeichnet.

Die Blattfarbe variiert von silberfarbig, blaugrün und graugrün, bis hell, matt oder tief grün, wobei neuer Austrieb mit gelblichen, violetten oder rötlichen Trieben sehr interessant ist.

Die Bewegung der Blattspindel wird durch den Pulvinus, ein kleines, polsterähnlich geschwollenes Organ, das an dem Blattstiel befestigt ist, ermöglicht. Einige Arten haben herablaufende Blätter oder Phyllodien, d. h. die Blattstiele oder Phyllodien verlaufen kontinuierlich mit kleinen Trieben (TAME, 1992).

Eine Nektarie oder gelegentlich mehrere, extraflorale Nektarien (nachstehend als Drüsen bezeichnet) befinden sich normalerweise am unteren Rand der Phyllodie (TAME, 1992), bzw. an der Oberseite des Blattstiels, sowohl an phyllodientragenden als auch an gefiederten Arten. Jugary Drüsen können zwischen einem Fiederblattpaar vorkommen, während sich interjugary Drüsen entlang der Blattspindel, zwischen zwei oder mehreren Paaren von Fiederblättern, darstellen. Hin und wieder erscheinen die Drüsen auch auf der Rhachilla.

Ameisen, Bienen und andere Insekten fressen den Nektar, der von den Drüsen abgesondert wird. Die Primärfunktion ist jedoch nicht eindeutig. NEW (ZITIERT IN TAME, 1992) schreibt, dass in einigen Fällen die Ameisen einen Schutz gegen wirbellose Pflanzenfresser darstellen, insbesondere im Frühling, wenn sich neues Wachstum entwickelt. Ebenfalls nutzen Honigfresser diese Nektarquelle.

Nebenblätter, manchmal stechend oder sommergrün, sind bei einigen Arten vorhanden. Weit verbreitet sind sie besonders bei den Arten in Afrika und Südamerika. Die stechenden Nebenblätter können z. B. bei *A. karroo* bis zu 18 cm lang werden und sind von taxonomischer Bedeutung. In einigen Fällen erfüllen sie Schutzfunktionen, als Herberge und Futterquelle für Ameisen, welche ihre Heimatpflanzen vor Pflanzenfressern schützen (SIMMONS IN HALEVY, 1989).

## *Rinde*

Die Rinde der Akazien ist gewöhnlich von grauer Farbe und glatt. Bei einigen Arten ist sie wiederum sehr auffällig und stellt ein attraktives, strukturelles Element dar. Einige Bäume entwickeln eine tief gefurchte Eisenrinde, andere eine leicht ineinander verschlungene, faserige Rinde (SIMMONS, 1987).

## *Blüten*

*Acacia* ist eine verholzte Gattung, die Perioden der juvenilen Charakteristik zeigt. Die juvenile Phase, während der die Pflanzen nicht blühen, variiert hauptsächlich zwischen einem und zehn Jahren, abhängig von der Art und den Umweltbedingungen. Bei *A. pycnantha* gibt es eine Variabilität innerhalb der Art, die genetisch kontrolliert ist (SEDGLEY IN HALEVY, 1989). Die Blüte erfolgt meistens im späten Winter und zeitigen Frühling. Bei Arten arider Gebiete kann sie durch ausreichenden Niederschlag auch zu anderen Zeiten induziert werden (TAME, 1992). Die große Diversität in der Blüte der Akazien erlaubt es die Arten so zu wählen, dass jeden Monat Blüten vorhanden sind (SIMMONS, 1987).

Die Blüten selbst variieren in Gestalt und Größe von klein, locker und rund bis groß, leicht zusammengedrängt bis stangenförmig. Jeder Blütenkopf besteht aus vielen, manchmal bis zu 100 winzigen Blüten, einige süß duftend, andere weniger wohlriechend. Feine Unterschiede in der Blütenfarbe reichen von weiß und cremefarben, über verschiedenste Schattierungen, bis gelb und orange (SIMMONS, 1987).

Die Blüten bestehen aus einem äußeren Wirtel, dem Blütenkelch (bestehend aus einzelnen oder verbundenen Kelchblättern) und einem inneren Wirtel, der Blumenkrone (bestehend aus Kronblättern (einzelne, aber verbunden)). Eingeschlossen von der Blumenkrone sind zahlreiche Staubgefäße, sowie der Fruchtknoten. Das Perianth geht in den Blütenkelch und die Blumenkrone über. Freie Kelchblätter können spatelförmig sein, an der Spitze verbreitert und an der Basis zugespitzt. Die Blüten sind gewöhnlich fünfzählig (fünf Kronblätter und fünf Kelchblätter hervorbringend) oder gelegentlich drei- bis vier- oder sechszählig, regelmäßig (radialsymmetrisch) und ungestielt (festsitzend). Es gibt zahlreiche Staubblätter, in der Regel einen Griffel und einen Fruchtknoten. Viele Blüten sind nach SEDGLEY (IN HALEVY, 1989) gewöhnlich Hermaphroditen, nach TAME (1992) nur männlich. Männliche Blüten und Hermaphroditen können in der selben Infloreszenz erscheinen. Die Blütenfarbe wird in erster Linie durch die Farbe der Filamente der Staubgefäße bestimmt (SEDGLEY IN HALEVY, 1989).

Die Blüten befinden sich gewöhnlich in (ballähnlichen) Blütenköpfen oder (stangenförmigen) Ähren. An der Basis liegt jeder Blüte eine Bracteole (kleines Bracteenanhängsel) gegenüber. Die Köpfe oder Ähren entwickeln sich an einem Blütenstandstiel in den Blatt- oder Phyllodienachsen. Die Blütenstandstiele erscheinen einfach, in Paaren oder als eine Ährentraube - eine Blattspindel mit sich verzweigenden Blütenstandstielen - oder als Rispe (abgerundete Ährentraube). Die Ährentrauben und Rispen sind oft endständig (TAME, 1992).

Akazien werden häufig kreuzbestäubt und zeigen eine hohe Variabilität in zahlreichen Charakteren (PHILIP & SHERRY, 1946, MOFFET, 1956, COALDRAKE, 1971 ZITIERT IN SEDGLEY, 1985), inklusive dem



Blütenbild (BODEN, 1969; COALDRAKE, 1972 ZITIERT IN SEDGLEY, 1985).

Am natürlichen Standort sind Käfer und Wespen, die Milben und Thripse jagen, sowie Bienen am häufigsten involviert, hin und wieder aber auch Vögel und Säugetiere. Die europäische Biene (*Apis* sp.) ist ein häufiger Bestäuber, wobei es jedoch keine spezifischen Bestäuber zu geben scheint, deren Leben von dem Nektar abhängt (TAME, 1992).

### Umwelteinflüsse auf die Blüte

Wasserverfügbarkeit ist ein Hauptfaktor in der Determinierung, ob Arten aus ariden Zonen blühen oder nicht. Gut gewässerte Akazien unter Kulturbedingungen können das ganze Jahr über Blütenknospen oder Blüten initiieren. *A. aneura*, eine der Hauptarten der ariden Zonen Zentralaustraliens, hat beispielsweise die Fähigkeit, in jedem Monat nach Regenfall zu blühen, obwohl die Hauptblütenperioden Sommer und Winter sind. In der ariden Zone von Westaustralien gibt es eine Korrelation zwischen Blüte und winterlichem Regenfall bei nur einer von elf Akazien-Arten, die in dieser Region heimisch sind.

Bei 13 australischen Akazien-Arten, die in Südafrika eingebürgert wurden, blühten alle zur gleichen Jahreszeit wie in Australien, unabhängig vom Klima oder dem Standort. Wasserverfügbarkeit scheint nur ein Faktor bei der Determination der Akazienblüte zu sein, aber der Effekt hängt mit anderen Variablen, wie Temperatur und Photoperiode zusammen (SEDGLEY IN HALEVY, 1989).

Untersuchungen in Australien an *A. pycnantha* zeigten, dass die Blüte während der Entwicklung durch die Temperatur kontrolliert wird. Meiose trat nur bei einer Temperatur unter 19 °C auf. Das würde begründen, warum die Blüte bei *A. pycnantha* nur einmal im Jahr nach den niedrigen Wintertemperaturen erscheint, trotz der Tatsache, dass Blütenknospen das ganze Jahr über initiiert werden. Solche, die während der Sommerhitze initiiert werden, führten keine Meiose durch und wurden von den Pflanzen abgestoßen, ohne das Stadium der Anthesis zu erreichen.

Auch bei *A. terminalis*, die normalerweise im Sommer oder Herbst blüht, erfolgt die Blüte bei Pflanzen aus kühlen, montanen Gebieten früher, als die aus niedrigeren Höhen. In warmen Jahren, wenn im Februar keine Kälteperiode auftritt, erfolgt die Blüte spät und ausgedehnt.

Dagegen werden hohe Temperaturen und Feuchtigkeit kommerziell in Europa für eine Förderung der postmeiotischen Entwicklung (frühe und uniforme Blüte), bei der Verwendung der Akazien als Schnittblumen, genutzt. Die Zweige werden im gelben Blütenknospenstadium, kurz vor der Anthesis, geerntet und in forcierte Räume (Temperatur = 22 bis 25 °C, rel. Luftfeuchte = 85 bis 90 %, für 48 – 72 h) eingestellt.

Diese Bedingungen fördern eine simultane Blüte aller Blütenknospen (SEDGLEY IN HALEVY, 1989).

Variationen in der Tageslänge sind bei der Blüte der Akazien bisher nicht angezeigt, obwohl die strikte saisonale Blüte einiger Akazien-Arten durch photoperiodische Kontrolle angeregt wird. Photoperiodische Reaktionen sind bisher jedoch nicht erforscht worden. Andererseits wurde der Effekt der Lichtintensität bei *A. pycnantha* in Australien nachgewiesen.

Niedrige Lichtintensität hemmt drastisch die Blüte. Zwar erscheint die Blühinduktion unter niedriger Lichtintensität, aber bei nur 30 % Sonnenlicht erfolgt keine Differenzierung der Blütenteile. Es ist anzunehmen, dass die Hemmung der Blütenentwicklung unter niedriger Lichtintensität ein

Mechanismus zum Vorbeugen der Blüte an schattierten Teilen der Pflanze ist. Schattierte Blüten haben nur eine geringe Chance bestäubende Fauna anzuziehen und infolge dessen weniger Samenansatz. Die schattierten Pflanzen haben ebenfalls eine geringere Photosyntheseaktivität und verfügbare Assimilate reduzieren sich für entwickelnde Blüten und Früchte (SEDGLEY IN HALEVY, 1989).

### *Frucht*

Die Früchte der Akazien sind Hülsenfrüchte und beinhalten zahlreiche Samen. Die Samen sind an der Frucht durch den Funiculus befestigt, welcher sich in den Samenmantel ausdehnt. Die Samenschale ist hart und undurchlässig gegenüber Feuchtigkeit.

Die Samen werden meistens durch das Ausstoßen aus der Frucht unter dem Einfluss heißen Sonnenlichts ausgestreut. Ameisen wiederum verbreiten die abgefallenen Samen. Vermutlich konsumieren die Ameisen nur den fleischigen Funiculus und den Samenmantel und begraben die Samen, die so, geschützt vor extremen Temperaturen der Buschfeuer, überleben können. Die Keimung erfolgt dann nur nach durchdringendem Regen.

Bei einigen Arten bleiben die Samen an der offenen Frucht hängen, viele mit leuchtend roten und orangenen Samenstielchen, die Vögel anziehen. Durch die so erfolgende Verbreitung wird, nach dem Passieren des Verdauungstraktes, die Keimung ermöglicht (TAME, 1992).

Als Überlebensstrategie variieren die Samen einer Generation in ihrer Bereitschaft zum Keimen. Ein externer Vorgang, wie die Hitze eines Buschfeuers, hohe Sommertemperaturen oder die Abschürfung durch verwehten Sand, wird benötigt, um die Samenschale zu beschädigen, damit Feuchtigkeit eindringen kann und die Keimung initiiert wird. Bei einigen Samen wird die Keimung nach einem Feuer stimuliert, die dann aber mangels Regen erfolglos bleibt, während der Rest der Samen über verschiedene Zeiträume keimt, sowie genügend Feuchtigkeit und Sauerstoff den Samen durchdringen (TAME, 1992).

Die, in ihren Formen von klein mit blattähnlichen Strukturen bis groß, flach und holzähnlich variierenden Samenhülsen, können vor allem bei Unreife sehr dekorativ sein. Sie stellen eine große Auswahl wunderschöner Farben dar, von silberweiß, dunkelgrün bis brillantrot und violett. Einige haben eine raue, krustige, andere eine deutlich geaderte Oberfläche. Einige sehen aus wie Perlen und wieder andere sind in dichte Büschel gedreht und gekringelt.

Früchte sind ein wichtiger Schlüssel bei der Identifikation ähnlicher Arten (SIMMONS, 1987).

## 2.3 Ökologische Standortbedingungen Australiens

### Lage, Oberflächenform

Australien ist der flachste und trockenste Kontinent der Erde (v. HENTIG, 1990a). Im Laufe der Zeit wurde das ursprüngliche Relief abgetragen und bis auf wenige Ausnahmen eingeebnet. Infolgedessen ist der Kontinent sehr gleichförmig und weist nur geringe Höhenunterschiede auf. Im Profil betrachtet, gestaltet sich Australien wie eine Schüssel mit erhöhten Rändern. Diese Randhöhen verhindern, dass größere Niederschläge das Landesinnere erreichen. Zugleich treten durch geologische Grundlagen und Oberflächenformen artesisches Wasservorkommen auf, die weit in das trockene Landesinnere hineinreichen (LAMPING IN BADER, 1996). Als Folge längerer Dürreperioden entstehen oft Buschfeuer mit unterschiedlicher Häufigkeit, die das naturgeografische Potential Australiens beeinflussen. Nach der Oberflächengestalt und dem geologischen Bau teilt sich der Kontinent in drei Großeinheiten:

1. Ostaustralische Hochland, mit Höhen von über 1000 m an verschiedenen Stellen (LAMPING IN BADER, 1996).

2. Mittelaustralisches Tiefland (von Sedimenten gefüllte, grundwasserreiche Senke).

Die Gewässer im Inneren Australiens fließen nur periodisch oder episodisch und sammeln sich teilweise in Salzpflanzen. Die Flüsse haben nur flache Flussbetten, infolgedessen es häufig zu großen Überschwemmungen kommt. (LAMPING IN BADER, 1996).

3. Westaustralische Tafelland (aus präkambrischen Gesteinen bestehendes, 300 - 500 N.N. gelegenes westaustralische Schild im Westen).

Diese Hochfläche mit riesigen Wüsten nimmt etwa zwei Drittel Australiens ein. Sie wird von einzelnen Bergländern umrahmt und im Süden leitet die Kalktafel der Nullaborebene zur Küste über. In den Wüsten vorkommende, weite Gebiete von Sanddünen sind aufgrund der Taubildung mit spärlicher Vegetation bedeckt (LAMPING IN BADER, 1996).

### edaphische Faktoren

Die Böden Australiens weisen eine breite Vielfalt an morphologischen und klimatischen Entstehungsbedingungen auf. Das komplexe Muster an Böden ist in konzentrischen Zonen um das wüstenartige Innere angeordnet (HAJDU & RITTER, 1988).

Ein, in Australien vorherrschender Bodentyp, ist grobstrukturierte Podsole in den humiden Zonen entlang der Ost-, Südost- und Südwestküste. Die Böden reichen von der tropischen Küste des nördlichen Queensland bis in subalpine Regionen im Südosten von New South Wales und in den Nordosten Viktorias (HAJDU & RITTER 1988).

Des Weiteren kommen in geringem Maße Krasnozemböden vor, die durch ihr vulkanisches Substrat sehr fruchtbar sind. Die lehmigen, rotbraunen Erden und die Terra-Rossa-Böden erstrecken sich von zentral - New South Wales nach Süden ins nördlich-zentrale Viktoria. Sie treten im Südwesten des Kontinents wieder landeinwärts an der Podsolezone auf. Sie besitzen tonige Bestandteile und Salze, die in untere Horizonte verlagert sind und haben gute Wasserführungseigenschaften (HAJDU & RITTER 1988).

Die solonisierten Braunerdeböden schließen binnenländisch an die Terra-Rossa-Böden im Südwesten Australiens an und bestimmen das Gebiet des Murray Flusses nördlich in Südaustralien, südwestlich von New South Wales und den Nordwesten von Viktoria. Diese, nicht besonders fruchtbaren Böden, weisen einen hohen Kalkgehalt auf. In Bewässerungsgebieten tritt häufig das Problem der Bodenversalzung auf.

Fruchtbare Schwarzerden findet man in den Hochländern von New South Wales (nördliche Hochländer) bis ins südliche Queensland. Bei dieser Bodenart tritt, im Gegensatz zu den anderen, kein Phosphatmangel auf.

Die graubraunen Böden befinden sich in den semiariden Zonen, im nördlichen Zentralgebiet des Northern Territory über Barkly Tafelland im nordwestlichen Queensland, in den Ebenen des Darling Flusses im Westen von New South Wales, bis hin zur Wimmera Region im westlichen Viktoria. Diese schweren Böden, mit gemäßigten Konzentrationen von Kalk, sind an die weiten, alluvialen Ebenen alter Flusssysteme und an ausgedehnte Ablagerungen gebunden.

Im Inneren Australiens findet man, bedingt durch edaphische und topographische Bedingungen, echte Wüsten und Felsenplateaus, sowie unregelmäßig feuchte Flussbetten. Vorherrschend sind hier Skelettböden (HAJDU & RITTER, 1988).

Aus den Kenntnissen über die vorherrschenden Böden Australiens lassen sich jedoch nur bedingt Aussagen über, für die Kultur geeigneten, Substrate treffen. Unter Kulturbedingungen ändern sich viele Faktoren, wie beispielsweise Wasser- und Nährstoffzufuhr, Temperatur- und Lichtbedingungen, so dass auch die Bodenbedingungen variieren. Die zur Verfügung stehenden Handelssubstrate (Einheitserden oder Torfkultursubstrate) sind vielfach für eine Kultur australischer Pflanzen bei uns geeignet (v. HENTIG, 1992b).

## Klima

Das Klima, die Höhe und der jahreszeitliche Verlauf der Niederschläge, sowie die Temperaturen, Australiens werden durch die Lage in der subtropischen Lufthochdruckzone bestimmt. Die größte Ausdehnung besteht zwischen dem 20. und 30. südlichen Breitengrad, unter dem südlichen Wendekreis und wird somit von heißen, trockenen Luftmassen erfasst. Bestimmend sind der jahreszeitliche Wechsel von ausgeprägten Regen- und Trockenzeiten (LAMPING IN BADER, 1996).

### *Temperatur*

Die bereits erwähnte, kompakte Form des Kontinents beeinflusst die Temperaturverhältnisse. So treten in der Mitte und im Norden des Landes Jahresdurchschnittstemperaturen von über 30 °C auf, in größeren Gebieten des Nordwestens bis über 35 °C (LAMPING IN BADER, 1996). Im Süden dagegen liegt die durchschnittliche Temperatur bei 18 °C (HAJDU & RITTER, 1988).

Sommerliche Hitzewellen mit Temperaturen über 40 °C können in allen Landesteilen auftreten, mit Ausnahmen entlang der Küsten von New South Wales und dem südlichen Queensland, bedingt durch die sommerliche Feuchtigkeit (HAJDU & RITTER, 1988).

Während der Winterperiode (Mai - Oktober) ist der Juli der Monat mit der geringsten Durchschnittstemperatur. In den Höhen der australischen Alpen gibt es für mehrere Monate Frost und eine geschlossene Schneedecke (LAMPING IN BADER, 1996).

Der Jahresgang der Temperatur obliegt nur im Süden stärkeren Schwankungen. Im Norden liegt die mittlere Januar­temperatur bei 27 bis 32 °C und die mittlere Junitemperatur bei 21 bis 27 °C. Im Süden dagegen beträgt das Januarmittel 21 bis 27 °C und das Julimittel 5 bis 10 °C (BROCKHAUS, 1987).

Eine ausgleichende Wirkung auf die Temperaturverhältnisse haben die Meere. In den schmalen Küstenzonen, die den Randgebirgen vorgelagert sind, werden so die Temperaturunterschiede zwischen Tag und Nacht und in geringerem Umfang auch zwischen Sommer und Winter gemildert. Von großer Bedeutung ist ebenfalls die kühlende Wirkung der Seewinde, die die extrem hohen Spitzen der Nachmittagstemperaturen senken (LAMPING IN BADER, 1996).

### *Niederschlag*

Auf dem ariden/semiariden Kontinent bekommen weite Teile nur wenig Niederschlag. Australien ist der trockenste Kontinent der Erde, nur 22 % der Gesamtfläche hat jährliche Niederschlagswerte über 600 mm (BROCKHAUS, 1987). Die Niederschlagsmengen variieren stark von Jahr zu Jahr, bis auf einen breiten Gürtel verlässlicher Winterregengebiete von Westaustralien, Südaustralien, Viktoria und Tasmanien, der sich über das östliche Hochland durch New South Wales bis ins südliche Queensland erstreckt. Große Bedeutung haben die hohen Evaporationswerte. Fast 90 % der Wassermenge, die durch Niederschläge auf den Kontinent trifft, versickert oder verdunstet und kann daher nicht in die Ozeane abfließen (HAJDU & RITTER, 1988).

Die subtropische Hochdruckzone, die Niederschlagsverhältnisse bestimmend, verläuft im Sommerhalbjahr (November - April) im Süden des Kontinents, wodurch der Norden von Monsunregen erfasst werden kann und im Süden, mit Ausnahme des äußersten Südostens, kein Niederschlag fällt. Im Winterhalbjahr wandert die subtropische Hochdruckzone weiter nach Norden, wodurch der Monsunregen fern bleibt und die Trockenzeit (Mai - Oktober) auftritt. Der Süden dagegen wird durch die Westwindzone bestimmt, wodurch der Südwesten, der Westen Tasmaniens und auch Teile Südostaustraliens Winterregen erhalten (LAMPING IN BADER, 1996).

ROWELL (1980) unterteilt, in Betrachtung der Vegetation, folgende Klimazonen:

#### Adelaide Zone (A)

Diese Zone liegt hauptsächlich zwischen 375 und 750 mm Isohypse (Höhenschichtlinie). Mit Ausnahme der Ränder mit humiden, mediterrantypischen Klima nahe der Küste, besteht dort ein mäßig warmes, trockenes, Kontinentalklima.

Die hohen Sommertemperaturen können ein Maximum von 47 °C erreichen, mit gelegentlichen, an acht bis zehn aufeinander folgenden Tagen Temperaturen von über 37,8 °C.

Die Wintertemperaturen im Binnenland, insbesondere auf höher gelegenen Gebieten, erreichen Tiefsttemperaturen von -5 bis -7 °C und gelegentlich bis zu -25 °C jedes Jahr.

Winde vom Binnenland sind im Sommer heiß und trocken und verursachen Dehydrierung bei empfindlichen Pflanzen und gelegentlich vollständige Entlaubung.

Die Evaporation ist hoch (drei- bis fünffache vom Jahresniederschlag), die Feuchtigkeit gering, besonders außerhalb der Küste. Ausgedehnte Dürreperioden sind nicht ungewöhnlich. Wo zusätzlich bewässert wird, wachsen eine Vielzahl heimischer hart-blättriger Pflanzen, kombiniert mit widerstandsfähigen Pflanzen aus Übersee.

#### Brisbane Zone (B)

Dabei handelt es sich um ein schmales Küstengebiet, das von Coff's Harbour in New South Wales (39°S) bis zum tropischen Gebiet von Capricorn in Queensland (23, 5°S) reicht und in der Höhe von 50 km im Süden bis 100 km anderswo variiert. Es schließt das Gebiet des Atherton Tafellandes im Norden Queensland ein, mit Erhebungen bis 100 m N.N., welches gärtnerisch genutzt wird. Die Effekte des hohen Längengrades und des niedrigen Breitengrades gleichen sich aus. Das Gebiet ist von hervorragendem gärtnerischen Nutzen für den Reichtum und die hohe Qualität der subtropischen Bäume und Sträucher, aber es ist zu feucht für den längerfristigen Erfolg der Pflanzen trockener Binnenlandgebiete.

Die mäßigen Sommertemperaturen steigen gelegentlich über 37,8 °C. Es kommt zum Auftreten kurzer Hitzewellen.

Die Wintertemperaturen sind an der Küste mild, im Binnenland, vor allem in niedrigen Tälern höher gelegener Gebiete, rauer. 1000 bis 1500 mm Niederschlag fallen im Jahr, wobei es im Sommer feucht und im Winter trockener ist.

#### Binnenland Zone (I)

Diese Zone schließt das gesamte Hinterlandgebiet ein und ist von den Grenzen der Adelaide Zone, der Tropischen Zone, der Nordwestküste von Westaustralien und dem Streifen der Nullaborwüste, an der großen australischen Bucht, umgeben. Es gibt wenige heimische Arten, die sehr gut an die Bedingungen angepasst sind. Abgesehen von verstreuten Populationszentren, wo zusätzliches Wasser verfügbar ist, wird wenig Gartenbau praktiziert. Hoffnungsvolle Siedler kultivieren einige wenige widerstandsfähige, einheimische Bäume als Schattenspendler oder Staubschutz bei strikter Rationierung ihres spärlichen Wasserangebotes. Anhaltende Trockenperioden, einige über mehrere Jahre, sind häufig.

Die Sommertemperaturen sind mit über 37,8 °C bis Temperaturspitzen von 47 °C extrem hoch. Es kommt zu kurzen Hitzewellen. Neben niedrigen Wintertemperaturen treten häufig Fröste von Juni bis August mit -7 °C in 600 m Höhe auf. Die Niederschlagshöhe beträgt 125 bis 375 mm/Jahr. Auftretende Winde sind häufig sehr trocken und verlieren ihre Feuchtigkeit beim Passieren der Hochlandbarrieren.

#### Melbourne Zone (M)

In dieser Zone herrscht maritimes Klima. Sie reicht von New South Wales im Osten bis zur südaustralischen Grenze im Westen und grenzt zum größten Teil an die südlichen Hänge der „Great Diving Range“.

Die Sommertemperaturen, die bis zu 37,7 °C betragen, werden häufig durch Seebrisen gemildert. Kalte Wintertemperaturen mit leichten bis mittleren Frösten nehmen mit ansteigender Höhe zu. Der Niederschlag von 600 bis 875 mm/Monat wird selten von Trockenperioden unterbrochen. Kalte Winde kommen aus dem Süd- bis Westsektor.

Die Zone ist berühmt für ihre schönen Parks und Gärten. Es gibt dort extensiven und erfolgreichen Gartenbau, hauptsächlich in den schattigen Gebieten der niedrigen „Dandenony Hills“. In Binnenlandgebieten, abgelegen von den zerstörerischen, salzigen Winden der Küste, wachsen viele trocken-klimatische Arten.

#### Mountains Zone (Mts)

Während in dieser Zone milde Sommertagestemperaturen (über 37,8 °C ungewöhnlich) und kalte Nachttemperaturen vorherrschen, besteht sie hauptsächlich aus Hochland mit niedrigen Wintertemperaturen (-5 bis -8 °C bis hin und wieder -10 °C). Die Winter sind gewöhnlich länger und kälter als in den anderen Zonen. Die Auswahl an Pflanzenarten ist aufgrund der niedrigen Temperaturen auf wenige widerstandsfähige begrenzt. Laubabwerfende Arten der kaltemperierten Gebiete der Nordhemisphäre werden oft zusammen mit heimischen immergrünen Bäumen und Sträuchern gepflanzt.

Der Niederschlag von 500 bis 1000 mm/Jahr (bis doppelt soviel in begrenzten Gebieten), geht im Winter in höheren Lagen in Schneefall über (zeitiger Mai bis November). Die Winde aus dem Binnenland sind im Sommer heiß und trocken, im Winter, über schneebedecktem Land wehend, kälter werdend.

#### Perth Zone (P)

Die Zone ist auf die Küstengebiete und Bergländer des Südwestgebietes von Westaustralien begrenzt und wird von feuchten, westlichen Winden bestimmt. Sie dehnt sich von der „Esperance Bay“ im Süden bis ca. 200 km nördlich von Perth aus und variiert von 50 km Höhe in trockneren Gebieten bis über 200 km in feuchteren, bergigeren Regionen.

Die Zahl der Pflanzenarten entspricht der von Sydney und Adelaide.

Die warmen Sommertemperaturen steigen gelegentlich auf 37,8 °C bis 44 °C an. Die, in Seenähe milderen, Wintertemperaturen betragen im Binnenland -3 bis -4 °C in höheren Lagen.

Die Niederschlagshöhe im Jahr variiert von 625 mm in Küstennähe bis 1250 mm an windabgewandten Seiten niedriger Berge. Häufig treten Seewinde in Küstennähe auf.

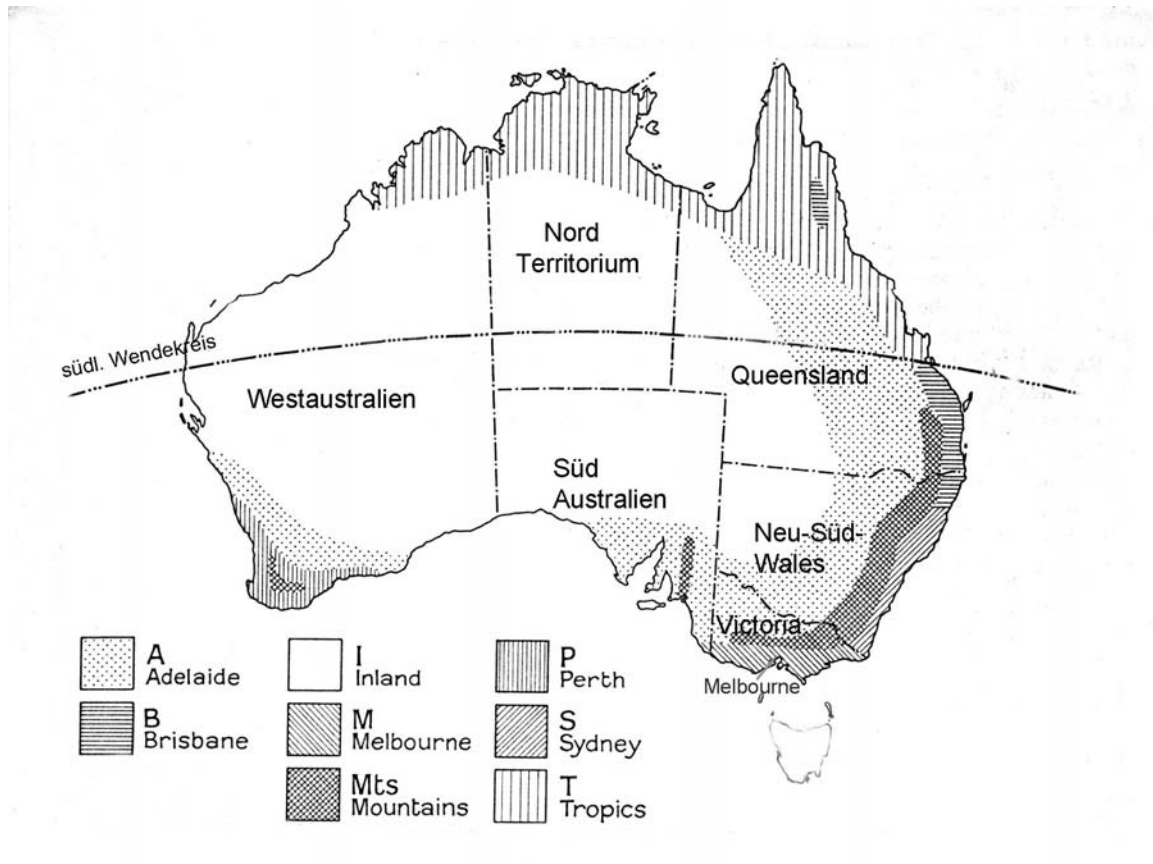


Abb. 2: Klimazonen Australiens nach Rowell (1980)

#### Sydney Zone (S)

Die Sydney Zone reicht von der Grenze Viktorias im Süden zu „Coff's Harbour“ im Norden, auf 30° südl. Breite, wo sich die Landformen schlagartig von Küsten- in Tafelland ändern. Die Zone stößt an die Mountains Zone, aber in den tieferen Tälern von Hawkesbury und des Hunters Flusses ähnelt sie dem Klima der Adelaide Zone. Das Klima ist hauptsächlich kongenial und erlaubt einer großen Pflanzenbreite das Wachstum. Hin und wieder verursachen schwere Regenfälle bis 635 mm/Monat hohe Pflanzenverluste, besonders unter den trocken-klimatischen Arten.

Die mittleren bis hohen Sommertemperaturen können jedes Jahr oder alle zwei Jahre bis 37,8 °C erreichen. Es herrschen milde Wintertemperaturen, an Küstenstreifen ist es frostfrei. Im Binnenland können häufig zwischen Juni und August leichte Fröste vorkommen.

Es fallen durchschnittlich 875 mm bis 1500 mm Niederschlag/Jahr, es kommt jedoch zu starken Variationen zwischen 575 mm und 2150 mm. Neben beständigen Winden kommt es zu kalten Seewinden.



## Tropische Zone (T)

Die Zone reicht von Kimberleys bis zum Atherton Tafelland, die südlichen Grenzen folgen der 750 mm Isohyse mit einem sich verjüngendem Küstenstreifen, sich ausdehnend zu Tropic von Capricorn in Rockhampton. Gartenbau ist auf den Küstenstreifen begrenzt, wo einheimisches und importiertes Pflanzenmaterial eine wunderschöne Farbpalette in Parks, an Straßen und in Privatgärten hervorbringt.

Die sehr hohen Sommertemperaturen korrespondieren mit hoher, atmosphärischer Feuchte.

Die Wintertemperaturen sind mild, leichte Fröste kommen nur in höher gelegenen Gebieten oder in Flusstälern im tiefen Binnenland vor.

Der Niederschlag beträgt 4675 mm/Jahr. Im Sommer ist der Südostpassat vorherrschend, der schwere Regenfälle an die Ostküste bringt, jedoch nach dem Passieren der „Ranges“ trockener wird. Über der Nordregion tritt ein ähnlicher, aber schwächerer Effekt des Nordwestmonsuns zwischen Dezember und April auf. Hin und wieder kommt es zu tropischen Zyklonen.

## Vergleichende Klimabetrachtungen

In der vorliegenden Arbeit untersuchte Akazien-Arten stammen überwiegend von der australischen Südhälfte. Sich daraus ableitende, klimatische Verhältnisse der Pflanzen sind gegensätzlich zu unseren heimatlichen Standortbedingungen. Während bei uns im Sommer mittlere Temperaturen von ca. 18 °C, bei einer Sonnenscheindauer von 218 h herrschen, ist indessen in der australischen Südhälfte Winter. Dort treten Temperaturen von ca. 13 °C, bei einer Sonnenscheindauer von 164 h und Tageslängen von ca. 4 bis 5 h, auf. Nach dieser Zeit folgt dort reichhaltiger Blütenansatz (ab August bis Oktober und später). Es ist jedoch ungeklärt, ob dieser Effekt durch die niedrige Temperatur, den vorangegangenen Kurztag oder die zunehmende Lichtmenge, bzw. durch Kombination dieser Faktoren erfolgt (v. HENTIG, 1992b). Insgesamt betrachtet erreichen wir in unseren klimatischen Breiten zu keinem Zeitpunkt die maximale mittlere Temperatur oder Sonnenscheindauer, die in Australien vorkommen.

In Deutschland herrschen insgesamt niedrigere mittlere Temperaturen, geringere Sonnenscheindauer und größere Differenzierungen in den Tageslängen zwischen Sommer und Winter (BOWDEN, 1992). Im Vergleich zu Australien treten im Winter in Deutschland 40 % weniger Sonnenscheinstunden auf, im Sommer dagegen sind die Sonnenscheinstunden um 30 % reduziert (v. HENTIG, 1992b).

Bei einem Klimavergleich verschiedener europäischer Städte mit Südaustralien (Tab. 2, S. 25), ist zu erkennen, dass Italien die Temperaturmaxima und mittlere tägliche Sonnenscheindauer erreicht und überschreitet. In Frankreich sind besonders die längere Sonnenscheindauer und die höheren Tagestemperaturmaxima im Frühling und Herbst hervorzuheben.

Bisherige Produktionen australischer Pflanzen in Europa zeigen, dass diese trotz klimatischer Unterschiede möglich ist. Ein besonderes Problem stellt dabei der Bedarf hoher Lichtintensitäten dar.

Tab. 2: Vergleich der Klimadaten

(Quelle: BROCKHAUS, 1987)

Monat	mittlere tägl. $T_{\max}$ [°C]					mittlere Niederschlagsmenge [mm]					mittlere tägl. Sonnenscheindauer					rel. Luftfeuchtigkeit [%]				
	Melbourne (AU)	Belfast (GB)	Frankfurt/Main (D)	Nantes (F)	Palermo (I)	Melbourne (AU)	Belfast (GB)	Frankfurt/Main (D)	Nantes (F)	Palermo (I)	Melbourne (AU)	Belfast (GB)	Frankfurt/Main (D)	Nantes (F)	Palermo (I)	Melbourne (AU)	Belfast (GB)	Frankfurt/Main (D)	Nantes (F)	Palermo (I)
1	25,6	06,0	03,3	08,2	14,7	47,0	80,0	58,0	81,0	97,5	08,3	01,6	01,3	02,5	04,5	48,0	87,0	77,0	83,0	63,0
2	25,6	06,8	05,0	09,3	15,4	50,0	52,0	44,0	66,0	87,0	08,4	02,4	02,5	03,7	05,2	50,0	80,0	70,0	76,0	61,0
3	23,9	09,2	10,8	13,2	17,6	56,0	50,0	38,0	57,0	60,5	06,7	03,4	03,5	04,8	06,1	51,0	74,0	57,0	70,0	59,0
4	20,0	11,8	15,7	15,9	20,2	57,0	48,0	44,0	45,0	48,0	05,3	05,6	05,1	06,8	07,5	56,0	69,0	51,0	62,0	58,0
5	16,7	14,9	20,3	19,2	23,3	48,0	52,0	55,0	58,0	28,5	04,4	06,4	07,2	07,5	09,3	62,0	66,0	50,0	62,0	55,0
6	13,9	17,5	23,3	22,6	27,4	52,0	68,0	73,0	44,0	14,5	03,6	06,2	07,3	07,5	10,1	67,0	71,0	52,0	62,0	53,0
7	13,3	18,4	24,8	24,2	30,4	48,0	94,0	70,0	48,0	04,5	04,1	04,5	07,2	07,1	11,3	65,0	73,0	53,0	63,0	52,0
8	15,0	18,3	24,4	24,5	30,6	51,0	77,0	76,0	63,0	15,0	04,9	04,3	06,4	07,0	10,4	60,0	75,0	54,0	63,0	52,0
9	17,2	16,1	20,7	21,7	28,4	55,0	80,0	57,0	73,0	52,0	05,7	03,7	04,7	05,8	08,4	55,0	78,0	60,0	68,0	54,0
10	19,4	12,6	14,3	17,0	24,1	66,0	83,0	52,0	75,0	45,5	06,4	02,6	02,7	04,4	06,5	52,0	80,0	68,0	74,0	60,0
11	21,7	09,1	08,1	11,9	19,9	58,0	72,0	55,0	83,0	105,5	07,6	01,7	01,5	02,6	05,2	52,0	85,0	77,0	82,0	61,0
12	23,9	06,9	03,9	08,6	16,4	60,0	90,0	54,0	89,0	114,0	07,9	01,1	00,9	01,6	03,9	51,0	89,0	81,0	86,0	64,0

## 2.4 Gärtnerische Kultur von Akazien

### *Vermehrung*

Die Möglichkeit der Vermehrung der Akazien entscheidet sich durch die jeweilige zu vermehrende Art. Einige, wie *A. armata*, *A. floribunda*, *A. drummondii* oder *A. alata* vermehrt man durch Stecklinge, da es bei ihnen meist an Samen fehlt oder die Anzuchtzeit aus Samen erheblich länger ist, als die Anzuchtzeit bei der Vermehrung durch Stecklinge. Die meisten Akazien werden jedoch aus Samen herangezogen. Ferner sind die Entwicklungen im Gartenbau stark fortgeschritten, so dass man heute auch Arten durch Stecklinge vermehren kann, die vor einigen Jahrzehnten noch undenkbar waren (ENCKE, 1987b).

Im Schnittblumenanbau werden Kulturformen meist durch Veredelung (Seitliches Anplatten) vermehrt (KAWOLLEK, 1995).

### *generative Vermehrung*

Empfohlene Vermehrungstermine (in deutschen Veröffentlichungen), für die Anzucht aus Samen, sind Februar (GAERT, 1884; HESDÖRFFER 1924) bis Mitte April (GAERT, 1884), sowie August (GUGENHAN, 1974) und Herbst (SPANGENBERG, 1967).

In australischen Veröffentlichungen empfiehlt SIMMONS (1987) eine Vermehrung durch Samen im Herbst. TAME (1992) rät dagegen von einer Aussaat im Herbst und Winter ab, da die Keimung einen längeren Zeitraum benötigt oder ganz ausbleibt, bzw. die Pflanzen weniger lebensfähig sind. Da die Akaziensamen, die für mehrere Jahre überleben, eine extrem harte Samenschale haben, ist eine Saatgutvorbehandlung unbedingt notwendig, um ein beschleunigtes Eindringen des Wassers zur Stimulierung der Keimung zu ermöglichen. Es gibt nur einige wenige Akaziensamen, die man, wenn sie noch grün sind, auch ohne Vorbehandlung innerhalb weniger Monate nach dem Sammeln säen kann. Dazu zählen: *A. argyrodendron*, *A. cambagei*, *A. harpophylla*, *A. peuce*, *A. xiphophylla* (SIMMONS, 1987).

Es gibt eine Vielzahl Methoden, die zur Saatgutbehandlung genutzt werden, die im Folgenden näher bezeichnet werden sollen.

- Vorquellen in Wasser

Dieses Verfahren wird am häufigsten angewendet. Die Samen werden in ein Gefäß gegeben, welches mit fast siedendem Wasser aufgefüllt wird. Anschließend bedeckt man dieses und lässt die Samen für einige Stunden (SIMMONS, 1987) oder zwei bis drei Tage (ALLENORF, 1934) stehen. HESDÖRFFER (1924) schreibt, die Samen zunächst etwa acht Tage in lauwarmes, täglich zu erneuerndes Wasser zu legen, und danach in einem Tuch zu trocknen. Eine weitere Möglichkeit ist das Einwickeln der Samen in ein Tuch, das man drei Stunden in siedendes Wasser taucht und anschließend liegen lässt, bis es fast trocken ist (GAERT, 1884).

CLEMENS, JONES & GILBERT (1977) führten Versuche zu Heißwasserbehandlung an Akaziensamen durch. Sie stellten Unterschiede zwischen den Arten und Samenbehandlungen in der Samenkeimung, der geschätzten Keimrate und der Zeit, die bis zum Beginn der Keimung benötigt wird, heraus.

- **Skarifikation (mechanische Beschädigung)**  
Dieses Verfahren dient der äußeren Beschädigung der Samenschale. Einerseits können die Samen an der Spitze mit einem scharfen Messer geköpft werden, andererseits kann die Hülse an der Stelle, an der die Wurzel durchbricht, abgeschnitten werden, so dass die Samenlappen deutlich sichtbar sind (GAERT, 1884). Eine weitere Methode wäre das Durchstechen der Samenschale mit einer spitzen Nadel, um einen kleinen Teil zu entfernen, jedoch ohne den lebenden Teil zu verletzen. ALLENDORF (1934) empfiehlt, die Samenschalen anzuritzen. Bei allen Methoden sollte man sicher sein, nicht das Ende, an dem der Samenstiel durchbricht, zu entfernen. Eine weitere Möglichkeit ist das Reiben des Samens zwischen grobkörnigen Sandpapier, um die Samenschale zu verdünnen. Größere, dickere Samenschalen könnten zum Beispiel ebenso mit einer Feile bearbeitet werden. Größere Saatgutmengen werden, aus Gründen des hohen Arbeitszeitaufwandes, in einer speziellen Maschine durcheinandergewirbelt und so abgerieben. Da diese Methode jedoch gefährlich ist und oft große Verluste zur Folge hat, wird sie deshalb heute weniger angewendet (SIMMONS, 1987). Man kann die mechanische Beschädigung mit dem Vorquellen kombinieren, indem man nach der Beschädigung der Samenschale die Samen einweicht (CLEMENS et al., 1977).
- **Stratifizieren**  
Einige Akazien, wie die der kälteren Regionen, benötigen verschiedene Bedingungen um zu keimen. Eine Methode ist es, die Samen in eine Tasse mit kochendem Wasser zu geben, sie zu bedecken und mehrere Tage einweichen zu lassen. Wenn das Wasser aufgenommen ist und sich die Samen in einem abgedeckten Behälter befinden, wird dieser für zwei bis vier Wochen gekühlt, bevor die Samen ausgesät werden (SIMMONS, 1987).
- **Chemische Behandlung**  
Vor der Aussaat können die Samen mit verschiedenen chemischen Lösungen behandelt werden. Das können schwefelige Säure, Wasserstoffperoxyd und andere korrosive Chemikalien sein. Grundsätzlich werden die Samen in einem Glas oder einem Tonbehälter platziert, mit der Lösung bedeckt und die notwendige Zeit eingeweicht. Dieses Verfahren ist mit Vorsicht anzuwenden, da es von Art zu Art variiert und zu lange Verweilzeiten die Samen zerstören. Wenn die Samenschale sichtbar erodiert ist, wird der Samen unter fließendem Wasser abgespült und baldmöglichst ausgesät (SIMMONS, 1987).
- **Mikrowellen und andere Behandlungen mit trockener Hitze**  
Mit der Verwendung von Mikrowellen kann man den Spezifizierungen jeder Art, wie kontrollierte Temperaturen und Behandlungszeiten für eine erfolgreiche Keimung, am ehesten gerecht werden. Eine andere Möglichkeit wäre die Erhitzung der Samen in einem herkömmlichen Ofen auf 50 bis 60 °C für einige Minuten oder mehrere Stunden, je nach Dicke der Samenschale (SIMMONS, 1987).

Bei der Keimzeitangabe variieren die Angaben der verschiedenen Autoren, vermutlich unter Betrachtung durchgeführter Saatgutbehandlungsmethoden und unterschiedlicher Akazien-Arten. Sie kann innerhalb weniger Tage (GAERT, 1884, SIMMONS, 1987), nach einigen Wochen (TAME, 1992) oder ein bis zwei Jahren (GAERT, 1884, ENCKE, 1987a) erfolgen.

Vorbehandelte Samen, die nach der Behandlung gut abgetrocknet sind, können auch für zwölf Monate ohne den Verlust ihrer Lebensfähigkeit gelagert werden. Bei einigen Akazien fand man heraus, dass die Samen nach der Lagerung sogar besser keimten (SIMMONS, 1987).

Die Samen werden in Abhängigkeit von ihrer Größe und der Saatgefäße in 1 bis 2 cm Abstand auf dem geebneten, angedrückten Substrat in den Gefäßen verteilt, anschließend mit Sand, zweimal so hoch wie die Samengröße, bedeckt. Abschließend drückt man die Samen flach an und wässert gründlich.

Empfohlene Substratmischungen zur Aussaat:

- 1:1:2 gewaschener Sand: Torf (o.a.): sandiger Lehm (TAME, 1992)
- 4:1 Heideerde: Sand auf Sphagnum (GAERT, 1884)
- 3:1 grobkörniger Flusssand: Torf (SIMMONS, 1987)
- 3:1 Perlit: Kiefernrinde (SIMMONS, 1987).

Werden die Samencontainer in ein Gewächshaus mit automatischer Bewässerung gestellt, ist eine sehr freie Drainagemischung mit weniger Torf erforderlich.

Besäte Gefäße sollten in einem Glashaus bei 15 °C mäßig feucht gehalten werden (GAERT, 1884). ELLIOT & JONES (1982) empfehlen für eine schnelle Keimung (7 bis 20 Tage, nach Saatgutvorbehandlung) eine Keimtemperatur von 20 bis 25 °C, KAWOLLEK (1995) 25 bis 35 °C (Keimdauer zwei bis drei Wochen).

Man kann auch einen Kasten (Frühbeet) verwenden, bedeckt mit einer klaren Plastikfolie oder Glasabdeckung. Oder man stellt sie auf lauwarmen Fuß in einen Kasten, hält sie in den ersten Tagen geschlossen und halbschattig und gewöhnt sie bald an Luft (ALLENDORF, 1934).

Bei Sämlingen, welche die harte Schale nicht abstreifen können, wird diese manuell entfernt, um eine optimale und rasche Entwicklung zu gewährleisten (HESDÖRFFER, 1924).

### *vegetative Vermehrung*

Einige Akazien-Arten kann man leicht aus Stecklingen vermehren, andere dagegen sehr schwierig. Die wenigen Wurzelfassenden wachsen größtenteils spärlich weiter (HESDÖRFFER, 1924). TAME (1992) empfiehlt nur die kleineren Arten zur vegetativen Vermehrung, als halbreifes Holz im Frühling oder frühen Sommer (in Australien). Des weiteren wird in Stecklinge von Arten mit echten, großen, doppelt gefiederten Blättern, kleineren Blättern oder Phyllodientragende unterschieden. Dabei bewurzeln erstgenannte schlechter als die anderen (ELLIOT & JONES, 1982, SIMMONS, 1987). BRINCKMEYER (1894) rät von einer Vermehrung durch Stecklinge aufgrund geringer Quantitäten für die Massenproduktion ab.

Stecklinge können in Australien zu jeder Jahreszeit gewonnen werden, obwohl die beste Zeit kurz nach der Blüte ist. Krautige Stecklinge können von den Pflanzen nach der Blüte geschnitten werden, wenn das neue Holz schon etwas verhärtet ist. Halbharte werden ebenfalls nach der Blüte von, am Stamm etwas tiefer liegenden Trieben, genommen und hartholzige Stecklinge zu jeder Zeit. Sie benötigen jedoch mehr Zeit zum Bewurzeln. Einige Akazien kann man aus Wurzelstecklingen (mit einem kleinen Stammstück) vermehren (SIMMONS, 1987).

Der empfohlene Vermehrungstermin ist dabei sehr variabel. Es werden folgende Angaben gegeben: März-April durch halbharte Stecklinge (STEFFEN, 1950); im Juli, bzw. August (ALLENDORF,

1934; HERWIG IN PAREY, 1983), Vermehrung im Sommer (HAY & MCQUOWN, 1976), im Herbst oder im Frühjahr (SALOMON, 1880) und im März/April, sowie im Juli/August (ENCKE, 1987a).

SIMMONS (1987) beschreibt in Australien, dass Stecklinge, die von neu verholzten, jungen Sträuchern gesammelt werden, schneller bewurzeln, als solche älterer Sträucher. Weiter empfiehlt sie, Stecklinge in einer geschlossenen Plastiktüte einige Tage im Kühlschrank aufzubewahren, wenn es nicht möglich ist, die Stecklinge direkt zu stecken, obwohl man mit direkt Gesteckten die besten Ergebnisse erzielt. Einige niederliegende Formen verschiedener Akazien-Arten wachsen erfolgreich aus 10 bis 15 cm langen Hartholzstecklingen, die in Australien im Herbst bis zur Mitte des Winters gewonnen werden. Bei Pflanzen wie *A. alata* und *A. glaucoptera* mit geflügelten Trieben empfiehlt es sich, die Flügel in der unteren Hälfte der Stecklinge vor dem Stecken zu entfernen (SIMMONS, 1987). Die Stecklingslänge sollte 7 bis 15 cm (SIMMONS, 1987) oder 2 bis 3 cm (GAERT, 1884) betragen. Das Spitzenwachstum und die Seitentriebe werden entfernt und drei bis vier Phyllodien oder Blätter an der Spitze belassen. Breite Phyllodien sollten um die Hälfte gekürzt werden (GAERT, 1884).

Schwierigere Stecklinge lassen sich mit dem Gebrauch von Bewurzelungshormonen schneller bewurzeln. Erfolge erzielte man bei halbharten Stecklingen von *A. aspera* Lindl. mit 1000 ppm IBS (DAVIES, 1977) und 4000 ppm IBS bei *A. pubescens* (OLLERENSHAW, 1988 ZITIERT VON SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Das Substrat sollte dem ähnlich sein, das für Sämlinge genutzt wird, jedoch mehr Torfmaterial enthalten, um freie Belüftung und Drainage zu garantieren. Das Substrat sollte aus folgenden Teilen bestehen:

- 3:1:1 grobkörniger Flusssand: Torf : Perlit oder
- 3:1:1 grobkörniger Flusssand: alte, zerstoßene Rinde: Perlit (SIMMONS, 1987)
- 3:1 Perlit: Torf (SIMMONS, 1987)
- 4:1 Heideerde: Sand (GAERT, 1884)
- 1:1 Sand: Torf (oder Torfmull) (OPLT, 1969).

GAERT (1884) empfiehlt die Stecklinge anschließend im Glashaus bei 15 °C unter einer Glocke, die man täglich bis zur Bewurzelung ausspült, oder in einem erwärmten Mistbeet weiter zu kultivieren. Nach ALLENDORF (1934) kann die Vermehrung im warmen Vermehrungsbeet erfolgen und die Stecklinge, wie z. B. *A. armata*, *A. dealbata*, *A. lunata*, *A. paradoxa*, *A. podalyriifolia* und viele andere, können noch im August in einen kalten Kasten gesteckt werden. Man kann auch in einem Frühbeet aufschulen, um erst im Herbst in Töpfe zu setzen (GRUNERT, 1969).

Bepflanzte Gefäße werden in Australien an einem schattigen Ort, wind- und regenfrei, wo sie frühe Morgensonne erhalten, im bedeckten Frühbeet oder GWH platziert (SIMMONS, 1987).

Stecklinge wachsen am besten unter warmen, feuchten Bedingungen, aber Überhitze und fehlende Ventilation können dramatische Verluste verursachen. Akazienstecklinge benötigen mehrere Monate, um Wurzeln auszubilden. Sie treiben schnell in die Höhe, was aber nicht bedeutet, dass sie neue Wurzeln bilden (SIMMONS, 1987). OPLT (1969) beschreibt dagegen die

Bewurzelung unter einer Glasglocke bei einer Temperatur von 16 bis 18 °C in etwa drei Wochen. Zur Weiterkultur der bewurzelten Stecklinge wird eine Mischung von Heideerde, Rasenerde und Sand (2:1:1) empfohlen, (GRUNERT, 1969). Man kann ebenso das, für die Stecklinge verwendete, Substrat verwenden. Oft werden zu diesem Zeitpunkt langsam fließende Dünger gegeben, doch bei Akazien ist das nicht notwendig. Die neu getopften Pflanzen werden für die ersten Wochen in ein schattiges Haus oder an einen geschützten, schattigen Ort unter Bäumen oder Sträuchern gestellt. Dann werden sie für kurze Zeit der Sonne ausgesetzt, bis sie abgehärtet sind (SIMMONS, 1987).

#### Kulturverfahrensmöglichkeiten

Wenn die Sämlinge ihr wahres oder zweites Paar Blätter entwickelt haben, kann man sie in 10 cm Plastiktöpfe pikieren. Aufgrund der natürlichen Pfahlwurzelbildung empfiehlt ALLENDORF (1934) eher tiefe als breite Töpfe. PEATE (1990) weist auf die Gefahr der „Wurzelknäuelung“ bei Akazien in kleineren Töpfen hin, die zu einem Wachstumsstopp führen. Um dieses Problem zu verringern, empfiehlt sie Töpfe mit vertikalen Absätzen an den Innenseiten.

Die entwickelten Sämlinge sollten ohne große Wurzelschädigung getopft werden (ALLENDORF, 1934; GUGENHAN, 1974), bzw. mit Einkürzung der Hauptwurzel zur besseren Wurzelverzweigung (ENCKE, 1987b). Nach Durchwurzelung verpflanzt man sie in größere, aber niemals in zu große Töpfe, und entspitzt sie (ALLENDORF, 1934). Dem entgegen setzt ENCKE (1987b), dass man weder junge noch ältere Pflanzen stutzen oder zurückschneiden sollte, da dadurch der charakteristische Wuchs leidet. Auch JACOBI (1969) schreibt, dass alle Akazienpflanzen nie geschnitten oder gestutzt werden sollten. SALOMON (1880) und KAWOLLEK (1995), um nur einige zu nennen, empfehlen dagegen ein mehrmaliges Stutzen der Jungpflanzen für einen buschigen Wuchs, sowie die Notwendigkeit späteren Schnitts. Ferner befürworten sie, zum Verjüngen zu groß gewordener Pflanzen, einen kräftigen Rückschnitt. Dabei sollten alle Schnittmaßnahmen nach der Blüte erfolgen. Regelmäßiges Zurückschneiden fördert den Blütenreichtum und verlängert das Leben der Pflanzen. Ältere Akazien, die zu groß oder instabil geworden sind, werden mit Vorsicht geschnitten.

Da die meisten Arten auf unfruchtbaren Böden wachsen, sollte man vorsichtig mit niedrigem Phosphatgehalt und langsam fließenden Düngern arbeiten (TAME, 1992). KAWOLLEK (1995) empfiehlt eine wöchentliche Stickstoffdüngung (0,3 %) von März bis September. HERWIG (1983) rät während des Wachstums zu einer 1%igen Nährstofflösung 14tägig. GUGENHAN (1974) regt zu Nährstoffgaben in der Hauptwachstumszeit (Frühjahr und Sommer) mit Gaben von 0,2 % an, wobei ab August die Düngung zu reduzieren und dann einzustellen ist. ENCKE (1987a) beschreibt einen hohen Nahrungsbedarf der Akazien und befürwortet eine wöchentliche Volldüngerlösung vom Spätwinter bis Anfang August (zum Ausreifen der Triebe).

In Australien wachsen Akazien in jedem guten Gartenboden, der nicht zu kalkhaltig ist, jedoch sind *A. retinodes* und *A. longifolia* außerordentlich kalkverträglich (KRÜSSMANN, 1976). STEFFEN (1950) empfiehlt einen lockeren Boden mit leicht saurem pH-Wert, da Kalk zu Gelbsucht führt. THOMSON (ZITIERT VON SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) gibt an, dass innerhalb der Gattung viele Bodenarten, pH-Werte und hohe Salzgehalte toleriert werden. DE RAVEL D'ÈSCLAPON (1962,

ZITIERT VON SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) beschreibt die Unverträglichkeit der in Frankreich und Italien angebauten Schnittblumenarten gegenüber schweren Böden.

HERWIG (1983 IN PAREY, 1983) empfiehlt das Topfen der Akazien im Frühjahr in Einheitserde T oder in Torfkultursubstrat (TKS 2). Passende Topferde könnte auch aus 2:1:1:1 Sand, Lehm, Torf und Kompost bestehen. Andere Bestandteile oder Kombinationen können versucht werden, inklusive einer erdelosen Mischung (SIMMONS, 1987).

Während der Wachstumszeit benötigen Akazien viel Wärme und vollsonnige Standorte, um einen reichen Knospenansatz zu erzielen (KAWOLLEK, 1995). Sind sie sehr der Sonne ausgesetzt, so sollte der Topf beschattet werden (MÖNCKEMEYER, 1885). 1885 war man noch der Ansicht, dass einige Akazien, z. B. *Acacia armata*, es vermögen „... unter dem Einflusse der Wärme ihre zierlichen Blütenköpfchen schon im Winter hervor zu bringen, die sonst erst im Frühjahr aufzutreten pflegen<sup>2</sup>“. In den letzten Jahren wurde in Australien eine artenspezifische Wirkung der Temperatur auf die Blüte nachgewiesen. Niedrigere Temperaturen (15/10 °C Tag-/Nachttemperatur im Vergleich zu 25/20 °C) erhöhen die Knospenanzahl z. B. bei *A. drummondii elegans*, *A. buxifolia*, *A. myrtifolia*, jedoch ist das der umgekehrte Fall bei *A. glaucoptera* u. *A. acinacea*. Eine verkürzte Blühperiode trat bei *A. glaucoptera* und *A. buxifolia* nach einem Transfer von 15/10 °C zu 25/20 °C Bedingungen (im Vergleich zu 25/20 °C in 15/10 °C) auf, jedoch nicht bei *A. drummondii elegans* u. *A. acinacea* (PARLETTA & SEDGLEY, 1996). Ferner wird die Blüte vorzeitig induziert (PARLETTA & SEDGLEY, 1998). Sind die Blütenknospen jedoch ausreichend entwickelt, fördern wiederum wärmere Temperaturen (22 bis 25 °C) bei hoher Luftfeuchtigkeit (85 bis 90 %) das Aufblühen (SEDGLEY IN HALEVY, 1989).

Beschattung führte zu geringerem Blütenbesatz und verkürzter Blühperiode (SEDGLEY, 1985). Praktische Betriebserfahrungen<sup>3</sup> in Deutschland zeigten eine leicht zeitigere Blüte bei stärkeren Lichteinwirkungen und eine spätere Blüte bei Freilandpflanzen bei *Acacia armata* (VAN LEUVEN, PERS. KOMM., 1998). Auch STEFFEN (1950) schreibt, dass die Wirkungsintensität der Sonne im Spätsommer die Blütenmenge beeinflusst. Weitere Einflüsse auf die Blüte werden auf S. 16 behandelt.

Ab Mitte September bringt man Akazien ins kühle und helle Haus, wo sie bei 3 bis 8 °C überwintern, doch schaden auch gelegentlich niedere Temperaturen nicht, z. B. verträgt *A. dealbata* einige Grad Frost. Bei höheren Temperaturen treten nicht nur an Akazien, sondern auch an vielen anderen Kalthaussträuchern Schildläuse und andere Schädlinge auf (ALLENDORF, 1934, BONSTEDT, 1937). Auch REITER (1954), ENCKE (1987a) und KAWOLLEK (1995) empfehlen eine Überwinterung bei 2 bis 10 °C im hellen Raum. KAWOLLEK (1995) verweist ferner auf die Möglichkeit, bis zu 15 °C zu überwintern.

Akazien blühen bei uns je nach Zimmertemperatur von Februar bis April (OPLT, 1969).

Sobald die Pflanzen Blütenknospen bilden, etwa im Januar, werden sie täglich mit lauwarmem Wasser besprüht, um Vertrocknen und Abfall der Blütenknospen zu verhindern, bis die Blüten gelb

---

<sup>2</sup> aus RÜMLER "Zimmertöpferei", 1885, S.148

<sup>3</sup> Gartenbaubetrieb „Hans van Leuven & Sohn“, 1998



und flaumig werden.

Bewässerung erfolgt bei Akazien möglichst so, dass weder Balltrockenheit noch Staunässe auftreten (KAWOLLEK, 1995). Im Winter wird nur sporadisch gegossen (KAWOLLEK, 1995), im Sommer bei Hitze verstärkt (HERWIG, 1983).

Untersuchungen bezüglich der Einflussnahme auf die Pflanzengestalt zeigten eine deutliche Wirkung des chemischen Wirkstoffes Paclobutrazol<sup>4</sup>, der sowohl einzeln verabreicht bei allen behandelten Arten die Pflanzenhöhe reduzierte, als auch bei *A. imbricata* und *A. glaucoptera* in Kombination mit anderen Behandlungen seine Wirkung zeigte. Er reduzierte jedoch bei *A. drummondii elegans* die Zahl der Infloreszenzen. In Kombination mit 6-Benzylaminopurine (BAP) erhöhte es bei *A. glaucoptera* die Blüte. BAP<sup>5</sup> stimulierte die Verzweigung, jedoch sehr langsam (PARLETTA & SEDGLEY, 1995). Dagegen zeigte die BAP-Anwendung<sup>6</sup> mit dem Ziel einer besseren Verzweigung in weiteren Experimenten bei keiner Pflanze eine Wirkung, ebenso nicht der Rückschnitt<sup>7</sup> (PARLETTA & SEDGLEY, 1998). SEDGLEY (IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) beschreibt dagegen eine nachhaltige Wirkung einmaligen Rückschnitts, um die Größe einiger Arten zu kontrollieren.

Tag-/Nachttemperaturen von 20/25 °C führten zu keiner Veränderung im Habitus bei *A. glaucoptera* und *A. imbricata* im Vergleich zu 25/20 °C (PARLETTA & SEDGLEY 1996).

#### Phytomedizinische Aspekte

In Australien kommt es zu Schädigungen durch Holzbohrer (Motten, Rüsselkäfer (besonders *Curculionidae*), Langhornkäfer (*Cerambycidae*)), blattfressende Käfer und blattminierende Larven (Lepidoptera). Andere Pflanzenfresser, inklusive phyllodienfressende Mottenlarven, sind saftsaugende Blatthüpfer, Weiße Fliege, Schuppeninsekten und mehliges Wanzen.

Auch Gallen, vor allem von Wespen, Milben und Thripse, sind in vielen Gebieten Australiens ein weit verbreitetes Problem der Akazien.

*Phytophthora cinnamomi* (Cinnamon Pilz) ist ein weit verbreiteter Boden- oder Wassergeborener Pilz, der die Wurzeln leicht zugänglicher Pflanzen, inklusive einiger Akazien, in Australien befällt.

Ferner treten Schäden durch Misteln und kletternden Wein, Schafe, Ziegen und Hasen auf (SIMMONS, 1987; SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

DAGGEFÖRDE (1934) beschreibt das Vorkommen mehrerer Mehltauarten in Europa, besonders bei hoher Luftfeuchtigkeit. Er empfiehlt Vorbeugen durch Lüften und zur Bekämpfung das Verstäuben von Schwefel. Ferner tritt der Befall von Schildläusen auf, der ungünstige Ernährung und schwaches Wachstum anzeigt. Bekämpft werden sie mit Tabakseifenbrühen (DAGGEFÖRDE, 1934). In Südfrankreich erfolgt der Einsatz von Kupfer bei *Septoria*. Treten Blattflöhe (*Psylla spp.*) auf, wird mit Parathion und Endosulfan kontrolliert (LEZE ZITIERT IN SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT,

---

<sup>4</sup> als Bodengabe mit einer Konzentration von 2 oder 4 mg

<sup>5</sup> Blattspray bis zum Abtropfen, Konzentration 50 ppm

<sup>6</sup> Blattspray bis zum Abtropfen, Konzentration 50 oder 100 mg/l

<sup>7</sup> Rückschnitt auf 10 oder 15 cm über dem Boden

1996). Ferner kommt es dort zu einem Befall mit Raupen und Nematoden. In Italien kommt es zu Schädigungen durch den Ohrwurm *Forficula auricularia* bei *A. longifolia* var. *floribunda* (SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Bei einem Freilandaufenthalt der Pflanzen kann es zu Kaninchenfraß an den Blättern kommen (VAN LEUVEN, PERS. KOMM., 1998).

### Bedeutung und Verwendung

In den Gebieten des natürlichen Vorkommens von Akazien kennen und nutzen sie die einheimischen Menschen seit Beginn der Menschheitsgeschichte. Sie wurden seit der Jungsteinzeit weitverbreitet in Nordafrika und Indien für Baukonstruktionen, Möbel und in der Gerberei genutzt. Andere Verwendungen sind bei NEW (1984, ZITIERT IN TAME, 1992) aufgezählt, inklusive der Produktion von arabischem Gummi, als Medizin, Farbe, Seifen, Parfüm und Brennstoff. Bei großen Pflanzen einiger australischer Arten (insbesondere von *A. mearnsii* und *A. decurrens*) hat sich die Rindenproduktion für die Gerberei in Überseeländern etabliert (TAME, 1992).

In Australien nutzten die Aborigines das Holz von *A. doratoxylon*, *A. aneura* und *A. pendula* zur Herstellung von Geräten, Schaufeln, Schilde, Speere und Boomerangs. Bei CRIBB (1974 ZITIERT IN TAME, 1992) werden verschiedene Arten (inklusive *A. aneura* und *A. farnesiana*), die von den Aborigines als Nahrungsquellen genutzt werden, aufgelistet. Nahrung (inklusive Mehl) wird aus Arabischen Gummi, gekochten Wurzeln und abgefallenen Samen hergestellt, die eingeweicht und geröstet werden. Die Samen von über 30 Arten wurden gegessen (LOW, 1989, ZITIERT IN TAME, 1992). In den letzten Jahren sind viele Nahrungsmittel aus dem Busch von australischen Ernährungswissenschaftlern analysiert worden. Die Ergebnisse der Samenproben von zwölf Arten zeigen, dass neun Arten extrem hohe Proteinwerte haben, höher als die von Weizen oder anderem, ähnlichen Getreide, und es wird Potential zum Backen von Brot angedeutet. Zwei Arten, *A. tenuissima* und *A. coriacea*, besitzen die schmackhaftesten Samen. Sie werden geerntet, wenn sie grün sind, in der Hülse gedünstet und anschließend schnell verzehrt. Einige der geprüften Arten zeigten hohe Mengen an mehrfach ungesättigten Fetten. Kann man zufriedenstellende Methoden der Kultivierung etablieren, sollte man eine Eignung für die Samenölproduktion untersuchen (SIMMONS, 1987).

Eine Lösung der Rinde von *A. decurrens* oder *A. pycnantha*, so wie der Gummi vieler Arten, wurde bei den Aborigines und den frühen Siedlern medizinisch genutzt. In Zeiten der Dürre wurden die Blätter trotz geringen Nährwerts als Viehfutter genutzt.

Das meiste Akazienholz ist sehr hart, von geringer Größe und in schlechtem Zustand. Trotzdem es zweifellos mehr Nutzen im Boden als außerhalb hat, werden viele Arten aufgrund ihrer Attraktivität verwendet, wie z. B. *A. carnei*, die eine leichte violette Farbe hat. *A. melanoxyton* wird für die Furnierproduktion genutzt. *A. aneura* und *A. cambagei* verwendet man für kleinere Artikel, hauptsächlich zum Drechseln. *A. harpophylla* wird als Bauholz genutzt, ist jedoch nicht sehr haltbar. Die meisten Arten werden als Zäune verwendet, wofür in trockenen Regionen große Mengen geschnitten werden (TAME, 1992).

In ihrer Heimat spielen Akazien ebenfalls eine bedeutende Rolle als Bodendecker (z. B. *A. cultriformis* 'Austraflora Cascade'), Windschutz (z. B. *A. calamifolia*, *A. iteaphylla*) und zur Erosionskontrolle als Küstenpflanzung (z. B. *A. retinodes*) (SIMMONS, 1987).

Akazien bilden eine Symbiose mit dem Stickstoff fixierendem Bakterium *Rhizobium*, und die Bodenstickstoffe werden so auch für andere Pflanzen verfügbar. Für die Etablierung heimischer Pflanzengemeinschaften in ariden Gebieten ist die vorherige Etablierung von *A. aneura* notwendig, um Basismulch und eine Nährstoffquelle bereitzustellen, Schatten und Schutz für kleinere Pflanzen und die heimische Fauna zu spenden (TAME, 1992).

Aus den Samen (*A. podalyriifolia*), Blüten (*A. baileyana*), Blättern (*A. longifolia*) und Rindenteilen (*A. subcaerulea*) kann man Farbstoffe gewinnen (SIMMONS, 1987). Aus den Blüten von *A. farnesiana* wird ein Duftstoff gewonnen (BÄRTELS, 1996).

Akazien finden in Australien Verwendung als Containerpflanzen, insbesondere *A. alata*, *A. drummondii* ssp. *affinis* und *A. ulicifolia* var. *brownei*, und als Schnittpflanzen, beispielsweise *A. baileyana* und *A. retinodes* (SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

## 2.5 Kultur australischer Pflanzen

An dieser Stelle sollen aus den bisherigen Kulturerfahrungen mit australischen Pflanzen einige Richtlinien zur Produktion aufgezeigt werden. Grundsätzlich wird sich die Kultur nach der Angebotsform richten, jedoch sind aufgrund der Erfahrungswerte einige allgemeine Aussagen möglich. Die Anhaltspunkte beinhalten keinesfalls den Anspruch auf Vollständigkeit.

Die Mehrzahl australischer Pflanzen blüht bei uns im Frühjahr, wie *Isotoma axillaris*, *Muehlenbeckia axillaris*, *Scaevola saligna*, *Helichrysum bracteatum* (VA, 1996c, 1996d, 1996e, 1996b) und *Helichrysum baxteri* (v. HENTIG, HASS-TSCHIRSCHKE, EHLERS, 1993).

Verschiedene Vermehrungsverfahren sind in Abhängigkeit von der Pflanzenart geeignet. Obwohl die Gewebekultur oft von Vorteil ist, beziehen sich die meisten Vermehrungsversuche auf Vermehrung durch Samen oder Stecklinge. Ein Grund dafür dürfte der bisher nicht speziell definierte Kostenfaktor sein. In den letzten Jahren durchgeführte Untersuchungen zeigten jedoch häufig die Möglichkeit der Eignung von In-vitro-Kulturverfahren. Für folgende Pflanzenarten wurden Ergebnisse veröffentlicht:

*Ptilotus obovatus*, *P. exaltatus* (HENNING & SEYRING, 1993; GRÜNEBERG, 1997a),

*Banksia* (SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Telopea* (OFFORD IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Pimelea* (SLATER IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Chamaelucium uncinatum* (SPEER, 1994 ZITIERT VON MANNING, CONSIDINE, GROWNS IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Eucalyptus* (MCCOMB, HARDY, DELL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Boronia* (PLUMMER IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Actinotus helianthi* (OFFORD, TYLLER IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Anigozanthos* (WORRALL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

und *Blandfordia grandiflora* (JOHNSON IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Künftig dürfte die Bedeutung der Kenntnisse von Gewebekulturverfahren zunehmen. Neueste Entwicklungen in Australien beinhalten die Jungpflanzenproduktion so genannter „Tube Plants“. Diese Pflanzen werden durch Gewebekultur vermehrt und direkt im Glas- oder Plastikgefäß exportiert. In Deutschland werden bereits so produzierte *Anigozanthos*-Pflanzen bezogen (v. HENTIG, 1990b). Dabei sollte jedoch der häufig auftretende negative Effekt der In-vitro-Kultur auf eine spätere und mit niedriger Zahl auftretende Blüte (GRÜNEBERG, 2000) beachtet werden.

Die Vermehrung durch Samen ist bei vielen australischen Pflanzen nur bedingt zu empfehlen. Neben einer Vielzahl unterschiedlicher Keimhemmungen, die z. T. noch nicht oder nur durch entsprechende Saatgutbehandlungsmethoden überwunden werden, kommt es häufig zu großen Variationen innerhalb der Art.

Ein weiterer Nachteil der generativen Vermehrung besteht in der Verlängerung der Kulturdauer bis zur Blüte. PLUMMER beschreibt (IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) bei *Boronia* eine Blühverzögerung von 12 bis 15 Monaten bei vegetativ vermehrten, auf ein bis drei Jahre, JOHNSON (IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) schildert die Blüte von *Blandfordia grandiflora* zwei bis drei Jahre nach der Vermehrung durch Samen und nur zwei Jahre nach einer Vermehrung über Wurzelteilung.

Dennoch kann bei einigen australischen Pflanzen die generative Vermehrung durchgeführt werden. Dazu zählen beispielsweise *Anigozanthos* (WORRAL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996), *Blandfordia* (JOHNSON IN JOHNSON & BURCHETT, 1996), *Swainsonia formosa* (alt: *Clianthus formosus*) (STAMER, WALDMANN & BETTIN, 1997), *Isotoma axillaris* (VA, 1996c) und *Cephalopterum splendidum* (v. HENTIG, 1992b). Eigene Versuche zeigten auch bei *Senna artemisioides* gute Vermehrungsraten nach generativer Vermehrung im Gegensatz zu vegetativer Vermehrung durch Stecklinge (MARX, UNV.).

Vegetative Vermehrung, beispielsweise über Stecklinge, ist eine weitere, bessere Möglichkeit erfolgreich zu vermehren. Zeitige Vermehrungstermine (später Winter/zeitiges Frühjahr) erwiesen sich als empfehlenswert, da die Pflanzen vegetatives Wachstum im Herbst/Okttober einschränken, bzw. einstellen. Ferner ist die Ausnutzung des natürlichen Lichtangebotes von Vorteil, da australische Pflanzen einen hohen Lichtanspruch haben.

Zeitige Vermehrungstermine werden empfohlen für

*Alyogyne huegelii* (SPRAU & EHLERS, 1993),

*Helichrysum baxteri* (v. HENTIG et al., 1993),

*Helichrysum bracteatum* (HASS-TSCHIRSCHKE, 1987),

und *Scaevola saligna* (VA, 1996e).

Arten, für die eine Vermehrung durch Stecklinge im Herbst/Winter empfohlen wird, sind:

*Epacris*-Arten (August/September (EHLERS & MOLITOR, 1997)),

*Muehlenbeckia axillaris* (November/Dezember (VA, 1996d)) und

*Correa*-Arten (September – Dezember (v. HENTIG, 1996a)).

Bei *Scaevola* 'Mauve Clusters' geben v. HENTIG & EHLERS (1992) an, dass eine Stecklingsgewinnung das ganze Jahr über möglich ist, jedoch liegen keine Ergebnisse zu vegetativen Zuwachsraten im Zusammenhang mit verschiedenen Vermehrungsterminen vor.

Für eine Vielzahl von Stecklingen empfiehlt sich die Bewurzelung unter Sprühnebel bei einer

Temperatur von ca. 20 bis 25 °C, z. B. für  
*Brachyscome multifida* (HASS & v. HENTIG, 1984),  
*Isotoma fluviatilis* (MISKE, 1987),  
*Pimilea ferruginea* (v. HENTIG, 1989),  
*Scaevola saligna* (v. HENTIG & EHLERS, 1991),  
*Waterhousea floribunda* (v. HENTIG & EHLERS, 1993b),  
*Telopea* (OFFORD IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),  
*Chamelaucium uncinatum* (MANNING, CONSIDINE, GROWNS IN JOHNSON & BURCHETT, 1996)  
*Correa*-Arten (v. HENTIG, 1997b)  
 und *Lechenaultia* (WORRALL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Weitere vegetative Vermehrungsmethoden, die in Australien durchgeführt werden, sind z. B. Wurzelteilung bei *Anigozanthos* (WATKINS & SHEPHERD ZITIERT VON WORRALL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996). Diese Vermehrungsformen sind jedoch in Europa nur z. T. umsetzbar, beispielsweise in wärmeren, frostfreien Gebieten, wie Frankreich oder Italien, in denen eine Freilandpflanzung ohne Gefahr erfolgen kann.

Die meisten australischen Pflanzen benötigen, aufgrund der natürlichen Standortbedingungen, viel Licht. Eine leichte Schattierung sollte nur während der Vermehrung erfolgen.

Eine gleichmäßige Bewässerung ohne Staunässe ist zu empfehlen. Topferden sind in der Regel handelsübliche Substrate, wie Einheitserde Typ P oder T, z. T. unter Zusatz von Sand, Styromull o. Perlit, Floraton 1 oder TKS 1:Torf:Perlit Mischungen. Der pH-Wert sollte im leicht sauren Bereich um 5,0 liegen. Gedüngt wird in der Hauptwachstumszeit mit Mehrnährstoffdünger, z. T. N-betont, i.d.R. 0,2 % wöchentlich. Bei der Überwinterung der Kübelpflanzen wird die Düngung auf 0,1 % einmal monatlich eingeschränkt. Einige Pflanzen zeigen sich empfindlich gegenüber zu hoher Phosphorgaben, z. B. *Scaevola saligna* (VA, 1996e) und *Ptilotus exaltatus* (v. HENTIG & EHLERS, 1993a). KETELHOHN, JOHNSTON & GAGE (IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) beschreiben phosphortoxische Symptome für einen Großteil der Arten der Proteaceae-familie (z. B. *Grevillea*, *Protea*- u. *Leucadendron*-Arten).

An Kulturmaßnahmen wird für die Mehrzahl ein ein- oder mehrmaliges Stutzen, überwiegend für einen verbesserten Blütenansatz, empfohlen:

*Pimelea ferruginea* (v. HENTIG, 1996b),  
*Correa*-Arten (v. HENTIG, 1996a),  
*Brachyscome multifida* (VA, 1996a),  
*Helichrysum bracteatum* (VA, 1996b),  
*Muehlenbeckia axillaris* (VA, 1996d),  
*Ptilotus exaltatus* (v. HENTIG & EHLERS, 1993a)  
*Scaevola* 'Mauve Clusters' (v. HENTIG & EHLERS, 1992).

Untersuchungen zu Hemmstoffen sind bereits bei vielen Pflanzen durchgeführt worden. Dabei werden folgende befürwortet:

Alar (Daminozid) bei *Brachyscome multifida* (HASS & v. HENTIG, 1984), *Boronia megastigma* (HASS-

TSCHIRSCHKE, 1989),

Basacel (Chlorcholinchlorid) bei *Ptilotus exaltatus* (EHLERS & MOLITOR, 1994), *Helichrysum bracteatum* 'Goldbush' u. 'Silverbush' (VA, 1996b), *Pimelea ferruginea* (v. HENTIG, 1996b),

Topflor (Flurprimidol) bei *Scaevola saligna* (UNBEKANNT IN JANSEN et al., 1998).

Keine hemmende Wirkung erzielte dagegen Gartenbau-Cycocel (Chlorcholinchlorid) bei *Brachyscome multifida* (HASS & v. HENTIG, 1984) und *Scaevola saligna* (VA, 1996e).

Bei folgenden Pflanzen ist der Einsatz von Hemmstoffen nicht notwendig, bzw. bisher nicht bekannt:

*Crowea exalata* 'Bindalong Compact' (LAMONT, 1986),

*Helichrysum bracteatum* 'Golden Beauty' u. 'Snow Queen' (VA, 1996b),

*Isotoma fluviatilis* (MISKE, 1987),

*Isotoma axillaris* bei kühler Kultur (VA, 1996c).

Ausführliche Untersuchungen zur Blühsteuerung australischer Pflanzen liegen bisher nur in begrenztem Maße vor. Allgemein konnte man jedoch feststellen, dass eine reduzierte Lichtmenge eine verzögerte Blüte, verringerte Blütenzahl und verkleinerte Infloreszenzen zur Folge hat. Ferner hat die Temperatur einen bedeutenden Einfluss auf die Blühinduktion und Blütenentwicklung. Der Temperatureinfluss ist nicht nur artenabhängig, sondern in besonderem Maße von dem morphologischen Zustand des Meristems abhängig (BUNKER IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Bei einigen Pflanzen fördern niedrige Temperaturen im Zusammenhang mit Kurztagsbedingungen (ca. 15/10 °C, 8 h bis 10 h) die Blühinduktion:

*Boronia megastigma* und *B. heterophylla* (PLUMMER IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

*Pimelea ferruginea* (KING et al. 1992 IN JOHNSON & BURCHETT, 1996),

während wärmere Temperaturen und Langtagsbedingungen (über 12 h) die Blütenentwicklung fördern bei:

*Pimelea ferruginea* (v. HENTIG, 1996b),

*Pimelea ciliata* (KING et al. 1992 IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Für *Banksia hookeriana* sind Temperaturen von 25/20 °C, unabhängig von der Tageslänge, für eine Blühinduktion notwendig. *Banksia coccinea* dagegen bildet auch bei 15/10 °C Tag-/Nachttemperaturen Blüten aus, jedoch nicht im Kurztag (SEDGLEY IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

*Thryptomene calycina* bildet nach Langtagsbedingungen und hohen Temperaturen Blüten aus (BEARDSSELL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996). MISKE (1987) gibt für die Blüte von *Isotoma fluviatilis* Langtagsbedingungen als Voraussetzung an, ebenso v. HENTIG & EHLERS (1992) für *Scaevola* 'Mauve Clusters' und KING (ZITIERT VON WORRAL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) für *Lechenaultia biloba*. Bei *Correa*-Arten erfolgt ebenfalls eine Förderung der Knospenbildung mit zunehmender Tageslänge (v. HENTIG, 1996a).

Als tagneutral wird *Scaevola saligna* (VA, 1996e) eingestuft. *Pimelea linifolia* blüht das ganze Jahr bei Temperaturen zwischen 18 °C und 29 °C (SLATER IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) und von *Anigozanthos* gibt es tagneutral gezüchtete Hybriden, wobei primär niedrige Temperaturen die Blüte initiieren (GOODWIN et al., 1993 ZITIERT VON WORRAL IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Eine Besonderheit stellt *Chamelaucium uncinatum* dar, deren vegetatives Wachstum sofort nach der Blühinduktion (bei 24/16 °C, 8 h (SHILLO et al. IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) oder 20/10 °C im Langtag (LAMONT, 1986) weiter besteht. Anschließende Kurztagsbedingungen beschränken jedoch das vegetative Wachstum auf zwei Drittel (DAWSON U. KING, 1993 IN JOHNSON & BURCHETT, 1996) und steigern zudem die Zahl der Blüten (SHILLO et al. IN JOHNSON & BURCHETT, 1996).

Eine Förderung der Blütenentwicklung kann bei *Bouvardia longifolia* und *Boronia heterophylla* durch die Behandlung mit Paclobutrazol („Bonzi“) oder Benzyladenine erfolgen (WILKINSON & PADGHAM, 1987, RICHARDS, 1985 ZITIERT IN LOVEYS, 1990). Bei *Chamelaucium uncinatum* konnte durch die Anwendung von Bonzi und Cycocel (Chlorcholinchlorid) die Blütenzahl gesteigert werden (LAMONT, 1986). Basacel fördert die Blütenbildung bei *Alyogyne huegelii* (SPRAU & EHLERS, 1993). Paclobutrazol induziert bei *Eucalyptus* eine zeitigere Blüte (MCCOMB et al. IN JOHNSON & BURCHETT, 1996). Im Anhang wird ein Überblick über australische Pflanzen und deren Kultur in Europa gegeben (Teil 1, Tab. 2, S. 9ff.).

### 3. Problem- und Zielstellung

#### Problemstellung

Nach der Analyse des Erkenntnisstandes zeigt sich, dass zu Kulturverfahren australischer Zierpflanzen international Untersuchungen durchgeführt wurden und werden. Die Mehrzahl der Untersuchungen bezieht sich auf die Produktion von Schnittblumen, sowie bei Akazien beispielsweise bezüglich der forstwirtschaftlichen Nutzung.

Die Entwicklung der Akazien als Topfpflanzen steht erst am Anfang, obwohl einige, bereits eingeführte australische Pflanzenarten gute Absatzmöglichkeiten zeigen.

Eine Erwähnung der Akazien als Zimmerpflanzen erfolgte schon 1880 bei JÜHLKE, sowie als Topfpflanzen, bezeichnet als "Winterblumen", findet man bereits in GAERDT (1884). Die Bezeichnung zur Einführung „Neuer Zierpflanzen“ wird bezüglich der Wiederentdeckung, bzw. der Einführung weiterer Arten verwendet.

Australische Akazien kommen in vielen variierenden Habitaten Australiens vor und treten in unterschiedlichen Wuchsformen auf. In Europa sind sie bereits als Schnittblumen bekannt. Ihre Blüten sind zahlreich und wohlriechend, aber auch als Grünpflanzen haben sie aufgrund ihres bizarren Wuchses einen hohen attraktiven Wert.

Bisherige Veröffentlichungen beinhalten botanische Beschreibungen und zeigen keine zusammenhängenden Untersuchungen zu Wachstumsverlauf und Wachstumsrhythmik australischer Akazien. Oft sind die Angaben zu Wachstumssteuerung umstritten. Es lassen sich keine Aussagen über gartenbauliche Produktionsverfahren treffen.

Aus dem Erkenntnisstand ergeben sich folgende, für die Produktion australischer Akazien als Topfpflanzen notwendige Fragestellungen:

- Mit welcher Vermehrungsmethode erzielt man eine optimale Kulturdauer?
- Welchen Einfluss hat die Vermehrungsmethode auf die weitere Pflanzenentwicklung?
- Welcher Vermehrungstermin ist empfehlenswert?
- Was für Saatgutvorbehandlungsmethoden sind am effektivsten bezüglich der Keimrate?
- Ist eine vegetative Vermehrung über Stecklinge möglich?
- Welche Maßnahmen können gegebenenfalls getroffen werden, um die Bewurzelungsraten der Stecklinge zu steigern?
- Wie lassen sich Wachstum und Entwicklung steuern?
- Welche klimatischen Bedingungen sind für eine optimale vegetative Entwicklung, die Blühinduktion und Blütenentwicklung notwendig?
- Welchen Einfluss haben Hemmstoffe auf die Pflanzengestalt?



- Mit welchen alternativen Verfahren gegenüber Hemmstoffen kann man Einfluss auf den Habitus nehmen?
- Lassen sich aus bisherigen Erkenntnissen und durchzuführenden Untersuchungen mögliche Anbauverfahren entwickeln?

Anhand des Erkenntnisstandes stellt sich die Individualität der einzelnen Akazien-Arten dar. Aufgrund dessen werden verschiedene Akazien-Arten untersucht.

### **Zielstellung eigener Untersuchungen**

Allgemein sollen mit dieser Arbeit Möglichkeiten der Einführung australischer Pflanzen als Topfpflanzen in Europa, insbesondere am Beispiel geeigneter Akazien-Arten untersucht werden.

Im Vordergrund stehen allgemeine Ansätze zu gartenbaulichen Maßnahmen/Besonderheiten bei der Produktion, die als Grundlagen für weiterführende Untersuchungen dienen sollen.

Um die, in der Problemstellung erläuterten Fragen zu klären, werden praktische Versuche durchgeführt und mit den im Erkenntnisstand beschriebenen Erfahrungen verglichen. Sollten sich erste Kulturschemata ableiten lassen, werden diese entwickelt und dargestellt und Empfehlungen für die gärtnerische Praxis abgeleitet.

Es werden praktische Untersuchungen zu unterschiedlichen Vermehrungsverfahren durchgeführt und die Wirkung verschiedener pflanzenbaulicher Maßnahmen, sowie variierender Klimabedingungen getestet.

Die, von v. HENTIG (1992) erörterten Fragen der unterschiedlichen Klimaverhältnisse zwischen Australien und unseren klimatischen Breitengraden und den damit verbundenen Auswirkungen auf pflanzenbauliche Maßnahmen, werden durch Versuche mit unterschiedlichen Licht- und Temperaturbedingungen untersucht.

Als Pflanzenmaterial werden bevorzugt Akazien-Arten ausgewählt, die aufgrund ihres Habitus und der Blüte als besonders geeignet für die Topfpflanzenproduktion bewertet werden.

Fragestellungen, die sich aus den Versuchen ergeben, sollen in Empfehlungen für zukünftige Untersuchungen dargestellt werden.

## 4. Versuchsmaterial und Untersuchungsmethoden

### 4.1 Pflanzenmaterial

Beschreibung ausgewählter Arten

Im Folgenden werden Akazien-Arten beschrieben, die im praktischen Teil zu Untersuchungszwecken verwendet wurden. Die botanischen Beschreibungen sind im Anhang, Tab. 1, S. 3ff. dargestellt.

#### *Acacia asparagoides* Cunn.

Diese Akazienart ist in oberen und nördlichen Bereichen der Blue Mountains von New South Wales verbreitet und auf Sandsteinplateaus in Heidekrautgebieten und in offenen Wäldern heimisch. *A. asparagoides* ist ein kleiner, stehender, starrer Strauch, der 0,5 bis 1 m (oder 2 m) groß werden kann. Den Namen verdankt sie ihrer Ähnlichkeit zu *Asparagus*. Sie ist eine relativ seltene Art und ähnelt *A. echinula*, die gestielte Blütenstände hat (TAME, 1992).

#### *Acacia baileyana* F. Muell.

Cootamundra Wattle



*A. baileyana* ist nach F.M. Bailey benannt, der diesen Typ von einer kultivierten Pflanze im Bowen Park, Brisbane, Queensland sammelte (TAME, 1992).

Der von ENCKE (1958) als eine der schönsten Arten bezeichnete buschige Strauch oder breitwüchsige, kleine Baum erreicht bis 6 m (oder 10 m) Höhe.

Abb. 3: Trieb mit Blüten von *A. baileyana*

*A. baileyana* ist eine populäre Zierpflanze, die sich für die meisten temperierten Gebiete eignet. Sie wächst aus Samen und es gibt verschiedenfarbige Blattformen, die nur aus Stecklingen wachsen. Sie ist in vielen Gebieten Australiens natürlich verbreitet (unter anderem zentrale Küsten- und Tafelländer von NSW, im Gebiet von Melbourne in Viktoria, Südaustralien und Queensland), stammt aber aus dem Cootamundra Gebiet in NSW. Ihr Lebensraum sind die Eukalyptuswälder. Bei *A. baileyana* handelt es sich um eine unverwechselbare Art, die schnell wachsend, aber kurzlebig ist und sich leicht in ihrer Heimat in umliegende Gebiete ausbreitet (TAME, 1992). KRÜSSMANN (1976) bezeichnet sie als kalkfliehend, d. h. wenn Pflanzungen auf Kalkböden, wie z. B. an der Riviera vorgesehen sind, muss auf die kalkverträgliche *A. retinodes* veredelt werden. *A. baileyana* 'Purpurea', mit wunderschönen, rötlichen jungen Blättern wird in Australien kommerziell angeboten (TAME, 1992).



Abb. 4: Trieb mit Blüten von *A. baileyana* 'Purpurea'

*Acacia buxifolia* Cunn.

Box Leaf Wattle

Synonyme: *A. lunata* Lodd., *A. furfuracea* G. Don., *A. neglecta* Maiden und Baker

*Acacia buxifolia* ist in Südostaustralien beheimatet. Der Name entstand durch die Ähnlichkeit der Phyllodien zu dem europäischen Buchsbaum. Sie kommt in Wäldern, häufig an felsigen Bergseiten auf steinigten Böden, vor. Es handelt sich um einen offenen, schlanken Strauch, der 3 bis 4 m hoch wird (TAME, 1992).

Abb. 5: Trieb mit Blüten von *A. buxifolia**Acacia calamifolia* Sweet ex Lindl.

Broom Wattle, Wallowa, Reed-leaf Wattle

In Südostaustralien, New South Wales und Viktoria ist dieser große, buschige Strauch oder kleine Baum, der bis zu 4 m Größe erreicht, heimisch. Ihr Habitat sind besonders Waldgebiete und offene Strauchgebiete auf gut durchlässigen Böden in trockeneren Gegenden. Der Name leitet sich aus der schilfähnlichen Erscheinung der Phyllodien ab (TAME, 1992). *A. calamifolia* ist zu allen Zeiten attraktiv, aber besonders in voller Blüte. Sie ist eine exzellente, braunrindige Art, Analysen zeigten mehr als 20,63 % Tanningehalt. Sie wird im Kalthaus kultiviert (BAILEY, 1961). Sie ist in Australien für die Begrünung von Wänden oder als Schutz geeignet und toleriert begrenzte Feuchtigkeit genauso gut wie trockene Bedingungen. Sie ist kalk-, dürre- und frosttolerant und lässt sich aus Samen oder Stecklingen vermehren (SIMMONS, 1987).

Abb. 6: Trieb mit Blüten von *A. calamifolia**Acacia cultriformis* Cunn. Ex G. Don.

Knife-leaf Wattle

Der Name bezieht sich auf die messerähnliche Gestalt der Phyllodien (TAME, 1992). Die Heimat liegt in New South Wales und Queensland. Bei dieser Akazienart handelt es sich um große, aufrechte, buschige, 2 bis 4 m hohe und 2 bis 3 m breite Sträucher. *A. cultriformis* ist auf den westlichen Hängen von New South Wales nahe der Grenze zu Viktoria und nordwärts nach Queensland weit verbreitet. Ihr Lebensraum sind Eukalyptuswälder. Die anpassungsfähigen, widerstandsfähigen Pflanzen wachsen auf einer Vielzahl an Böden, inklusive steinigem Lehmboden (TAME, 1992).

Sie werden in Australien zahlreich in temperierten Gebieten kultiviert und als Straßenbegleitgrün, sowie als niedriger Schutz verwendet.

*A. cultriformis* kann aus Samen oder Stecklingen vermehrt werden.

Nach der Blüte sollte ein Rückschnitt erfolgen (SIMMONS, 1987). Es gibt sehr variable Phyllodienformen, A. Cunningham benutze den Namen *A. scapuliformis*, um sich auf Pflanzen mit kurzen, breiten Phyllodien zu beziehen. Sie kann verwechselt werden mit *A. pravissima*, welche einen zweiten Längsnerv besitzen. Es gibt eine, das Substrat bedeckende Art, *A. cultriformis* 'Austraflora Cascade', die kommerziell in Australien erhältlich ist (TAME, 1992).



Abb. 7: Trieb mit Blüten von *A. cultriformis*

### *Acacia decora* Reichb.

Western Silver Wattle, Showy Wattle

Der Name entstand durch die attraktive Erscheinung der Akazie. Sie treten in einer Vielzahl in Australien auf, häufig in ganz Zentral-New South Wales, sich ausdehnend bis in verschiedene Gebiete in Viktoria und bis in den Osten von Queensland in offenen Busch- und Grasländern, gewöhnlich auf schweren Böden und sandigem Lehm. *A. decora* ist ein breitwüchsiger, vielverzweigter Strauch von 2 bis 4 m Größe (TAME, 1992). *A. decora* ähnelt stark *A. hamiltoniana*, unterscheidet sich aber durch die goldgelbe, feine Behaarung der Blütenstandstiele. Sie ist in ihrer Heimat durch ihre niedrige, buschige Form und schmale Phyllodien eine attraktive Gartenpflanze, benötigt jedoch volle Sonne (TAME, 1992).



Abb. 8: Blüten von *A. decora*

### *Acacia havilandii* Maiden

Haviland's Wattle

Diese Akazienart ist nach F. E. Haviland benannt. Der buschige Strauch ist in New South Wales und Südaustralien verbreitet und wird bis zu 3 m groß.

*A. havilandii* kommt in großen oder offenen Buschländern auf sandigen oder lehmigen Böden und felsigen Bergseiten und Schluchten vor. Sie ist ein attraktiver Strauch, der oft in Australien kultiviert wird und für trockenere Gebiete und gut durchlässige Böden in feuchteren Klimaten geeignet ist (TAME, 1992).

*Acacia iteaphylla* F. Muell. ex Benth.

Winter Wattle, Flinders Range Wattle



Diese, in Südaustralien beheimatete Akazie ist ein 3 x 4 m großer, buschiger Strauch und wird in Australien als Straßenbegleitgrün und für Parkbepflanzungen verwendet. Sie wird in temperierten Gebieten kultiviert und ist etwas salz- und kalktolerant (SIMMONS, 1987). Die Aussagen zur Frosttoleranz sind verschieden und variieren zwischen sehr frostempfindlich (HUXLEY, 1973) und frosttolerant (SIMMONS, 1987). Sie kann in der Heimat auch als Windschutzpflanzung verwendet und durch Samen oder Stecklinge vermehrt werden. Es gibt eine niederliegende Form, die Sorte 'Parsons Cascade' (HUXLEY, 1973).

Abb. 9: Habitus von *A. iteaphylla*

*Acacia ligustrina* Meissn.

Ein breitwüchsiger Strauch, der 0,5 bis 2 m x 2 bis 5 m groß ist, wächst in der Heimat auf den meisten, gut durchlässigen Böden in voller Sonne, in Küsten- oder Inlandgebieten. Sie kann in Australien zur Kontrolle der Erosion genutzt werden und wird aus Samen oder Stecklingen vermehrt. *Acacia ligustrina* ist im Südwesten und Westen von Westaustralien beheimatet (SIMMONS, 1987).



Abb. 10: Trieb mit Blüten von *A. ligustrina*

*Acacia linearifolia* Cunn. ex Maiden und Blakely

Stringybark Wattle

Der Name dieses bis 10 m hohen Strauches oder kleinen Baumes, leitet sich von den linearen Phyllodien ab. Ihre Heimat liegt in NSW, insbesondere auf sandigen Lehm- und Alluvialböden. *A. linearifolia* tendiert in trockeneren Gegenden zu blaugrüner Bereifung.

Ferner ähnelt sie *A. adunca*, die schmalere Phyllodien und weniger Blüten in den Köpfen besitzt. Dieser kleine Baum sollte für die Kultivierung geeignet sein (TAME, 1992).

*Acacia longifolia* (Andrews) Willd.

Sydney Golden Wattle, Sallow Wattle

Der Name entstand aufgrund ihrer langen Phyllodien. Der buschige, dem Substrat aufliegende oder hohe Strauch, bzw. 3 bis 8 m hohe Baum, ist entlang den Küstengebieten von Queensland, in den nördlichen Tafelländern von New South Wales, im Nordosten Viktorias und in Südaustralien verbreitet. Der Lebensraum sind Wälder und Heidekrautgebiete auf sandigen Lehmböden und sauren Böden, sowie Sanddünen. Eine schnellwachsende, frostharte und in temperierten

Gebieten Australiens viel kultivierte Art als Sichtschutz, Windschutz oder Straßenbaum. Sie ist nützlich in Küstengebieten. *A. longifolia* ist schnellwachsend, wird aber als kurzlebig mit einem Alter von über zehn Jahren benannt (TAME, 1992). Sie wird leicht durch Samen vermehrt (SIMMONS, 1987).



Abb. 11: Blütenstand von *A. longifolia* var. *sophorae*

*Acacia longifolia* var. *longifolia*  
Sydney Golden Wattle

Die Pflanzen erscheinen in New South Wales, Viktoria und in Südaustralien. Die Vermehrung erfolgt durch stratifiziertes Saatgut. Es handelt sich um eine gute, harte, schnellwachsende Art, die in Australien besonders für Gegenden mit geringer Pflege als Hecke oder Solitärgehölz geeignet und bei normalem Niederschlag bis -7 °C frosthart ist (WRIGLEY, 1979).

*Acacia longifolia* var. *sophorae* (Labill.) F. Muell.  
Coast Wattle



Der Name bezieht sich auf die Ähnlichkeit mit der Gattung *Sophora* und sie wird von einigen Autoren oft als eigenständige Art (*A. sophorae* (Labill.) R. Br.) geführt<sup>8</sup>. Ein niedriger, häufig dem Substrat aufliegender, buschiger Strauch, der entlang der Küste im Süden Queensland bis in den Südosten Südaustralien und auch in Tasmanien gefunden wurde. Häufig kommen die Pflanzen auf Küstensanddünen und Landspitzen, sowie in Wäldern und in der Nähe von Heidekrautgebieten vor. Die Pflanzen werden sandstabilisierend, vor allem im Bergbau und bei Störungen der Küstendünen, verwendet (ROTHERHAM et al., 1975).

Abb. 12: Trieb mit Blüten von *Acacia longifolia* var. *sophorae*

Die Vermehrung erfolgt mittels stratifiziertem Saatgut. *Acacia longifolia* var. *sophorae* eignet sich genauso wie *A. longifolia* var. *longifolia* für Gegenden mit geringer Pflege als Hecke oder Einzelpflanze. Sie ist bei normalem Niederschlag bis -7 °C frosthart und gegenüber Salznebel tolerant (WRIGLEY, 1979).

*Acacia longifolia* var. *floribunda* (BENTHAM, 1864)  
*Acacia floribunda* (Vent.) Willd. (TAME, 1992)  
White Sally, Sally Wattle

Der Name erinnert an die blütenreiche Natur dieser Art. Diese Pflanzen sind weitverbreitete, buschige Sträucher oder kleine Bäume in den Küstengebieten von NSW und hin und wieder in den nördlichen Tafelländern, sowie in Viktoria und im Südosten von Queensland. Heimisch

<sup>8</sup> z. B. in Pedley: *Austrobaileya* Vol. 1, 1977; Huxley et al.: *Dictionary of Gardening*, 1992

sind sie in Wäldern und feuchtem Unterwuchs, teilweise auf alluvialen Böden in der Nähe von Wasserläufen. Sie ist eine sehr variable Art, die oft mit *A. longissima* verwechselt wird, welche längere und kahlere Phyllodien besitzt, sowie mit *A. maidenii*, die jedoch goldfarbene behaarte Blütenstandstiele aufweist. *A. longifolia* var. *floribunda* wird aus Samen vermehrt (TAME, 1992).



Abb. 13: Trieb mit Blüten von *Acacia longifolia* var. *floribunda*

### *Acacia pycnantha* Benth.

#### Golden Wattle

Diese, nach den dichten Blütenköpfen benannte Akazie, ist in Südaustralien beheimatet. Ferner sind die Pflanzen überall in Viktoria (mit Ausnahme des weitöstlichen Gebietes) bis in den Süden von NSW verbreitet. Ihr Lebensraum sind die Eukalyptus- und Callitris<sup>9</sup>-Wälder, sowie Waldland und Grasländer auf roten, lehmigen u. a. Böden. Der kahle Strauch oder kleine Baum wird 4 bis 8 m hoch. *A. pycnantha* ist eine relativ kurzlebige Art, die ein ziemlich heißes, wenig feuchtes Klima mit gemäßigtem Niederschlag verträgt. Der schnell wachsende, dekorative Strauch ist in südlichen temperierten Gebieten Australiens für Gärten und Straßenbegleitgrün geeignet und als junge Pflanze in kälteren Gebieten etwas frostempfindlich, toleriert aber Küstenlagen. Vermehrung erfolgt aus Samen oder Stecklingen. Es besteht eine Verwechslungsgefahr mit *A. penninerves*, die eine reduzierte Blütenzahl aufweist und mit der westaustralischen Art *A. saligna*, welche hauptsächlich schmalere und spitzere Phyllodien mit einem kürzeren Pulvinus besitzen (TAME, 1992).



Abb. 14: Phyllodien von *A. pycnantha*

### *Acacia retinodes* Schlechtend.

#### Wirilda; Mimose de quatre saisons

Dieser bis 6 m hohe Strauch oder kleine Baum ist in Südaustralien, Viktoria und Tasmanien heimisch. *A. retinodes* wurde 1871 in Frankreich eingeführt und dort, aufgrund ihrer ununterbrochenen Blütezeit das ganze Jahr über, auch als „Mimose der Vier Jahreszeiten“ bezeichnet (ENCKE, 1987b).

<sup>9</sup> Gattung mit immergrünen, einhäusigen Koniferenarten aus der Familie der Cupressaceae (BARTHLOT, 1999)

Nach KRÜSSMANN (1976) ist sie aber für den Blumenexport ungeeignet, da die Blüten zu klein sind. Sie ähnelt in der Belaubung und den Blüten stark *A. neriifolia*, unterscheidet sich aber in der Frucht, die spitzer ist als bei *A. neriifolia*. Der Funiculus weist eine Rotfärbung auf und umgibt den Samen in einer Doppelfalte (BAILEY, 1961).



Abb. 15: Trieb mit Blüten von *A. retinodes*

#### *Acacia ulicifolia* (Salisb.) Court.

Juniper Wattle, Prickly Moses

Der Name leitet sich von der Ähnlichkeit zu Stechginster (*Ulex*) ab. Die Heimat von *Acacia ulicifolia* liegt in Südostaustralien, Tasmanien, Queensland, New South Wales und Viktoria. Eine unempfindliche, anpassungsfähige und schnell wachsende, aber kurzlebige Art, deren Pflanzen in Australien in Kultur sind. Dieser stechende Strauch, der bis 3,5 m groß wird, besitzt häufig hängende Zweige. weitere Synonyme: *Mimosa ulicifolia* Salisb., *A. juniperina* Willd. (TAME, 1992).



Abb. 16: Trieb von *A. ulicifolia*

*A. ulicifolia* var. *brownei* (HUXLEY, 1973) wird auch als Akazienart *Acacia brownei* (TAME, 1992) geführt. Nach TAME, 1992 und HUXLEY, 1973 unterscheidet sich *A. brownei*, bzw. *A. ulicifolia* var. *brownei* durch kompakte, große Blütenstände von satterem Gelb von der Stammart.

#### *Acacia victoriae* Benth.

Prickly Wattle, Bramble Wattle, Gundabluey, Elegant Wattle

Diese, aus Ostaustralien stammende Akazie ist ein aufrechter oder hängender, breitwüchsiger, vielverzweigter Strauch oder kleiner Baum bis 4 m Höhe. *A. victoriae* kommt vereinzelt im weiten Westen und Nordwesten von New South Wales vor und dehnt sich in die Nordwestecke von Viktoria und alle anderen Festlandstaaten aus. Sie ist eine gesellige Art, häufig zusammen mit *A. aneura* auftretend. Gewöhnlich ist sie in der Nähe von Wasserläufen auf sandigen, stark lehmhaltigen und schweren Böden in ariden und semiariden Regionen zu finden.

Aufgrund dorniger Nebenblätter ist diese Art leicht von anderen Arten aus New South Wales oder Viktoria zu unterscheiden, eine schnell wachsende aber kurzlebige Pflanze, geeignet zum Windschutz und als Heckenpflanze in trockenen Gebieten Australiens (TAME, 1992).





*Acacia victoriae* ssp. *victoriae*, ist als ausgewachsene Pflanze kahl. Sie wächst auf schwereren Böden (TAME, 1992).

*Acacia victoriae* ssp. *arida* Pedley ist eine behaartere Pflanze mit behaarten Zweigen und Früchten, vorkommend in New South Wales auf sandigen Böden in semiariden westlichen Regionen (HUXLEY, 1973; TAME, 1992).

weitere Synonyme: *A. sentis* F. Muell, *A. coronalis* J. Black

Abb. 17: Habitus von *A. victoriae*

## 4.2 Pflanzenmaterial für die jeweiligen Versuche

### Pflanzenmaterial für generative Vermehrungsversuche

Für den 1999 durchgeführten Versuch zur generativen Vermehrung wurde zweijähriges Akaziensaatgut aus dem Botanischen Garten Berlin-Dahlem zur Verfügung gestellt, welches z. T. aus kommerziellen australischen Quellen und Ernten selbst aufgebauter Pflanzenbestände bezogen wurde.

Für die Untersuchungen im Jahr 2000 wurde Saatgut direkt aus dem kommerziellen Handel bezogen (Anhang Teil 2, S. 13).

### Pflanzenmaterial für vegetative Vermehrungsversuche

Für die Stecklingsgewinnung standen Mutterpflanzen aus Botanischen Gärten (Anhang Teil 2, S. 13) zur Verfügung. Des weiteren wurden Stecklinge von den, aus eigenen generativen und vegetativen Vermehrungsversuchen, kultivierten Pflanzen gewonnen (Anhang, Tab. 28, S. 47ff.).

### Pflanzenmaterial für die In-vitro-Kultur

Für die In-vitro-Kultur wurde Pflanzenmaterial von ca. zehn Wochen alten Mutterpflanzen aus eigener generativer Vermehrung gewonnen.

### Pflanzenmaterial zur Wachstumssteuerung

Das Pflanzenmaterial für die Untersuchungen zur Wachstumsregulierung entstammte den eigenen generativen und vegetativen Vermehrungsversuchen.

### 4.3 Sonstiges Material

#### Substrate

Aussaatsubstrat: Torfkultursubstrat 1 : Quarzsand (gewaschen, Körnung 0,5 bis 2 mm) im Verhältnis 2:1

Stecklingssubstrate: Torfkultursubstrat 1  
 Einheitserde Typ P  
 Einheitserde Typ VM  
 Perlit (Körnung 0 – 6 mm)  
 Quarzkies (Körnung 2 – 3 mm)  
 Substratmischungen:  
 Einheitserde Typ P und Perlit 2:1  
 Einheitserde Typ VM und Perlit 2:1  
 Quarzkies und Perlit 1:1

Überführungssubstrat In-vitro-Kultur:

Einheitserde Typ VM und Quarzsand der Körnung 0,6 - 1,2 mm 2:1

zur Weiterkultur:

Einheitserde Typ P und Perlit der Körnung 0 bis 6 mm 2:1

Eingepflanzt wurden die Keimlinge in eine Substratmischung aus TKS 1 und Quarzsand im Verhältnis 4:1, sowie P-erde und Quarzsand im Verhältnis 4:1. Die Weiterkultur der Pflanzen erfolgte mittels industriell gefertigter, handelsüblicher Substrate, sowie mit Substratmischungen. Diese bestanden aus Einheitserde Typ VM, Typ P, Typ T; TKS 1 und Quarzkies (Körnung 2 bis 3 mm). Es handelte sich um industriell hergestellte, handelsübliche Substrate. Die Zusammensetzung wird im Anhang in Teil 2, Tab. 3, S. 14 dargestellt.

#### Düngung

Es wurden Wuxal Super und Laktophol eingesetzt.

#### Vermehrungsmaterial

##### generative Vermehrung

- Kiste Typ Piki Saat 80, 30 cm x 20 cm x 4 cm L x B x H

##### vegetative Vermehrung

- Multitopfpaletten (7x5 oder 4x6 einzelne 6 cm Töpfe mit je einem Volumen von 0,1 l, schwarzer Kunststoff).
- Cultoplant (Ø 20 mm, Länge 40 mm) zu je 60 Stk. auf Trägerplatten (Kunststoff, gelocht)
- Jiffy 7

Die weitere Kultur erfolgte in Kunststofftöpfen verschiedener Durchmesser.

## Pflanzenschutzmittel

Zum Vorbeugen möglicher Pilzinfektionen erfolgte nach der Aussaat und dem Stecken eine Behandlung mit Previkur N. Eine Übersicht der Pflanzenschutzmittel und der jeweiligen Anwendungstermine während der Kultur ist im Anhang in Teil 2, S. 12 zu finden.

## Hormone

Bewurzelungshormone: IBS und NES in Pulverform, sowie IBS in flüssiger Form

## Hemmstoff

Als Hemmstoff wurde Gartenbau-Cycocel (Chlorcholinchlorid, Beschreibung siehe Anhang Teil 2, S. 13 ) verwendet.

## Bauliche Anlagen

Die Vermehrungsversuche erfolgten am Fachgebiet Zierpflanzenbau des Institutes für Gartenbauwissenschaften der Humboldt-Universität zu Berlin in Berlin-Köpenick.

Genutzte Anlagen der Humboldt-Universität:

- Gewächshauskomplex:  
Gewächshäuser mit den Maßen 15,00 m x 3,00 m x 2,50 m L x B x H, Einfachverglasung, automatische Innenschattierung (Gewebe mit Aluminiumstreifen, Schattierwirkung 50 %), Rolltische mit computergesteuerter Bewässerung (Ebbe-Flut-Verfahren (DGT-Volmatic, AMI 1000)) und Warmwasseruntertischheizung, Tischbedeckung mit Nadelfolie
- zur Vermehrung:  
festinstallierter Betontisch mit einem 60 cm hohen Folienzelt und Tischbedeckung mit Nadelfolie, Schattierung durch Abdeckung des Folienzelttes mit Netztuch nach Bedarf, Warmwasseruntertischheizung
- Pflanzenwuchsschrank:  
Fabrikat HPS 1500, Firma Heraeus Vötsch (Temperatur, Belichtungsdauer, Luftfeuchte regelbar), Beleuchtung: Quecksilberdampflampen Osram HQIR 250 W
- Kellerräume für Lagerung

Die Versuche zur In-vitro-Kultur erfolgten am Fachgebiet Zierpflanzenbau und am Fachgebiet Vermehrungstechnologie/Baumschulwesen des Institutes für Gartenbauwissenschaften der Humboldt-Universität zu Berlin in Berlin-Köpenick.

Für die Akklimatisierung und Weiterkultur wurde vorstehend genannter Gewächshauskomplex genutzt.

Die Durchführung der vegetativen Vermehrungsversuche erfolgte außerdem im Produktionsbetrieb, dem Rosengut Langerwisch in Langerwisch:

- Vermehrungshaus: 20,90 m x 6,30 m x 3,00 m L x B x H, Einfachverglasung, FOG-Anlage, Leichtölheizung, festinstallierte Betontische, Tischbedeckung mit Bändchengewebe und Glasfibervlies, automatische Innenschattierung mit 60 % Schattierwirkung (Gewebe mit Aluminiumstreifen)

Untersuchungen zur Wachstumsregulierung erfolgten am Fachgebiet Zierpflanzenbau des Institutes für Gartenbauwissenschaften der Humboldt-Universität zu Berlin an den Standorten Berlin-Köpenick und Berlin-Dahlem.

genutzte Anlagen Dahlem:

- Doppelfoliengewächshaus (200 m<sup>2</sup>) mit fest installierten Otte-Betontischen, Tischbedeckung mit Nadelfolie, Bewässerung mittels Schlauch nach Bedarf, Heizung mit Luftheizgerät
- betonierte Freiflächen mit Bodenbedeckung aus Bändchengewebe, Bewässerung mittels Schlauch nach Bedarf

#### 4.4 Methoden

Bei ausgesuchten Akazien-Arten werden Versuche zum Einfluss des Saatgutalters und verschiedener Saatgutvorbehandlungsmethoden durchgeführt.

Es werden die Messwerte Keimdauer und Keimrate ermittelt und ausgewertet.

Keimrate (in %) = Anzahl gesäter Samen / Anzahl gekeimter Samen x 100

Die Angabe der Keimdauer erfolgt in Tagen. Dabei wird der Tag der ersten Keimung angegeben und der Tag der letzten Keimung, maximal bis zum 63. Tag nach der Aussaat.

Die mittlere Keimdauer wird durch den Mittelwert aus diesen Zeitpunkten berechnet.

Als gekeimt zählen Sämlinge, die die Substratoberfläche durchbrechen.

Untersuchungen zur Bewurzelung an unterschiedlichem Stecklingsmaterial sollen grundsätzliche Möglichkeiten der Vermehrung durch Stecklinge an verschiedenen Akazien-Arten aufzeigen. Über einen Zeitraum von drei Jahren werden verschiedene Untersuchungen zur Stecklingsart, zum Stecktermin, zur Wirkung von Vermehrungsmaterialien, Bewurzelungshormonen und der Lagerung der Stecklinge unter verschiedenen Licht- und Temperaturbedingungen, sowie zum Alter der Mutterpflanze bei einer Auswahl australischer Akazien-Arten durchgeführt.

Zu ermittelnde Messwerte sind Bewurzelungsdauer und Bewurzelungsrate. Die Angabe der Bewurzelungsdauer erfolgt in Tagen.

Bewurzelungsrate (in %) =

Anzahl bewurzelter Stecklinge / Gesamtzahl verwendeter Stecklinge x 100

Bewurzelungsrate (in Stück) =

Gesamtzahl untersuchter Stecklinge - Zahl unbewurzelter Stecklinge.

Ein Steckling gilt als bewurzelt, wenn die Wurzel eine Länge von mindestens 1 cm aufweist.

Mit der Durchführung der In-vitro-Kultur soll eine grundsätzliche Möglichkeit der Vermehrung und Bewurzelung bei Akazien *in vitro* untersucht werden. Dazu werden an verschiedenen Akazien-Arten, über einen Zeitraum von einem Jahr, anhand eines Kulturverfahrens, die Etablierung und Vermehrungsmöglichkeit getestet. Weiterhin erfolgt die Prüfung der Bewurzelung *in vitro* und die Prüfung einer möglichen Überführung *in vivo*. Die Bewurzelungsversuche beinhalten das Entfernen gebildeter Wurzeln und das erneute Aufsetzen der Mikrosprosse und Stängelsegmente, um mögliche Veränderungen im Bewurzelungsverhalten zu erkennen.

Medien verschiedener Zusammensetzung werden untersucht.

Als Bewertungsparameter sollen die Vermehrungsrate anhand gebildeter Mikrosprosse, die Bewurzelungsrate und die Wurzelanzahl, sowie die Wurzellänge nach jeder Subkultur, bzw. zu verschiedenen Terminen ermittelt werden.

durchschnittliche Vermehrungsrate = Mittelwert der Anzahl gebildeter Mikrosprosse pro aufgesetztem Explantat

Bewurzelungsrate = prozentualer Anteil bewurzelter Mikrosprosse/Stängelsegmente im Verhältnis zur jeweiligen eingesetzten Gesamtzahl

Die Wurzellänge wird durch Anlegen eines Lineals an die Hauptwurzel gemessen. Die Messungen erfolgen pro aufgesetztem Explantat.

Überlebensrate = Anzahl *in vitro* bewurzelter, in Substrat überführter Mikrosprosse - Zahl der Jungpflanzen nach vierwöchiger Weiterkultur

Zur Beschreibung des Habitus der Pflanzen wird die Pflanzengröße anhand der Messwerte Trieblänge und Triebanzahl ermittelt.

Es werden verschiedene Untersuchungen über einen Zeitraum von drei Jahren zum Einfluss verschiedener Vermehrungstermine und -arten, pflanzenbaulicher Maßnahmen und Klimafaktoren auf den Habitus und der Blütenbildung bei verschiedenen Akazien-Arten durchgeführt. Im Vordergrund stehen dabei die Wirkungen des Wurzelkürzens, manuellen Stützens der Triebe und von Hemmstoffen.

Der Einfluss klimatischer Bedingungen auf Akazien-Arten soll in erster Linie durch Einstellen der Pflanzen in Pflanzenwuchsschränke (Klimakammern), in Gewächshäuser, sowie unter natürlichen Freilandbedingungen am Versuchsstandort erfolgen. Das dafür verwendete Pflanzenmaterial wird aus den vorangegangenen Vermehrungsversuchen verwendet.

Es werden, bei Betrachtung des jeweiligen Versuches, die Messgrößen Trieblänge des längsten Triebes, Triebanzahl, Blattanzahl (Phyllodienanzahl) und Anzahl der Pflanzen mit Blüten/Blütenknospen ermittelt.

Die Messung des längsten Triebes (in cm) erfolgt bei allen Akazien-Arten durch das Aufstellen eines Messstabes auf den Topfrand und dem Ablesen der Trieblänge am apikalen Ende des Triebes. Die Triebanzahl wird durch zählen aller Triebe pro Pflanze, die eine Mindestlänge von 1 cm aufweisen, ermittelt. Als Pflanzen mit Blütenknospen wurden alle Pflanzen mit makroskopisch

sichtbaren, ca. 0,2 cm großen Blütenknospen gezählt, Pflanzen mit Blüten dagegen bei geöffneten Einzelblüten in den Blütenständen.

Die statistische Auswertung der Daten erfolgt mit der Software SPSS für WINDOWS durch verschiedene Testverfahren.

Die statistische Auswertung der unterschiedlichen Wirkung der Vorbehandlungsmethoden auf die Stecklingsbewurzelung innerhalb der Art und zwischen den Arten und die Auswertung der generativen Vermehrungsversuche fand mit Hilfe der Kontingenztafelanalyse (Kreuztabellen, Chi-Quadrat-Tests) und der Berechnung der exakten Signifikanz mit dem exakten Test nach Fisher statt.

Die Berechnung der exakten Signifikanz mit dem exakten Test nach Fisher erfolgt für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 %. Es müssen die Voraussetzungen einer erwarteten Häufigkeit  $\geq 1$  erfüllt sein und es dürfen nur maximal 20 % der erwarteten Häufigkeiten  $< 5$  auftreten.

Bei den Untersuchungen zu Wachstumssteuerungsmöglichkeiten wurde im Falle einer Normalverteilung der t-Test (2-seitig,  $\alpha=0,05$ ) angewendet. War eine Normalverteilung nicht gegeben, erfolgte der Mann-Whitney-Test (exakte Signifikanz, 2-seitig,  $\alpha=0,05$ ) bei zwei unabhängigen Stichproben. Bei mehr als zwei unabhängigen Stichproben wurde der Kruskal-Wallis-Test mit dem multiplen Anschlussstest von Nemenyi bei gleichen Stichprobenumfängen, bzw. mit dem Anschlussstest von Dunn bei ungleichen Stichprobenumfängen, durchgeführt.

In Hinblick auf einen allgemeinen Überblick über Akazien und als Grundlage für weitere Untersuchungen wird auch, für eine statistische Auswertung nicht ausreichendes, Datenmaterial bewertet und angegeben, sowie mit z. T. geringen Wiederholungen gearbeitet.

Die Temperatur- und Luftfeuchtwerte in dem Gewächshauskomplex in Berlin-Köpenick werden durch das Klimaprogramm KLIMAX<sup>®</sup>, in Dahlem durch das Plantputer-Prozessleitsystem aufgenommen.

## 5. Untersuchungen zu generativer Vermehrung

### 5.1 Einleitung

Allgemein findet die Vermehrung durch Samen nach einer züchterischen Selektion statt, welche unter anderem die hohe und schnelle Keimung umfasst (HORN in HORN, 1996). Bei der Einführung neuer Arten fehlt jedoch ein aufgebauter Mutterpflanzenbestand und man muss häufig auf die „natürlichen“ Samen zurückgreifen. Teilweise kann auch von australischen Saatguthandelsfirmen angebotenes Saatgut an natürlichen Standorten geerntet und nicht züchterisch bearbeitet worden sein (v. HENTIG, 1992). Die Nachteile der so erfolgenden generativen Vermehrung sind neben einem häufig heterogenen Pflanzenbestand, eine längere Entwicklungsdauer von der Aussaat bis zur Blüte bzw. zum Verkauf gegenüber Stecklingsvermehrten (GRÜNEBERG, 1989).

Die Vermehrung durch Samen ist von besonderer Bedeutung bei Sorten, die sich homogen produzieren lassen. Ferner dient sie hauptsächlich der Züchtung neuer, leistungsfähiger Sorten (GRÜNEBERG, 1989).

Bei der Vermehrung der Akazien hat sie jedoch vorrangig Bedeutung als grundlegende Vermehrungsmethode, da die vegetative Vermehrung über Stecklinge bisher nur teilweise möglich ist. In der Literatur sind bislang nur geringfügige Hinweise für die gartenbauliche Praxis dieser Vermehrungsart zu finden und die wenigen Veröffentlichungen sind zum Teil widersprüchlich (siehe S. 26ff.).

Ein Hauptproblem bisheriger Untersuchungen ist die lange Keimdauer der Akaziensamen, die teilweise bis zu zwei Jahren betragen kann (SIMMONS, 1987). Gegenstand dieser Arbeit sollen deshalb Möglichkeiten sein, eine hohe Keimrate bei geringer Keimdauer der Akaziensamen zu erzielen.

### 5.2 Material

#### Pflanzenmaterial

Tab. 3: Untersuchte Akazien-Arten der generativen Vermehrungsversuche

Versuch 1999	Versuch 2000
<i>Acacia asparagoides</i>	<i>Acacia buxifolia</i>
<i>Acacia buxifolia</i>	<i>Acacia calamifolia</i>
<i>Acacia calamifolia</i>	<i>Acacia havilandii</i>
<i>Acacia havilandii</i>	<i>Acacia iteaphylla</i>
<i>Acacia iteaphylla</i>	<i>Acacia ligustrina</i>
<i>Acacia linearifolia</i>	<i>Acacia linearifolia</i>
<i>Acacia retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	<i>Acacia longifolia</i> var. <i>longifolia</i>
<i>Acacia ulicifolia</i>	<i>Acacia pycnantha</i>
<i>Acacia victoriae</i>	<i>Acacia retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>

Fortsetzung Tab. 3

Versuch 1999	Versuch 2000
	<i>Acacia retinodes</i> var. <i>retinodes</i>
	<i>Acacia ulicifolia</i>
	<i>Acacia ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>
	<i>Acacia victoriae</i>

### Sonstiges Material

Zur Saatgutvorbehandlung durch hohe Temperaturen stand ein Trockenschrank Heraeus Typ 6060 zu Verfügung. Das Abwägen des Saatgutes erfolgte mittels einer Waage (Fa. OWA LABOR). Zum Vorquellen der Samen wurde Leitungswasser verwendet, zur chemischen Vorbehandlung konzentrierte Schwefelsäure (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, 96 %) und Seed Starter („Smoky Water“). Seed Starter allgemein wurden entwickelt, nachdem Untersuchungen ergaben, dass die fördernde Wirkung eines Buschfeuers nicht nur durch die Hitze, sondern auch durch den Rauch verursacht wird. Bei dem hier verwendeten Smoky Water handelt es sich um eine, im kommerziellen Handel erwerbbar Substanz, welche die Wirkung des Rauches ersetzt (BROWN & VAN STADEN, 1997 zitiert von ADKINS, DAVIDSON, MATTHEW, NAVIE, WILLIS, TAYLOR & BELLAIRS, 2002).

### 5.3 Versuchsdurchführung

Die Gesamtdarstellung wichtiger Aspekte der Versuchsdurchführung, sowie die jeweiligen Ergebnisse der Keimraten und Keimdauer erfolgt im Anhang in Tab. 4, S. 18ff..

Es erfolgten zwei Versuche zur generativen Vermehrung der Akazien (Tab. 4, S. 56).

Der erste Versuch, im Januar 1999 wurde mit zweijährigem Saatgut durchgeführt. Für den zweiten Versuch, im Februar 2000, wurde ca. drei Monate altes Saatgut verwendet und je nach Saatgutvorbehandlung in Varianten eingeteilt.

Die Aussaat aller vorbehandelten Samen erfolgte unverzüglich nach der jeweiligen Behandlung. Die Samen wurden in einem Abstand von ca. 1 cm im Quadratverband auf das Substrat gelegt und mit einer ca. 0,5 cm starken Substratschicht bedeckt. Abschließend erfolgte das Andrücken mit einem Brett. Gewässert wurde mittels Handsprühnebel nach Bedarf.

Über einen Zeitraum von 63 Tagen wurde täglich die Keimrate pro Variante aufgenommen.

Bei den Sämlingen erfolgte ein manuelles Entfernen der Samenschale von den Keimblättern.

Zur Bestimmung des 1000 Korngewichtes wurden je Akazienart dreimal 100 Samen gewogen. Aus diesen drei Messungen erfolgte die Berechnung des Mittelwertes und die Hochrechnung auf 1000 Korn.



Tab. 4: Übersicht über Varianten der generativen Vermehrungsversuche

Variante Akazienart	Versuch 1999, zweijähriges Saatgut			Versuch 2000, drei Monate altes Saatgut			
	Mechanisches Beschädigen der Samenschale	Vorquellen der Samen	Behandlung mit Seed Starter	Mechanisches Beschädigen der Samenschale	Vorquellen der Samen	Einwirken hoher Temperaturen	Behandlung mit konz. Schwefelsäure
<i>A. asparagoides</i>	X	X	X				
<i>A. buxifolia</i>	X	X	X	X	X	X	X
<i>A. calamifolia</i>				X	X	X	X
<i>A. havilandii</i>	X			X	X	X	X
<i>A. iteaphylla</i>	X	X	X	X	X	X	X
<i>A. ligustrina</i>				X	X	X	X
<i>A. linearifolia</i>	X	X	X	X	X	X	X
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>				X	X	X	X
<i>A. pycnantha</i>				X	X	X	X
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	X	X	X	X	X	X	X
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>				X	X	X	X
<i>A. ulicifolia</i>	X	X	X	X	X	X	X
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>				X	X	X	X
<i>A. victoriae</i>	X	X	X	X	X	X	X

X - zutreffend

## Saatgutvorbehandlung

### *Seed Starter*

Die Anwendung von Smoky Water (25 ml auf 250 ml Wasser) erfolgte durch das Bedecken der Samen. Dazu wurde die Lösung gleichmäßig auf sieben Petrischalen (Durchmesser 9 cm) verteilt, so dass die Samen vollständig untertauchten. Die Samen befanden sich 24 Stunden bei Raumtemperatur (ca. 19 °C) in der Lösung.

### *mechanisches Beschädigen*

Zur mechanischen Beschädigung der Samenschale wurden die Samen punktuell mit Sandpapier abgerieben.

Es war zu beachten, nur soviel von der Samenschale zu entfernen, dass der Embryo sichtbar wurde und unverletzt blieb.

### *chemisches Beschädigen*

Die Durchführung der Behandlung mit konzentrierter Schwefelsäure erfolgte durch ein Übergießen von je zweimal 25 Korn pro Akazienart mit 5 ml Säure. Dafür wurden die Samen in Petrischalen unter einem Abzug platziert. Während dem Aufenthalt von zehn Minuten der Samen in der Säure, wurden diese mit einem Glasstab für eine gleichmäßige Verteilung gerührt. Abschließend erfolgte das Abspülen der Samen über einen Zeitraum von fünf Minuten unter fließendem Leitungswasser.

### *Vorquellen*

Zum Vorquellen wurden die Samen in Petrischalen überführt und mit kochendem Leitungswasser übergossen, so dass sie vollständig bedeckt waren.

Während dem insgesamt 72 h andauernden Aufenthalt der Samen (50 Korn pro Akazienart) im Wasser erfolgte nach 24 h und 48 h ein Wasserwechsel mit kochendem Wasser.

### *Einwirkung hoher Temperaturen*

Die Erhitzung der Samen erfolgte im vorgeheizten Trockenschrank. Es befanden sich pro Pflanzenart 50 Korn in einer Petrischale. Die Temperatur im Trockenschrank betrug beim Einbringen der Samen für sieben Minuten 60 °C, dann wurde die Temperatur auf 90 °C erhöht (5 min.) und die Samen für die Dauer von einer halben Minute bei 90 °C erhitzt.

## 5.4 Ergebnisse und Auswertung

### Saatgutform und -größe

Da der Autorin keine Veröffentlichungen über die Saatgutgröße vorlagen, erfolgte eine Berechnung des 1000 Korngewichtes ausgewählter Akazien-Arten (Tab. 5).

Tab. 5: Angabe des 1000 Korngewichtes verschiedener Akazien-Arten

<b>Akazienart</b>	<b>1000 Korngewicht [g]</b>
<i>Acacia buxifolia</i>	16,5
<i>Acacia calamifolia</i>	23,5
<i>Acacia havilandii</i>	9,2
<i>Acacia iteaphylla</i>	37,0
<i>Acacia ligustrina</i>	6,5
<i>Acacia linearifolia</i>	25,2
<i>Acacia longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	18,3
<i>Acacia pycnantha</i>	22,6
<i>Acacia retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	11,8
<i>Acacia retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	11,6
<i>Acacia ulicifolia</i>	11,0
<i>Acacia ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	11,0
<i>Acacia victoriae</i>	48,3

Es wird deutlich, dass zwischen den verschiedenen Akazien-Arten große Unterschiede bestehen, welche in den nachstehenden Abbildungen der Saatgutformen dargestellt werden.

Eine vergleichende Betrachtung der Ergebnisse der Keimraten und der Keimdauer mit dem 1000 Korngewicht ließ keine Rückschlüsse auf Zusammenhänge zu.

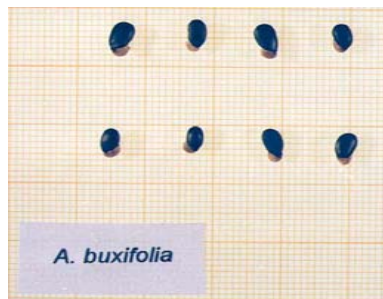


Abb. 18:  
Saatgut von *A. buxifolia*

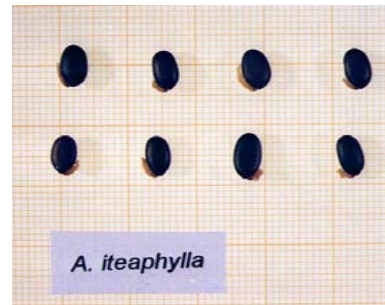


Abb. 21:  
Saatgut von *A. iteaphylla*

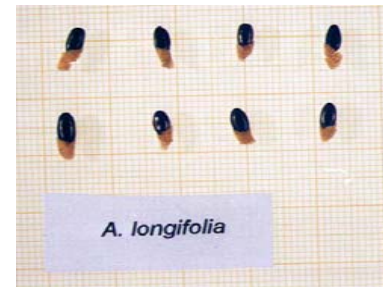


Abb. 24:  
Saatgut von *A. longifolia* var.  
*longifolia*

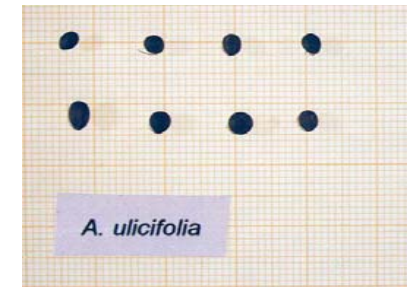


Abb. 27:  
Saatgut von *A. ulicifolia*

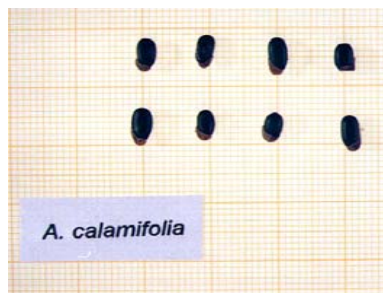


Abb. 19:  
Saatgut von *A. calamifolia*

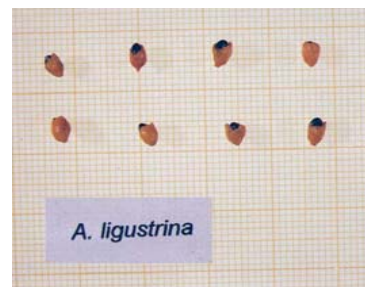


Abb. 22:  
Saatgut von *A. ligustrina*



Abb. 25:  
Saatgut von *A. pycnantha*

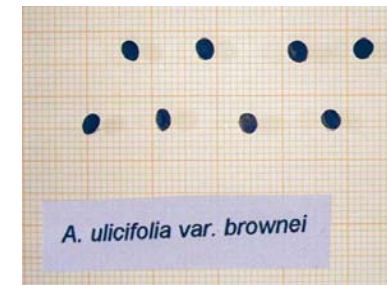


Abb. 28:  
Saatgut von *A. ulicifolia* var.  
*brownei*

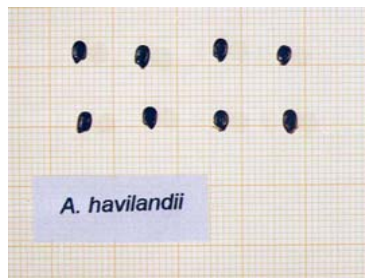


Abb. 20:  
Saatgut von *A. havilandii*

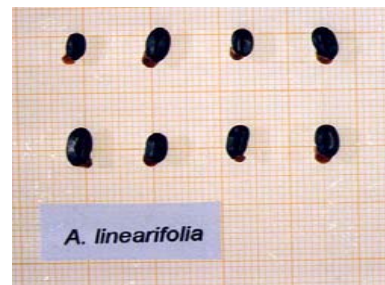


Abb. 23:  
Saatgut von *A. linearifolia*

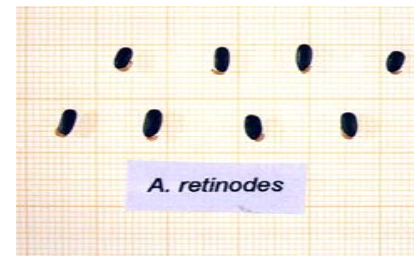


Abb. 26:  
Saatgut von *A. retinodes* var.  
*retinodes*



Abb. 29:  
Saatgut von *A. victoriae*

## Einfluss der Saatgutvorbehandlungsmethoden auf die Keimrate

## Versuch 1999

Die Keimraten nach den Saatgutvorbehandlungsmethoden Vorquellen, mechanisches Beschädigen der Samenschale und der Behandlung mit Seed Starter waren sehr verschieden und artenspezifisch (Tab. 6, S. 60, Abb. 30, S. 61).

Tab. 6: Keimraten nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen im Versuch 1999

Behandlung:	mechanische Beschädigung	Vorquellen	Seed Starter
Akazienart	Keimrate [%]		
<i>A. asparagoides</i>	2,0	15,0	0,0
<i>A. buxifolia</i>	31,1	30,0	0,0
<i>A. calamifolia</i>	57,5	0,0	x
<i>A. havilandii</i>	25,6	x	x
<i>A. iteaphylla</i>	55,1	58,3	0,0
<i>A. linearifolia</i>	13,3	31,3	0,0
<i>A. retinodes var. retinodes</i>	52,0	27,5	7,5
<i>A. ulicifolia</i>	0,0	73,3	0,0
<i>A. victoriae</i>	12,0	5,7	7,5

x - zu dieser Variante erfolgte keine Untersuchung

Die Anwendung von Smoky Water zeigte bei keiner der untersuchten Akazienart eine fördernde Wirkung auf die Keimrate. *A. retinodes* und *A. victoriae* wiesen lediglich eine Keimrate von 7,5 % auf.

Beim Vorquellen dagegen wurden Keimraten von bis zu 73,3 % (bei *A. ulicifolia*) erreicht. Es folgten *A. iteaphylla* mit 58,3 %, *A. buxifolia* (30,0 %) und *A. linearifolia* (31,3 %), *A. retinodes* (27,5 %), *A. asparagoides* (15,0 %) und *A. victoriae* (5,7 %). Bei *A. calamifolia* erfolgte keine Keimung.

Bei der mechanischen Beschädigung der Samenschale wies *A. calamifolia* jedoch die höchste Keimrate mit 57,5 % auf. Eine ähnlich hohe Keimrate wurde bei *A. iteaphylla* mit 55,1 % und *A. retinodes* (52 %) erzielt. Weiterhin kam es zu einer geringeren Keimrate bei *A. buxifolia* (31,1 %), *A. havilandii* (25,6 %), *A. linearifolia* (13,3 %), *A. victoriae* (12,0 %) und *A. asparagoides* (2,0 %). Bei *A. ulicifolia* erfolgte keine Keimung. Die Signifikanzen zwischen den Arten innerhalb der einzelnen Behandlungsmethoden sind im Anhang in den Tabellen 18-20, S. 30 dargestellt.

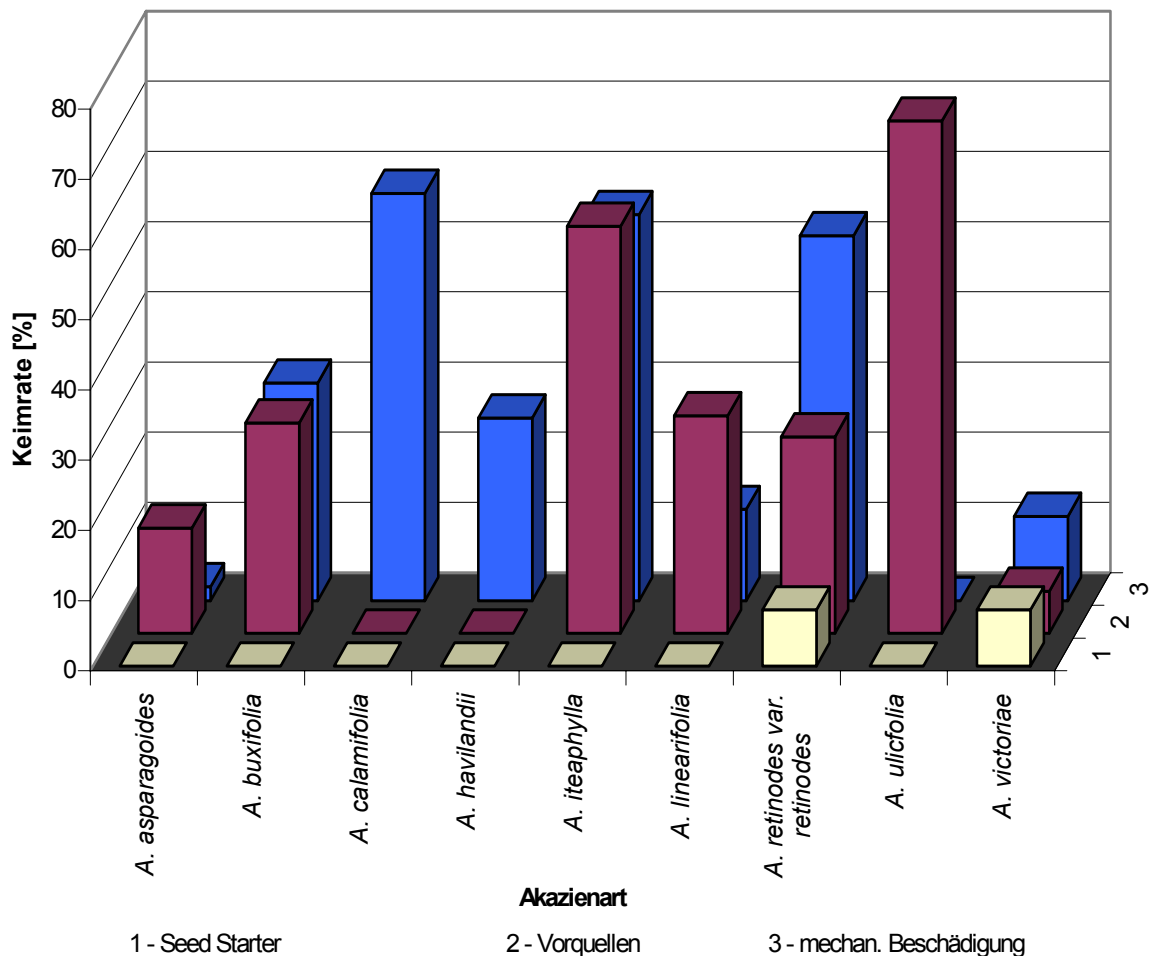


Abb. 30: Keimraten verschiedener Akazien-Arten nach unterschiedlicher Saatgutvorbehandlung (Versuch 1999)

Betrachtet man die unterschiedlichen Saatgutvorbehandlungsmethoden in ihrer Wirkung innerhalb der jeweiligen Akazienart, so kann man bei *A. buxifolia* und *A. iteaphylla* feststellen, dass die Wirkung beim mechanischen Beschädigen und Vorquellen etwa gleich ist, während die Behandlung mit Seed Starter zu keiner Samenkeimung führte. Der Unterschied zwischen dem mechanischen Beschädigen und der Behandlung mit Seed Starter ist signifikant, während es keinen signifikanten Unterschied zwischen dem mechanischen Beschädigen und dem Vorquellen gibt. Bei *A. buxifolia* ist keine statistische Berechnung zwischen dem Vorquellen und der Wirkung von Seed Starter möglich, da bei beiden Varianten insgesamt zu wenig gekeimt sind.

*A. asparagoides* und *A. ulicifolia* keimten nur nach dem Vorquellen der Samen. Bei *A. ulicifolia* ist dieser Unterschied im Vergleich zum mechanischen Beschädigen und zur Behandlung mit Seed Starter signifikant. Es erfolgte keine statistische Auswertung zwischen dem mechanischen Beschädigen und der Behandlung mit Seed Starter, da es bei keiner der beiden

Varianten zu einer Keimung kam. Bei *A. asparagoides* erfolgte keine statistische Auswertung, da die Voraussetzungen für das Testverfahren aufgrund der geringen Keimrate nicht erfüllt waren.

Bei *A. linearifolia* erzielte ebenfalls das Vorquellen die besten Keimergebnisse, während das mechanische Beschädigen etwa nur die Hälfte der Keimergebnisse erzielte. Da insgesamt nur sehr wenige Samen keimten, war keine statistische Auswertung möglich.

Bei *A. retinodes* var. *retinodes* verhielt es sich genau entgegengesetzt. Das mechanische Beschädigen führte hier zu einer doppelt so hohen Keimrate wie das Vorquellen und einer siebenfachen Verbesserung im Vergleich zu der Behandlung mit Seed Starter. Zwischen allen drei Behandlungen sind die Unterschiede in der Keimrate signifikant.

Auch bei *A. victoriae* erzielte das mechanische Beschädigen die beste Keimrate. Es folgte die Behandlung mit Seed Starter und die niedrigste Keimrate nach dem Vorquellen. Da auch hier nur wenige Samen keimten, waren die Voraussetzungen für eine statistische Auswertung nicht erfüllt.

Bei *A. calamifolia* wurde lediglich die Wirkung des Vorquellens und des mechanischen Beschädigens untersucht, wobei die Samen ausschließlich nach der mechanischen Beschädigung keimten.

Bei *A. havilandii* wurde aufgrund der geringen Saatgutanzahl nur die Wirkung des mechanischen Beschädigens untersucht. Die Übersicht über die signifikanten Unterschiede der Behandlungsmethoden innerhalb der Akazien-Arten ist im Anhang in den Tabellen 7 bis 9, S. 22f. dargestellt.

### Versuch 2000

Wie bereits im Vorjahr zeigten die verschiedenen Saatgutvorbehandlungen unterschiedliche Wirkungen auf die Keimraten (Tab. 7, S. 63, Abb. 31, S. 65).

Bei der Mehrzahl der untersuchten Akazien-Arten (12 von 13) wurden die höchsten Keimraten nach dem mechanischen Beschädigen der Samenschale erreicht.

Das Vorquellen der Samen zeigte nur bei einer (*A. havilandii*) von 13 untersuchten Arten die höchste Keimrate.

Nach der Behandlung mit hohen Temperaturen zeigten die Samen von *A. linearifolia*, *A. longifolia* var. *longifolia* und *A. retinodes* var. *retinodes* gleich hohe Keimraten, bzw. *A. iteaphylla* eine höhere Keimrate im Vergleich zum Vorquellen. Alle anderen Akazien-Arten wiesen deutlich niedrigere Keimraten auf.

Die Beschädigung der Samenschale mit konz. Schwefelsäure bewirkte bei den meisten, mit Ausnahme von *A. havilandii* und *A. retinodes* var. *retinodes*, eine sehr niedrige oder eine vollständig ausbleibende Keimung.

Tab. 7: Keimraten nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen im Versuch 2000

Behandlung:	mechanische Beschädigung	Vorquellen	hohe Temperatur (90 °C)	konz. Schwefelsäure (96 %)
Akazienart	Keimrate [%]			
<i>A. buxifolia</i>	58,0	30,0	4,0	6,0
<i>A. calamifolia</i>	80,0	40,0	14,0	10,0
<i>A. havilandii</i>	20,0	38,0	0,0	36,0
<i>A. iteaphylla</i>	64,0	2,0	20,0	4,0
<i>A. ligustrina</i>	54,0	18,0	2,0	10,0
<i>A. linearifolia</i>	76,0	30,0	30,0	6,0
<i>A. longifolia</i> <i>var. longifolia</i>	94,0	86,0	86,0	14,0
<i>A. pycnantha</i>	78,0	36,0	10,0	0,0
<i>A. retinodes</i> <i>var. blue leaf</i>	98,0	68,0	18,0	8,0
<i>A. retinodes</i> <i>var. retinodes</i>	80,0	46,0	48,0	42,0
<i>A. ulicifolia</i>	8,0	2,0	0,0	0,0
<i>A. ulicifolia</i> <i>var. brownei</i>	0,0	4,0	0,0	0,0
<i>A. victoriae</i>	86,0	16,0	8,0	13,0

Die Wirkungen der Saatgutvorbehandlungen waren, wie bereits im vorangegangenen Versuch, innerhalb einer Akazienart sehr variabel.

Die besten Keimraten bei *A. iteaphylla* (64 %), *A. victoriae* (86 %) und *A. ligustrina* (54 %) wurden nach dem mechanischen Beschädigen der Samenschale erreicht, wogegen die anderen drei Behandlungsmethoden keine oder eine nur geringe Förderung der Keimung erzielten.

Auch bei *A. retinodes* *var. retinodes* (80 %) und *var. blue leaf* (98 %), sowie bei *A. linearifolia* (76 %) wurden die besten Ergebnisse durch das mechanische Beschädigen der Samenschale erreicht, an zweiter Stelle folgte das Vorquellen (46 %, 68 % u. 30 %) und die Behandlung mit hohen Temperaturen (48 %, 18 % u. 30 %). Es traten lediglich Unterschiede nach der Behandlung mit konz. Schwefelsäure in dem Maße auf, dass bei *A. retinodes* *var. retinodes* eine positive Förderung der Keimung erfolgte (42 %) aber bei der *var. blue leaf* (8 %) und *A. linearifolia* (6 %) nicht.



Die Samen von *A. buxifolia* (58 %), *A. calamifolia* (80 %) und *A. pycnantha* (78 %) keimten am besten nach dem mechanischen Beschädigen. Es folgten die Keimraten nach dem Vorquellen (30 %, 40 %, 36 %). Vergleichsweise geringe Keimraten traten nach dem Einwirken hoher Temperaturen (4,0 %, 14 % u. 10 %) und der Behandlung mit konz. Schwefelsäure (6,0 %, 10 % u. 0 %) auf.

Bei *A. longifolia* var. *longifolia* zeigten alle Behandlungsmethoden (zwischen 94 % und 86 %) mit Ausnahme der Anwendung konz. Schwefelsäure (14 %) sehr gute Ergebnisse.

Die besten Keimraten bei *A. havilandii* wurden nach dem Vorquellen (38 %) und nach der Behandlung mit konz. Schwefelsäure (36 %) erzielt. Das mechanische Beschädigen zeigte eine geringe Wirkung (20 %), das Einwirken hoher Temperaturen keine (0 %).

Bei *A. ulicifolia* und *A. ulicifolia* var. *brownei* trat nach keiner der durchgeführten Behandlungsmethode eine ausreichende Keimrate auf.

Die Darstellung der Signifikanzen zwischen den Behandlungsmethoden erfolgt im Anhang in den Tabellen 10 - 15, S. 23ff., zwischen den Akazien-Arten im Anhang in den Tabellen 21 - 24, S. 31ff..

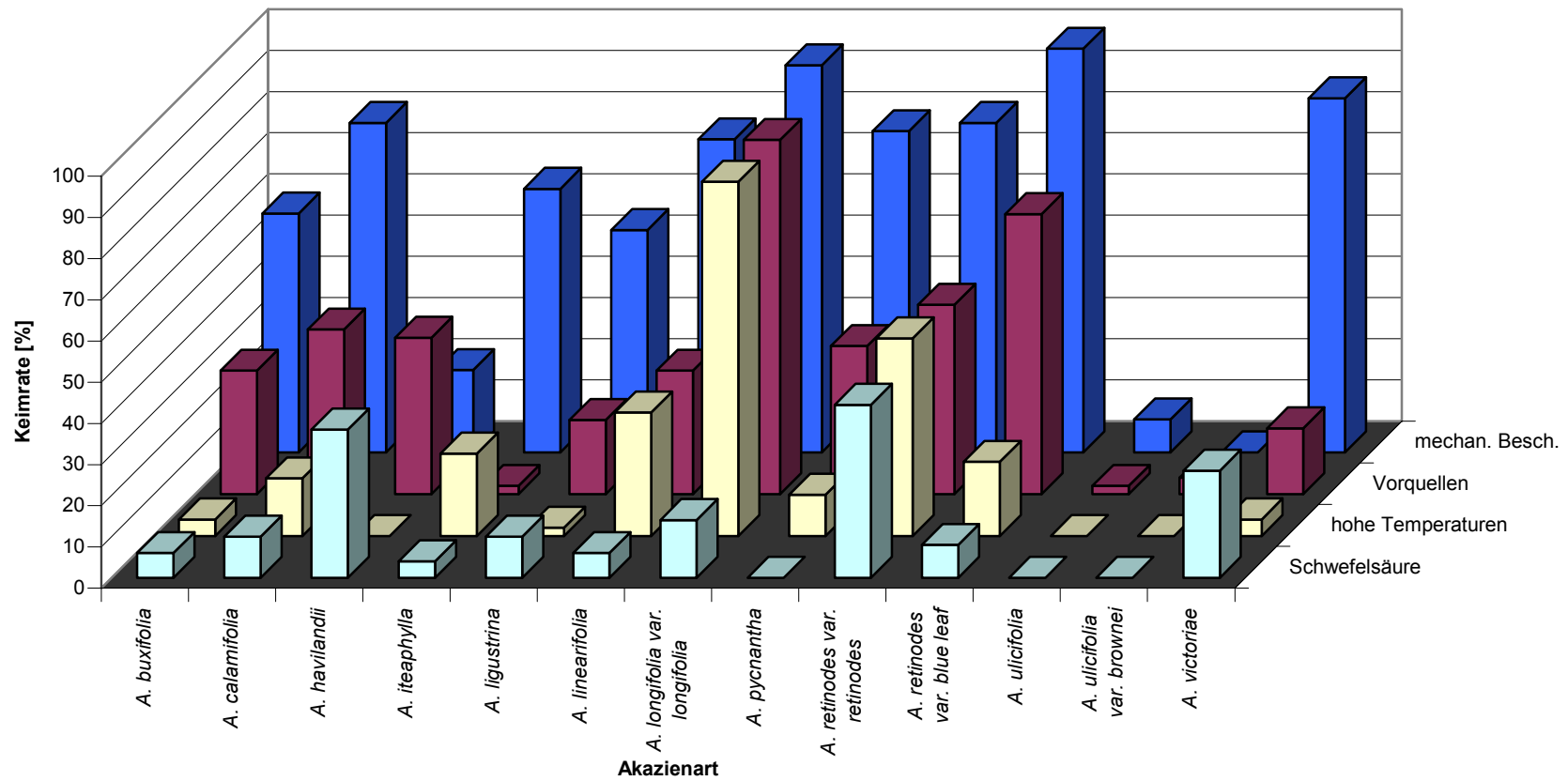


Abb. 31: Keimraten verschiedener Akazien-Arten nach unterschiedlicher Saatgutvorbehandlung (Versuch 2000)

## Vergleichende Betrachtungen der Varianten des Vorquellens und der mechanischen Beschädigung auf die Keimrate

### mechanische Beschädigung des Saatgutes

Obwohl es sich bei den durchgeführten Untersuchungen um zwei verschiedene Versuchstermine handelt, sollen im Folgenden die Ergebnisse der Keimraten bei unterschiedlichem Saatgutalter, nach den variierenden Methoden des Vorquellens und der mechanischen Beschädigung, näher betrachtet werden.

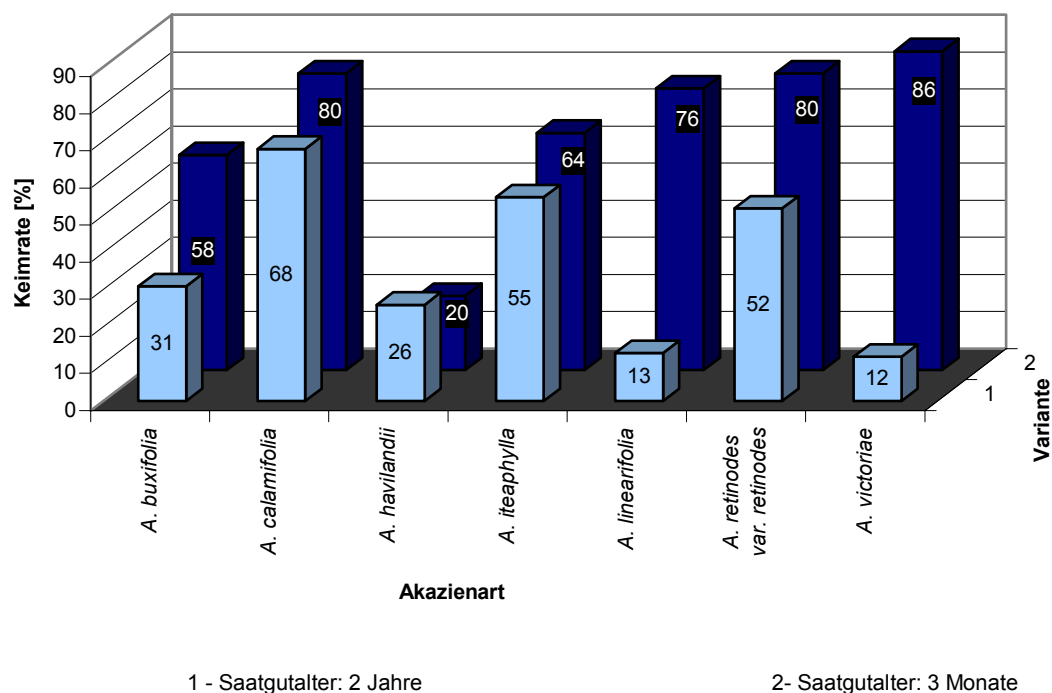


Abb. 32: Keimraten ausgewählter Akazien-Arten nach mechanischer Beschädigung bei unterschiedlich altem Saatgut

Mit Ausnahme von *A. havilandii* zeigte das mechanische Beschädigen bei jüngerem Saatgut aller Akazien-Arten eine verbesserte Keimrate (Abb. 32, S. 66). Bei *A. buxifolia*, *A. linearifolia*, *A. retinodes* und *A. victoriae* sind diese Unterschiede signifikant.

Bei *A. havilandii* unterschieden sich die Keimraten der beiden Varianten am geringsten (6 % Differenz). Dieser Unterschied ist nicht signifikant.

Älteres Saatgut von *A. ulicifolia* ist nicht gekeimt und jüngerer nur zu 8 %. Eine statistische Berechnung dieses Unterschiedes war aufgrund der geringen Keimraten nicht möglich.

Bei *A. iteaphylla* und *A. calamifolia* waren die Keimraten bei dem drei Monate alten Saatgut gegenüber dem zweijährigen ebenfalls höher, jedoch sind diese Unterschiede nicht signifikant.

Die statistischen Auswertungen der Keimraten erfolgten für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 % und befinden sich im Anhang in der Tab. 5, S. 22.

### Vorquellen des Saatgutes

Die Unterschiede der Keimraten des Akaziensaatgutes sind nach dem Vorquellen nicht so eindeutig, wie die nach dem mechanischen Beschädigen (Abb. 33, S. 67). Bei *A. buxifolia* und *A. linearifolia* sind die Keimraten bei verschieden altem Saatgut gleich.

Bei *A. victoriae* und *A. calamifolia* sind die Keimraten bei drei Monate altem Saatgut höher im Vergleich zum älteren Saatgut. Dies war auch bei den Samen von *A. retinodes* var. *retinodes* der Fall, wobei dieser Unterschied für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 % nicht signifikant ist.

Zweijähriges Saatgut von *A. ulicifolia* und *A. iteaphylla* wies dagegen im Vergleich zum jüngeren Saatgut eine höhere Keimrate auf.

Die statistischen Auswertungen der Wirkung des Vorquellens auf die Keimrate bei unterschiedlich altem Saatgut befinden sich im Anhang in Tab. 6, S. 22.

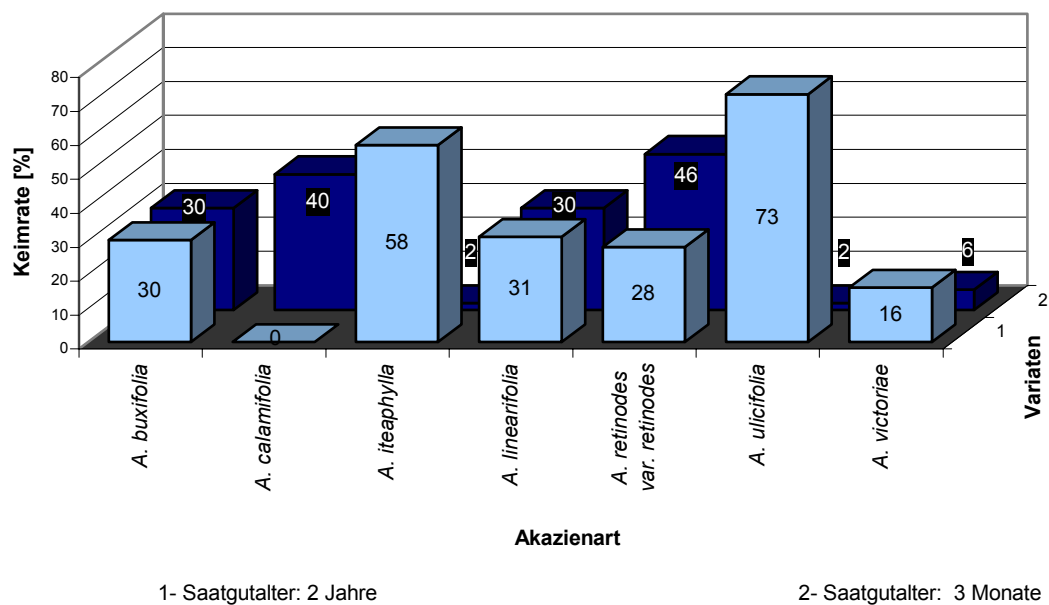


Abb. 33: Keimraten ausgewählter Akazien-Arten nach Vorquellen bei unterschiedlichem Saatgualter

### Einfluss der Saatgutvorbehandlungsmethoden auf die Keimdauer

Vergleicht man die Keimdauer der verschiedenen Akazien-Arten innerhalb einer Saatgutbehandlungsmethode, war diese insgesamt mit wenigen Ausnahmen sehr ähnlich.

Bei dem Versuch im Jahr 1999, mit zweijährigem Saatgut, hatten die Varianten der mechanisch Beschädigten, mit Ausnahme von *Acacia ulicifolia*, die kürzeste Keimdauer. Die Samen keimten in der Regel zwischen 5 und 18 Tagen. Die mittlere Keimdauer betrug 13 bis 22 Tage. Damit war die Keimung innerhalb von drei Wochen abgeschlossen.

Bei den vorgequollenen Samen dagegen trat die Keimung nach 25 bis 39 Tagen ein, mit Ausnahme von *A. buxifolia* und *A. calamifolia*. Das Mittel betrug 24 bis 42 Tage. *A. buxifolia* wies die längste Keimdauer mit 59 Tagen auf, während bei *A. calamifolia* die ersten Samen nach bereits 5 Tagen keimten, die Keimung jedoch bis 46 Tage andauerte.

Bei den mit Seed Starter behandelten Samen betrug die Keimdauer im Mittel 13 bis 36 Tage.

Bei den Versuchen im Jahr 2000 kam es, bei der Variante der mechanisch Beschädigten zu ähnlich guten Ergebnissen wie im Vorjahr. Die Keimdauer lag zwischen 5 und 63 Tagen, wobei hier erneut *Acacia ulicifolia*, *Acacia ulicifolia* var. *brownei*, sowie *A. ligustrina* Ausnahmen bildeten. Die Mehrzahl der Samen keimte im Mittel zwischen 12 und 32 Tagen, zehn Tage länger als im vorangegangenen Versuch.

Nach dem Vorquellen benötigten die Samen ebenfalls eine längere Keimdauer von 6 bis 63 Tagen, wobei das Mittel hier 16 bis 50 Tage betrug.

Die Behandlungen mit hohen Temperaturen (6 bis 63 Tage) und konz. Schwefelsäure (4 bis 63 Tage) führten im Vergleich zum Vorquellen erst zu einer später einsetzenden Keimung der Samen, jedoch war diese auch schneller beendet.

Nach der Einwirkung hoher Temperaturen lag die mittlere Keimdauer bei 27 bis 43 Tagen und nach dem Beschädigen der Samenschale mit konz. Schwefelsäure bei 25 bis 44 Tagen. Die Darstellung der Keimdauer für die jeweilige Akazienart befindet sich im Anhang, Abb. 16 - 29, S. 38ff..

Bei beiden Versuchen führten das mechanische Beschädigen der Samenschale zur höchsten Keimrate und kürzesten Keimdauer (im Mittel).

An zweiter Stelle steht das Vorquellen der Samen, das in der Regel zu einer längeren Keimdauer und niedrigeren Keimrate führte.

Bei den Versuchen mit hohen Temperaturen und der Beschädigung der Samenschale durch konz. Schwefelsäure war die Keimdauer ähnlich den Vorgequollenen, jedoch war die Keimrate sehr niedrig. Ebenso war das bei den mit Seed Starter behandelten Samen der Fall.

## 5.5 Diskussion

Für den Keimprozess von Samen ist deren Struktur, wie die Eigenschaften von Endosperm, Perikarp, Perisperm und Samenschale, von großer Bedeutung (ATWATER, 1980). Nach HORN (in HORN, 1996) wird die Keimung als eine Reihenfolge von Schritten definiert, die aus einem Samen einen Sämling entstehen lässt. Die Schritte unterscheidet er dabei in Quellung, Hydratation und Aktivierung von metabolischen Prozessen, die Zellteilung und -streckung, sowie das Erscheinen der Keimwurzel.

Der Prozess der Quellung ist dabei von der Temperatur, der Verfügbarkeit des Wassers und der Durchlässigkeit der Samenschale und Membranen abhängig (HORN in HORN, 1996).

Es gibt jedoch weitere Einflüsse auf die Samenkeimung. Neben einem, im Vergleich zur vegetativen Entwicklung, erhöhten Temperaturbedarf während der Keimung, sind das charakteristische Lichtansprüche (Licht- oder Dunkelkeimer). Neben den spezifischen Ansprüchen an den pH-Wert des Aussaatssubstrates, die auch durch die Freisetzung und Festlegung von Spurenelementen in Abhängigkeit vom pH-Wert bedingt sein können, vermag es zu einem indirekten Einfluss durch das Auftreten von Pathogenen bei einem pH-Wert über 6,0 kommen (SHOEMAKER & CARLSON, 1990 in HORN, 1996).

Unterbleibt die Samenkeimung trotz optimaler Umweltbedingungen, liegt eine Keimhemmung (Keimruhe) vor. Diese kann verschiedene Ursachen haben.

MURRAY (1984) und BÄRTELS (1989) schreiben, dass eine Keimhemmung durch Hemmstoffe in Endosperm, Keimblätter, Samenschale, Perikarp, und Fruchtwegewebe, durch eine Undurchlässigkeit der Samenschale oder anderer, den Embryo umgebender Membranen gegenüber Wasser und Sauerstoff, durch einen unterentwickelten oder ruhenden Embryo, sowie durch die Kombination dieser verschiedenen Ursachen, zustande kommen kann.

Die Ursache der Keimhemmung bei Akaziensamen wird jedoch weniger in der Wirkung bestimmter Inhibitoren gesehen.

Der Grund für die Dormanz der Akaziensamen ist vielmehr eine physikalische Barriere (CLEMENS et al., 1977). TRAN & CAVANAGH wiesen 1980 (zitiert in MURRAY, 1984) darauf hin, dass bei einigen Samenarten, wie beispielsweise die von Leguminosen, die Keimhemmung durch eine sehr harte Samenschale bedingt ist. Auch SIMMONS (1987) beschreibt die Akaziensamen mit einer extrem harten Samenschale, die jedoch nicht näher spezifiziert ist.

Um die Keimhemmung zu überwinden, ist eine Saatgutvorbehandlung notwendig, um die Hartschaligkeit abzubauen und die Impermeabilität für Wasser und / oder Gasen zu durchbrechen (TRAN & CAVANAGH in MURAY, 1984). Dafür wird eine Behandlung der Samen mit Säuren (z. B. konz. Schwefelsäure (BRANT et al., 1971 zitiert in MURAY 1984)), kochendem Wasser (Gewebespannung durch unterschiedlich temperierte Wasserlagerungen (BOWIE, 1932 u. THORNER, 1903 zitiert in MURRAY, 1984)) oder mittels mechanischer Verletzung empfohlen (TRAN & CAVANAGH in MURRAY, 1984).

Die Ergebnisse der durchgeführten Untersuchungen dieser Arbeit zeigen bei der überwiegenden Zahl der Akaziensamen eine deutlich bessere Keimrate und kürzere Keimdauer nach der mechanischen Beschädigung der Samenschale im Vergleich zur Anwendung konzentrierter

Schwefelsäure. Das könnte durch punktuell entferntes eines größeren Teils der Samenschale durch das Sandpapier verursacht sein. Die Anwendung konz. Schwefelsäure führte allgemein nur zu einer Verringerung der Dicke der Samenschale, aber nicht zu einer Entfernung der Testa bis zur Sichtbarwerdung des Embryogewebes, was bei der mechanischen Entfernung der Fall war. Für die Keimung benötigtes Wasser konnte somit schneller in die Samen eindringen.

Jedoch kann das punktuelle Entfernen der Testa und das damit verbundene, ungehemmte Eindringen von Wasser auch zu Spannungen und Schädigungen des Gewebes führen (JANSEN et al., 1998). Diese physiologischen Vorgänge könnten die Ursache für die besseren Keimraten nach Vorquellen und der Behandlung mit Schwefelsäure, die eine gleichmäßige Wasseraufnahme bewirken, bei *A. havilandii* darstellen.

Ferner weisen verschiedene Autoren auf den Einfluss des Saatgutalters, der Aufbewahrungsformen und des Aussaatzeitpunktes der Samen auf die Keimfähigkeit hin (BÄRTELS, 1989; RÜNGER, 1976; BENARY, 1923). So zeigte die mechanische Beschädigung bei jüngerem Saatgut bessere Keimraten als im Vergleich zum älteren. Da jedoch eine ungünstige Lagerung des älteren Saatgutes nicht auszuschließen ist, sind diese Ergebnisse nicht nur in Bezug auf das Saatgutalter zu treffen. Es bedarf weiterer Untersuchungen, welche die Keimfähigkeit nach verschiedenen Lagerbedingungen beinhalten. Bei optimalen Lagerbedingungen könnten vermutlich auch gute Ergebnisse in der Keimrate bei älterem Saatgut erreicht werden.

Wie im Erkenntnisstand beschrieben, ist eine Lagerung von Akaziensamen ein bis zwei Jahre ohne Verlust ihrer Lebensfähigkeit möglich (SIMMONS, 1987). In Australien können die Samen über Jahre im Boden lagern, bevor Ihre Keimung durch einen „Buschbrand“ hervorgerufen wird (CLEMENS et al., 1977). Dieser Vorgang wurde als Anregung für die Vorbehandlung der Samen mit erhöhten Temperaturen genutzt. Die Anwendungsmethode führte jedoch nur bei einer geringen Zahl der Akazien zu einer verbesserten Keimrate. Einerseits könnte die Ursache dafür in der Art der Durchführung, bei der die Temperaturführung und Behandlungslänge wesentliche Voraussetzungen sind, liegen. Andererseits könnten die mikrobielle Wirkung oder klimatische Einflüsse während der Lagerung der Samen im Boden Voraussetzungen darstellen, die nach einem Buschbrand zu einer Keimung führen.

BROWN & VAN STADEN (1997, zitiert in ADKINS et al., 2002) wiesen nach, dass, neben der Hitze des Feuers, auch die Bestandteile des Rauches einen Einfluss auf die Keimung haben. Man entwickelte „Seed Starter“, die diese wirksamen Bestandteile des Rauches enthalten und wies die Wirkung auf 170 Arten aus 37 Familien nach, z. B. an Ericaceae und *Helichrysum*-Arten (Roche et al., 1997 zitiert in ADKINS et al., 2002). Der in diesen Versuchen angewendete Seed Starter „Smoky Water“ zeigte jedoch keine Förderung der Keimrate. Eine Begründung dafür könnte die bereits diskutierte physikalische Ursache der Keimhemmung sein. Ferner könnten andere Konzentrationen des Smoky Waters oder die Anwendung anderer Seed Starter, wie z. B. „Kirstenbosch Instant Smoke Plus“, eine andere Wirkung erzielen.

Ebenfalls führte das Vorquellen der Samen zu einer verbesserten Keimrate der Akaziensamen, jedoch geringer als das mechanische Beschädigen. Auf die dabei, wie bereits nach dem mechanischen Beschädigen auftretenden artenspezifischen Unterschiede, weisen auch CLEMENS

et al. (1977) hin. Weiterhin verdeutlichte er unterschiedliche Keimraten infolge variierender Wassertemperaturen und unterschiedlicher Behandlungsdauer. Während Temperaturen von 60°C nur zu einer geringen Förderung der Keimrate führten, verursachten längere Behandlungszeiten (10 min.) mit 100 °C Wassertemperatur teilweise eine fast 100 % Keimrate (*A. falcata*) oder auch zunehmende Mortalität der Samen (*A. suaveolens*). Da die vorliegende Arbeit nur einen allgemeinen Überblick geben soll und keine physiologischen Untersuchungen des Saatgutes beinhaltet, sind geringere Keimraten infolge einer Mortalität des Saatgutes nicht auszuschließen.

Um eindeutige Auswirkungen einer Saatgutvorbehandlungsmethode zu beschreiben, sollten verstärkt Untersuchungen zur Physiologie des Embryos erfolgen. Neben der Brechung der Samenschale und einer Erhöhung des Frischmassegewichtes der Samen, tritt bei der Heißwasserbehandlung auch der Effekt der hohen Temperatureinwirkung auf den Embryo ein. Auch das Saatgualter ist von Bedeutung bei der Methodik der Saatgutvorbehandlung. CLEMENS et al. (1977) vermuten ferner einen Effekt des Erntezeitpunktes, den Einfluss des chronologischen Alters und der Samengröße zur Keimung.

Die Durchführung weiterer Untersuchungen, die genannte Punkte beinhalten, sollten gezielte Aussagen zur Methodik des Vorquellens ermöglichen.

Entscheidet man sich für die mechanische Beschädigung der Samenschale als Saatgutvorbehandlung, ist der hohe Arbeitszeitaufwand zu beachten. Während es bei einer Verwirbelung von Samen, in mit Sandpapier ausgeschlagenen Trommeln zu erheblichen Beschädigungen der Samen kommt (SIMMONS, 1987), ist das hier durchgeführte, manuelle Beschädigen der Samenschale mit Sandpapier sehr arbeitsintensiv. Eventuell könnte die bei BÄRTELS (1989) erwähnte Schalenritzung mittels einer mit Glasscherben (0,5 bis 1 cm) gefüllten Trommel eine kostensparendere Lösung darstellen. Auch ALLENDORF, 1934, empfiehlt für Akaziensamen die Schalenritzung.

Ferner stellt das Entfernen der Samenschale von den Keimblättern der gekeimten Sämlinge einen hohen arbeitstechnischen Aufwand dar. Verzichtet man auf das Entfernen, könnte es jedoch zu Entwicklungsstörungen oder Verzögerungen in der Entwicklung der Sämlinge kommen (HESDÖRFFER, 1924). Auch hier könnte die Methode der mehrfachen Schalenritzung Erleichterung bringen, da sie dadurch eventuell in der Lage sind, diese selbst abzustreifen.

Grundsätzlich ist das Erzielen hoher Keimraten bei kurzer Keimdauer der Akaziensamen nach entsprechender Saatgutvorbehandlung unproblematisch. Sollte man jedoch die Vermehrung durch Samen anstreben, muss man die Gefahr der hohen Variabilität bedenken. Bei Saatgut bestimmter Herkünfte, wie Parkanlagen oder Gärten, ist mit einem starken Aufspalten der Nachkommen zu rechnen. Entstehende Bastarde weisen sehr unterschiedliches Aussehen auf (BÄRTELS, 1989). Demzufolge steht das Aufbauen eines sortenechten Mutterpflanzenbestandes im Vordergrund. Bei dem Bezug über Saatguthandelsfirmen sind Informationen über die Saatgutherkunft unabdingbar.



## 5.6 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen

Dargestellte, generative Vermehrungsmöglichkeiten bieten eine Grundlage für die kommerzielle Produktion. Um diese zu optimieren, können weitere Untersuchungen empfohlen werden:

- Da die Herkunft australischen Akaziensaatgutes nicht immer eindeutig ist, wird eine Saatgutprüfung handelsüblicher Samen (z. B. Reinheit, Gesundheitszustand) angeraten.
- Für eine umfassende, kommerzielle Produktion sind Bedingungen für den Aufbau arten- und sortenechter Mutterpflanzenbestände zu erarbeiten.
- Bezüglich des Einflusses der Lagerdauer auf die Keimrate sind weitere Untersuchungen notwendig. Es liegen keine konkreten Angaben über die Dauer der Lagerfähigkeit vor. In diesem Zusammenhang sind Lagerbedingungen darzustellen.
- Die Anwendung von Seed Starter ist erst in den letzten Jahren entwickelt worden. Es sollten physiologische Untersuchungen erfolgen, die im Ergebnis die Wirksamkeit klären.
- Um die Anwendungen des mechanischen Beschädigens und Vorquellens zu optimieren, sind Untersuchungen zur Kombination dieser Saatgutvorbehandlungsmethoden für die einzelne Akazienart notwendig.
- Vermutete Zusammenhänge zwischen dem Erntezeitpunkt, dem chronologischen Alter oder der Samengröße zur Keimung und der Wirkung der Saatgutvorbehandlungen sollten herausgearbeitet werden.
- Hier dargestellte Möglichkeiten zum rationellen Entfernen der Samenschale nach der Keimung sind besonders bezüglich der Arbeitsintensität und der Kostenfaktoren zu untersuchen.
- Insbesondere sollte der Einfluss verschiedener Saatgutbehandlungsmethoden auf die weitere Entwicklung Gegenstand zukünftiger Untersuchungen sein. Beispielsweise lässt eine unterschiedliche Keimdauer vermuten, dass auch die weitere Entwicklung in variierenden Zeitperioden verläuft.

## 6. Untersuchungen zur In-vitro-Kultur

### 6.1 Einleitung

Bisherige Untersuchungen zu Vermehrungsmöglichkeiten bei Akazien führten bei der konventionellen vegetativen Vermehrung in der Praxis nur bedingt zu verwertbaren Ergebnissen. International sind die Methoden der generativen Vermehrung erfolgreich, jedoch zeigen die Pflanzen eine hohe genetische Variabilität, sowie lange Kulturzeiten bis zur Blüte. Beispielsweise benötigen *Acacia glaucoptera* 17 Monate und *A. decora* 28 Monate (PARLETTA & SEDGLEY, 1996). Über In-vitro-Vermehrungsmethoden für Akazien mit dem Nutzungsziel „Zierpflanze“ liegen der Autorin bisher keine Veröffentlichungen vor. Einige Vorteile der In-vitro-Kultur, wie klonale Vermehrung und die Verkürzung der Generationszeit, sollen die Probleme der bisherigen Vermehrungsverfahren bei Akazien verringern, bzw. ausschließen. In der vorliegenden Arbeit werden die Möglichkeiten einer In-vitro-Kultur bei Akazien dargelegt. Im Mittelpunkt stehen Vermehrungsmöglichkeiten und Bewurzelungsverhalten anhand vier ausgewählter Akazien-Arten. Weiterhin können Aussagen zu einer Überführung *in vivo* getroffen werden.

### 6.2 Etablierung

#### *Pflanzenmaterial*

Es erfolgte die Entnahme von je zehn Sprosssegmenten mit einem Nodus von visuell gesunden und kräftigen Pflanzen von *Acacia iteaphylla*, *A. linearifolia*, *A. longifolia* var. *longifolia* und *A. retinodes* var. *retinodes*. Die Sprosssegmente wurden nach dem dritten Nodus unterhalb des Apex mit einem Nodus geschnitten. Der Internodienrest unter dem Nodus betrug ca. 1,5 cm, über dem Nodus 1 cm und der gekürzte Blattstiel 0,5 cm. Die ca. zehn Wochen alten Mutterpflanzen entstammten einer generativen Vermehrung. Alle Mutterpflanzen unterstanden bis zur Entnahme der Segmente den gleichen klimatischen Bedingungen.

#### *Oberflächensterilisation*

Zur Sterilisation der Sprosssegmente wurde Quecksilberchlorid ( $\text{HgCl}_2$ ) 0,1%ig, Tween 20 und dreimal Aqua dest. verwendet (nach PIERIK, 1987; GEORGE & SHERRINGTON, 1984).

#### *Medien*

Um das angestrebte Ziel, die In-vitro-Vermehrung mit möglichst hoher Vermehrungsrate und Bewurzelungsrate von Akazien-Arten, zu erreichen, testete die Autorin für die Etablierungsphase vier verschiedene Nährmedien. Diese vier Medien wurden auf der Grundlage des Basismediums nach MURASHIGE UND SKOOG (1962) am Institut für Gartenbauwissenschaften der Humboldt-Universität entwickelt (Anhang, Tab. 25, S. 45). Den dort beschriebenen Makro- und Mikronährstoffen entsprachen die Medien VM 0, VM 24 und VM 5, während man bei dem Medium VM 20 nur die halbe Konzentration von  $\text{NH}_4\text{NO}_3$  verwendete. Bei allen Medien erfolgte der Zusatz von 30 g/l Saccharose und 100 mg/l myo-Inositol.

Die genaue Zusammensetzung der für diesen Versuch verwendeten, modifizierten Medien ist in nachstehender Tab. 8 zusammengefasst.

Tab. 8: Zusammensetzung der Nährmedien für die In-vitro-Kultur

	chem. Bezeichnung	Einheit / l	VM 0	VM 20	VM 24	VM 5
<b>Makrostammlösung</b>		ml	50		100	100
<b>Makrostammlösung N</b>		ml		100		
<b>Mikrostammlösung</b>		ml	10	10	10	10
<b>Saccharose</b>	C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub>	g	30	30	30	30
<b>Agar Agar</b>	Kobe I	g	8	8	8	8
<b>myo-Inositol</b>	C <sub>6</sub> H <sub>12</sub> O <sub>6</sub>	mg	100	100	100	100
<b>Eisen</b>	Fe <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	ml	5	5	10	5
<b>Glycin</b>	C <sub>2</sub> H <sub>5</sub> NO <sub>2</sub>	ml			0,2	
<b>Thiamin-HCl</b>	C <sub>12</sub> H <sub>17</sub> ClN <sub>4</sub> OS · HCl	ml	2,5	2,5	0,1	2,5
<b>Pyridoxin-HCl</b>	C <sub>8</sub> H <sub>11</sub> NO <sub>3</sub> · HCl	ml	0,2	0,2	0,5	0,2
<b>Nicotinsäureamid</b>	C <sub>6</sub> H <sub>6</sub> N <sub>2</sub> O	ml			0,5	
<b>Biotin</b>	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> N <sub>2</sub> O <sub>3</sub> S	ml	0,2	0,2		0,2
<b>BAP</b>	C <sub>12</sub> H <sub>11</sub> N <sub>5</sub>	ml		1,0	0,5	0,5
<b>IES</b>	C <sub>10</sub> H <sub>9</sub> NO <sub>2</sub>	ml		0,01		
<b>IBS</b>	C <sub>12</sub> H <sub>13</sub> NO <sub>2</sub>	ml			0,2	0,05
<b>GA<sub>3</sub></b>	C <sub>19</sub> H <sub>22</sub> O <sub>6</sub>	ml			0,5	
<b>pH-Wert</b>			5,8	5,8	5,8	5,8

Das Herstellen der Eisenstammlösung erfolgte ebenfalls nach MURASHIGE UND SKOOG (1962). Dazu wurde 2,78 g Fe<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> · 7H<sub>2</sub>O in eine Lösung aus 3,72 g Chelaplex, das in 400 ml autoklaviertem Wasser erwärmt wurde, gegeben.

Die Einstellung des pH-Wertes erfolgte mittels 0,1%iger Natronlauge (NaOH), bzw. 0,1%iger Salzsäure (HCl).

#### Varianten

Die Pflanzen wurden in folgende Varianten eingeteilt, wobei jede Variante zu Versuchsbeginn zehn Sprosssegmente umfasste:

Akazienart	Nr. der Variante	Medium
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	6300.1	VM 0
	6300.2	VM 20
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	6400.1	VM 0
	6400.2	VM 20

Akazienart	Nr. der Variante	Medium
<i>A. linearifolia</i>	6500.1	VM 0
	6500.2	VM 20
	6500.3	VM 5
	6500.4	VM 24
<i>A. iteaphylla</i>	6600.1	VM 0
	6600.2	VM 20
	6600.3	VM 5
	6600.4	VM 24

### *Kulturgefäße*

Das Pflanzenmaterial wurde in Wulstrandröhrchen, die eine Höhe von 10 cm und einen Durchmesser von 3 cm aufwiesen, etabliert. Der Verschluss der Wulstrandgläser erfolgte mittels Aluminiumfolie der Stärke 0,02 mm. Diese Verschlussmethode gewährleistet einen geringen Luftaustausch, bei gleichzeitiger Undurchlässigkeit gegenüber Pflanzenpathogenen.

### *Versuchsdurchführung*

Die Entnahme von Sprosssegmenten der verschiedenen Akazien-Arten erfolgte im Mai. Nach dem Spülen unter fließendem, gefiltertem Leitungswasser über einen Zeitraum von einer Stunde, folgte die Sterilisation drei Minuten in einer Quecksilberchloridlösung unter der Laminar-Flow-Box. Im Anschluss wurde die Desinfektionslösung durch dreimaliges Spülen in destilliertem Wasser entfernt. Danach erfolgte eine leichte Kürzung der Sprosssegmente und das Einsetzen in die Kulturgefäße mit 100 ml entsprechendem Medium.

Vor dem Einsetzen der Stängelstücke wurden die mit Medium gefüllten Kulturgefäße 15 Minuten bei 121 °C in einem Autoklav sterilisiert.

Die Wulstrandröhrchen sind mit handelsüblicher Aluminiumfolie verschlossen worden.

Um geeignete Kulturmedien zu finden, wurden zunächst zwei Medien hergestellt. Das eine phytohormonfrei (VM 0), das andere unter Zugabe von Hormonen (VM 20). Zeigten die entnommenen Gewebestücke keine Reaktion, kam es zu Versuchen mit zwei weiteren, phytohormonhaltige Nährmedien in anderer Zusammensetzung (VM 5 und VM 24) (Tab. 8, S. 74).

### Kulturparameter

Während der gesamten Zeit der In-vitro-Kultur erfolgte das Einstellen der Akazien-Kulturen in einem klimatisierten Raum. Die Temperatur betrug 22 +/- 2 °C, bei einem Tag-/Nachtrhythmus von 16/8 h und einer Lichtintensität von 25 µmol/m<sup>2</sup>sec. Die Beleuchtung erfolgte mittels kaltweißen Leuchtstoffröhren, die oberhalb der jeweiligen Regaletagen angebracht waren. Der Abstand zwischen den Regaletagen betrug 38 cm, zwischen den Wulstrandröhrchen 2 cm.

## 6.3 Vermehrung

### *Pflanzenmaterial*

Als Ausgangsmaterial für die Vermehrung dienten die in Kapitel 6.2, S. 73 beschriebenen, erfolgreich etablierten Sterilkulturen der Akazien-Arten *A. linearifolia*, *A. longifolia* var. *longifolia* und *A. retinodes* var. *retinodes*.

### *Medien*

Als Vermehrungsmedien kamen drei, der vier bereits in der Etablierungsphase gestesteten, Medien unverändert zum Einsatz. Dabei fand das phytohormonfreie Medium VM 0 keine Verwendung, da die Mehrzahl der Sprosse zur Wurzelbildung neigten.

### *Varianten*

Die Varianteneinteilung erfolgte wie bei der Etablierung (Kapitel 6.2, S. 74f.). Nicht mit einbezogen wurde bei allen Akazien-Arten die Variante 1, die auf VM 0 etablierten Sprossesegmente.

### *Kulturgefäße*

Aufgrund der geringen Größe der Sterilkulturen (ca. 1 cm hoch, 0,5 cm breit) wurden als Kulturgefäße, wie bei der Etablierung, Wulstrandgläser, mit einem Verschluss durch Aluminiumfolie, eingesetzt.

### *Versuchsdurchführung*

Zum einen erfolgte die Vermehrung durch das Abtrennen neu gebildeter, basaler Axillarsprosse. In einer Laminar-Flow-Box wurden die Sprossbüschel den Kulturgefäßen entnommen. Nach dem Entfernen der einzelnen Sprosse auf einer Glasplatte mit Filterpapier mittels Skalpell wurden sie in ein neues Kulturgefäß mit frischem Medium der gleichen Zusammensetzung überführt. Der Verschluss der bestückten Wulstrandgläser bestand aus handelsüblicher, steriler Aluminiumfolie. Zum zweiten wurde durch eine Querteilung der Sprosse 0,2 cm über dem jeweiligen Nodus vermehrt.

Eine dritte Möglichkeit war das Abtrennen von, in den Nodien, axillar ausgetriebenen Trieben.

Die Zeitspanne einer Subkultur betrug ca. vier Wochen, um eine Abnahme der Konsistenz des Mediums einzuschränken. Vor dem Überführen in frisches Nährmedium erfolgte das Entfernen der Blätter am unteren Ende der Mikrostecklinge auf einer Länge von ca. 0,5 cm.

Durch die Ermittlung der durchschnittlichen Vermehrungsrate konnte die Wirksamkeit der einzelnen Nährmedien während der Vermehrungsphase verglichen und belegt werden. Die zusätzliche Gewinnung von Vermehrungsmaterial durch die Querteilung oder Abtrennung der Seitentriebe wurde nicht berücksichtigt.

Es erfolgte die statistische Auswertung zur Anzahl gebildeter Sprosse mit dem parameterfreien Mann-Whitney-Test bei einem Signifikanzniveau von 0,05, nachdem der Kolmogorov-Smirnov-Test auf Normalverteilung diese nicht anzeigte. Es wurde die exakte 2-seitige Signifikanz ermittelt.

## Kulturparameter

Die Kulturparameter für die Vermehrung entsprechen den in Kapitel 6.2, S. 75 erläuterten.

### **6.4 Bewurzelung und Überführung *in vivo***

#### *Pflanzenmaterial*

Wie bei der Etablierung deutlich wurde, erfolgte eine Bewurzelung der auf Medium VM 0 gesetzten Sprosssegmente. Daraus schlussfolgernd entstanden zwei Bewurzelungsversuche.

Einerseits mit dem Stecklingsmaterial, der bei der Etablierung bereits beschriebenen, entnommenen Sprosssegmente der Akazien-Arten *A. iteaphylla*, *A. linearifolia*, *A. longifolia* var. *longifolia* und *A. retinodes* var. *retinodes*.

Andererseits mit *in vitro* vermehrten Mikrospossen der drei zuletzt genannten Akazien-Arten. Von *A. iteaphylla* standen keine ausreichend entwickelten Mikrosposse zu Verfügung.

#### *Medien*

Für die Bewurzelung der Sprosssegmente wurden die vier, bereits bei der Etablierung behandelten, Medien getestet (Tab. 8, S. 74). In Folge der ausschließlichen Bewurzelung auf dem Medium VM 0, erfolgten die Untersuchungen zur Bewurzelung der Mikrosposse lediglich auf diesem Medium.

#### *Varianten*

Die beiden Bewurzelungsvarianten stellten sich wie folgt dar:

V 1:

- Aufsetzen der Sprosssegmente auf Bewurzelungsmedium
- Entfernen der gebildeten Wurzeln nach vier Wochen, bzw. Anschneiden unbewurzelter Sprosssegmente
- erneutes Aufsetzen auf frisch hergestelltes Bewurzelungsmedium

Das Bewurzelungsmaterial wurde, je nach Wurzelbildung, durch dieses Verfahren bis zu vier Mal umgesetzt.

V 2:

- Aufsetzen der Mikrosposse auf Bewurzelungsmedium
- nach ca. vier Wochen Entfernen der gebildeten Wurzeln, bzw. Anschneiden unbewurzelter Sprosssegmente
- erneutes Aufsetzen auf frisch hergestelltes Bewurzelungsmedium
- nach dreimaligem Umsetzen, Überführen der bewurzelten Mikrosposse *in vivo*

#### *Kulturgefäße*

Für die Untersuchungen zur Bewurzelung kamen, sowohl für die Stängelsegmente als auch für die Mikrosposse, Wulstrandgläser zur Anwendung (siehe Kapitel 6.2, S. 75).

Die Überführung *in vivo* erfolgte in Aussaatkisten Typ Piki Saat 80, sowie die Weiterkultur der Jungpflanzen in 8 cm Kunststofföpfen.

### *Versuchsdurchführung*

Für die Bewurzelung vorgesehene Mikrosprosse wurden nach dem Abtrennen von den Sprossbüscheln an der Basis entblättert (ca. 0,5 cm) und einzeln in die Wulstrandgläser in das Medium eingesetzt. Nachdem vier Wochen später die Bewurzelung abgeschlossen war, erfolgte das Entfernen der Wurzeln, indem man ca. 0,2 cm des unteren Stängelabschnitts inklusive der Wurzeln mit einem Skalpell abschnitt. Anschließend setzte man die Mikrosprosse in frisches Medium um. Vor der Überführung *in vivo* erfolgte eine zweimalige Wiederholung dieses Vorganges. Abschließend wurden die bewurzelten Sprosse entnommen, das Medium mit Leitungswasser abgespült und in, mit einem Holzstab, vorgestochene Pflanzlöcher eingesetzt. Anschließend wurde das umgebene Substrat vorsichtig angedrückt.

Die Überführung erfolgte in eine Substratmischung, die ca. 2,5 cm hoch in Aussaatkisten gefüllt und mit einer ca. 1 cm hohen Schicht aus Quarzsand abgedeckt wurde.

Während der Etablierungsphase auf dem Kulturmedium VM 0 bewurzelte Sprosssegmente wurden gleichfalls im Abstand von vier Wochen neu angeschnitten und umgesetzt. Anschließend setzte man sie auf das Medium VM 20 zur Vermehrung um, und zum Abschluss des Versuches auf VM 0 zur Bewurzelung zurück. Eine Übersicht über die Anzahl der Subkulturen befindet sich im Anhang in Tab. 27, S. 46.

Es erfolgte die Aufnahme der Bewurzelungsrate und Wurzellänge bei den Mikrosprossen nach jeder Subkultur.

Für die Wurzellänge erfolgte eine Einteilung in  $<1$  cm,  $\geq 1$  cm,  $\geq 2$  cm,  $\geq 3$  cm, bzw. eine Zusammenfassung in  $<3$  cm und  $\geq 3$  cm, für die Wurzelanzahl in  $=1$  oder  $\geq 2$ . Eine statistische Auswertung zu den Unterschieden zwischen den Varianten hinsichtlich erfolgreicher Bewurzelung wurde nur bei *A. retinodes* var. *retinodes* mittels Kontingenztafelanalyse und der Berechnung der exakten (2-seitigen) Signifikanz mit dem exakten Test nach Fisher für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 % durchgeführt. Bei *A. longifolia* unterblieb die statistische Auswertung aufgrund der zu geringen Anzahl bewurzelter Sprosse, ebenso bei *A. linearifolia*, bei der kein Spross bewurzelte.

### Kulturparameter *in vitro*

Die Kulturparameter der Bewurzelung entsprechen denen der Etablierung und sind in Kapitel 6.2, S. 75 nachzulesen.

### Kulturparameter *in vivo*

Mit bewurzelten Mikrosprossen bestückte Vermehrungskisten wurden (im März) in einem Gewächshaus auf einem fest installierten Betontisch untergebracht. Dieser war mit einem 60 cm hohen Folienzelt überspannt. Die Schattierung erfolgte mit einem Netztuch mit einer Schattierwirkung von ca. 60 %, die Regelung der relativen Luftfeuchte auf 95 % mittels Sprühnebel (Fabrikat: Boneco). Die Temperatur betrug ca. 25 °C.

Nach ausreichender Durchwurzelung des Substrates (nach vier Wochen) erfolgte das Umstellen auf einen festinstallierten Betontisch unter Milchfolie. Die Bewässerung wurde manuell mittels einer Kanne nach Bedarf durchgeführt, die Luftfeuchte durch tägliches Abdecken (zweimal eine Stunde in der ersten Woche, viermal eine Stunde in der zweiten Woche) langsam reduziert. Nach weiteren zwei Wochen und erfolgreicher Akklimatisation an die Gewächshausbedingungen konnten die Jungpflanzen getopft und auf Rolltische mit computergesteuerter Bewässerung (Ebbe-Flut-Verfahren (AMI 1000)) ausgestellt werden. Die Tische wurden mit Nadelfolie ausgelegt.

## 6.5 Ergebnisse und Auswertung

### *Acacia linearifolia*

Die Etablierung *in vitro* der Sprossesegmente verlief auf allen getesteten Medien erfolgreich.

Bei der Eignung der Medien für die Vermehrung, zeigten sich Unterschiede in der Anzahl der Neubildung von Mikrosporen.

Bei, auf VM 20 etablierten Sprossesegmenten traten während der ersten Subkultur Phenolbildungen und während der zweiten Subkultur Bakterien- und Pilzinfektionen auf. Der während der ersten Subkultur vorhandene Austrieb der Achselknospen ging im weiteren Verlauf stark zurück und es kam mit der fünften und sechsten Subkultur zu einer multiplen Sprossneubildung, die im Mittel drei, bzw. zwei Triebe betrug. Im folgenden starben jedoch alle nach Vergilben der Sprosse ab.

Auf dem Medium VM 5 kam es bereits in der dritten und vierten Subkultur zu einer Neubildung von im Mittel zwei Sprosse und in der fünften wurden bereits vier Sprosse im Mittel produziert.

Bei den auf VM 24 Etablierten kam es zu einer ähnlichen Reaktion. Die dritte bis sechste Subkultur führte zu einer Sprossneubildung von im Mittel zwei bis drei (Abb. 34, S. 80). Jedoch starben auch auf diesem Medium alle Sprosse während der siebten Subkultur ab.

Kam es zu neu gebildeten Sprossen, so zeigten diese wie die Mutterpflanzen Fiederblätter.

Die statistische Auswertung erfolgte mit dem parameterfreien Mann-Whitney-Test mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 %. Es wurde die exakte 2-seitige Signifikanz ermittelt. Demzufolge bestehen keine signifikanten Unterschiede in der Anzahl gebildeter Sprosse auf VM 5 und VM 24 in der dritten, vierten und fünften Subkultur. Erst in der sechsten Subkultur kommt es auf VM 24 zu einer höheren Sprossneubildung, als auf VM 5.



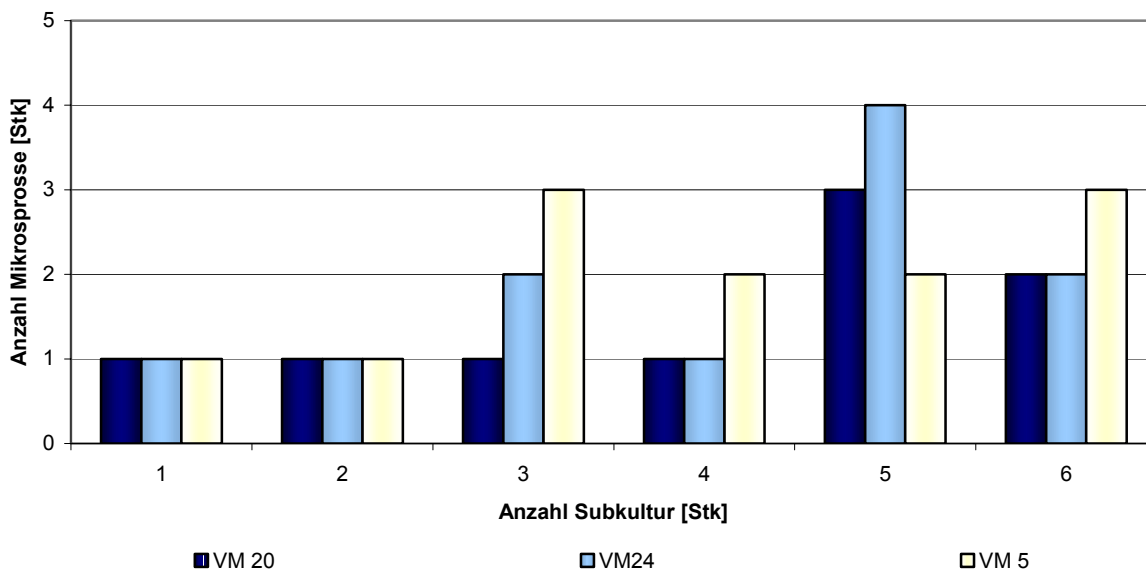


Abb. 34: Einfluss verschiedener Medien auf die Vermehrungsrate bei *A. linearifolia*

Der statistische Vergleich der Anzahl neu gebildeter Sprosse in der fünften und sechsten Subkultur der Medien VM 5 und VM 24 im Vergleich zum Medium 20 ergab keine signifikanten Unterschiede (Anhang, Tab. 26, S. 45).

Aufgrund der vergleichsweise geringen Anzahl an Subkulturen und dem, in Abb. 34, S. 80, dargestellten Verlauf der Vermehrungsrate sind an dieser Stelle noch keine konkreten Aussagen zum Medieneinfluss auf die Vermehrungsrate zu treffen. Grundsätzlich zeigt sich jedoch eine Eignung aller untersuchten Medien zur Vermehrung.

Die beiden durchgeführten Bewurzelungsversuche verliefen erfolglos. Weder bewurzelten die Stängelsegmente, noch die Mikrospresse. Das Medium VM 0 wird somit als ungeeignet für die In-vitro-Bewurzelung angesehen.

Infolge fehlender Bewurzelung ist keine Aussage über ein Überführen *in vivo* möglich.

#### *Acacia longifolia* var. *longifolia*

Die Etablierung des Pflanzenmaterials verlief auf beiden untersuchten Medien erfolgreich. Bei keinem der Explantate kam es zu Infektionen. Bei den Explantaten, die direkt auf das Medium VM 20 aufgesetzt wurden, zeigten sich bereits nach der ersten Subkultur ein deutlicher Austrieb und Kallusbildung. Dies hielt bis zur dritten Subkultur an. Während der vierten Subkultur kam es zu multipler Vermehrung der Ursprungssprosse, wobei im Mittel jedoch nur ein Spross gebildet wurde.

Während der weiteren Subkulturen blieb die Vermehrungsrate mit ein bis zwei Mikrospressen im Mittel sehr gering. Die von VM 0 auf VM 20 umgesetzten Explantate verhielten sich genauso, wie die direkt auf VM 20 Etablierten und die statistische Auswertung mittels dem Mann-Whitney-Test

mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 % zeigte keine signifikanten Unterschiede in der Vermehrungsrate der Mikrospresse (Anhang, Tab. 26, S. 45).

Infolge dessen wurden sie des weiteren zusammen betrachtet (Anhang, Tab. 27, S. 46). Neu gebildete Mikrospresse zeigten, wie die Mutterpflanze zum Zeitpunkt der Nodientnahme, Phyllodien.

Abb. 35: Kallusbildung bei *Acacia longifolia* var. *longifolia*



Da die Vermehrungsrate mit der Bildung von ein bis zwei Mikrospossen sehr gering ist, eine Vermehrungsmöglichkeit jedoch besteht, sollte man die Wirkung weiterer Medien in anderer Zusammensetzung testen. Neben der verbesserten Vermehrung der Mikrospresse, bietet sich hier eventuell eine Förderung des Längenwachstums und anschließende Querteilung der Teilstecklinge an.

Die Bewurzelung der Stängelsegmente auf VM 0 ist als erfolgreich anzusehen (Abb. 36, S. 81). Nach der ersten Subkultur bewurzelten 70 % der Explantate. Die Bewurzelungsrate ging jedoch im Laufe der beiden folgenden Subkulturen auf 10 % stark zurück.

Die Bewurzelung der Mikrospresse war dagegen weniger erfolgreich. Von den 35 aufgesetzten Explantaten sind in der ersten Subkultur nur 20 % bewurzelt. In der folgenden Subkultur bewurzelten nur noch 6 %.

Die Wurzellänge der zu 20 % bewurzelten Mikrospresse lag zwischen <1 cm (42,9 %) und 2 cm (57,1 %). In der nachfolgenden Subkultur wiesen die Mikrospresse eine Wurzellänge von 2 bis 3 cm auf.



Abb. 36: Wurzelbildung bei *Acacia longifolia* var. *longifolia*

Anhand dieser Ergebnisse wird deutlich, dass eine Änderung in der Bewurzelungsrate und der Wurzelqualität eintritt, nachdem die bewurzelten Stängelsegmente oder Mikrospresse nach dem Entfernen der Wurzeln erneut aufgesetzt wurden. Möglicherweise waren die Explantate zu kurz (ca. 1 cm), was durch die Abnahme der Bewurzelungsrate nach erneutem Anschneiden begründet wird, so dass eine erneute Versuchsdurchführung mit längeren Explantaten (1,5 bis 2 cm) bessere Bewurzelungs- und Vermehrungsraten erzielen könnte.

Die bewurzelten Sprosse wurden erfolgreich auf Substrat überführt und zeigten nach drei Wochen deutlichen Austrieb und eine gute Durchwurzelung des Substrates. Sie konnten erfolgreich akklimatisiert werden und wiesen eine Überlebensrate von 100 % auf.

Da die In-vitro-Bewurzelung von *A. longifolia* var. *longifolia* und Überführung *in vivo* im Gegensatz zur In-vitro-Vermehrung unproblematisch war, sollten in Zukunft andere mögliche Vermehrungsmedien getestet werden.

*Acacia retinodes* var. *retinodes*

Die Etablierung, Vermehrung und Bewurzelung dieser Akazienart *in vitro* war erfolgreich. Auf VM 20 etablierte Sprosse zeigten bereits nach der ersten Subkultur eine Verdopplung der Sprosse, die sich bis zur siebten Subkultur fortsetzte. Nach einer weiteren Subkultur erhöhte sich die Sprosszahl im Mittel auf drei und nach der zehnten Subkultur wurden im Mittel vier neue Sprosse gebildet.

Von VM 0 auf VM 20 umgesetzte Mikrospresse zeigten anfänglich eine höhere Vermehrungsrate (im Mittel zwei Sprosse mehr), als die direkt auf VM 20 Etablierten, die jedoch in den folgenden Subkulturen nicht weiter zunahm (Abb. 37, S. 82).

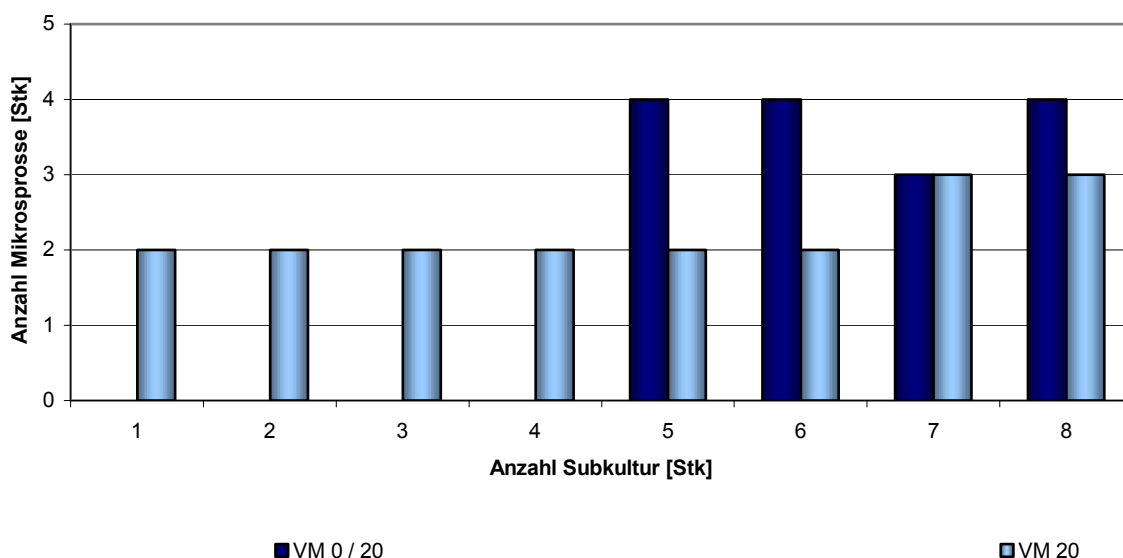


Abb. 37: Vermehrungsrate der Mikrospresse von *Acacia retinodes* var. *retinodes* auf VM 20

Die statistische Auswertung der Anzahl gebildeter Sprosse erfolgte mit dem Mann-Whitney-Test bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 %. Es wurde die exakte Signifikanz 2-seitig ermittelt.

Vergleicht man die Sprossbildung in der fünften und sechsten Subkultur bei den direkt auf VM 20 etablierten und denen, die erst nach VM 0 auf VM 20 etabliert wurden, wird deutlich, dass die Anzahl gebildeter Sprosse signifikant höher ist bei den von VM 0 auf VM 20 umgesetzten. Nach der siebten und achten Subkultur gleicht sich dieser Unterschied jedoch aus, so dass keine signifikanten Differenzen mehr in der Sprossanzahl bestehen (Abb. 37, S. 82).

Das Medium VM 20 eignete sich gut für die Vermehrung von Sprossegmenten von *A. retinodes* var. *retinodes*. Sollte sich die Vermehrungsrate in weiteren Subkulturen nicht erhöhen, könnte man Untersuchungen mit variierenden Phytohormonverhältnissen durchführen.

Obwohl die Explantate von Mutterpflanzen gewonnen wurden die bereits Phyllodien entwickelten, bildeten die *in vitro* neu gebildeten Sprosse Fiederblätter (Abb. 38, S. 83).

Die Bewurzelungsrate der auf Medium VM 0 etablierten Stängelsegmente wies bei dieser Akazienart die höchsten Erfolge auf. Obwohl die Stängelsegmente während der ersten Subkultur nicht bewurzelt, kam es während der zweiten Subkultur zu einer Bewurzelungsrate von 59 %. Diese steigerte sich bis zu 89,3 % nach der vierten Subkultur (Anhang, Tab. 27, S. 46). Im Gegensatz zu den anderen untersuchten Akazien-Arten, wiesen die nicht bewurzelt Sprosse Kallus auf und zeigten zu allen Subkulturen Längenwachstum der Stängelstücke und Seitentriebe.



Abb. 38: Kallus- und Mikrosprossbildung bei *Acacia retinodes* var. *retinodes*

Die auf dem Medium VM 0 etablierten Mikrospresse wiesen dagegen in zwei Subkulturen eine konstante Bewurzelungsrate von 65 % auf.

Eine Übersicht über die Anzahl und Länge der gebildeten Wurzeln befindet sich in den nachstehenden Tab. 9 u. 10. Es wird deutlich, dass während der ersten Bewurzelung die Mehrzahl der Wurzeln eine Wurzellänge von 2 bis 3 cm und eine Wurzelanzahl von im Mittel einer Wurzel aufweist, während nach dem erneuten Anschneiden und Etablieren die Mehrheit längere Wurzeln (>3 cm) bildet und auch die Anzahl gebildeter Wurzeln auf zwei erhöht ist.

Tab. 9: Wurzellängen bei Mikrosprossen von *A. retinodes* var. *retinodes*

Zahl der Subkulturen	Wurzellänge [ cm]	<3	≥3
9. Subkultur	Mittlere Anzahl der Mikrospresse [%]	74,10	25,90
10. Subkultur	Mittlere Anzahl der Mikrospresse [%]	48,00	52,00
exakter Test nach Fisher (2-seitig) = 0,087 (ns)			

Tab. 10: Wurzelanzahl bei Mikrosprossen von *A. retinodes* var. *retinodes*

Zahl der Subkulturen	Wurzelanzahl [Stk]	1	≥2
9. Subkultur	Mittlere Anzahl der Mikrospresse [%]	51,90	48,10
10. Subkultur	Mittlere Anzahl der Mikrospresse [%]	36,00	64,00
exakter Test nach Fisher (2-seitig) = 0,278 (ns)			

Die statistische Auswertung mit dem Verfahren der Kreuztabellen und der Berechnung der exakten (2-seitigen) Signifikanz mit dem exakten Test nach Fisher, ergab bei einer 5%igen Irrtumswahrscheinlichkeit jedoch keine signifikanten Unterschiede.

Obwohl dem Medium VM 0 keine Phytohormone zugesetzt wurden, kann es sowohl für die Bewurzelung der Sprosssegmente, als auch der Mikrosprosse, für geeignet beurteilt werden.

Die Überführung aller Bewurzelten *in vivo* war erfolgreich. Die Überlebensrate ergab 100 %. Nach drei Wochen zeigten die Jungpflanzen bereits starkes Längenwachstum und eine gute Durchwurzelung des Substrates. Die Pflanzenhöhe betrug im Mittel bereits 29 cm, bei durchschnittlich zwei Trieben pro Pflanze.

Im Vergleich zu den anderen untersuchten Akazien-Arten zeigte *A. retinodes* var. *retinodes* die besten Vermehrungs- und Bewurzelungsraten. Die Weiterführung der Untersuchungen wird unbedingt empfohlen.

Allgemein war die Bewurzelung des vegetativen Stecklingsmaterials *in vitro* erfolgreicher, als die der Mikrosprosse.

Es wird jedoch bei den Akazien-Arten *A. longifolia* und *A. iteaphylla* eine Abnahme der Bewurzelungsrate mit steigender Subkulturenzahl deutlich (Abb. 39, S. 84).

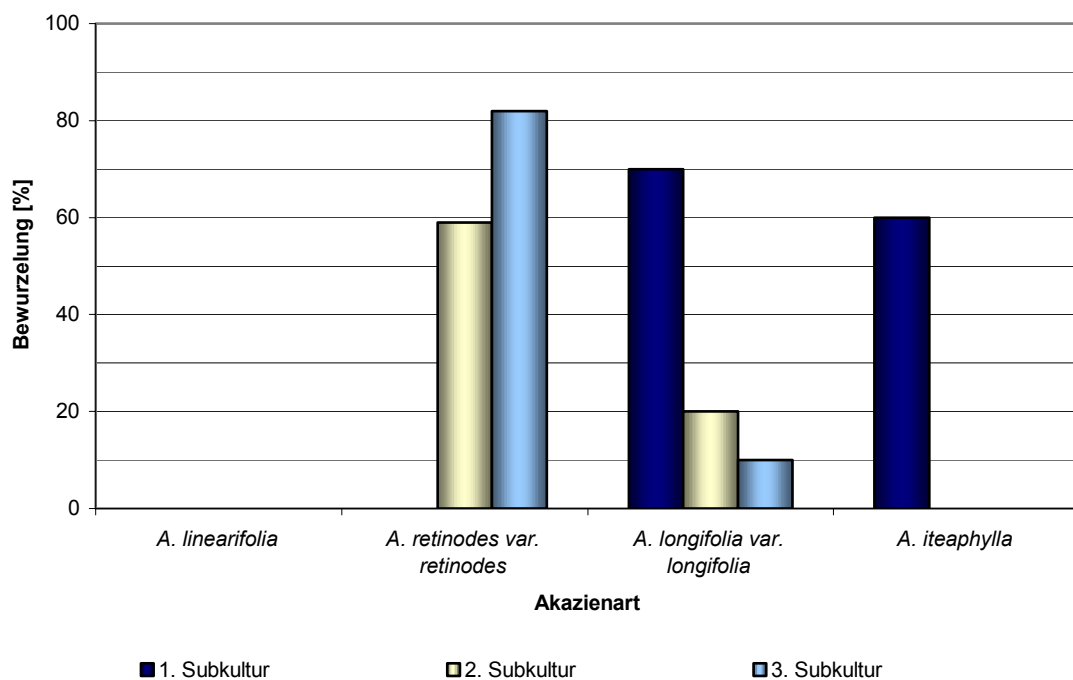


Abb. 39: In-vitro-Bewurzelung der Stängelsegmente verschiedener Akazien-Arten auf VM 0

### *Acacia iteaphylla*

Im Vergleich zu den anderen untersuchten Akazien-Arten, konnten die Sprosssegmente von *Acacia iteaphylla* auf keinem der vier getesteten Medien *in vitro* etabliert werden (Anhang, Tab. 27, S. 46). Die Triebe vergilbten nach der ersten oder zweiten Subkultur und starben ab.

Die Bewurzelung der Stängelsegmente auf dem Medium VM 0 verlief dagegen während der ersten

Subkultur, mit einer Bewurzelungsrate von 60 %, gut. Während der zweiten Subkultur kam es jedoch zu einer Bakterieninfektion, so dass alle Explantate abstarben.

Grundsätzlich wird von weiteren Untersuchungen zur In-vitro-Kultur bei *A. iteaphylla* abgeraten, da die Etablierung anderer Akazien-Arten im Vergleich zu dieser unproblematisch war.

## 6.6 Diskussion

Versuche zur In-vitro-Kultur bei Akazien-Arten sollten in Hinsicht einer hohen Vermehrungsrate bei gleichzeitiger Verkürzung der Kulturdauer erfolgen. Aus diesen Gründen und der sehr geringen Gefährdung durch somaklonale Variation, wurde das Verfahren der Einzelknoten-Technik gewählt. Die Etablierung der Stängelsegmente war bei drei der vier untersuchten Akazien-Arten erfolgreich. Nach FEUERHAHN (2000) gibt es viele Faktoren, die den Etablierungserfolg beeinflussen. Bedeutung wird dabei dem Entnahmezeitpunkt, Größe und Herkunft der Explantate, Alter und physiologischer Zustand der Mutterpflanze und der Auswahl der Medien beigemessen. Insbesondere ist der Juvenilitätsstatus des Ausgangsmaterials von Bedeutung, denn die Sprosse jüngerer Mutterpflanzen lassen sich leichter etablieren, als die älterer (THEILER-HEDRICH & THEILER-HEDRICH, 1990 IN FEUERHAHN, 2000).

Entnommene Stängelsegmente entstammten von gleich alten Mutterpflanzen, die den selben klimatischen Bedingungen unterstanden. Die Reaktion verschiedener Genotypen unterscheidet sich jedoch aufgrund genetischer Einflüsse. Weiterhin kann man den Entnahmezeitpunkt des Materials variieren. Ferner werden mögliche Ursachen für die nicht erfolgte Etablierung von *A. iteaphylla* vordergründig bei den Bedingungen der In-vitro-Kultur gesehen. Variationen der Temperatur und der Belichtung, insbesondere der Lichtintensität, der Lichtqualität und dem Belichtungsrythmus, beeinflussen Wachstum und Entwicklung in Zellkultursystemen. Ebenso ist die Nährstoffversorgung und Hormonsupplementierung des Nährmediums von Bedeutung (KRIKORIAN, 1982 u. AMMIRATO, 1983 ZITIERT IN WITHERS & ALDERSON, 1986). Medien anderer Zusammensetzung, wie beispielsweise das U-Medium (HÄNSCH, UNVERÖFFENTLICHT IN SEYRING, 1996) könnten zu einer erfolgreichen Etablierung führen. Dieses Medium stellt im Vergleich zum MS-Medium ein komplexeres Medium, mit einem wesentlich geringeren Gesamtsalzgehalt und anderer Zusammensetzung an organischen und anorganischen Verbindungen, dar (SEYRING, 1996). Vergleichende Versuche mit *Ptilotus exaltatus* zeigten bei der Verwendung des salzärmeren U-Mediums einen positiven Einfluss auf die weitere Pflanzenentwicklung. Dabei verweist SEYRING (1996) auf die Feststellung v. HENTIGS (1992), dass ein besseres Wachstum australischer Pflanzenarten auf salz- und phosphatarmen Kulturerden erfolgt.

Ein weiterer bedeutender Faktor der Etablierung ist die erfolgreiche Sterilisation des Ausgangsmaterials. Da der Autorin keine Veröffentlichungen über die In-vitro-Kultur bei Akazien bekannt waren, erfolgte eine Durchführung der Oberflächendesinfektion mit Quecksilberchloridlösung (nach PIERIK, 1987; GEORGE & SHERRINGTON, 1984). Mit diesem Verfahren zeigten sich befriedigende Ergebnisse mit ausreichender Sterilisation, so dass die Prüfung weiterer Verfahren unterblieb. Aufgrund humantoxikologischer Aspekte sollte man jedoch in Zukunft andere Verfahren, wie beispielsweise mit Natriumhypochloridlösung (45 Minuten in

0,26 % NaOCl-Lösung) testen (KUNISAKI, 1980 ZITIERT IN SCHAPER, 1990).

Die Prüfung der Vermehrungsrate auf verschiedenen, phytohormonhaltigen Kulturmedien führte zu unterschiedlichen Ergebnissen. Die beste Vermehrungsrate auf dem Medium VM 20 konnte bei den Mikrosprossen von *A. retinodes* erzielt werden. Dabei auffällig war die Bildung von Fiederblättern an den neu gebildeten Mikrosprossen, obwohl die Stängelstücke der Mutterpflanzen bereits Phyllodien ausgebildet hatten.

Es folgten Vermehrungsraten von *A. linearifolia*, deren Mikrosprosse ebenfalls Fiederblätter bildeten. Jedoch zeigten auch die Mutterpflanzen zum Entnahmezeitpunkt ausschließlich Fiederblätter.

Eine vergleichsweise sehr geringe Vermehrungsrate wurde bei *A. longifolia* erzielt. Hier bildeten die Mikrosprosse Phyllodien, wie die Mutterpflanzen zum Entnahmezeitpunkt. Nach TAME (1992) ist die Ausbildung von Fiederblättern ein Zeichen für Juvenilität des Materials. Das würde bedeuten, die bessere Vermehrungsrate von *A. retinodes* im Vergleich zu *A. longifolia* könnte durch den eingetretenen Rejuvenilisierungsprozess verursacht worden sein. Andererseits müsste dann aber ebenso die Vermehrungsrate der Mikrosprosse von *A. linearifolia* höher sein. Hier verlief die Vermehrungsrate auf VM 20 jedoch ähnlich der von *A. longifolia*.

Abgesehen von der Juvenilität des Materials beeinflussen weitere Faktoren die Vermehrungsrate. Neben den genotypisch bestimmten Reaktionen, besteht die Problematik der Phytohormonzusammensetzung des Mediums. Dabei ist neben der Konzentration insbesondere von Cytokinin und Auxin deren Zusammenwirken von entscheidender Bedeutung für die Wachstumsleistung und Differenzierung (AMMIRATO IN WTIHERS & ALDERSON, 1986). Das wird am Beispiel von *A. linearifolia* deutlich, wo auf dem Medium VM 24 im Vergleich zum Medium VM 5 eine signifikant höhere Vermehrungsrate auftrat. Bei dem Medium VM 24 kam es neben der Variation in der Vitaminzufuhr zu einer höheren Konzentration an IBS bei gleicher BAP-Konzentration und einer Zugabe von GA<sub>3</sub>.

Eine weitere Möglichkeit, die zu einer höheren Vermehrungsrate führen könnte, wäre die Erhöhung der Temperatur. Obwohl diese normalerweise während des gesamten Versuchsablaufs konstant gehalten werden sollte, kann eine Erhöhung zur quantitativen Förderung morphogenetischer Prozesse (z. B. Adventivsprossbildung) beitragen (NEUMANN, 1995). SCHNABDRAUCH & SINK (1979) konnten beispielsweise bei *Phlox* spp. durch eine Erhöhung der Temperatur für eine Woche auf 30 °C die Primordienentwicklung fördern, bevor bei anschließendem Transfer in 22 °C eine optimale Bewurzelung erfolgte.

Nach der anfänglich guten Vermehrungsrate von *A. linearifolia* kam es im Verlauf weiterer Subkulturen auf allen Medien zu einem Absterben der Mikrosprosse. Eine Ursache dafür könnte in der Größe der Explantate gesehen werden. Während zu Beginn der Etablierung die Mikrosprosse noch eine Größe von mind. 1,5 cm aufweisen, erreichten sie später nur eine Größe von etwa 0,5 bis 1,0 cm. Eventuell könnte hier eine Verlängerung der Dauer der Subkultur auf sechs Wochen zu einer Zunahme im Längenwachstum führen.

Betrachtet man die relativ geringen Vermehrungszahlen untersuchter Akazien-Arten im Vergleich

zu anderen Kulturen, (z. B. 50 Sprosse pro Einzelknoten bei klonaler Vermehrung über Achselknospen an Einzelknoten bei *Eucalyptus grandis*, (LAKSHIMI SITA IN WITHERS & ALDERSON, 1986)), sollte man beachten, dass erfolgte Untersuchungen nur eine Grundlage für zukünftige Forschung darstellen. Die vergleichsweise geringe Anzahl an Subkulturen lässt keine endgültigen Aussagen über eine mögliche Vermehrungsrate bei den verschiedenen Akazien-Arten zu. Diese sollten erst nach Einbeziehung vorangehend erläuteter Untersuchungsmöglichkeiten getroffen werden.

Nach Auswertung der Wurzelbildung der Mikrospresse wird deutlich, dass diese unterschiedlich gut auf dem phytohormonfreien Medium VM 0 bewurzeln. Dieses Ergebnis bestätigt einerseits die Theorien von ODENBACH (1997), welche die In-vitro-Bewurzelung von Sprossen zumeist auf phytohormonfreien Kulturmedien beinhaltet. Da jedoch keine Sprosse von *A. linearifolia* und nur wenige Mikrospresse von *A. longifolia* bewurzelt sind, bleibt hier auf die Prüfung weiterer phytohormonhaltiger Medien zu verweisen. Nach SEITZ, SEITZ & ALFERMANN (1985) haben Phytohormone erheblichen Einfluss auf die morphogenetischen Prozesse. Sie betonen die bedeutende Rolle der Zusammensetzung des Nährmediums hinsichtlich der Phytohormone für die Ausbildung von Wurzeln und Sprossen an Stänglexplantaten, insbesondere das Verhältnis von Cytokinin und Auxin. Eine weitere Möglichkeit wäre somit die Zugabe von Phytohormonen wie Auxin und Cytokinin bei einem erhöhten Anteil von Auxin, was die Zellteilungsaktivität verringert und die Adventivwurzelbildung fördert (HU & WANG IN EVERS, SHARP, AMMIRATO, YAMADA, 1983). Dabei sollte jedoch beachtet werden, dass Auxin oft nur für die Initialisierung benötigt wird und bei weiteren Subkulturen auch zu Hemmungen der Wurzelbildung führen kann. Aufgrund dessen könnte man bei weiteren Subkulturen die Auxinzugabe wieder senken. Auch führt eine Auxinzugabe nicht immer zu Bewurzelungserfolgen, wie bei SCHAPER (1990) deutlich wird. Versuche an *Anthurium scherzerianum* zeigten nach einer Zugabe von Auxinen eine Hemmung der Wurzelentwicklung. Ebenfalls weisen verschiedene Autoren auf eine Hemmung der Wurzelbildung durch eine Auxinzugabe hin (PODWYSZYNSKA & HEMPEL et al., 1988 IN SCHAPER, 1990).

Ferner kann die Induktion der Wurzelbildung durch Reduzierung der Salzkonzentration gegenüber dem Vermehrungsmedium erzielt werden (GEORGE & SHERRINGTON, 1984; HU & WANG IN EVANS et al., 1983). McCown & Lloyd (1981, ZITIERT IN WITHERS & ALDERSON, 1986) beschreiben ein verbessertes Wurzelwachstum in salzärmeren Medien besonders für stark verholzende Arten. Demzufolge wäre eine weitere Variante die Bewurzelungsrate zu verbessern, die Verwendung des anfänglich beschriebenen, salzärmeren Mediums, eventuell unter Zugabe von Auxin. Dieses Medium führte bei *Ptilotus exaltatus* zu einer verbesserten Bewurzelungsrate im Vergleich zum MS-Medium (SEYRING, 1996).

Als eine andere Möglichkeit wird der fördernde Einfluss durch die Erhöhung der Saccharosekonzentration gesehen (HYNDEMANN et al., 1982 IN SCHAPER, 1990).

Die Ursache für die Abnahme der Bewurzelungsrate mit steigender Subkulturenzahl bei der In-vitro-Bewurzelung des vegetativen Stecklingsmaterials könnte die, von BRISSETTE et al. (1990, zitiert in FEUERHAHN, 2000), erwähnte Abhängigkeit des Bewurzelungserfolgs von der Länge der



Mikrostecklinge sein. Eine höhere Bewurzelungsrate wird bei Stecklingen von einer Mikrostecklingslänge  $\geq 2$  cm im Vergleich zu 1 bis 2 cm Länge angegeben. Auch STONE (1963, zitiert von HU & WANG in EVANS et al., 1983) wies bei Versuchen zur Meristemkultur bei Nelken einen deutlichen Einfluss der Explantatgröße unter anderem auf die Bewurzelung nach.

Ein weiterer Grund könnte eine Anreicherung von Auxinen im Stecklingsmaterial sein. Das würde ebenfalls die drastische Abnahme der Bewurzelungsrate bei *A. longifolia* des ersten Bewurzelungsversuches (mit Sprosssegmenten) im Vergleich zum zweiten (mit Mikrospossen) erklären.

Die Zunahme der Bewurzelungszahl bei *A. retinodes* dagegen könnte durch die Verwendung von *in vitro* erzeugtem Vermehrungsmaterial erklärt werden. Während dem Bewurzelungsversuch der Sprosssegmente kam es zu einem Wachstum und Seitenaustrieb. Diese Nodienstücke wurden geteilt und weiterhin im Bewurzelungsversuch verwendet. Diese Annahme würde auch die gleichbleibende Bewurzelungsrate des zweiten Bewurzelungsversuches mit Mikrospossen erklären, die über beide Subkulturen gleich blieb. Denn dort erfolgten die Bewurzelungsversuche ausschließlich an den *in vitro* neu gebildeten Sprossen.

Bei *A. linearifolia* sind keine Sprosssegmente bewurzelt. An dieser Stelle wird auf die Erklärungen zur Bewurzelung der Mikrosposse verwiesen.

Eines der Hauptprobleme bei der In-vitro-Kultur ist die Überführung der Jungpflanzen *in vivo* und die Anpassung an die Gewächshausbedingungen (YEOMAN IN WITHERS & ALDERSON, 1986). Die beispielsweise bei *Ptilotus* (GRÜNEBERG, 1997a) problematische Überführung *in vivo* trat hier nicht in Erscheinung. Die Überlebensrate von 100 % der Akazienjungpflanzen ist dabei ein wesentlicher Grund für die Empfehlung zur Weiterführung der Untersuchungen.

### 6.7 Bedeutung der Untersuchungen

Die In-vitro-Kultur von Akazien kann für unterschiedliche Zielsetzungen in der gartenbaulichen Praxis von Bedeutung sein. Neben der Durchführung der gesamten In-vitro-Kultur (Etablierung, Vermehrung, Bewurzelung) würden sich folgende, punktuelle Nutzungen anbieten:

- Aufbau einer Mutterpflanzenhaltung für konventionelle Vermehrungsverfahren
- Bewurzelung des vegetativ gewonnenen Stecklingsmaterials
- Erhaltung von Genotypen mit herausragenden Eigenschaften (z. B. Blütenfarbe, Blühdauer)

Aufgrund der behandelten Problematik bei der vegetativen Vermehrung (siehe Kapitel 7.5, S. 107ff.) wäre ferner ein Rejuvenilisierungseffekt von besonderer Bedeutung. Das dieser durch In-vitro-Vermehrung möglich ist, bestätigen unter anderem PIERIK (1988), FRANCKET (1991), VERMEER et al. (1991), PREIL (1997) zitiert in LITAUSZKY (1999).

„Seit Ende der 70-er Jahre werden Ziergehölze in größerem Umfang *in vitro* vermehrt (JONES & HOPGOOD, 1979). Bei diesen Gehölzen werden nach der In-vitro-Vermehrung oft Veränderungen in bestimmten Merkmalsausprägungen verzeichnet. Diese Merkmalsänderungen betreffen sowohl morphologische als auch phänologische und physiologische Eigenschaften der Gehölze. ... Alle Hypothesen in der einschlägigen Fachliteratur gehen von der Annahme aus, dass *in vitro* vermehrte Pflanzen ein höheres Potential zur Adventivwurzelbildung besitzen (HACKETT, 1985). Jahrelange Versuche im Fachgebiet Vermehrungstechnologie/Baumschulwesen bestätigen diese Annahme.“<sup>10</sup>

Das höhere Bewurzelungspotential von Stecklingen *in vitro* vermehrter Mutterpflanzen (HOWARD & MARKS 1988, WALDEMAIER, 1991 zitiert in LITAUSZKY, 1999) könnte zu wesentlichen Verbesserungen bei der vegetativen Stecklingsvermehrung der Akazien führen.

### 6.8 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen

Die durchgeführten Untersuchungen haben gezeigt, dass eine In-vitro-Kultur von Akazien möglich ist. Im folgenden werden Anregungen für zukünftige Forschungsaufgaben erläutert.

- Aufgrund genotypisch bestimmter Reaktionen *in vitro* und ökonomisch höherer Kosten im Vergleich zur konventionellen Vermehrung, sollte bereits die Auswahl des Pflanzenmaterials in Hinsicht auf den späteren möglichen Absatz erfolgen.
- Es sollten verstärkt Untersuchungen zur Länge der Kulturdauer nach der In-vitro-Kultur durchgeführt werden, da hier der besondere Schwerpunkt bei der Kultur australischer Akazien liegt. MCCOMB & BENNETT (1986) schrieben beispielsweise, dass bei *Eucalyptus grandis* die Zeit von der in Kulturnahme bis zur Samenbildung von vier bis fünf Jahren (konventionelle Aufzucht aus Samen) auf 2,5 Jahre (klonale Vermehrung über Achselknospen an Einzelknoten) verkürzt werden konnte.
- Um eine hohe Vermehrungs- und Bewurzelungsrate zu erzielen, müssen die Wirkungen verschieden modifizierter Medien untersucht werden.
- Da es sich bei den durchgeführten Versuchen nur um Voruntersuchungen für eine Eignung von Akazien für die In-vitro-Kultur handelt, sind keine Aussagen über die ökonomischen Aspekte möglich. Diese müssten für die verschiedenen Bedeutungen der In-vitro-Verfahren herausgestellt werden.

---

<sup>10</sup> aus Litauszky, Rita Anita: Untersuchungen zur Wirkungsintensität einer Rejuvenilisierung nach der In-vitro-Vermehrung ausgewählter Gehölzspezies am Merkmal der Adventivwurzelbildung, 1999

- Während in der vorliegenden Arbeit nur ein Verfahren der In-vitro-Kultur untersucht wurde, bietet sich die Prüfung weiterer an. Zum einen wäre das die Sprossspitzen-Technik (Ausgangsmaterial = isolierte Sprossspitzen), da an der Sprossspitze oft mehr Achselknospen zum Austreiben gebracht werden können, als im Vergleich zu Einzelknoten (HU & WANG IN EVANS et al., 1983).  
Eine weitere Möglichkeit wäre eine klonale Massenvermehrung über Achselknospen an Einzelknoten. Wie von HU & WANG (IN EVANS et al., 1983) beschrieben und während dieser Untersuchungen an drei Akazien-Arten festgestellt, können die Achselknospen *in vitro* zum Austreiben gebracht werden. Die entstehenden Sprossklone können anschließend etabliert und bewurzelt werden.  
Ein weiteres Gewebekulturverfahren, welches bei Akazien Bedeutung erlangen könnte, wäre das der Embryonenkultur (HU & WANG IN EVANS, SHARP, AMMIRATO, 1986). Neben der Verkürzung der Kulturdauer hat es den Vorteil der Brechung der Samenruhe, die bei Akazien bis zu zwei Jahren betragen kann.
- Weiterhin bedarf es Untersuchungen zum Rejuvenilisierungseffekt für die Mutterpflanzenhaltung. Dabei ist von entscheidender Bedeutung, wie lange der Rejuvenilisierungsstatus bei vegetativ erzeugten Nachkommen von In-vitro-Mutterpflanzen bzw. bei diesen selbst andauert, da er mit dem Altern der Mutterpflanzen nachlässt (LITAUSZKY, 1999). KRISTIANSEN (1991, ZITIERT IN LITAUSZKY, 1999) beobachtete bei *Ficus benjamina*, dass das Bewurzelungspotential bereits nach vier Monaten nachließ. Neben dem Einfluss der Genotypen sind auch die Wachstumsbedingungen *in vitro* für den, durch In-vitro-Vermehrung induzierten, Rejuvenilisierungseffekt entscheidend (LITAUSZKY, 1999). Wichtige Faktoren sind Anzahl und Dauer der Subkulturen, die Zusammensetzung des Vermehrungs- und Bewurzelungsmediums, Entnahmeart und -ort, sowie die Größe des Explantates (HOWARD & MARKS 1988, PLIETZSCH 1996 ZITIERT IN LITAUSZKY, 1999).

## 7. Untersuchungen zu weiteren vegetativen Vermehrungsmethoden

### 7.1 Einleitung

Wie viele andere Pflanzen sind auch Akazien-Wildpflanzen sehr variabel innerhalb einer Art. Bei der vegetativen Vermehrung werden im Gegensatz zu der generativen Vermehrung phänotypische und genotypische Eigenschaften der Mutterpflanze auf die Nachkommen übertragen (BÄRTELS, 1989). Im Vordergrund steht dabei, ausgefallene Formen oder Pflanzen mit besonders attraktiven Blüten zu vermehren.

Ein weiterer Vorteil besteht in der kürzeren Kulturdauer, die in der Topfpflanzenproduktion von entscheidender Bedeutung ist (BÄRTELS, 1989). So empfiehlt ENCKE (1987a) für einige Akazien-Arten die Vermehrung durch Stecklinge, da die Anzuchtzeit aus Samen erheblich länger ist. Ferner ist einheitlich wachsendes und gesundes Pflanzenmaterial eine wesentliche Voraussetzung für die Effektivität der gärtnerischen Produktion (KAUFMANN, 1988).

Wie bereits im Erkenntnisstand beschrieben, variieren die Angaben zu bisherigen Erkenntnissen über vegetative Vermehrungsmöglichkeiten bei Akazien stark. Aussagen zur Vermehrung der Akazien gibt es sowohl zu autovegetativen (Vermehrung über Wurzelschnittlinge, Stecklinge) als auch zu xenovegetativen Vermehrungsmethoden (Veredelung). Aufgrund der Entwicklung der Vermehrung durch Stecklinge in den letzten Jahren zur wichtigsten autovegetativen Vermehrungsmethode sollen in der vorliegenden Arbeit die Untersuchungsschwerpunkte darauf gerichtet sein (BÄRTELS, 1989).

Es werden der Einfluss des Mutterpflanzenalters untersucht, verschiedene Substrate und Vermehrungssysteme getestet. Die Anwendung von Bewurzelungshormonen und der Stecklingslagerung soll einen Aufschluss über Möglichkeiten einer Förderung der Bewurzelung geben. Die Versuche werden an verschiedenem Stecklingsmaterial und unter Einbeziehung variierender Vermehrungszeiten erfolgen.

Die Wahl der zu untersuchenden Pflanzenarten erfolgte in Hinblick ihrer späteren Eignung als Topfpflanze.

### 7.2 Material

#### Pflanzenmaterial

Folgende Akazien-Arten wurden hinsichtlich ihrer Eignung für die Vermehrung durch Stecklinge untersucht (Angaben in alphabetischer Reihenfolge):

<i>A. baileyana</i>	<i>A. hamiltoniana</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>
<i>A. baileyana</i> var. <i>purpurea</i>	<i>A. havilandii</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>sophorae</i>
<i>A. buxifolia</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. pycnantha</i>
<i>A. calamifolia</i>	<i>A. ligustrina</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>
<i>A. cultriformis</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>
<i>A. decora</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i>	<i>A. victoriae</i>

Verwendete Kopf-, Teil- und Basisteilstecklinge definieren sich wie folgt:

*Kopfstecklinge:* apikale Triebspitzen mit mehreren Nodien, ohne Blütenknospen oder Blüten

*Teilstecklinge:* Teilstück des Triebes mit mind. einem Nodus, an dem ein bis zwei Blätter, bzw. Phyllodien belassen und bei *A. longifolia* var. *longifolia*, *A. retinodes* var. *retinodes* und *A. retinodes* var. *blue leaf* auf ca. 2 cm gekürzt wurden

*Basisteilsteckling:* Triebteilstück, das durch einen unteren Schnitt oberhalb des Wurzelhalses und einen oberen Schnitt 0,5 cm über dem ersten erscheinenden Fiederblattpaar (basales Triebende) definiert ist

### 7.3 Versuchsdurchführung

Eine Übersicht über die Varianten der vegetativen Vermehrung durch Stecklinge befindet sich in Tab. 11, S. 94. Eine ausführliche Darstellung der Versuche mit Angaben zu den Ergebnissen erfolgt im Anhang, Tab. 28, S. 47ff..

Die Stecklinge visuell gleicher Qualität wurden, je nach Versuch, von ein- oder mehrjährigen Trieben der Mutterpflanze, aus dem oberen Pflanzenbereich verwendet. Der Schnitt der Stecklinge erfolgte mit einer sterilen Schere. Die Teilstecklinge wurden auf eine Länge, in Abhängigkeit von der Internodienlänge, von 3 bis 5 cm geschnitten (Anhang, Tab. 28, S. 47ff.), so dass ein bis drei Nodien und je ein Blattpaar (Phyllodienpaar) am Steckling verblieben.

Der Schnitt der Stecklinge ist jeweils 0,5 cm über dem Nodus durchgeführt worden.

Folientüten dienten als Verpackungsmaterial für die Lagerung und den Transport der Stecklinge, wobei sie für den Transport zusätzlich in feuchtes Zeitungspapier eingeschlagen wurden.

Das Stecken der Stecklinge erfolgte in verschiedene Substrate (Anhang, Tab. 28, S. 47ff.).

Während der Bewurzelungsphase wurde die Luftfeuchte auf 95 % und die Substrattemperatur auf 25 °C geregelt. Die Lufttemperatur betrug mind. 25 °C. Die Bewässerung erfolgte am Standort Köpenick mittels Handsprühnebel.

Eine genaue Übersicht zur Durchführung der Versuche der vegetativen Vermehrung befinden sich im Anhang in Tab. 28, S. 47ff.. Die Messwerte wurden, wie in den Methoden beschrieben, ermittelt.

Die Versuche der vegetativen Vermehrung erstreckten sich über den Zeitraum von 1997 bis 2000 an den Versuchsstandorten Köpenick und Langerwisch.

#### Prüfung auf Selbsthemmung

Die Prüfung auf Ausscheidung bewurzelungshemmender Stoffe bei *A. longifolia* wurde einerseits durch Umstecken der Stecklinge getestet. Dazu füllte man zwei Multitopfpaletten mit Substrat und besetzte eine mit Stecklingen. Diese Stecklinge wurden nach 14 Tagen in die andere Multitopfpalette umgesteckt. Während des Versuches erfolgte wöchentlich die Prüfung auf Wurzelbildung.

Andererseits erfolgte die Testung durch Aussaat von *Lepidum sativum*. Dazu wurde eine

Substratmischung gefertigt und auf zwei Multitopfpaletten verteilt. In der Variante 1 blieb die Substratmischung unbesetzt, in der Variante 2 wurden zehn Stecklinge von *A. longifolia* gesteckt. Nach dem Entfernen der Stecklinge nach 14 Tagen erfolgte die Aussaat von *Lepidum sativum* (je 50 Samen) in beide Multitopfpaletten. Nach sieben Tagen wurde die Keimrate der *Lepidum*-Samen ermittelt.

#### Lagerung der Stecklinge

Stecklinge wurden vor dem Stecken bei unterschiedlichen Umgebungsbedingungen für den Zeitraum von 5 bis 14 Tagen gelagert.

Lagerbedingungen 1: künstlich nicht belichteter Kühlkeller, Raumtemperatur von ca. 4 °C

Lagerbedingungen 2: Pflanzenwuchsschrank, 70 % rel. LF, 20/20 °C bzw. 15/10 °C Tag-/Nachttemperatur, Belichtung: 12 h, 54 µmol/sm<sup>2</sup>

#### Behandlung mit Bewurzelungshormonen

- verwendete Bewurzelungshormone: IBS (0,5 %, 1 %), NES (0,5 %, 1 %)

Die Herstellung pulverförmiger NES erfolgte mit 0,1 g 96 % NES bzw. 0,05 g 96 % NES, 10 g Talkum und 96 % Ethanol. NES-Pulver wurde in Alkohol gelöst, mit Talkum vermischt und getrocknet. Pulverförmige IBS standen industriell gefertigt zur Verfügung. Für die IBS-Lösung (ein Teil dest. Wasser und ein Teil Acetonlösung) wurde eine 50%ige Acetonlösung angefertigt. Stecklinge, die mit pulverförmigen Bewurzelungshormonen behandelt wurden, sind mit der Stecklingsbasis in den Puder kurz eingetippt und nach Abstreifen überschüssigen Puders in vorgefertigte Pflanzlöcher gesteckt worden. Anschließend erfolgte das lockere Andrücken des, den Stängel umgebenden, Substrates. Die mit flüssigem Bewurzelungshormon behandelten Stecklinge wurden mit der Stecklingsbasis für 3 sek. in die Lösung getaucht und anschließend wie die Gepuderten behandelt.

#### Untersuchungen zum Einfluss von Klimabedingungen nach dem Stecken

Die Stecklinge von *Acacia longifolia* wurden in Pflanzenwuchsschränken, mit den Einstellungen von 25/20 °C Tag-/Nachttemperatur, 70 % relativer Luftfeuchte und einer Tageslänge von 12 h, eingestellt. Die Bewässerung erfolgte in den Pflanzenwuchsschränken per Hand nach Bedarf.

Tab. 11: Übersicht über Varianten ausgewählter vegetativer Vermehrungsversuche durch Stecklinge

Varianten Akazienart	Stecklingsart	unbehandelt	IBS	NES	Lagerung	umstecken	Alter der Mutterpflanze	variierende Stecktermine
<i>A. baileyana</i> var. <i>purpurea</i>	KS, TS	X	X					X
<i>A. baileyana</i>	KS, TS	X						
<i>A. buxifolia</i>	KS, TS	X	X	X			X	X
<i>A. calamifolia</i>	KS, TS, BTS	X					X	X
<i>A. cultriformis</i>	KS, TS	X						
<i>A. decora</i>	KS, TS	X	X				X	X
<i>A. hamiltoniana</i>	KS, TS	X	X					
<i>A. iteaphylla</i>	KS, TS, BTS	X	X	X			X	
<i>A. ligustrina</i>	KS, TS	X	X	X	X		X	X
<i>A. linearifolia</i>	KS, TS, BTS	X						
<i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i>	KS, TS	X	X	X	X	X	X	X
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	KS, TS, BTS	X	X				X	X
<i>A. longifolia</i> var. <i>sophorae</i>	KS, TS	X	X					
<i>A. pycnantha</i>	KS, TS	X	X	X			X	X
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	KS, TS, BTS	X						
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	KS, TS, BTS	X					X	X
<i>A. victoriae</i>	KS, TS, BTS	X	X	X			X	X

X - zutreffend

## 7.4 Ergebnisse und Auswertung

Die Darstellung aller Ergebnisse zur Bewurzelungsrate und -dauer befindet sich im Anhang, Tab. 28, S. 47ff.. Die Tabellen zur jeweiligen statistischen Auswertung einzelner Akazien-Arten sind im Anhang, Tab. 29 - 35, S. 57f. zu finden. Die statistische Auswertung erfolgte mittels Kontingenztafelanalyse und dem exakten Test nach Fisher (exakte Signifikanz (2-seitig)). Die Irrtumswahrscheinlichkeit wurde mit 5 % festgesetzt.

Allgemein kann man die Bewurzelung von Akazienstecklingen als schwierig bezeichnen. Von den 17 untersuchten Akazien-Arten haben lediglich neun eine Bewurzelungsrate von über 20 % erzielt. Eine Bewurzelungsrate von mind. 80 % konnte nur bei sechs Arten erreicht werden.

Gute Bewurzelungsraten erzielten oft nur Stecklinge von sehr jungen Mutterpflanzen (ca. drei Monate alt). Stecklinge von Mutterpflanzen, die älter als ein Jahr waren, bewurzelten generell schlecht. Eine grundsätzliche Ausnahme bildeten die Stecklinge älterer Mutterpflanzen von *Acacia ligustrina*, bei denen in den verschiedenen Varianten hohe Bewurzelungsraten (>50 %) erreicht wurden.

Die Anwendung von IBS in verschiedenen Konzentrationen führte teilweise zu einer erhöhten Bewurzelungsrate im Vergleich zu unbehandelten Stecklingen, Behandlungen mit NES nur bei *A. longifolia* var. *floribunda*.

Die Lagerung der Stecklinge vor dem Stecken zeigte positive Einflüsse auf die Bewurzelungsrate.

Die Eignung von Kopf- oder Teilstecklingen als Vermehrungsmaterial ist artenspezifisch.

Bei einigen Akazien-Arten zeichnete sich ein Einfluss des Vermehrungstermins ab.

Die Bewurzelungsdauer variierte zwischen vier und acht Wochen.

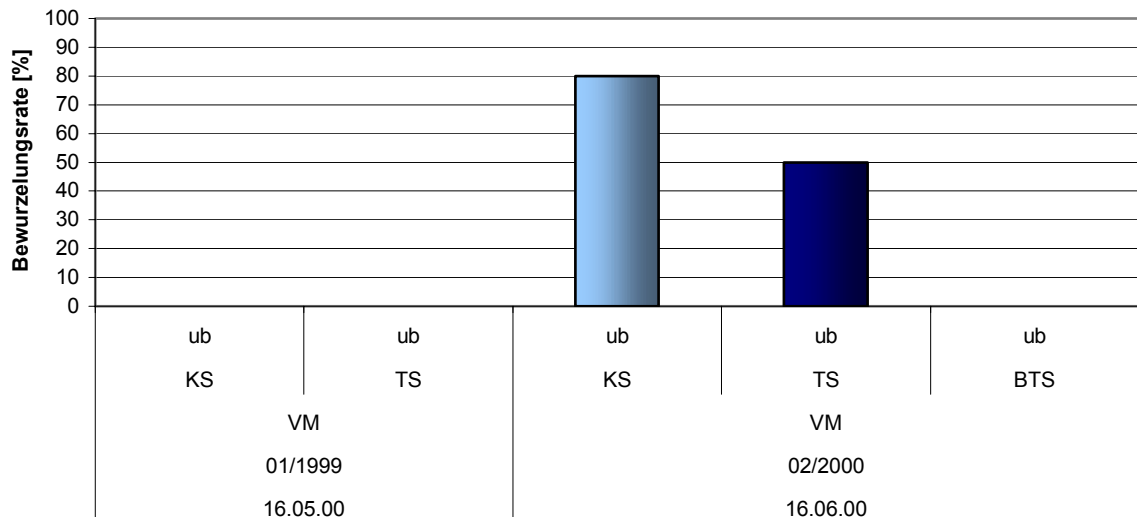
Als Vermehrungssystem eignete sich besonders das Cultoplant-System in Verbindung mit Einheitserde VM.

Nachfolgend werden die Ergebnisse der untersuchten Akazien-Arten einzeln dargestellt.

### *Acacia calamifolia*

Die Bewurzelungsversuche mit Kopf- und Teilstecklingen einjähriger Mutterpflanzen waren erfolglos, während die Kopfstecklinge der drei Monate alten Mutterpflanzen zu 80 % und die Teilstecklinge zu 50 % innerhalb von vier Wochen bewurzelten. Bei den Basisteilstecklingen fand keine Bewurzelung statt (Abb. 40, S. 96).





Angaben zur Beschriftung der x-Achse von oberster Zeile abwärts:

Behandlung: ub = unbehandelt

Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling, BTS = Basisteilsteckling

Substrat: VM = Einheitserde VM

Vermehrungsjahr der Mutterpflanze

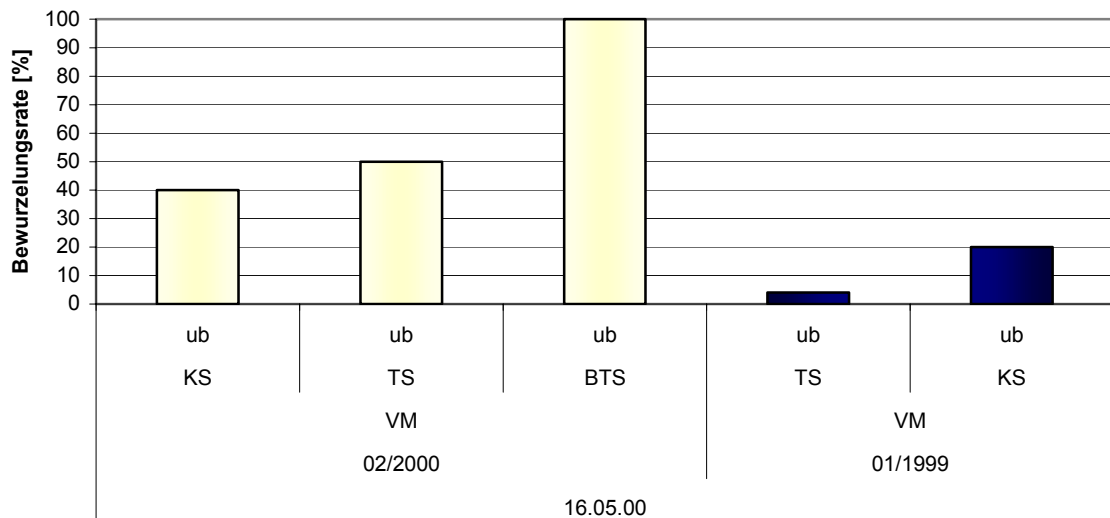
Versuchstermin

Abb. 40: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. calamifolia* (n≤10)

Eine aussagefähige, statistische Auswertung der Bewurzelungsergebnisse ist aufgrund der geringen Zahl der Stecklinge nicht möglich.

### *Acacia iteaphylla*

Der Versuch mit IBS und NES behandelten, bzw. unbehandelten Kopf- und Teilstecklingen von vierjährigen Mutterpflanzen führte zu keinem positiven Ergebnis. Untersuchungen an unbehandelten Stecklingen von einjährigen Mutterpflanzen resultierten in einer 20%igen Bewurzelung von Kopfstecklingen und einer 4%igen Bewurzelung bei Teilstecklingen innerhalb von acht Wochen. Versuche mit Stecklingen zum gleichen Vermehrungstermin von drei Monate alten Mutterpflanzen erzielten die besten Ergebnisse mit einer 100%igen Bewurzelung von Basisteilstecklingen innerhalb von sechs Wochen, einer 50%igen Bewurzelung von Teilstecklingen und 40 % bei Kopfstecklingen innerhalb von acht Wochen (Abb. 41, S. 97). Bei diesem Vergleich wird der Einfluss des Alters der Mutterpflanzen deutlich. Eine aussagefähige, statistische Auswertung der Bewurzelungsergebnisse ist aufgrund der geringen Zahl der Stecklinge nicht möglich.



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von oberster Zeile abwärts:

Behandlung: ub = unbehandelt

Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling, BTS = Basisteilsteckling

Substrat: VM = Einheitserde VM

Vermehrungsjahr der Mutterpflanze

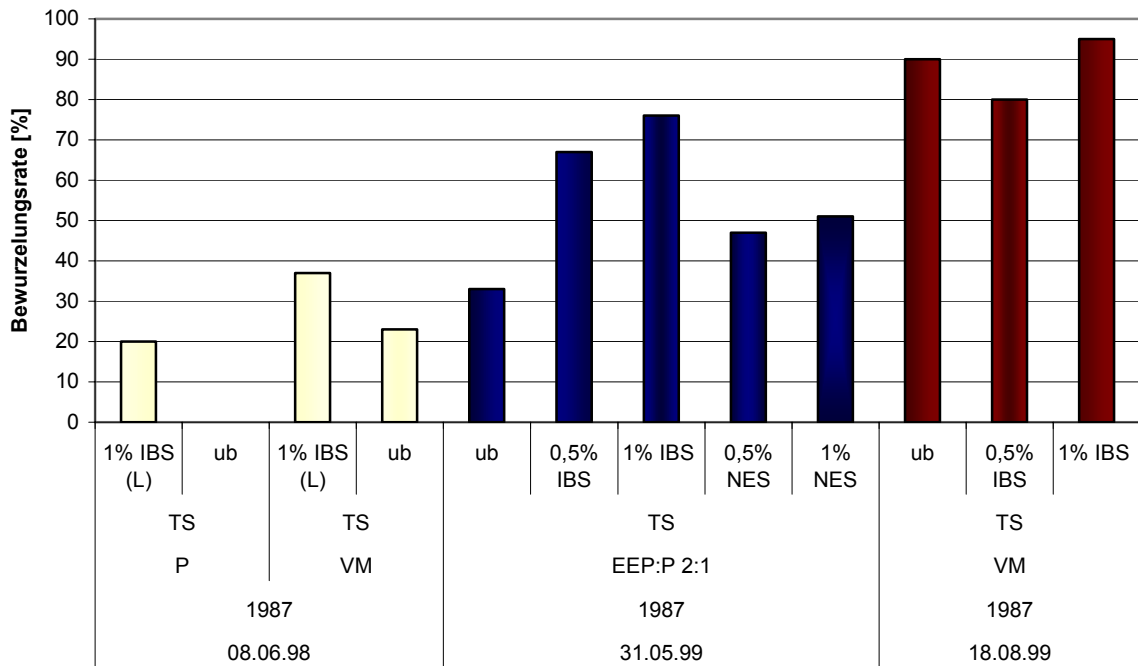
Versuchstermin

Abb. 41: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. iteaphylla* (ausgewählte Bewurzelungsversuche,  $n \leq 10$ )

### *Acacia ligustrina*

An dieser Akazienart erfolgten die umfangreichsten Bewurzelungsversuche. Bei den Versuchen zu Einflüssen von Bewurzelungshormonen an verschiedenen Versuchsterminen (Abb. 42, S. 98) wird deutlich, dass die besten Vermehrungsraten im August vorlagen. Des weiteren lag die Bewurzelungsdauer im August bei nur vier Wochen, während diese im ersten Versuch bei neun und im zweiten Versuch bei sechs Wochen lag. Bei der Behandlung mit Bewurzelungshormonen zeigten Stecklinge, die mit IBS behandelt wurden, die höchsten Vermehrungsraten.

Dabei zeigte die statistische Auswertung (Anhang, Tab. 29, S. 57) keine signifikanten Unterschiede zwischen den Bewurzelungsraten nach den Anwendungen von 0,5 % oder 1 % IBS. Die Behandlungen mit NES zeigten dagegen keine signifikanten Unterschiede im Vergleich zu der unbehandelten Variante, weder bei einer Konzentration von 0,5 % noch bei 1 % NES. Auch bei einem Vergleich der beiden Konzentrationen untereinander traten keine signifikanten Unterschiede auf. Vergleicht man die Wirkung von IBS und NES auf die Bewurzelungsrate, zeigt sich ein signifikanter Unterschied zwischen 1 % IBS im Vergleich zu den beiden NES Konzentrationen.



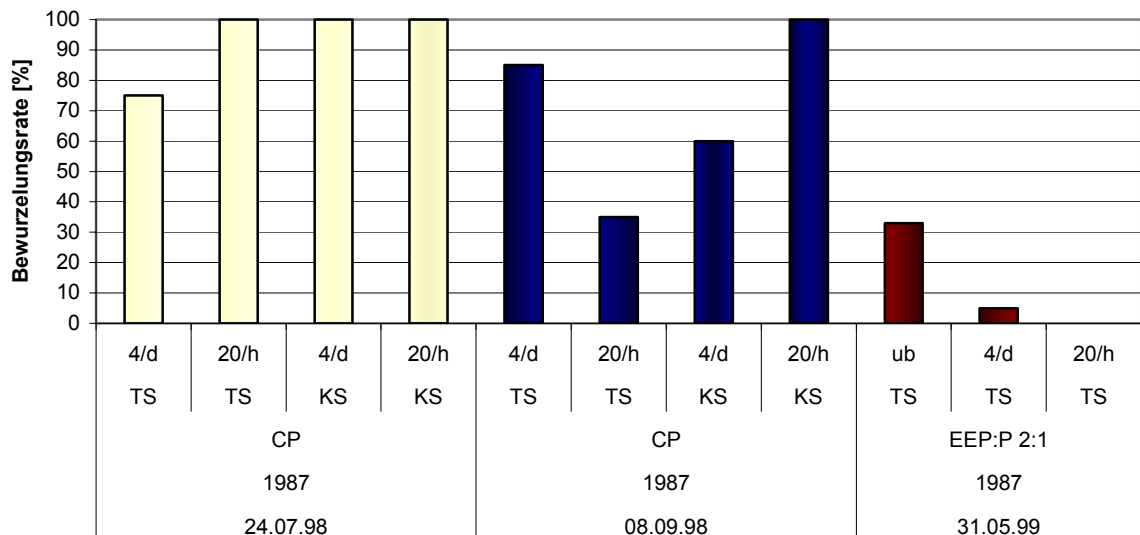
Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt, L = Lösung  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM, EEP = Einheitserde Typ P, P = Perlit  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

Abb. 42: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. ligustrina* nach unterschiedlicher Hormonbehandlung (ausgewählte Bewurzelungsversuche)

Die Ergebnisse in Abb. 43, S. 99 zeigen die unterschiedliche Wirkung der Lagerung der Stecklinge bei verschiedenen Vermehrungsterminen. Dabei traten keine Unterschiede zwischen heller und dunkler Lagerung bei den Kopfstecklingen auf. Bei den Teilstecklingen dagegen war die Lagerung bei 20 °C und natürlicher Belichtung erfolgreicher als die dunkle und kühle Lagerung. Bei dem Wiederholungsversuch im September konnten die hell gelagerten Kopfstecklinge erneut zu 100 % bewurzelt werden, während die Bewurzelungsrate der gekühlten Kopfstecklinge sank. Ebenso fiel die Bewurzelungsrate der hell gelagerten Teilstecklinge, während die der dunkel gelagerten ungefähr gleich blieb.

Der Unterschied in der Bewurzelungsrate zwischen den hell und dunkel gelagerten Teilstecklingen ist signifikant (Anhang, Tab. 29, S. 57).

Nachdem die Stecklinge der ersten beiden Versuche im August und September gesteckt wurden, erfolgte ein weiterer Versuch im Mai. Bei diesem Versuch traten die schlechtesten Ergebnisse auf. Teilstecklinge, die warm/hell gelagert wurden, bewurzeln nicht und die kühl/dunkel gelagerten nur zu 5 %. Die besten Ergebnisse erzielten hier die unbehandelten Stecklinge mit 33 %. Alle Stecklinge benötigten eine Bewurzelungszeit von sechs Wochen.



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt, Lagerung (4/d bei 4 °C, dunkel; 20/h bei 20 °C, hell)  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM (in CP = Cultoplant), EEP = Einheitserde Typ P, P = Perlit  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

Abb. 43: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. ligustrina* nach unterschiedlicher Lagerung

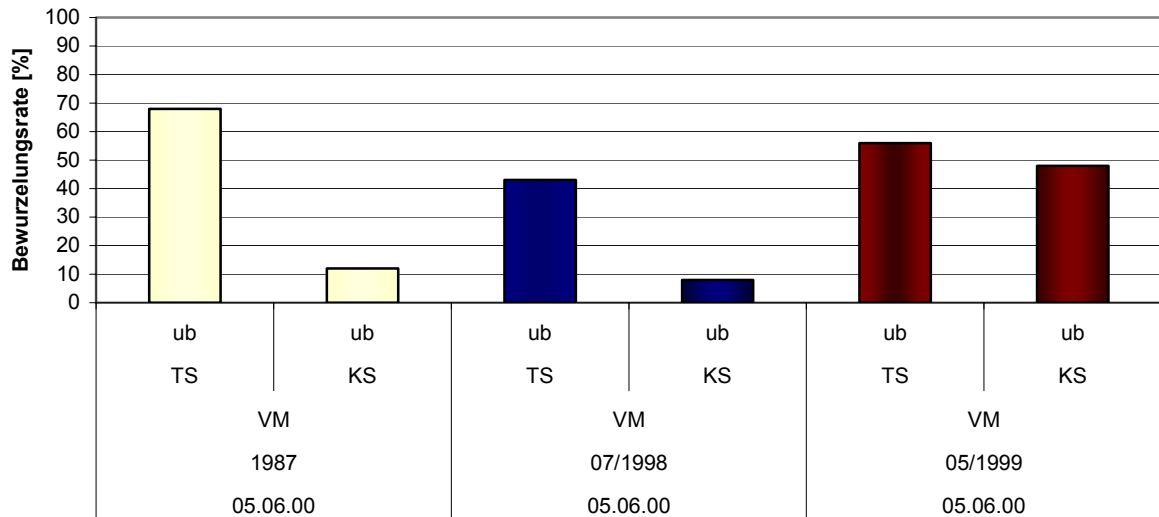
Es wird deutlich, dass man z. T. mit der Lagerung der Stecklinge vor dem Stecken höhere Bewurzelungsergebnisse erzielen konnte, als bei der Anwendung von Bewurzelungshormonen.

Bei dem Vergleich von Kopf- und Teilstecklingen verschieden alter Mutterpflanzen zeichnete sich ein Unterschied zwischen Kopf- und Teilstecklingen ab (Abb. 44, S. 100). Dieser ist bei den Mutterpflanzen der Jahre 1987 und 1998 signifikant (Anhang, Tab. 30, S. 57). Die Kopfstecklinge der beiden älteren Mutterpflanzen bewurzeln nur sehr schlecht.

Bei den Teilstecklingen ist kaum eine Wirkung des Alters der Mutterpflanzen auf die Bewurzelungsrate nachweisbar und die Unterschiede zwischen den Bewurzelungsraten sind nicht signifikant.

Zwischen den Varianten der Kopfstecklinge treten dagegen signifikante Unterschiede auf. Die meisten bewurzeln Kopfstecklinge entstammen den jüngsten Mutterpflanzen (ein Jahr alt).

Alle Stecklinge benötigten eine Bewurzelungsdauer von sechs Wochen.



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:

Behandlung: ub = unbehandelt  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

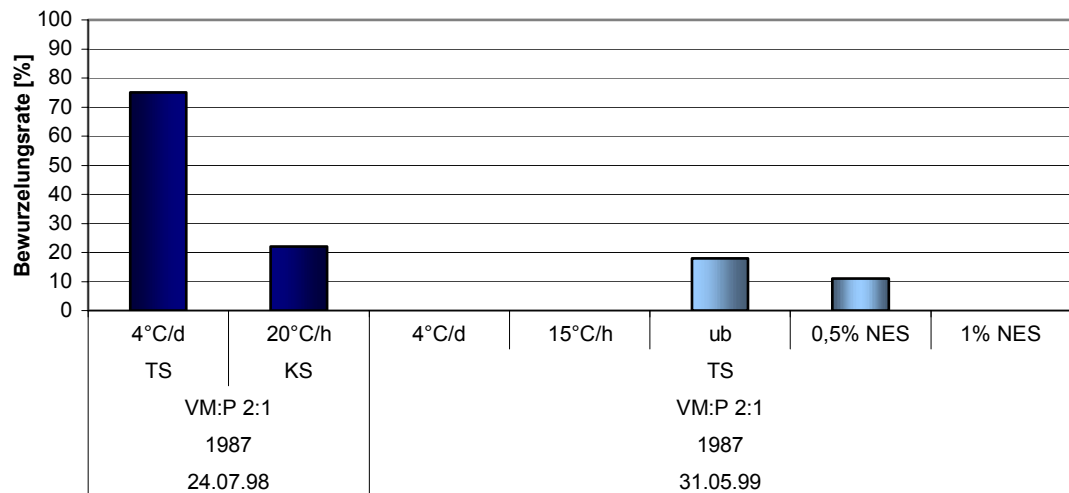
Abb. 44: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. ligustrina* unterschiedlich alter Mutterpflanzen (ausgewählte Bewurzelungsversuche)

Bei einem Bewurzelungsversuch von Stecklingen mit und ohne IBS-Behandlung auf erdelosem Substrat und Vermehrungserde, konnten auf der Vermehrungserde höhere Bewurzelungsraten erzielt werden (Anhang, Tab. 31, S. 57).

#### *Acacia longifolia* var. *floribunda*

Alle Versuche zur Bewurzelung von Kopf- oder Teilstecklingen in verschiedenen Substraten, zu variierenden Vermehrungsterminen, nach dem Einstellen der gesteckten Stecklinge in einen Pflanzenwuchsschrank, sowie die Anwendung von Bewurzelungshormonen, bei einer ca. zehn Jahre alten Mutterpflanze, zeigten keine positiven Ergebnisse. Eine Ausnahme bildeten die mit 0,5 % NES behandelten und unbehandelten Teilstecklinge, die im Mai in eine Substratmischung aus Einheitserde Typ P und Perlit im Verhältnis 2:1 gesteckt wurden. 18 % der unbehandelten und 11 % der mit 0,5 % NES behandelten Teilstecklinge bewurzelten innerhalb von sechs Wochen.

Versuche zur Lagerung der Stecklinge erzielten bei einem Entnahmezeitpunkt des Stecklingsmaterials im Juli gute Ergebnisse, die vor dem Stecken kühl/dunkel gelagerten Teilstecklinge bewurzelten mit 75 % gefolgt von den warm/hell gelagerten Kopfstecklingen mit 22 % innerhalb von sechs Wochen (Abb. 45, S. 101). Gelagertes Stecklingsmaterial, welches im Mai gewonnen wurde, bewurzelte dagegen nicht.



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM, P = Perlit  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

Abb. 45: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. longifolia* var. *floribunda* (ausgewählte Bewurzelungsversuche, n≤10)

Bei dem Versuch mit *Lepidum sativum* stellten sich die Ergebnisse so dar, dass auf dem für die Vermehrung von *A. longifolia* var. *floribunda* genutztem Substrat die Keimrate von *Lepidum* deutlich niedriger war als auf dem frischen Substrat (nachstehende Tab. 12). Dieser Unterschied ist signifikant.

Tab. 12: Keimrate von *Lepidum sativum*

Variante	1	2
Keimrate [%]	94	56

Variante 1= frisches Substrat

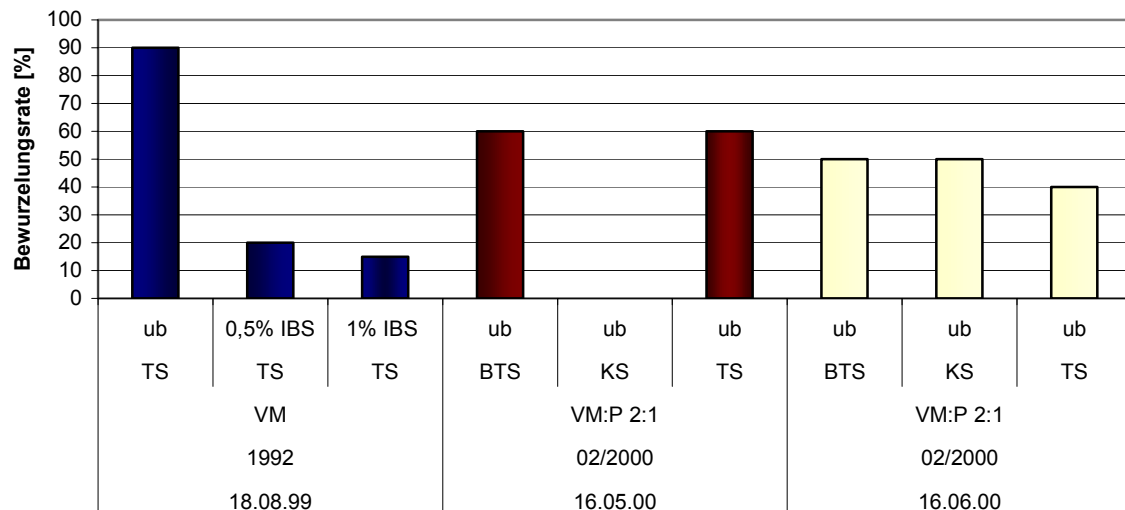
Variante 2 = Aussaat auf, für *A. longifolia* genutztes Vermehrungssubstrat

Die Stecklinge von *Acacia longifolia*, die nach 14 Tagen in frisches Substrat umgesteckt wurden, bewurzelten nicht.

#### *Acacia longifolia* var. *longifolia*

Unbehandelte Stecklinge der achtjährigen Mutterpflanzen bewurzelten innerhalb von sieben Wochen zu 90 %, die mit 0,5 % IBS behandelten nur zu 20 %, während die mit 1 % IBS behandelten Teilstecklinge nur zu 15 % bewurzelten.

Weiterhin bewurzelten unbehandelte Teilstecklinge (zu 60 %) und Basisteilstecklinge (zu 60 %) von ca. drei Monate alten Mutterpflanzen in einer Substratmischung aus Vermehrungserde und Perlit im Verhältnis 2:1 bei einer Bewurzelungsdauer von sechs Wochen. Kopfstecklinge bewurzelten nicht (Abb. 46, S. 102).



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt, Angaben der Hormonbehandlung (Konzentration, Art)  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling, BTS = Basisteilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM, P = Perlit  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

Abb. 46: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. longifolia* var. *longifolia* (ausgewählte Bewurzelungsversuche,  $n \leq 10$ )

Bei dem einen Monat später erfolgten Wiederholungsversuch bewurzelten alle drei Stecklingsvarianten innerhalb von vier Wochen, die Kopfstecklinge zu 50 %, die Teilstecklinge zu 40 % und die Basisteilstecklinge zu 50 % (Abb. 46, S. 102).

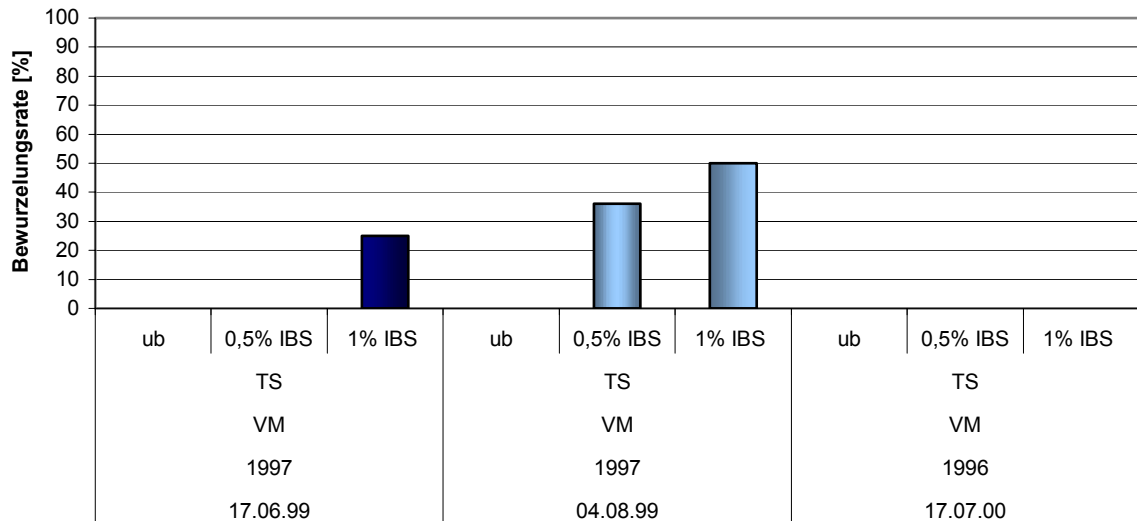
### *Acacia pycnantha*

Während des Versuches im Juni 1999 führte ein Heizungsausfall in der Gewächshausanlage zu nur bedingt aussagefähigen Ergebnissen. Bemerkenswert dabei ist die Bewurzelungsrate von 25 % der mit 1,0 % IBS behandelten Teilstecklinge.

In dem zwei Monate später erfolgten Wiederholungsversuch der zwei Jahre alten Mutterpflanzen sind die mit 1,0 % IBS behandelten Teilstecklinge zu 50 % und die mit 0,5 % IBS behandelten zu 36 % bewurzelt (Abb. 47, S. 103). Diese Bewurzelungsraten unterscheiden sich signifikant im Vergleich zu denen der unbehandelten, aber nicht untereinander (Anhang, Tab. 34, S. 58).

In beiden Versuchen bewurzelten weder mit NES behandelte Teilstecklinge, noch unbehandelte oder mit 1 % IBS und 1 % NES behandelte Kopfstecklinge.

Ein dritter Versuch mit unbehandelten Kopf- und Teilstecklingen ein Jahr später im Mai fiel erneut unzureichend aus.



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt, Angaben der Hormonbehandlung (Konzentration, Art)  
 Stecklingsart: TS = Teilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

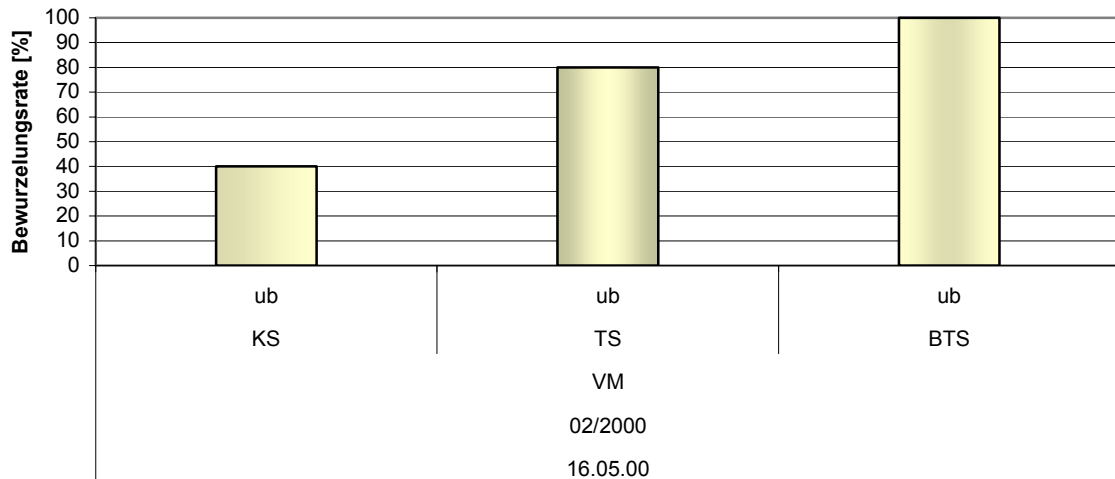
Abb. 47: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. pycnantha* (ausgewählte Bewurzelungsversuche)

Es ist eine entscheidende Rolle des Alters der Mutterpflanzen anzunehmen, da bei einem weiteren Versuch mit unbehandelten und IBS behandelten Teilstecklingen von vier Jahre alten Mutterpflanzen kein Steckling bewurzelte (Abb. 47, S. 103).

#### *Acacia retinodes* var. *blue leaf*

Wie bereits bei der Varietät *retinodes* zeigten sich auch hier sehr gute Ergebnisse bei der Bewurzelung der Stecklinge von drei Monate alten Mutterpflanzen. Teilstecklinge bewurzelten zu 100 %, gefolgt von Basisteilstecklingen, bei denen 80 % Wurzeln bildeten. Beide Varianten wiesen eine Bewurzelungsdauer von nur vier Wochen auf. Die schlechtesten Ergebnisse traten bei den Kopfstecklingen auf, die nur zu 40 % innerhalb von acht Wochen bewurzelten (Abb. 48, S. 104).





Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling, BTS = Basisteilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

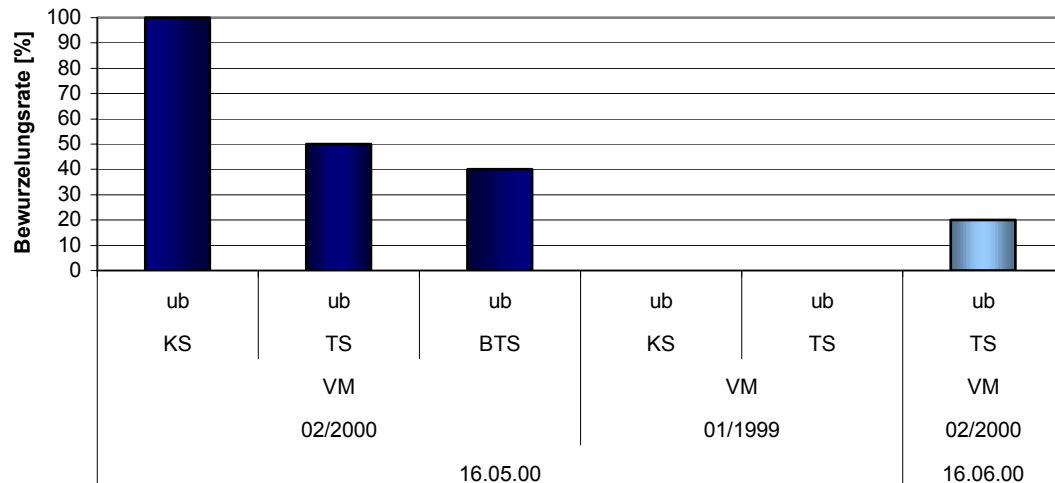
Abb. 48: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. retinodes* var. *blue leaf* (n≤10)

Es erfolgte, aufgrund der geringen Stecklingszahl, keine statistische Auswertung.

#### *Acacia retinodes* var. *retinodes*

Es bewurzelten nur Stecklinge von ca. drei Monate alten Mutterpflanzen. Die besten Bewurzelungsraten erzielten Kopfstecklinge mit 100 % (Bewurzelungsdauer = acht Wochen), gefolgt von Teilstecklingen zu 50 % und an letzter Stelle Basisteilstecklinge mit 40 %, wobei beide zuletzt genannten Stecklingsarten nur vier bis fünf Wochen benötigten (Abb. 49, S. 105).

Die Unterschiede in den Bewurzelungsraten der Basisteilstecklinge und Teilstecklinge sind nicht signifikant. Im Vergleich der Teilstecklinge der einjährigen Mutterpflanze zur drei Monate alten Mutterpflanze sind die Unterschiede signifikant. Signifikanzen zwischen den anderen Varianten waren aufgrund der geringen, erwarteten Häufigkeiten nicht berechenbar (Anhang, Tab. 35, S. 58). Bei einem Wiederholungsversuch mit unbehandelten Teilstecklingen einen Monat später bewurzelten diese innerhalb von vier Wochen nur noch zu 20 % (Abb. 49, S. 105).



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling, BTS = Basisteilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

Abb. 49: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. retinodes* var. *retinodes*

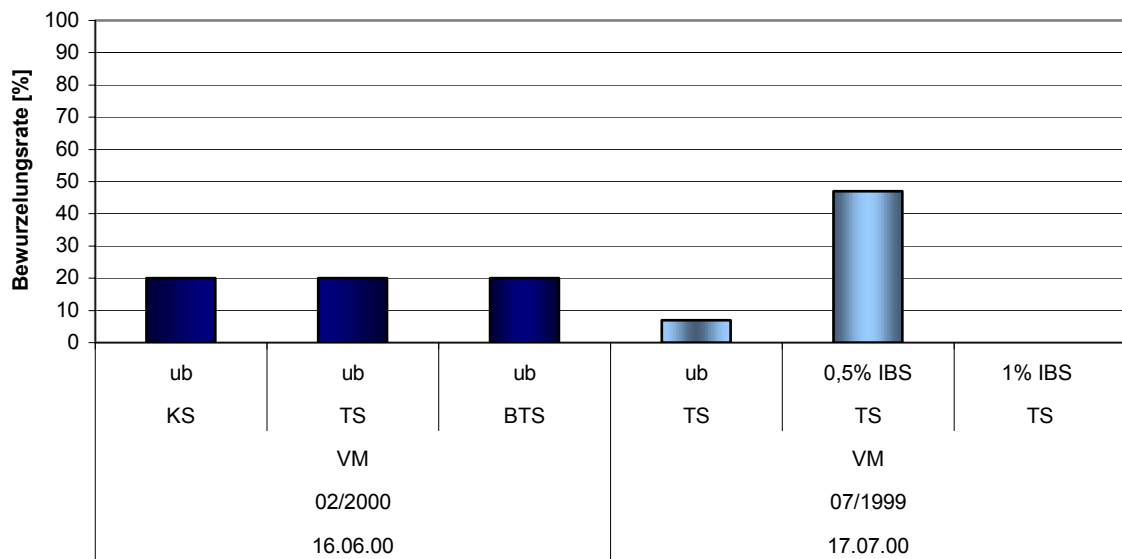
### *Acacia victoriae*

Bei Stecklingen der achtjährigen Mutterpflanze kam es weder bei unbehandelten Kopf- oder Teilstecklingen, noch nach einer Behandlung der Teilstecklinge mit den Bewurzelungshormonen IBS und NES zu einer Bewurzelung.

IBS-behandelte Teilstecklinge von einjährigen Mutterpflanzen bewurzeln bei 0,5 % IBS zu 47 % innerhalb von drei Wochen. Unbehandelte benötigten vier Wochen für eine Bewurzelungsrate von 7 %. Die mit 1 % IBS behandelten Teilstecklinge bewurzeln nicht.

Unbehandelte Kopf-, Teil- und Basisteilstecklinge der drei Monate alten Mutterpflanzen wiesen eine Bewurzelungsrate von je 20 % auf, wobei die Kopf- und Teilstecklinge vier Wochen benötigten und die Basisteilstecklinge nur drei Wochen (Abb. 50, S. 106).

Eine statistische Auswertung erfolgte aufgrund der zu geringen Stecklingsanzahl nicht, beziehungsweise war die Zahl der zu erwartenden Häufigkeiten zu gering.



Angaben zur Beschriftung der x-Achse von der obersten Zeile abwärts:  
 Behandlung: ub = unbehandelt, Angaben der Hormonbehandlung (Konzentration, Art)  
 Stecklingsart: KS = Kopfsteckling, TS = Teilsteckling, BTS = Basisteilsteckling  
 Substrat: VM = Einheitserde VM  
 Vermehrungsjahr der Mutterpflanze  
 Versuchstermin

Abb. 50: Bewurzelungsraten der Stecklinge von *A. victoriae* (ausgewählte Bewurzelungsversuche, n≤10)

#### weitere Akazien-Arten

Die Bewurzelung der Kopf- und Teilstecklinge bei *A. baileyana* erfolgte lediglich bei den Kopfstecklingen zu 13 %, bei einer Bewurzelungsdauer von neun Wochen. Bei der var. *purpurea* sind bei dem ersten Stecklingsversuch Kopfstecklinge nicht bewurzelt, während die Teilstecklinge nach neun Wochen nur zu 4 % bewurzelt sind. Bei dem Wiederholungsversuch sind von den mit IBS behandelten Teilstecklingen 5 % der Variante mit 1,0 % IBS innerhalb von drei Wochen bewurzelt. Die unbehandelten Teilstecklinge und die mit 0,5 % IBS behandelten sind nicht bewurzelt. Im Vergleich zu anderen, schwer zu bewurzelnden Stecklingen (beispielsweise Stecklinge von *A. buxifolia* oder *A. decora*), traten an den Stecklingen keine „Welkerscheinungen“, wie Gelbfärbung der Blätter oder Schwarzfärbung der Stängel, auf. Die Autorin empfiehlt weitere Versuche mit Stecklingsmaterial von jüngeren Mutterpflanzen und Lagerung der Stecklinge vor dem Stecken.

Ebenfalls sind von *A. cultriformis* von der achtjährigen Mutterpflanze nur 5 % der Teilstecklinge innerhalb von sechs Wochen, sowie keine Kopfstecklinge bewurzelt.

Bei Teilstecklingen der fünfjährigen Mutterpflanzen von *A. decora* sind beim ersten Versuch im August weder mit IBS in verschiedenen Konzentrationen, noch unbehandelte bewurzelt.

Bei einem, ein Jahr später im Juli erfolgtem Wiederholungsversuch sind 5 % der mit 1%iger IBS behandelten Teilstecklinge innerhalb von sechs Wochen bewurzelt. Bei einem Vermehrungsversuch im Mai sind unbehandelte Kopfstecklinge zu 5 % und Teilstecklinge zu 10 % in neun Wochen bewurzelt. Neben der sehr niedrigen Bewurzelungsrate könnte sich hier eine Tendenz zu besserer Bewurzelung zu einem früheren Vermehrungszeitpunkt abzeichnen. Die Triebe sind zu diesem Zeitpunkt noch nicht stark verholzt. Da Pflanzen von *A. decora* das ganze Frühjahr blühen, sollte man hier Versuche zur vegetativen Bewurzelung auch während der Blühperiode durchführen.

Bei *A. buxifolia*, *A. hamiltoniana*, *A. linearifolia* und *A. longifolia* var. *sophorae* waren alle Bewurzelungsversuche erfolglos. Es bewurzeln weder die Kopf-, noch die Teilstecklinge. Auch die Anwendung von Bewurzelungshormonen, wie IBS oder NES in verschiedenen Konzentrationen, war erfolglos.

## 7.5 Diskussion

Die Versuche zur vegetativen Vermehrung der Akazien durch Stecklinge zeigten eine Reihe von Problemen.

Der Bewurzelungserfolg der Stecklinge ist einerseits von endogenen Faktoren abhängig. Dazu zählen das genetisch vorhandene Bewurzelungspotential der zu vermehrenden Pflanzen, das physiologische Alter, der Hormonhaushalt und Zustand der Mutterpflanze, sowie der Entnahmeort des Stecklings. Andererseits haben exogene Faktoren Einfluss, wie Stecktermin, Vermehrungssystem, Wachstumsstoffe, Substrat, Standortbedingungen und jahreszeitlich wechselnde Lichtbedingungen (LITAUSZKY 1999, v. HENTIG in HORN, 1996).

SIMMONS schreibt 1987, dass Stecklinge, die von jungen, neu verholzten Sträuchern geworben werden, besser bewurzeln als solche von alten Sträuchern. Das konnte durch Untersuchungen in der vorliegenden Arbeit bestätigt werden. Stecklinge verschiedener Akazien-Arten älterer Mutterpflanzen zeigten mit der Ausnahme von *A. ligustrina* schlechte oder keine Bewurzelungsraten. Versuche mit drei Monate alten Mutterpflanzen zeigten dagegen, mit Ausnahme von *A. calamifolia* und *A. linearifolia*, überwiegend gute Ergebnisse. Der dabei bedeutende Faktor des physiologischen Alters der Mutterpflanzen wird in der Juvenilität ausgedrückt. Generell ist einer der wichtigsten Parameter für den Vermehrungserfolg die Juvenilität der Mutterpflanze (SPETHMANN, 1997 ZITIERT IN LITAUSZKY, 1999). Als juvenile Merkmale einer Pflanze werden neben einem schnelleren Wachstum, deren geringe Neigungen zur Blütenbildung, eine gute Bewurzelungsfähigkeit, abweichende, meist einfachere Blattformen angesehen. Dabei stellt die Juvenilität einen Entwicklungszustand des Organismus dar und es folgt die Phase der Maturität (Reifephase) (LIBBERT, 1993). Die Feststellung des Juvenilitätsstadiums einer Pflanze ist jedoch schwierig und auch bei Akazien nicht allein an äußeren Merkmalen festzustellen. Obwohl die Belaubung vieler Akazien von Fiederblättern zu Phyllodien wechselt und TAME (1992) schreibt, dass dies ein Zeichen für Juvenilität ist, sind weitere Untersuchungen notwendig, um diese Annahme zu beweisen. Weiterhin stellt sich die

Frage, wie sich Juvenilität an Akazien mit ausschließlicher Fiederblattbelaubung erkennen lässt, wie dies beispielsweise bei *Acacia baileyana* der Fall ist. Auch ausgewachsene, blühende, phyllodientragende Pflanzen können Fiederblätter hervorbringen.

Folgt man der Theorie LITAUSZKYS (1999), ist Adventivwurzelbildung ein Merkmal der Juvenilität. Da Stecklinge von drei Monate alten, nicht blühenden, phyllodientragenden Mutterpflanzen bewurzeln, könnte man daraus folgern, dass die Pflanzen trotz Phyllodien juvenil waren. Versuche mit ein Jahr alten, im Habitus gleiche Merkmale aufweisenden Pflanzen, bewurzeln jedoch nicht oder mit einer geringeren Bewurzelungsrate (*A. calamifolia*, *A. iteaphylla*). Ferner könnte bei einigen Akazien-Arten im gewissen Zeitrahmen eine Bewurzelung von adulten Pflanzenteilen möglich sein.

LITAUSZKY (1999) stellt dar, dass das chronologische Pflanzenalter gegenüber anderen Faktoren (z. B. Vermehrungsart und physiologisches Alter der Mutterpflanzen) von untergeordneter Bedeutung ist. BÄRTELS (1989) schreibt, dass adulte Mutterpflanzen durch rejuvenilisierende Maßnahmen verjüngt werden können. Zu diesen zählt neben der Gewebekultur, der Rückschnitt der Mutterpflanzen. Da in den durchgeführten Versuchen der vorliegenden Arbeit zum großen Teil Pflanzen aus botanischen Gärten genutzt wurden, bei denen Schnittmaßnahmen nicht nachvollziehbar waren, kann keine eindeutige Aussage über den physiologischen Zustand getroffen werden. Obwohl nicht immer ein einmalig durchgeführter Rückschnitt bei Mutterpflanzen zu einer verbesserten Bewurzelungsrate führt (WALDEMAIER & BUNEMANN, 1993; JESCH & DAVID, 1996 ZITIERT IN LITAUSZKY, 1999) wird aufgrund verschiedener Versuche mit *Syringa vulgaris* 'Mme Lemoine' von LITAUSZKY (1999), bei denen Stecklinge ungeschnittener Mutterpflanzen schlechter als die geschnittener Mutterpflanzen desselben Alters bewurzeln, auch bei Akazien eine bedeutende Rolle vermutet. Grundlage dafür ist jedoch die richtige Durchführung des Rückschnittes, denn erfolgt er zu stark in älteres Gewebe, kann es zu einem verlangsamten Neuaustrieb der Mutterpflanzen und einer verzögerten Wurzelbildung bei Stecklingen kommen (v. HENTIG in HORN, 1996).

Ferner zeigte die Wahl des Vermehrungstermins Einfluss auf die Bewurzelungsrate der Akazienstecklinge. SIMMONS (1987) empfiehlt, Stecklinge von Akazien das ganze Jahr über zu gewinnen, wobei die beste Zeit kurz nach der Blüte ist. TAME (1992) beschreibt, zuverlässigste Bewurzelungsergebnisse im Frühling oder zeitigen Sommer (in Australien August bis Oktober) zu erzielen. Eigene Untersuchungen am Stecklingsmaterial älterer Mutterpflanzen von *A. ligustrina* bestätigten die Aussage Tames, beste Bewurzelungsraten im August zu erzielen. Das traf neben den unbehandelten Teilstecklingen auch auf die gelagerten und die mit Bewurzelungshormonen behandelten zu. Zur Bestimmung des optimalen Vermehrungszeitpunktes ist jedoch keine pauschale Aussage möglich, da dieser ebenfalls durch verschiedene Faktoren beeinflusst wird. Nach LITAUSZKY (1999) können die Zeitpunkte innerhalb eines Genotyps variieren, in Abhängigkeit von der Mutterpflanzenhaltung. Dabei ist von Bedeutung, ob es sich um geschnittene oder ungeschnittene, konventionelle oder *in vitro* vermehrte Mutterpflanzen handelt. Dies wird an den Ergebnissen der Bewurzelungsrate von Stecklingen der drei Monate alten Mutterpflanzen deutlich. Obwohl der Vermehrungstermin dieser Versuche im Mai relativ früh war, konnten gute

Bewurzelungsraten erzielt werden. Man kann also sagen, dass ein Vermehrungstermin in Abhängigkeit vom Mutterpflanzenalter bestimmt werden muss. Für die untersuchten Akazien zeichnete sich nach den durchgeführten Versuchen folgendes ab: Bei sehr jungen Mutterpflanzen, bei denen keine Blüte auftrat, ist eine Vermehrung über Stecklinge bereits im Mai möglich. Bei Stecklingsmaterial von älteren Mutterpflanzen (über ein Jahr alt) oder bereits blühenden Mutterpflanzen ist eine spätere Vermehrung (im August) günstiger.

Wurzelanlagen können aus einem vorhandenen meristematischen Gewebe oder aus wieder meristematisch werdenden Dauergeweben entstehen (v. HENTIG in HORN, 1996). Nach dem Schnitt des Stecklings von der Mutterpflanze bildet sich an der Schnittstelle Wundkallus, bei dem es sich um einen Zellhaufen teilungsfähigen Gewebes handelt. Teilweise können daraus Wurzeln entstehen. Die möglichen Entstehungsorte von Wurzelinitialen sind ferner Kambium, Interfascicularkambium, Pericycl, Phloem, Rindenparenchym oder die Markstrahlen (LIBBERT, 1993 ZITIERT IN LITAUSZKY, 1999). Die Adventivwurzelbildung verläuft über mehrere Phasen. Nach der Induktion erfolgt die Zellteilung, überwiegend zuerst im Markstrahlengewebe im Bereich der Leitbündel und es entsteht ein erstes Zentrum aus meristematischen Zellen. Es schließt sich die Bildung zum Wurzelmeristem an, aus dem sich die Leitbündelelemente differenzieren und den Anschluss an die vorhandene Sprossachse herstellen. Abschließend erfolgt das Auswachsen der Wurzelanlagen (Streckungswachstum) (HARTMANN KESTER & DAVIES, 1990).

Durch das Schneiden des Stecklings von der Mutterpflanze werden einerseits Zellen zerstört, andererseits werden die Flüssigkeitsströme, wie Wasser-, Assimilat-, Hormon- und Nährstoffströme unterbrochen. Dadurch stauen sich die nach unten gerichteten Assimilat- und Wuchsstoffströme an, während keine Nachlieferung von Wasser, Nährstoffen und Cytokinin aus den Wurzeln mehr erfolgt. Der, durch die Zellzerstörung nach außen tretende Zellinhalt, insbesondere Phytohormone wie Cytokinine, regt andere Zellen zur Zellteilung an. Durch die Unterbrechung der Flüssigkeitsströme kommt es zu einer Anreicherung von Assimilaten und Phytohormonen. Auxin, welches sich so an der Schnittstelle von Stecklingen anreichert, begünstigt die Wurzelbildung an wurzellosen Stecklingen. Da an den Nodien der Auxinfluss der Pflanze verzögert ist, erfolgt der Stecklingsschnitt kurz hinter dem Nodus. Bei einigen Pflanzen ist jedoch die Reaktion des natürlichen Hormonsystems für die ausreichende Wurzelbildung nicht ausreichend, so dass man die Stecklinge mit zusätzlichen Wuchsstoffen versorgt (KAUFMANN, 1988; EVERS, 1987). Weiterhin ist der Phytohormongehalt der Pflanzen jahreszeitbedingt, so dass zu bestimmten Terminen eine Zuführung von außen erforderlich ist (BÄRTELS, 1989). Vorrangig werden dafür synthetisch hergestellte Auxinpräparate mit den Wirkstoffen IBS, IES oder NES verwendet. Problematisch dabei ist die Höhe der Wirkstoffkonzentration, da zu hohe Dosen zu Pflanzenschädigungen führen oder eine hemmende Wirkung haben (KAUFMANN, 1988). Bei einigen australischen Pflanzen konnte bereits eine positive Wirkung von IBS auf die Stecklingsbewurzelung nachgewiesen werden. Beispielsweise stellten v. HENTIG (1989), sowie v. HENTIG & EHLERS (1992) bei *Pimelea ferruginea* und *Scaevola aemula* fest, dass Konzentrationen von 1 % IBS ausreichen, um die Bewurzelung zu fördern.

Bei Behandlungen verschiedener Akazien-Arten mit Bewurzelungshormonen führten ebenfalls

vorrangig Anwendungen mit IBS zum Erfolg. Dabei hat sich die Anwendung pulverisierter IBS im Vergleich zur „Quick-Dip-Methode“ als vorteilhafter in der Höhe der Bewurzelungsrate erwiesen. Ursachen für die niedrigere Bewurzelungsrate mit flüssiger IBS können in der zu geringen Aufnahme durch den Steckling liegen oder an einer zu geringen Konzentration der Hormonlösung. In der Regel sollte die Lösung hoch konzentriert sein (500 bis 5000 mg/l) und ein maximal zwei Sekunden andauerndes Eintauchen erfolgen. Möglich wären auch eine niedriger konzentrierte Lösung und ein entsprechend länger dauerndes Eintauchen der Stecklingsbasis. Bei der Anwendung dieser Verfahren steigt jedoch die Gefahr von irreversiblen Schädigungen am Steckling (HARTMANN et al., 1990).

Verschiedene Autoren weisen auf den positiven Einfluss auf die Bewurzelung von Stecklingen durch eine Lagerung bei niedrigen Temperaturen (3 bis 4 °C) hin (BÄRTELS, 1989; v. HENTIG & BOHLÄNDER, 1972). Untersuchungen zur vorliegenden Arbeit zeigten ebenfalls eine positive Wirkung auf die Bewurzelungsrate nach der Lagerung von Stecklingen. Dabei trat die aufgrund erhöhter Stoffwechselaktivität erwartete, wesentlich schlechtere Bewurzelungsrate bei warm gelagerten Stecklingen nicht ein. Möglicherweise war die Lagerdauer ausreichend kurz, so dass die Stecklinge noch genügend Reservestoffe hatten. Andererseits ist auch von *Dendranthema* eine positive Wirkung der dunklen Lagerung bei 17 °C über elf Tage bekannt (POL, 1988). Eventuell führt die warme Lagerung von Stecklingsmaterial, in Hinblick auf die Bewurzelungsrate, zu positiven Umbauprozessen im Hormonhaushalt. Oder der positive Einfluss der Lagerung der Stecklinge könnte in dem Abbau bewurzelungshemmender Stoffe begründet sein. HORN (1996) sieht eine Ursache für die Einflussnahme durch Lagerung der Stecklinge in dem Abbau von bewurzelungshemmenden Stoffen oder der Förderung bewurzelungsfördernder Stoffe.

Generell stehen diese Ergebnisse im Gegensatz zu der Aussage von SIMMONS (1987), dass die direkt Gesteckten besser bewurzeln als Stecklinge, die nach dem Schneiden einige Tage im Kühlschrank lagerten. Ein Grund für diese Unterschiede könnte der jahreszeitliche Einfluss sein. Während bei Versuchen im Mai fast keiner der gelagerten Stecklinge bewurzelte, traten im August und September dagegen Bewurzelungsraten von bis zu 100 % auf. Ferner wird eine bedeutende Rolle der Lagerdauer angenommen. Während die Stecklinge im Mai 14 Tage lagerten, betrug die Lagerzeit im August zehn Tage und im September fünf Tage. Dieser Einfluss wird auch an der variierenden Bewurzelungsrate deutlich, die im August nach zehn Tagen Lagerung am höchsten war.

Die Ursache für die niedrigere Keimrate der Samen von *Lepidum sativum* auf Stecklingssubstrat, dass für *A. longifolia* Stecklinge benutzt wurde, könnte in der Ausscheidung unbestimmter Pflanzenhemmstoffe gesehen werden. Diese Stoffe könnten zu einer Hemmung der Wurzelbildung oder zu einer Hemmung der Samenkeimung führen. In SIMMONS (1987) wird empfohlen, unbewurzelte Stecklinge erneut zu topfen. Das lässt vermuten, dass diese Stoffe nur vorübergehend ausgeschieden werden und durch Topfen in frisches Substrat diese physiologische Hemmung überwunden werden kann. Der Versuch, bei dem Stecklinge nach 14 Tagen in frisches Substrat umgesteckt wurden, blieb jedoch erfolglos. Ein Grund dafür, geht man von der zuvor aufgestellten Theorie aus, könnte ein längeres Austreten dieser Stoffe sein. So wäre es nach dem

Umstecken möglicherweise zu einer weiteren Ausscheidung gekommen. Chemische Untersuchungen des Vermehrungssubstrates, sowie variierende Umstecktermine oder mehrmaliges Umstecken werden empfohlen, um diese Vermutungen näher zu untersuchen.

Wie im Erkenntnisstand bereits beschrieben, sind in der Literatur mehrere Angaben zu möglichen Substratmischungen für die vegetative Vermehrung veröffentlicht. Ihnen gemein sind die Bestandteile von Torf, Sand und Perlit. Auch in den durchgeführten Untersuchungen bestätigte sich die Eignung torfhaltiger Substrate, die für eine bessere Durchlüftung mit Perlit gemischt werden sollten. Die bei SIMMONS (1987) erwähnte Empfehlung erdeloser Mischungen hat sich in diesen Versuchen als ungeeignet herausgestellt. Stecklinge, die in Perlit gesteckt wurden, zeigten im Vergleich zur Vermehrungserde eine geringere Bewurzelungsrate. Vermutlich hatten die, im Substrat verfügbaren, Pflanzennährstoffe eine positive Wirkung auf die Stecklingsbewurzelung. Beispielsweise beschreiben HARTMANN et al. (1990) die Notwendigkeit von Stickstoff für die Wurzelinitiierung, aufgrund des Bedarfs bei der Nukleinsäure- und Proteinsynthese und zitieren Richards, Warnecke & Aljibury (1964), die bei einer längeren Bewurzelungszeit auf die Bereitstellung von Pflanzennährstoffen verweisen.

Weiterhin führte die Verwendung von Multitopfpaletten zu Nachteilen bei der Weiterkultur. Diese waren der Art, dass es während des Topfens zu Wurzelverletzungen kam, da die Akazienwurzeln sehr „brüchig“ sind. Bei der Verwendung von Cultoplant dagegen war das Umsetzen unproblematisch und auch der oft erwähnte, unangenehme Geruch der Akazienwurzeln unterblieb. MIEHE (1992) verweist neben der ausgeschlossenen Wurzelbeschädigung bei der Weiterverarbeitung unter anderem auf die effektivere Nutzung der Gewächshausfläche, die Verkürzung der Kulturzeit der Jungpflanzen, einen geringeren Substratbedarf (und damit geringere Transportkosten) bei der Verwendung von Kleintopfsystemen für Jungpflanzen. Der bei v. HENTIG & GRÜBER (1987) bezeichnete Nachteil des Cultoplant-Systems, die vorgegebenen Abstände der Vermehrungsgefäße, ist bei Akazien weniger bedeutend, da die meisten Stecklinge einen vergleichsweise geringen Pflanzenumfang haben (Durchmesser ca. 4 bis 6 cm). In allen durchgeführten Untersuchungen waren keine variierenden Steckabstände erforderlich.

Aufgrund der bisher nicht ausreichenden Kenntnisse über eine optimale Mutterpflanzenhaltung und der ungünstigen Eignung älterer Akazienpflanzen bietet sich eine Vermehrung über Stecklinge der laufenden Kultur an. Dabei kann das beim Stutzen anfallende Pflanzenmaterial genutzt werden. Da Akazien-Arten bisher von Jungpflanzenbetrieben nicht oder nur gelegentlich angeboten werden, kann aber auch nach ausreichender Erarbeitung günstiger Bedingungen ein Mutterpflanzenbestand aufgebaut werden. Allgemein sollte dafür jedoch eine Spezialisierung auf wenige Zierpflanzenarten erfolgen und ganzjährig große Stückzahlen produziert werden (v. HENTIG IN HORN, 1996).



## 7.6 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen

Die Ergebnisse haben gezeigt, dass unter bestimmten Bedingungen eine Vermehrung der Akazien-Stecklinge möglich ist. Jedoch sind einige Fragestellungen aufgeworfen worden, zu deren Klärung folgende Untersuchungen empfohlen werden:

- Die durchgeführten Untersuchungen zeigten die Bedeutung der Verwendung juvenilen Mutterpflanzenmaterials auf. Infolgedessen sind besonders die Einflüsse pflanzenbaulicher Maßnahmen, wie beispielsweise das Stutzen, auf eine optimale Mutterpflanzenhaltung zu untersuchen.
- In der vorliegenden Arbeit wurde das Verfahren der Vermehrung über Stecklinge untersucht. Es könnten jedoch weitere vegetative Vermehrungsverfahren, bzw. zur Vermehrung genutzte Pflanzenteile, z. B. Wurzelschnittlinge oder Steckholz, Bedeutung erlangen.
- Der nachgewiesene positive Einfluss der Lagerung der Stecklinge auf die Bewurzelung sollte als Grundlage für zukünftige Untersuchungen zu Lagerdauer und Lagerbedingungen in Zusammenhang mit verschiedenem Vermehrungsmaterial dienen.
- Die, bei der Bewurzelung adulten Stecklingsmaterials, auftretende Hemmung wird in physiologischen Ursachen gesehen, die in weiteren Versuchen herausgestellt werden sollten. Die Möglichkeit der Ausscheidung pflanzeneigener Bewurzelungshemmstoffe könnte von Bedeutung sein.
- Weiterhin sollte im Vordergrund zukünftiger Untersuchungen die Ausarbeitung optimaler Vermehrungszeiten für die einzelne Akazienart stehen. Von Vorteil wäre dabei beispielweise die Erstellung eines Schemas, in dem der vegetative Vermehrungserfolg im Verhältnis zur physiologischen Entwicklung der Mutterpflanzen steht.
- Versuche zur Wirkung einer CO<sub>2</sub>-Gabe während der Stecklingsbewurzelung liegen bisher nicht vor. Vielleicht kann man mit Hilfe dieses Verfahrens die Bewurzelungsraten bei Stecklingen älterer Mutterpflanzen verbessern.
- Durch die dargestellten Faktoren bei der Vermehrung (Termin, Stecklingsbehandlung) ergeben sich auch Einflüsse auf das weitere Wachstum. Diese können Gegenstand weiterer Untersuchungen sein.

## 8. Untersuchungen zu Steuerungsmöglichkeiten der generativen und vegetativen Entwicklung

### 8.1 Einleitung

Grundlage für eine erfolgreiche, gärtnerische Produktion ist die möglichst optimale Kulturführung einer Pflanze. Voraussetzungen dafür sind genaue Kenntnisse zur Klimaführung, Terminierung und Verfahrenswahl der Kulturmaßnahmen, sowie die Dosierung des Faktoreneinsatzes kulturtechnischer Maßnahmen (STORCK, 1996). Diese ergeben sich unter anderem aus den Ansprüchen gegenüber klimatischen Bedingungen, sowie den Einflussnahmemöglichkeiten auf den Habitus mittels pflanzenbaulicher Maßnahmen, beispielsweise Stutzen, Anwendung von Hemmstoffen, Phytohormonen und Verwenden entsprechender Pflanzgefäße.

In dieser Arbeit sollen Grundlagen für die Klimaführung und Kulturmaßnahmen für die Erstellung von Kulturdaten einer Topfkultur von Akazien erarbeitet werden. Insbesondere die veränderten klimatischen Situationen gemäßigter Klimate gegenüber australischen Klimabedingungen erfordern umfangreiche Untersuchungen für eine ökonomisch sinnvolle Produktionsweise. Auf der Basis des Erkenntnisstandes, werden verschiedene Versuche zu Steuerungsmöglichkeiten durchgeführt.

Aufgrund der in den letzten Jahren zunehmenden ökologischen Sichtweise in der Zierpflanzenproduktion, werden die Untersuchungsschwerpunkte auf umweltgerechte Verfahrenstechniken gelegt.

Die Untersuchungen erfolgen an einer breiten Auswahl verschiedener Akazien-Arten. Die Pflanzenauswahl richtet sich, wie bereits bei der Vermehrung, auf die aufgrund äußerer Merkmale für die Topfkultur als besonders attraktiv zu bewertenden Akazien-Arten.

### 8.2 Material

#### Pflanzenmaterial

Die Wirkung von Bewurzelungshormonen auf das weitere, vegetative Wachstum wurde an Pflanzen von *Acacia ligustrina*, vegetativ vermehrt am 31.05.1999, untersucht.

Tab. 13: Verwendetes Pflanzenmaterial zur Untersuchung der Wirkung des Stutzens der Triebe

Akazienart	Vermehrungstermin	Vermehrungsart
<i>A. iteaphylla</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. linearifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	24.02.2000	generativ

Tab. 14: Verwendetes Pflanzenmaterial zur Untersuchung der Wirkung des Wurzelkürzens

Akazienart	Vermehrungstermin	Vermehrungsart
<i>A. buxifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. calamifolia</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. calamifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. havilandii</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. ligustrina</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. linearifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. pycnantha</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. victoriae</i>	24.02.2000	generativ

Tab. 15: Verwendetes Pflanzenmaterial zur Untersuchung der Wirkung von Hemmstoffen

Akazienart	Vermehrungstermin	Vermehrungsart
<i>A. calamifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. ligustrina</i>	18.08.1999	vegetativ
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. pycnantha</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. victoriae</i>	24.02.2000	generativ

Tab. 16: Verwendetes Pflanzenmaterial für Untersuchungen des Effekts von Licht und Temperatur

Akazienart	Vermehrungstermin	Vermehrungsart
<i>A. calamifolia</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. calamifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. ligustrina</i>	24.07.1998	vegetativ
<i>A. ligustrina</i>	31.05.1999	vegetativ
<i>A. ligustrina</i>	05.06.2000	vegetativ
<i>A. linearifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i>	31.05.1999	vegetativ

Fortsetzung Tab. 16

Akazienart	Vermehrungstermin	Vermehrungsart
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. pycnantha</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. victoriae</i>	17.07.2000	vegetativ
<i>A. victoriae</i>	24.02.2000	generativ

Tab. 17: Verwendetes Pflanzenmaterial für Untersuchungen der Wirkung des Vermehrungstermins und der Vermehrungsart auf das weitere vegetative Wachstum

Akazienart	Vermehrungstermin	Vermehrungsart
<i>A. calamifolia</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. calamifolia</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. iteaphylla</i>	16.05.2000	vegetativ
<i>A. ligustrina</i>	31.05.1999	vegetativ
<i>A. ligustrina</i>	05.06.2000	vegetativ
<i>A. ligustrina</i>	18.08.1999	vegetativ
<i>A. ligustrina</i>	15.09.1998	vegetativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	16.05.2000	vegetativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	29.01.1999	generativ
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. victoriae</i>	24.02.2000	generativ
<i>A. victoriae</i>	17.07.2000	vegetativ

### 8.3 Versuchsdurchführung

Die Messung des längsten Triebes und der Triebanzahl erfolgte wie in den Methoden beschrieben, mit Ausnahme von *A. linearifolia*, bei der man anstatt der Triebanzahl, die Anzahl der Fiederblätter ermittelte. Dazu wurden alle Fiederblätter mit entwickelten und geöffneten Fiederblättchen einbezogen. Die bei *A. ligustrina* angegebene Blattanzahl ergab sich aus der Anzahl entwickelter Phyllodien pro Pflanze.

Die Varianten werden in Tab. 18, S. 118/119 dargestellt. Eine genaue Übersicht über die Versuchsdurchführungen und -bedingungen der einzelnen Versuche, sowie die Ergebnisse sind im Anhang in Tab. 36, S. 59ff. zu finden. Im Folgenden werden die einzelnen Versuche kurz erläutert.

Die Klimawerte sind im Anhang, Abb. 1-6, S. 15ff. dargestellt.

Die Düngung erfolgte mittels Flüssigdüngung mit Wuxal Super. Die Durchführung der Düngung und Pflanzenschutzmaßnahmen wird im Anhang in Teil 2, S. 12 erklärt.

### Wirkungen der Anwendung von Bewurzelungshormonen bei Stecklingen auf den späteren Pflanzenbau

Bei Pflanzen von *Acacia ligustrina*, die als Stecklinge mit 0,5 % IBS, 1,0 % IBS, 0,5 % NES und 1,0 % NES behandelt wurden, sind einmalig vier Monate nach dem Vermehrungstermin die Triebanzahl und Trieblänge gemessen worden.

### Einfluss durch Schnittmaßnahmen

#### *Rückschnitt der Triebe*

Bei generativ vermehrten Pflanzen wurde ein einmaliges Stutzen des Haupttriebes drei oder vier Monate nach der Aussaat mittels einer sterilen Schere vorgenommen. Anschließend wurde über einen Zeitraum von vier Monaten die Trieblänge, sowie die Triebanzahl gemessen und mit denen ungeschnittener Pflanzen verglichen.

#### *Rückschnitt der Hauptwurzel*

Bei verschiedenen Akazien-Arten erfolgte die Untersuchung der Wirkung des Wurzelkürzens. Dazu wurden generativ vermehrte Akazien in zwei Varianten eingeteilt, in der einen Variante wurden die Wurzeln der Pflanzen beim ersten Pikieren gekürzt, in der anderen Variante nicht. Im weiteren Wachstumsverlauf sind die Messgrößen Trieblänge und Triebanzahl im 14tägigen Rhythmus aufgenommen worden.

### Wirkung von Hemmstoffen

Die Wirkung von Chlorcholinchlorid (Präparat: Gartenbau-Cycocel, Wirkstoff: (2-Chloräthyl)-trimethylammoniumchlorid) wurde in den Konzentrationen 0,5 % und 1,0 % an den Pflanzen verschiedener Akazien-Arten geprüft. Die Ausbringung erfolgte im Gießverfahren mit einer Menge von 90 ml pro Topf. Im ersten Versuch fand die Ausbringung einmalig Mitte Oktober, im zweiten Versuch zweimalig, im Mai und Juli statt. Die Beobachtung der Pflanzen erfolgte über einen Zeitraum von vier Monaten. Für die Auswertung wurden die Messwerte Trieblänge und Triebanzahl gemessen.

### Untersuchungen zum Einfluss von Licht und Temperatur auf den Pflanzenaufbau

#### *Versuch 1: 09/1998 bis 09/1999*

Pflanzen von *A. ligustrina*, vegetativ vermehrt am 24.07.1998, wurden direkt nach der Bewurzelung für sechs Wochen in eine Klimakammer bei 20 °C, mit einer Tageslänge von 16 h und 8 h, sowie einer relativen Luftfeuchte von 80 % eingestellt. Anschließend befanden sich die Pflanzen im Gewächshaus, bevor sie erneut von März bis Juli 1999 in eine Klimakammer bei einer Tag-/Nachttemperatur von 15/10 °C, einer Belichtungsdauer von 12 h und einer relativen Luftfeuchte

von 70 % zur Kühlung eingestellt wurden. Im direkten Anschluss wurde die Klimakammer auf 20/25 °C Tag-/Nachttemperatur, 12 h Tageslänge und 70 % relative Luftfeuchte umgestellt, in der sich die Pflanzen bis Mitte September 1999 befanden. Parallel wurden Pflanzen ab März 1999 im GWH belassen. Bei den Akazien wurden die Messwerte Phyllodienanzahl, Triebanzahl, Trieblänge und Pflanzen mit Blüten/Blütenknospen aufgenommen.

*Versuch 2: 10/1999 bis 04/2000*

Für diesen Versuch verwendete Akazien-Arten wurden in Klimakammern eingestellt, die mit vier verschiedenen Einstellwerten eingerichtet wurden. Während des Aufenthalts der Pflanzen in den Klimakammern kam es im 14tägigen Rhythmus zur Messung der Trieblänge, Triebanzahl und der Anzahl der Pflanzen mit Blütenknospen und Blüten.

*Versuch 3: 10/2000 bis 04/2001*

Die Akazien wurden über einen Zeitraum von sechs Monaten in eine Klimakammer und parallel im Folienhaus eingestellt. Die Messwerte Trieblänge und Triebanzahl wurden im vierwöchigen Rhythmus gemessen.

*Versuch 4: Freiland (2000)*

Im Februar 2000 generativ vermehrte Akazien-Arten wurden für sechs Wochen (August /September) in zwei Varianten geteilt und jeweils im Freiland und Folienhaus aufgestellt. Im Anschluss erfolgte ein Vergleich der Triebängen und Triebanzahl.

**Effekt unterschiedlicher Vermehrungstermine und -arten**

An ausgewählten Akazien-Arten wurden nach 21, bzw. 28 Wochen die Trieblänge und Triebanzahl aufgenommen und verglichen. Als Ausgangstermin zählte der Tag der Vermehrung. Es kam zu einem Vergleich zwischen verschiedenen generativ, sowie vegetativ vermehrten Pflanzen. Wachstumsverläufe einzelner Akazien werden im Anhang, Abb. 30-46, S. 87ff..dargestellt.

Tab. 18: Übersicht über die verwendeten Varianten zur Steuerung des vegetativen und generativen Wachstums

Variante / Akazienart	Stutzen der Triebe	Kürzen der Wurzeln	Hemmstoff-Behandlung	Wirkung klimatischer Bedingungen	Wirkung von Bewurzelungshormonen	Einfluss verschiedener Vermehrungstermine/-arten
<i>A. buxifolia</i>		X				
<i>A. calamifolia</i>		X	X	X		X
<i>A. havilandii</i>		X				
<i>A. iteaphylla</i>	X	X		X		X
<i>A. ligustrina</i>		X	X	X	X	X
<i>A. linearifolia</i>	X			X		
<i>A. longifolia var. floribunda</i>				X		
<i>A. longifolia var. longifolia</i>	X	X	X	X		
<i>A. pycnantha</i>		X	X	X		
<i>A. retinodes var. blue leaf</i>		X	X	X		X
<i>A. retinodes var. retinodes</i>	X	X		X		X
<i>A. victoriae</i>		X	X	X		X

X - zutreffend

## 8.4 Ergebnisse und Auswertung

### Wurzelkürzen

An den Ergebnissen (Abb. 51 u. 52, S. 121f.) wird deutlich, dass ein Kürzen der Wurzel bei Akazienjungpflanzen generativer Vermehrung, bei der Mehrzahl untersuchter Akazien keinen signifikanten Einfluss auf das weitere vegetative Wachstum hatte.

Es besteht ein Trend bei *A. iteaphylla* zu einer größeren Trieblänge bei nicht wurzelgekürzten Pflanzen. Unbehandelte Pflanzen von *A. victoriae* wiesen dagegen eine kürzere Trieblänge auf. Bei *A. retinodes* var. *retinodes* kam es anfänglich zu einer höheren Triebanzahl der Unbehandelten. Im weiteren Verlauf wiesen die Wurzelgekürzten eine höhere Triebanzahl auf.

Die statistische Auswertung ist im Anhang in den Tabellen 41 u. 42, S. 73ff. dargestellt.

Bei folgenden Akazien-Arten trat im gesamten Messzeitraum kein signifikanter Unterschied zwischen den Triebängen oder der Triebanzahl auf:

*A. havilandii*

*A. ligustrina*

*A. linearifolia*

*A. longifolia* var. *longifolia*

*A. pycnantha*

*A. retinodes* var. *blue leaf*

Aufgrund nicht näher bestimmbarer Wachstumsstörungen konnte eine Beobachtung der Pflanzen von *A. buxifolia* nur über einen Zeitraum von drei Monaten nach dem Wurzelkürzen erfolgen.

Pflanzen, bei denen signifikante Unterschiede auftraten, werden nachstehend einzeln erläutert.

### *A. calamifolia*

Im ersten Versuch wies die Variante mit ungekürzten Wurzeln nach drei Monaten eine signifikant höhere Triebanzahl im Vergleich zu den wurzelgekürzten Pflanzen auf. Bereits sechs Wochen später glich sich diese Differenz von zwei Trieben jedoch aus. Dieser Unterschied bestand nicht im zweiten Versuch. Die Triebängen von *Acacia calamifolia* waren bei der wurzelgekürzten und unbehandelten Variante über den gesamten Messzeitraum in beiden Versuchen annähernd gleich.

### *A. iteaphylla*

Die Triebängen der beiden Varianten von *Acacia iteaphylla* waren zu Beginn des Messzeitraumes ungefähr gleich. Im ersten, 1999 erfolgten Versuch nahm mit zunehmendem Pflanzenwachstum auch die Trieblänge der unbehandelten im Vergleich zu den wurzelgekürzten Pflanzen stärker zu.



Dieser Unterschied war jedoch nur an einem Messtermin (nach vier Monaten) signifikant. Bei dem Folgeversuch unterschieden sich die Triebblängen signifikant in der Art, dass bei den wurzelgekürzten die Triebe ca. 7 cm kürzer waren, als bei den unbehandelten Pflanzen.

Bei der Triebanzahl bestanden in beiden Versuchen zu keinem Messtermin signifikante Unterschiede.

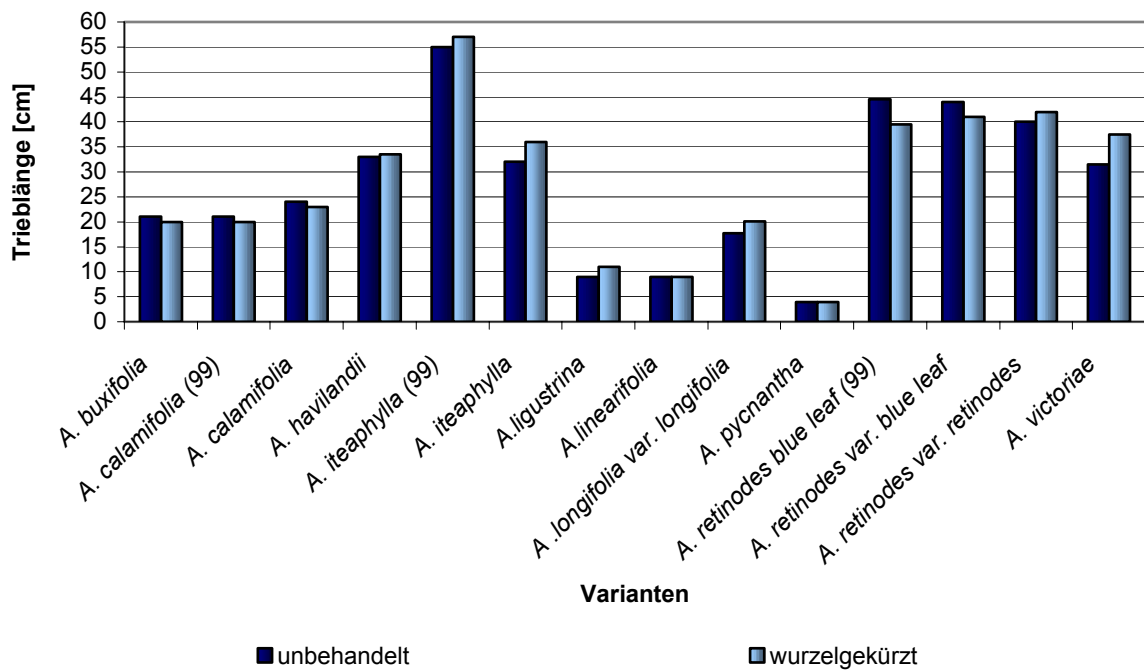
#### *A. retinodes* var. *retinodes*

Die wurzelgekürzten Pflanzen dieser Akazienart wiesen in den ersten Wochen weniger Triebe und nach ca. 17 Wochen eine signifikant höhere Triebanzahl auf. Im ersten Versuch betrug der Unterschied zwei, im zweiten Versuch ca. sieben Triebe. Zwischen den Triebblängen traten dagegen keine Differenzen auf.

#### *A. victoriae*

Ein Kürzen der Wurzel führte hier zu deutlichem Einfluss auf den Habitus der Pflanzen.

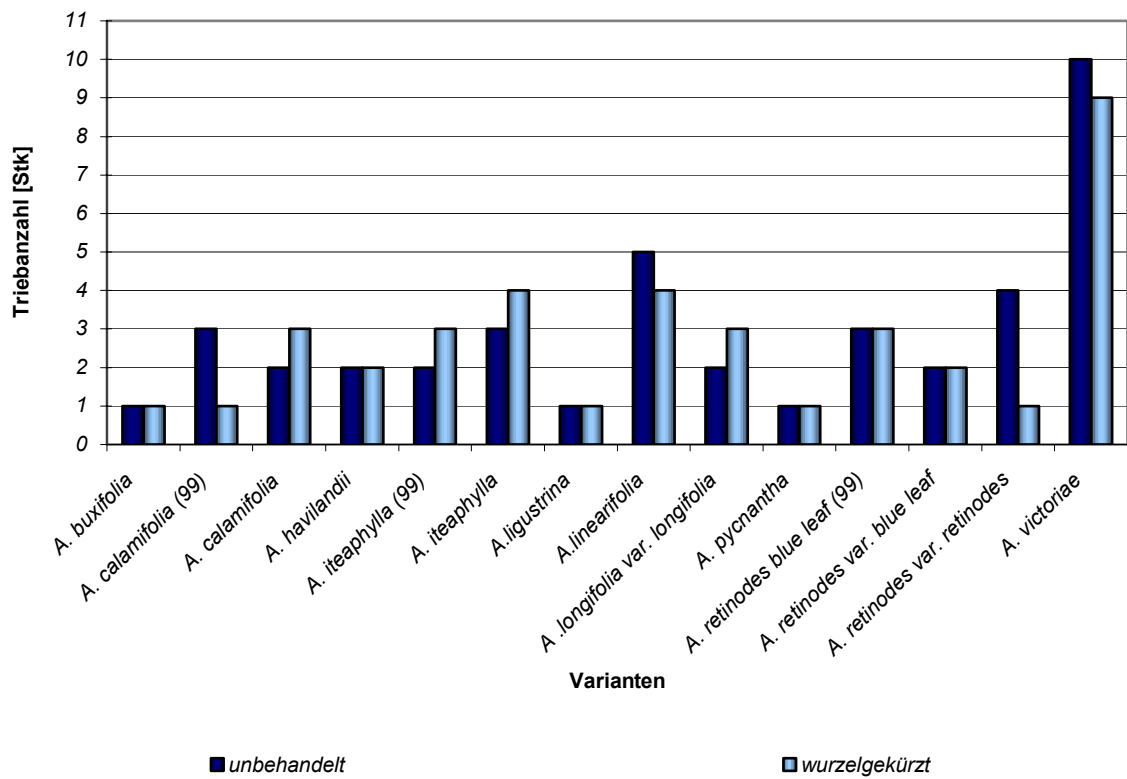
Wurzelgekürzte Pflanzen von *A. victoriae* zeigten eine 6 bis 10 cm längere Trieblänge, als die unbehandelten Pflanzen. Diese Differenz ist signifikant. Die Triebanzahlen beider Varianten unterschieden sich dagegen nicht.



mit (99) gekennzeichnet: Versuch 1999

ungekennzeichnet: Versuch 2000

Abb. 51: Darstellung der Triebblängen verschiedener Akazien-Arten ca. vier Monate nach dem Kürzen der Wurzeln



mit (99) gekennzeichnet: Versuch 1999

ungekennzeichnet: Versuch 2000

Abb. 52: Darstellung der Triebanzahl verschiedener Akazien-Arten ca. vier Monate nach dem Kürzen der Wurzeln

### Rückschnitt des Haupttriebes

Grundsätzlich ist ein deutlicher Einfluss des Schnitttermins nachweisbar.

Die Pflanzenhöhe der untersuchten Akazien konnte durch das, ca. vier Monate nach der Aussaat, erfolgte Stutzen minimiert werden. Jedoch wird dadurch nicht die Triebanzahl gefördert. Bei einem, drei Monate nach der Aussaat, erfolgten Stutzen, wiesen die gestutzten und ungeschnittenen Pflanzen bereits nach vier Wochen die gleiche Pflanzenhöhe und Triebanzahl auf. Ein späterer Stutztermin führte somit zu kleineren Pflanzen bei gleich starker Verzweigung.

Die Darstellungen der Ergebnisse und der statistischen Auswertung sind im Anhang in Tab. 40, S. 71f. zu finden.

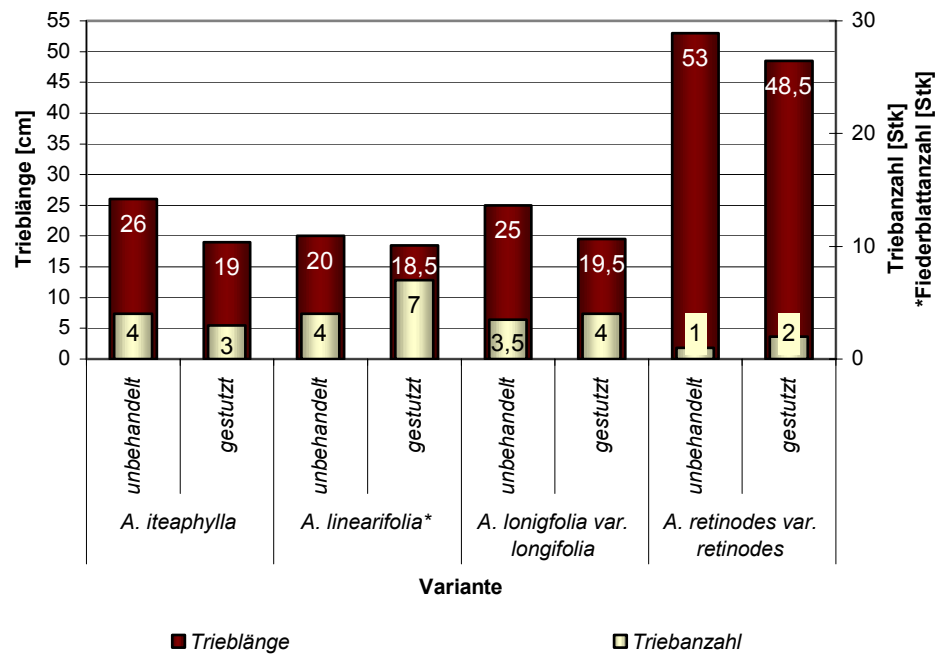


Abb. 53: Trieblänge und Triebanzahl verschiedener Akazien-Arten drei Monate nach dem Stutzen (Stutzttermin drei Monate nach Aussaat)

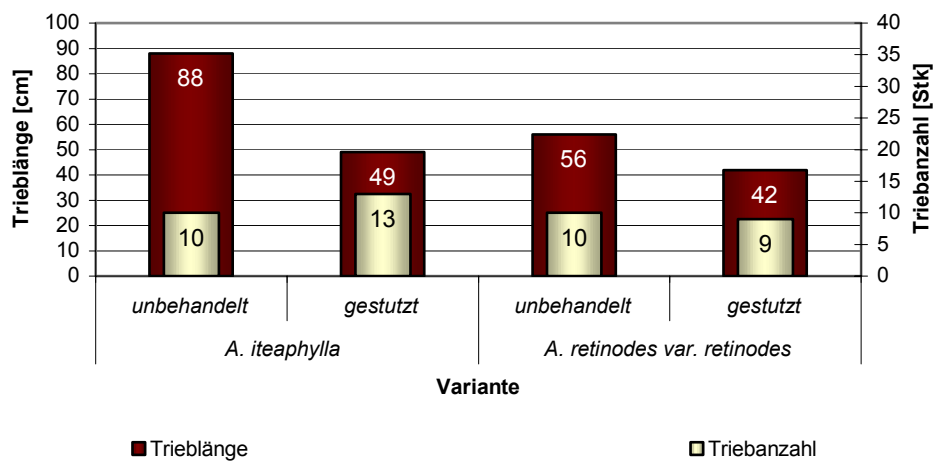


Abb. 54: Triebängen und Triebanzahl verschiedener Akazien-Arten drei Monate nach dem Stutzen (Stutzttermin vier Monate nach Aussaat)

Im folgenden soll näher auf die Reaktion einzelner Akazien-Arten nach dem Stutzen eingegangen werden.

### *A. iteaphylla*



Im ersten Versuch zeigten Pflanzen, die vier Monate nach der Aussaat gestutzt wurden, über den gesamten Messzeitraum eine signifikant niedrigere Trieblänge, als die Ungestutzten. Dieser Unterschied ist bis zum Ende des Messzeitraumes (nach drei Monaten) unverändert. Die Unterschiede in der Pflanzenhöhe betragen ca. 30 cm. Zwei bis sechs Wochen nach dem Stutzen wiesen diese Pflanzen eine signifikant höhere Triebanzahl auf, als die unbehandelten. Die Triebanzahl ist um ca. drei Triebe erhöht. Nach ca. zehn Wochen sind dann zwischen den Triebanzahlen der unbehandelten und gestutzten Pflanzen keine signifikanten Unterschiede mehr nachweisbar.

Abb. 55: *A. iteaphylla* 16 Wochen nach dem Stutzen

(li: ungestutzt re: gestutzt)

Im zweiten Versuch, bei dem die Pflanzen bereits drei Monate nach der Aussaat gestutzt wurden, zeigten sich nur innerhalb der ersten vier Wochen signifikante Unterschiede in der Trieblänge. Die Triebanzahl verhielt sich wie im ersten Versuch. Während in den ersten vier Wochen die Triebanzahl der Gestutzten signifikant höher ist als die der Unbehandelten, sind die Triebanzahlen im weiteren Wachstumsverlauf annähernd gleich.

### *A. linearifolia*

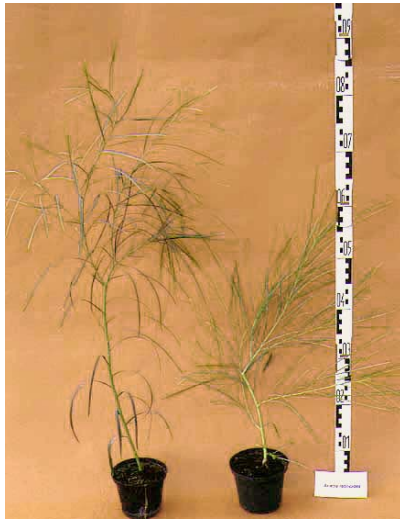
Diese Pflanzen verhielten sich ähnlich wie die von *A. longifolia*. Hier ist in den ersten vier Wochen nach dem Stutzen ein signifikanter Unterschied in der Trieblänge zu beobachten, der jedoch im weiteren Verlauf nicht fortbesteht. Die Unterschiede in der Fiederblattanzahl sind nicht signifikant. Die Ursache für den starken Rückgang in der Fiederblattanzahl und dem leichten Rückgang der Pflanzenhöhe ist in einem starken Hageleinschlag am 20.08.2000 zu sehen. Bei *Acacia linearifolia* zeigte der Rückschnitt keinen bedeutenden Einfluss auf den Habitus der Pflanzen.

### *A. longifolia* var. *longifolia*

Es kam nur innerhalb der ersten vier Wochen zu einer signifikant geringeren Trieblänge der gestutzten Pflanzen. Im weiteren Wachstumsverlauf sind die Triebängen der gestutzten im Vergleich zu den ungeschnittenen Pflanzen weiterhin etwas kürzer, jedoch sind diese Unterschiede nicht signifikant. In der Triebanzahl der beiden Varianten sind zu keinem Zeitpunkt signifikante Unterschiede nachweisbar. In diesem Versuch führten die Schnittmaßnahmen zu keiner bedeutenden Veränderung im Habitus der Pflanzen.

*A. retinodes* var. *retinodes*

Die Pflanzen von *A. retinodes* var. *retinodes* verhielten sich ähnlich wie die von *A. iteaphylla*. Während bei einem Rückschnitt vier Monate nach der Aussaat die Triebblängen der gestutzten



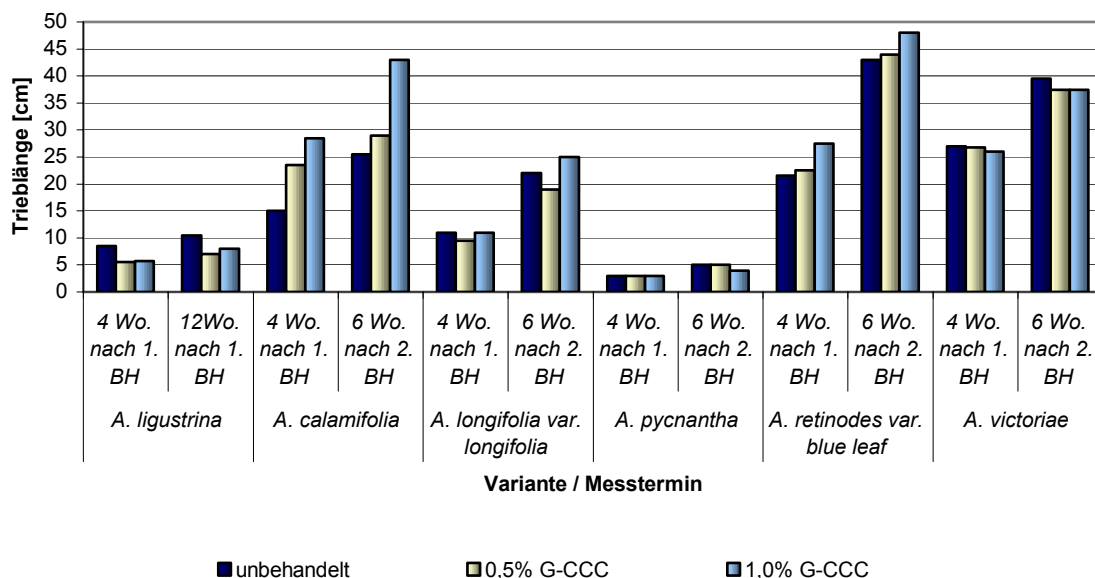
(li: ungestutzt re: gestutzt)

signifikant niedriger sind (14 cm), als die der unbehandelten Pflanzen (Abb. 54, S. 123), wiesen die Triebblängen der beiden Varianten bei einem früheren Rückschnitt (drei Monate nach Aussaat) keine signifikanten Unterschiede in den Triebblängen auf. Die Triebanzahl dagegen ist bei beiden Rückschnittterminen vier Wochen nach dem Rückschnitt bei gestutzten und unbehandelten Varianten gleich. Bei den Pflanzen, die bereits drei Monate nach der Aussaat gestutzt wurden, ist sie im weiteren Wachstumsverlauf signifikant um einen Trieb höher.

Abb. 56: *A. retinodes* var. *retinodes* 16 Wochen nach dem Stutzen

## Wirkung von Hemmstoff

Eine hemmende Wirkung des G-CCC erfolgte nur im ersten Versuch bei einer Ausbringung im Oktober. Während des zweiten Versuches, bei der Ausbringung im Mai und Juli, kam es zu keiner sichtbaren, bzw. fördernden Wirkung auf die Triebblängen (Abb. 57, S. 125).



WO.: Wochen BH: Behandlung G-CCC: Gartenbau-Cycocel

Abb. 57: Wirkung der Hemmstoffbehandlung auf die Triebblängen verschiedener Akazien-Arten

Die hemmende Wirkung des G-CCCs trat bei zwei Monate alten Pflanzen von *A. ligustrina* nach einmaliger Anwendung im Oktober in Erscheinung.

Unbehandelte Pflanzen von *A. ligustrina* hatten sowohl nach vier, als auch nach acht Wochen die längste Trieblänge, die sich signifikant von den beiden anderen Varianten unterschied. Zwischen den mit 0,5 % CCC und 1,0 % CCC behandelten Pflanzen traten keine bedeutenden Differenzen auf. Zwischen den Triebanzahlen der Varianten bestanden keine signifikanten Unterschiede.

Bei den weiteren untersuchten Akazien-Arten erfolgte eine zweimalige Anwendung mit G-CCC. Dabei traten keine Unterschiede in den Ergebnissen der Triebängen zwischen der ersten und zweiten Anwendung auf.

Bei *A. pycnantha*, *A. retinodes* var. *blue leaf* und *A. victoriae* unterschieden sich die Triebängen zu keinem Messtermin signifikant. Somit war keine hemmende Wirkung des G-CCCs feststellbar.

Bei *A. calamifolia* und *A. longifolia* var. *longifolia* förderte die 1,0%ige Hemmstoffanwendung die Pflanzenhöhe. Es kam zu signifikanten Unterschieden in den Triebängen in der Art, dass die mit 1,0 % G-CCC behandelten Pflanzen die längsten Triebängen aufwiesen. Bei *A. calamifolia* wies die unbehandelte Variante und bei *A. longifolia* die mit 0,5 % G-CCC behandelte Variante die geringste Trieblänge auf.

Zu Unterschieden in der Triebanzahl zwischen den Varianten kam es bei *A. retinodes* var. *blue leaf*. Dabei wiesen die, mit Hemmstoff behandelten, Pflanzen acht Wochen nach der ersten Behandlung im Durchschnitt zwei Triebe mehr auf, als die Unbehandelten. Weitere untersuchte Akazien-Arten zeigten keine bedeutenden Differenzen in den Triebanzahlen nach dem Einsatz von G-CCC.

Die statistische Auswertung ist mit dem Kruskal-Wallis-Test durchgeführt worden. Mit dem Test von Nemenyi erfolgte der multiple Anschlussstest. Die statistische Auswertung wird im Anhang in Tab. 37, S. 69 dargestellt.

#### Wirkung der Anwendung von Bewurzelungshormonen bei Stecklingen auf den späteren Pflanzenbau

Wie an der nachstehenden Darstellung (Abb. 58, S. 127) erkennbar, beeinflusste die Behandlung von Stecklingen mit Bewurzelungshormonen auch das weitere vegetative Wachstum.

Während keine wesentlichen Unterschiede zwischen unbehandelten und mit IBS behandelten Pflanzen von *Acacia ligustrina* bestanden, kam es zu Unterschieden im Habitus der Pflanzen, deren Stecklinge mit IBS und NES behandelt wurden. Die Pflanzen der IBS Variante sind ca. 5 cm höher und wiesen drei Triebe mehr auf, als die der NES Variante. Dabei führten die unterschiedlichen Konzentrationen innerhalb der NES- bzw. IBS-Behandlung zu keinen wesentlichen Abweichungen in der Trieblänge oder Triebanzahl. Die statistische Auswertung (Anhang, Tab. 38 u. 39, S. 70) der Trieblänge und der Triebanzahl erfolgte mit dem Kruskal-Wallis-Test, sowie dem Anschlussstest von Dunn. Es traten bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 % keine signifikanten Unterschiede in den Triebängen auf. Geht man von einer 10%igen Irrtumswahrscheinlichkeit aus, sind die Unterschiede in den Triebängen zwischen den Pflanzen der Variante 0,5 % IBS im Vergleich zu den beiden NES Varianten signifikant.

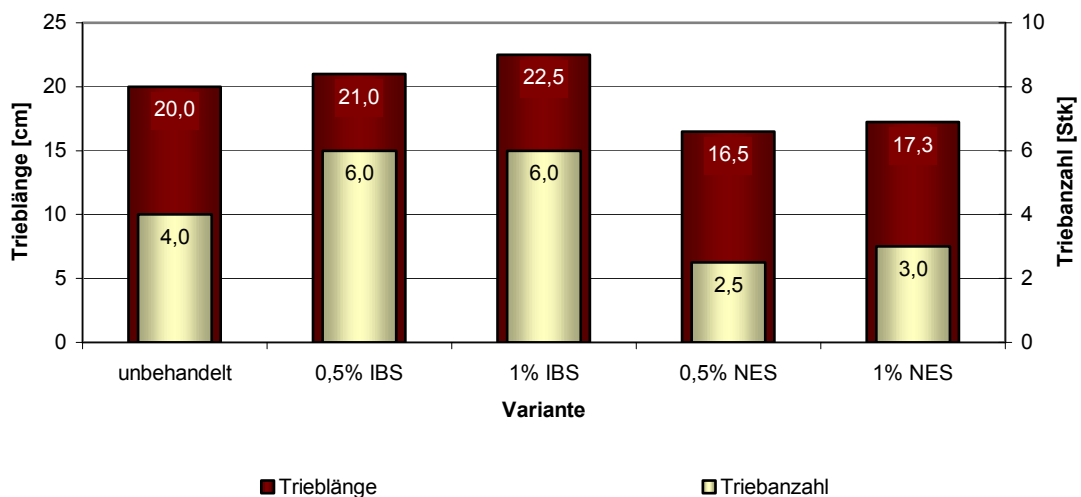


Abb. 58: Einfluss von Bewurzelungshormonen auf Triebängen und Triebanzahl von *A. ligustrina* 16 Wochen nach der Behandlung

Für die verschiedenen Triebanzahlen waren die Unterschiede zwischen den mit IBS behandelten im Vergleich zu den mit 0,5 % NES behandelten Pflanzen signifikant verschieden. Ebenso unterschieden sich die Triebzahlen der mit 1,0 % IBS behandelten von den mit 1,0 % NES behandelten Pflanzen signifikant.

#### Wirkungen von Temperatur und Licht auf den Pflanzenaufbau

Geringe Lichtintensität (ca.  $54 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ ) und höhere Temperaturen (20 bis  $25^\circ\text{C}$ ) führten im Vergleich zu hohen Lichtintensitäten (ca.  $150 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ ) und kühleren Temperaturen ( $15/10^\circ\text{C}$ ) bei allen untersuchten Akazien-Arten zu langen Trieben bei gleicher oder geringerer Triebanzahl.

Bei einem Aufenthalt der Pflanzen im Freiland zeigte die Mehrzahl untersuchter Akazien-Arten eine geringere Trieblänge und Triebanzahl im Vergleich zu Pflanzen im Folienhaus. Temperaturunterschiede von 10 K führen bei gleicher Belichtungszeit und Lichtintensität bei den meisten Akazien zu keinen Differenzen im Habitus. Unterschiedliche Belichtungsdauer von 8 h und 12 h führte bei *A. ligustrina* zu Unterschieden im Habitus, bei *A. longifolia* var. *floribunda* nicht.

Die Blütenbildung der Akazien konnte durch Tag- /Nachttemperaturen von  $15/10^\circ\text{C}$  gefördert werden und erfolgte nach verschiedenen Tageslängen. Während bei *A. ligustrina* die Blütenbildung positiv durch höhere Lichtsummen beeinflusst wurde, erfolgte dies bei *A. longifolia* var. *floribunda* nach 8 h Belichtung im Vergleich zu 12 h Belichtungsdauer. Grundsätzlich trat die Blütenbildung nur bei Pflanzen auf, die aus vegetativer Vermehrung über Stecklinge älterer Mutterpflanzen hervorgingen. Pflanzen aus generativer Vermehrung oder Stecklinge jüngerer Mutterpflanzen (ein bis zwei Jahre) zeigten innerhalb von 18 Monaten keine Blütenbildung.

Die Verfahren der statistischen Auswertung werden im Anhang bei dem jeweiligen Versuch genannt (Anhang, Tab. 43 - 48, S. 78ff.).

Nachstehend werden die Reaktionen der jeweiligen Akazien-Arten näher erläutert.

#### *A. calamifolia*

Verschiedene Temperaturführungen von 25/20 °C und 15/10 °C Tag- /Nachttemperatur bei 12 h Belichtung zeigten keine nachweisbaren Unterschiede, weder in der Trieblänge, noch in der Triebanzahl. Bei beiden Varianten wurden keine makroskopisch sichtbaren Blütenknospen gebildet.

Auch der Vergleich des Habitus von Pflanzen die im Freiland, bzw. Folienhaus aufgestellt waren, führte zu keinen Differenzen in der Trieblänge oder Triebanzahl.

#### *A. iteaphylla*

Die unterschiedliche Temperaturführung von 25/20 °C und 15/10 °C Tag- /Nachttemperatur bei Pflanzen von *A. iteaphylla* zeigte keinen Einfluss auf das vegetative oder generative Wachstum. Pflanzen beider Varianten wiesen weder Unterschiede in den Triebängen, noch in den Triebanzahlen auf. Es kam bei keiner Versuchspflanze zu einer Blütenbildung.

Dagegen führte ein Aufenthalt der Pflanzen im Freiland zu wesentlich kleineren Pflanzen (Differenz ca. 15 cm) bei gleicher Triebanzahl im Vergleich zu den im Folienhaus untergebrachten.

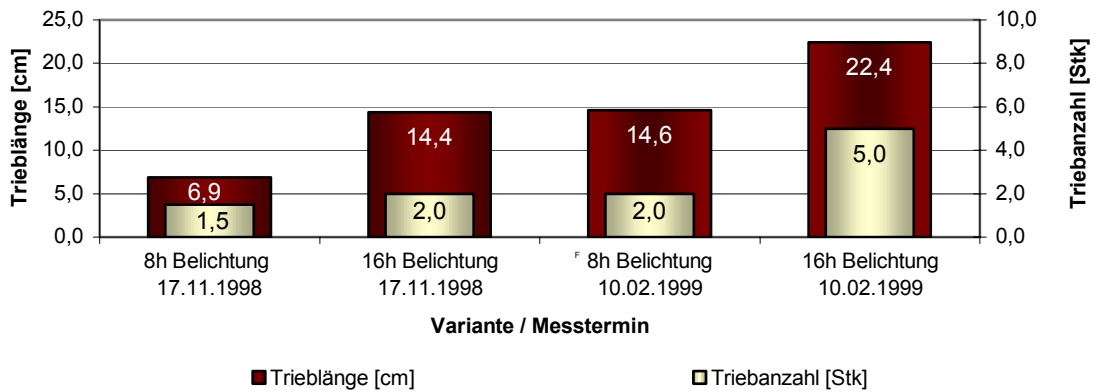
#### *A. ligustrina*

Zusammenfassend ist zu sagen, dass eine lange Belichtungsdauer, hohe Lichtintensitäten (hohe Lichtsummen) und Temperaturen von 25/20 °C Tag-/Nachttemperatur die vegetative Entwicklung förderten. Blütenbildung wurde durch niedrige Temperaturen 15/10 °C Tag-/Nachttemperatur und hohe Lichtintensität positiv beeinflusst. Ein Einfluss der Tageslänge konnte nicht nachgewiesen werden.

Eine längere Belichtungsdauer (12 h) und höhere Lichtintensitäten (150  $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ ) kompensieren die hemmende Wirkung niedriger Temperaturen auf die Triebanzahl.

Pflanzen, die 8 h belichtet wurden, waren ca. 7 cm kleiner und wiesen drei Triebe weniger auf, als die 16 h belichteten Pflanzen. Die, bereits nach dem Entfernen der Pflanzen aus den Klimakammern auftretenden, signifikanten Unterschiede blieben bei einem anschließenden Aufenthalt der Pflanzen im Gewächshaus bestehen (Abb. 59, S.129). Eine statistische Auswertung erfolgte zu den Messwerten Trieblänge, Triebanzahl und Phyllodienanzahl mit dem t-Test und dem Mann-Whitney-Test und ist im Anhang in Tab. 48, S. 83 dargestellt.





Dauer der unterschiedlichen Belichtung: 29.09.1998 - 10.11.1998

Abb. 59: Einfluss der Belichtungsdauer auf das vegetative Wachstum von *A. ligustrina*

Die mit 8 h und 16 h unterschiedlich belichteten Pflanzen wurden erneut in Varianten eingeteilt und für drei Monate entweder in einer Klimakammer (15/10 °C Tag- /Nachttemperatur, 12 h Belichtungsdauer) oder im Gewächshaus (ca. 24 °C) untergebracht. Infolge dessen zeichnete sich deutlich ein Wachstumsvorsprung der Pflanzen aus dem Gewächshaus ab. Kühlung führte hier sowohl bei den vorher 16 Stunden belichteten, als auch bei den acht Stunden belichteten Pflanzen zu einer geringeren Pflanzenhöhe.

Bei den Triebanzahlen war der Einfluss der Temperatur in Zusammenhang mit der Belichtungsdauer ebenfalls nachzuweisen. Am Ende der Kühlphase (15/10 °C) wiesen die Pflanzen der kühlen Variante weniger Triebe auf, als die im Gewächshaus. Die Pflanzen, die nur 8 h belichtet wurden und im Gewächshaus standen, wiesen etwa die gleiche Anzahl Triebe auf, wie die Pflanzen in den kühlen Klimakammern, die 16 h belichtet wurden.



Abb. 60: Habitus von *A. ligustrina*  
(8 h Licht)



Abb. 61: Habitus von *A. ligustrina*  
(16 h Licht)

Auch nach dem Einstellen der Pflanzen bei 25/20 °C Tag- /Nachttemperaturen für zwei Monate hatten die Pflanzen, die im Gewächshaus (ca. 24 °C) standen, weiterhin längere Trieb­längen. Die 8 h belichteten sind etwa 10 cm und die 16 h belichteten 20 cm länger als die entsprechenden Pflanzen in den Klimakammern. Dieser Unterschied blieb innerhalb der folgenden sechs Monate bestehen, in denen alle Pflanzen im Gewächshaus untergebracht waren (Abb. 62, S. 130).

Die Triebanzahl der Pflanzen in der Klimakammer stieg an, erreichte jedoch nicht die Zahl der Triebe, wie sie die Pflanzen im Gewächshaus aufwiesen. Die Pflanzen, die im wärmeren Gewächshaus (22 °C) standen, hatten fast doppelt soviel Triebe im Vergleich zu denen, die in der kühleren Klimakammer (15/10 °C) gehalten wurden (Abb. 63, S. 130).

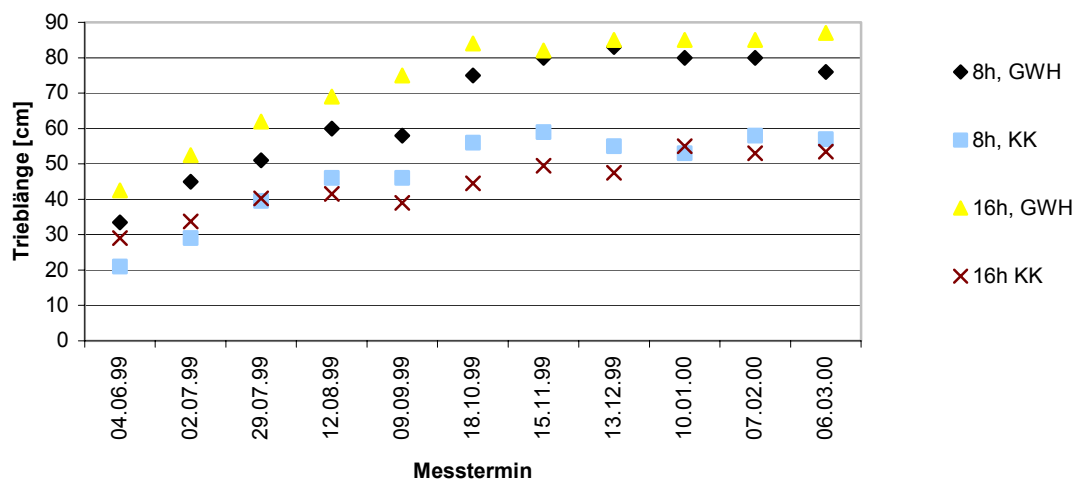


Abb. 62: Trieb­längen von *A. ligustrina* nach verschiedenen klimatischen Bedingungen

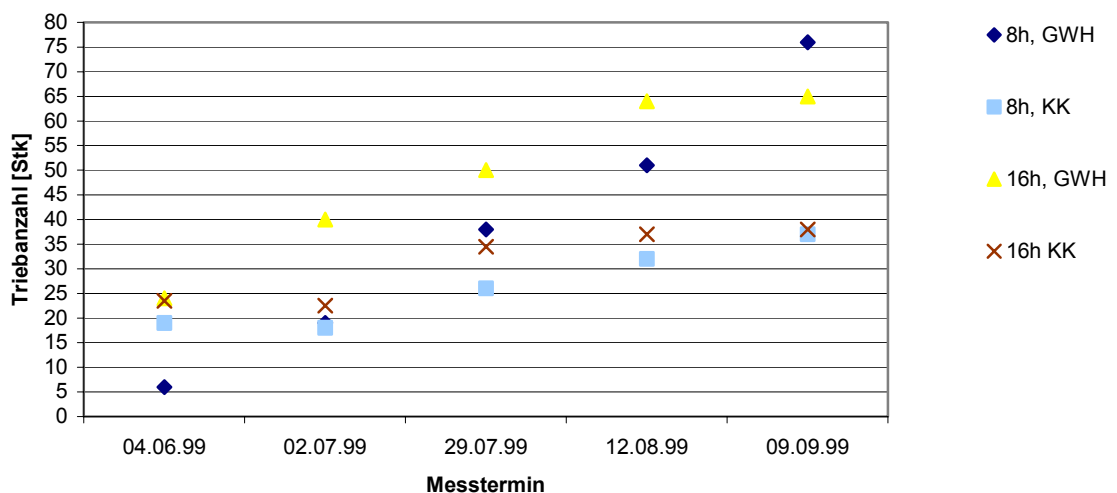
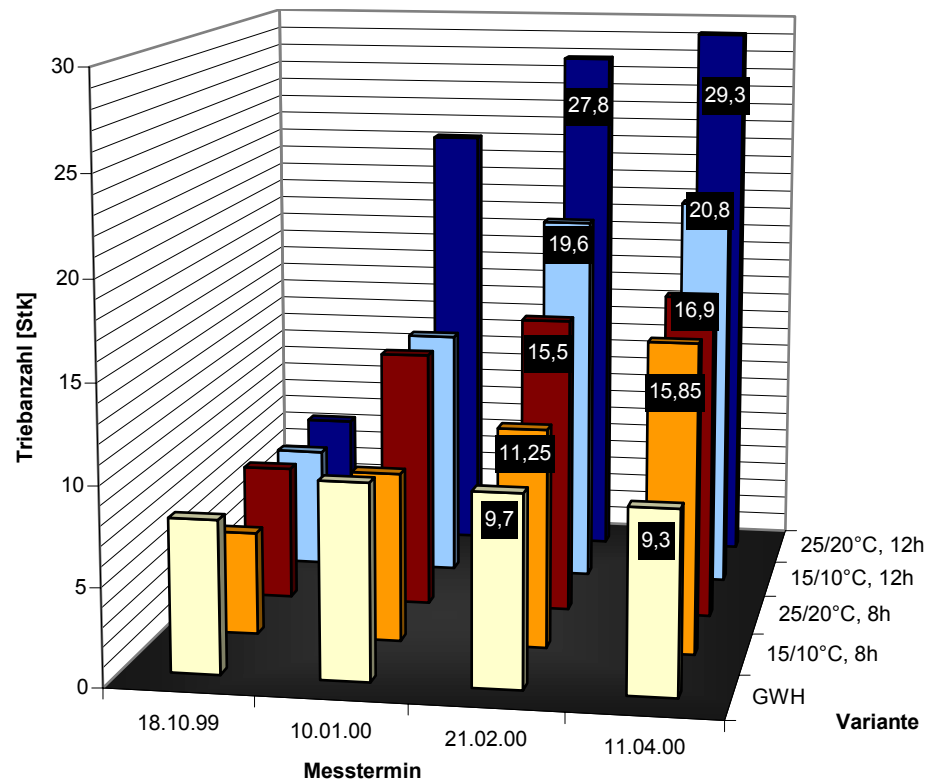


Abb. 63: Triebanzahl von *A. ligustrina* nach verschiedenen klimatischen Bedingungen

Ein weiterer Versuch mit Pflanzen von *A. ligustrina*, welche in unterschiedlich gesteuerten Klimakammern untergebracht wurden, zeigte keine Unterschiede in den Trieb­längen der verschiedenen Varianten nach 8 h und 12 h Belichtungs­dauer, während die Triebanzahlen

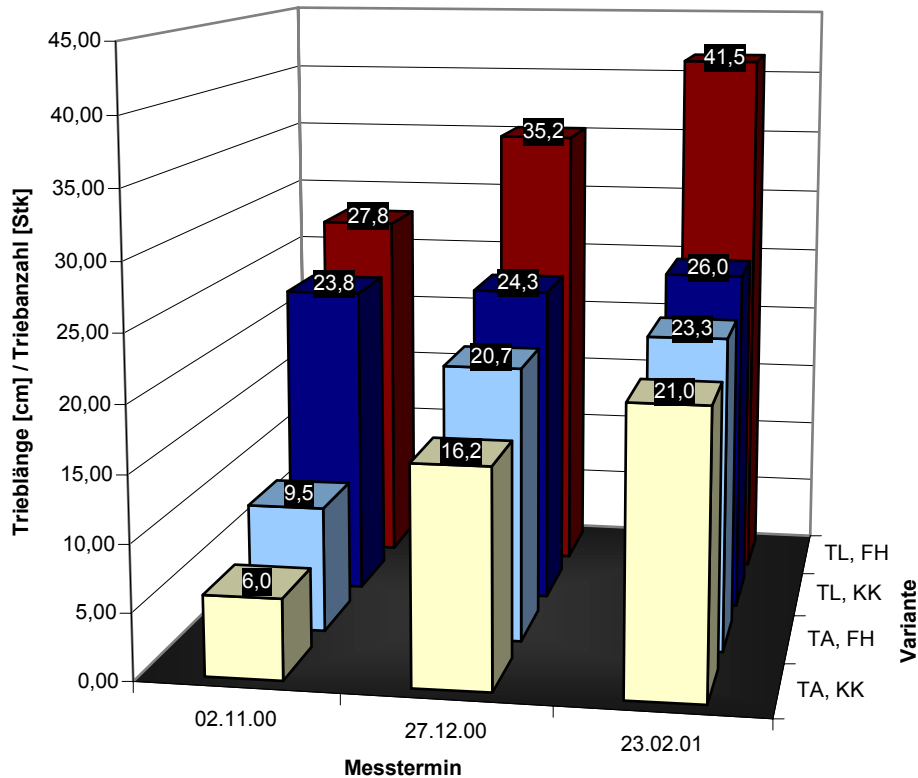
signifikante Differenzen aufwiesen (Abb. 64, S. 131; Anhang Tab. 43-45, S. 78ff.). Pflanzen die bei 25/20 °C, 12 h belichtet wurden, wiesen die höchsten Triebanzahlen auf, Pflanzen im Gewächshaus die wenigsten. Ebenfalls kam es zu signifikanten Unterschieden in der Triebanzahl zwischen den in der Klimakammer bei 25/20 °C Tag- /Nachttemperatur, 8 h Belichtungsdauer und den unter ähnlichen Bedingungen im Gewächshaus untergebrachten Pflanzen. Demzufolge wird ein Einfluss der Lichtintensität angenommen, die in der Klimakammer ca. fünfmal höher war (150  $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ ) (siehe Anhang Teil 2, S. 13).



Angaben der Varianten: GWH: Gewächshaus, Klimakammer: Tag-/Nachttemperatur, Belichtungsdauer

Abb. 64: Einflüsse klimatischer Bedingungen auf das vegetative Wachstum von *A. ligustrina*

Ein dritter Versuch mit Pflanzen von *A. ligustrina*, die im Folienhaus bei ca. 20 °C standen, zeigte deutlich längere Triebblängen bei gleicher Triebanzahl, im Vergleich zu Pflanzen, die in der Klimakammer (15/10 °C) untergebracht waren (Abb. 65, S. 132). Die Darstellung der statistischen Auswertung erfolgt im Anhang in Tab. 46 u. 47, S. 81f..



FH: Folienhaus, KK: Klimakammer (15/10 °C, 12 h Belichtung), TA: Triebanzahl, TL: Trieblänge

Abb. 65: Vergleich der Triebhöhen und Triebanzahlen von *A. ligustrina* nach Klimasteuerung

Auch bei der Betrachtung der generativen Entwicklung wird der Einfluss verschiedener klimatischer Bedingungen auf die Pflanzen deutlich. Pflanzen des ersten Versuches, die 16 h belichtet wurden und in den Klimakammern untergebracht waren, trugen alle Blütenknospen über einen längeren Zeitraum. Die 8 h belichteten und den gleichen Klimabedingungen ausgesetzten Pflanzen wiesen dagegen erst später und nur kurzzeitig zu 100 % Blütenknospen auf. Auch bei den 16 h belichteten Pflanzen aus dem Gewächshaus gab es mehr Pflanzen mit Blütenknospen, als bei den Gewächshauspflanzen mit 8 h Belichtung. 8 h belichtete Pflanzen, die in den Klimakammern untergebracht waren, wiesen mehr knospentragende Pflanzen auf, als die aus dem Gewächshaus (Anhang, Tab. 49, S. 83). Die ersten Blütenknospen traten bei diesem ersten Versuch ca. ein Jahr nach der Vermehrung (im Juli) auf. Es kam jedoch zu keiner Blütenentwicklung, da die Blütenknospen von den Pflanzen abgeworfen wurden.

Der Einfluss der Temperatur wird im zweiten Versuch an Abb. 66, S. 133 verdeutlicht. Ausschließlich Pflanzen der kühleren Variante bildeten Blüten und Blütenknospen aus. Dabei trugen 25 % der 12 h belichteten und nur 5 % der 8 h belichteten Pflanzen Blüten zum Ende des Messzeitraumes. Erste Blütenknospen traten sechs Monate nach Vermehrung (im Mai) auf. Die meisten Blütenknospen wiesen ebenfalls die 12 h belichteten Pflanzen der 15/10 °C Temperaturvariante auf.

Aufgrund der geringen Anzahl der blütenbildenden Pflanzen erfolgte keine statistische Auswertung.

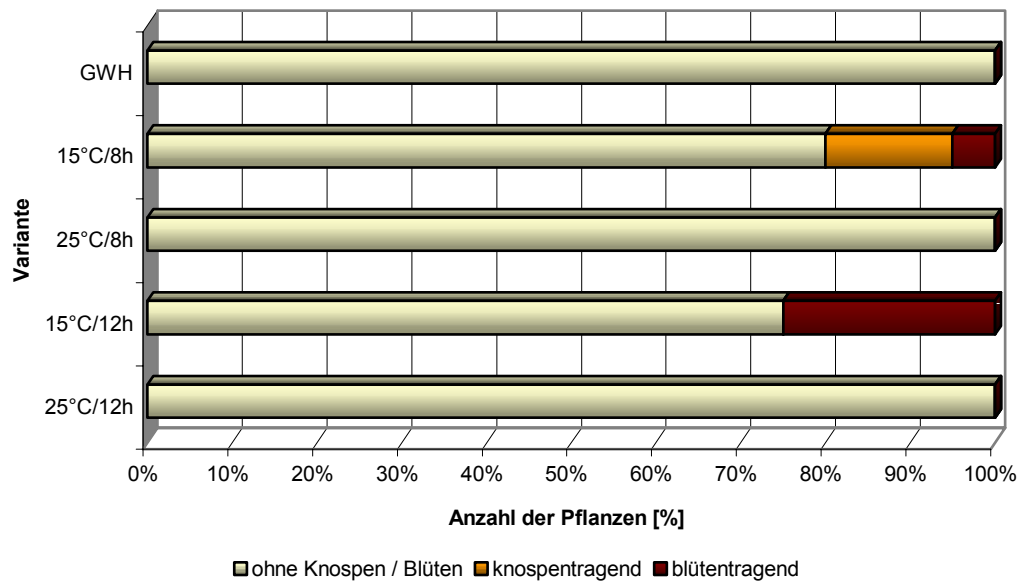


Abb. 66: Anzahl der Pflanzen mit Blüten/Blütenknospen bei *A. ligustrina* nach unterschiedlichen Klimabedingungen am 11.04.2000

Im Gegensatz zu den ersten beiden Versuchen bildeten die Pflanzen des dritten Versuches (Vermehrung im Juni) innerhalb eines Jahres keine Blütenknospen oder Blüten aus. Weder die Pflanzen in der Klimakammer bei 15/10 °C Tag- /Nachttemperatur, noch die Pflanzen aus dem Folienhaus. Vermutlich liegt die Ursache im Alter der Mutterpflanzen. Während die, aus Stecklingsvermehrung, gewonnenen Pflanzen ca. zehn Jahre alter Mutterpflanzen innerhalb eines halben Jahres Blütenknospen entwickelten, zeigten die Pflanzen ein- bis zweijähriger Mutterpflanzen innerhalb eines Jahres keine Blütenknospen.

### *A. linearifolia*

Verschiedene klimatische Bedingungen, wie die Unterbringung der Pflanzen im Folienhaus, Freiland und in der Klimakammer führten bei Pflanzen von *A. linearifolia* zu keinen signifikanten Unterschieden in den Triebblängen. Ein Vergleich zwischen den Fiederblattanzahlen der Pflanzen der Klimakammer (15/10 °C Tag- /Nachttemperatur) und des Folienhauses (ca. 20 °C) zeigte jedoch erhebliche Wachstumsstörungen der Pflanzen in der Klimakammer. Die Fiederblattanzahl der Pflanzen (ca. 17 Stk.) war deutlich niedriger, als die der im Folienhaus untergebrachten Pflanzen (ca. 67 Stk.).

Der weitere Versuch, bei dem Pflanzen im Freiland und Folienhaus verglichen wurden, zeigte ebenfalls signifikante Unterschiede in der Fiederblattanzahl. Die im Freiland aufgestellten Pflanzen wiesen weniger Fiederblätter auf (2 Stk.), als die im Folienhaus eingestellten (8 Stk.). Es bildete keine der Versuchspflanzen Blütenknospen oder Blüten aus.

*A. longifolia* var. *floribunda*

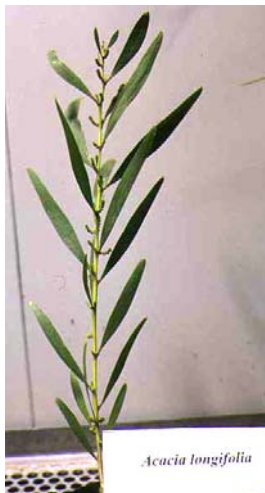
Bei Pflanzen von *A. longifolia* var. *floribunda* waren keine Unterschiede im vegetativen Wachstum nach verschiedenen langen Belichtungszeiten (8 h/12 h) feststellbar. Weder in der Trieblänge noch in der Triebanzahl traten signifikante Unterschiede auf (Anhang, Tab. 43 u. 44, S. 78f.).

Eine Belichtungsdauer von 8 h förderte die Zahl der Pflanzen mit Blüten und Blütenknospen im Vergleich zu den 12 h belichteten Pflanzen. Alle Pflanzen (100 %), die 8 h belichtet wurden, wiesen nach sechs Monaten Blütenknospen oder Blüten auf, während nur 43 % der 12 h belichteten Pflanzen Blütenknospen und Blüten aufwiesen (Abb. 69 u. 70, S. 135). Ferner bildeten Pflanzen, die 8 h belichtet wurden, bereits im November die ersten Blütenknospen, während die 12 h belichteten im Dezember erste Blütenknospen aufwiesen.



Abb. 67: Blüte von *A. longifolia* var. *floribunda* nach 8 h Belichtung

Eine statistische Auswertung war aufgrund der geringen erwarteten Häufigkeiten nicht möglich.



Ein Jahr nach dem Einstellen der Pflanzen in verschiedene Klimabedingungen, im Dezember 2000, trugen alle Pflanzen Blütenknospen. Es wurde die Anzahl der Blütenknospen pro Pflanze ermittelt.

Es zeigten sich signifikante Unterschiede dahin gehend, dass die 8 h belichteten Pflanzen eine höhere Blütenknospenanzahl aufwiesen als die 12 h Belichteten (nachstehende Tab. 19).

Die statistische Auswertung erfolgte mit dem Mann-Whitney-Test.

Abb. 68: Blütenknospenbildung von *A. longifolia* var. *floribunda*

Tab. 19: statistische Auswertung der Blütenknospenanzahl von *A. longifolia* var. *floribunda* nach verschiedener Belichtungsdauer

Variante	Blütenknospenanzahl [Stk]
8 h, 15/10 °C	126
12 h, 15/10 °C	76
Exakte Signifikanz (2-seitig, p=0,05)	0,031

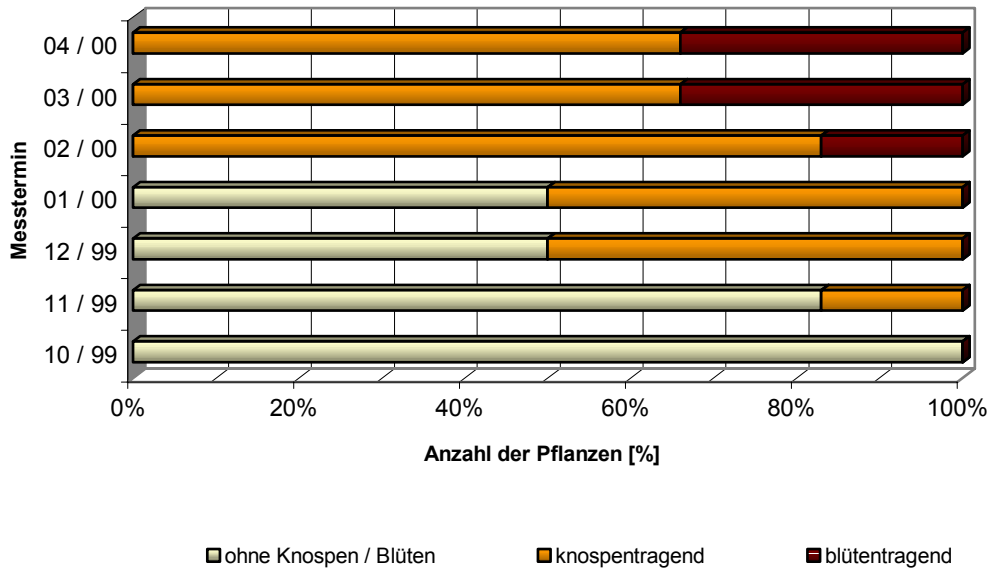


Abb. 69: Blütenbildung bei *A. longifolia* var. *floribunda* nach 8 h Belichtungsdauer

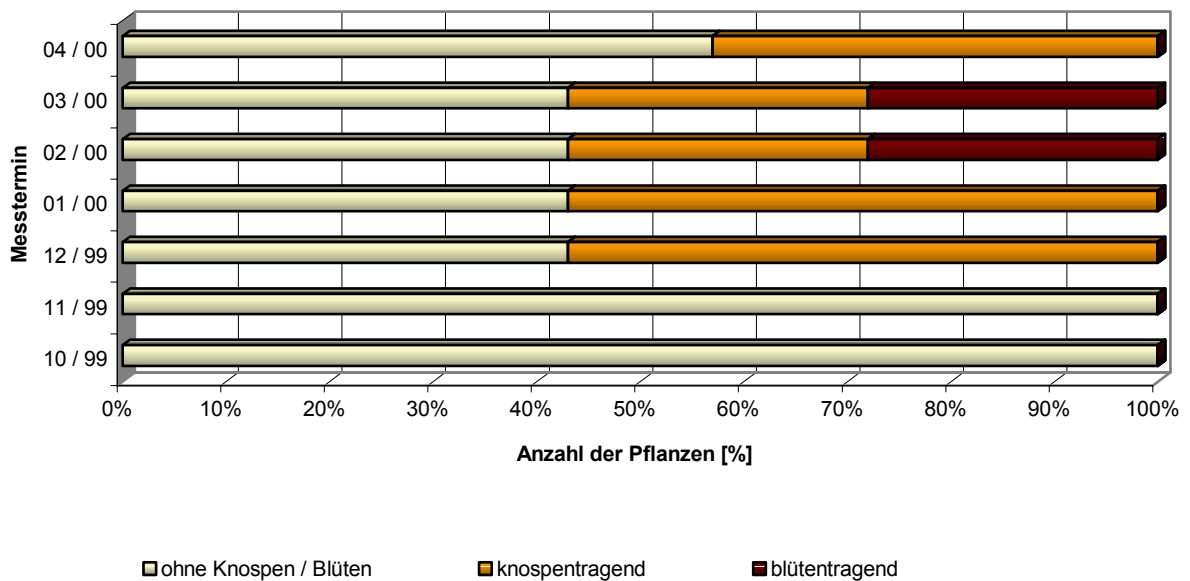
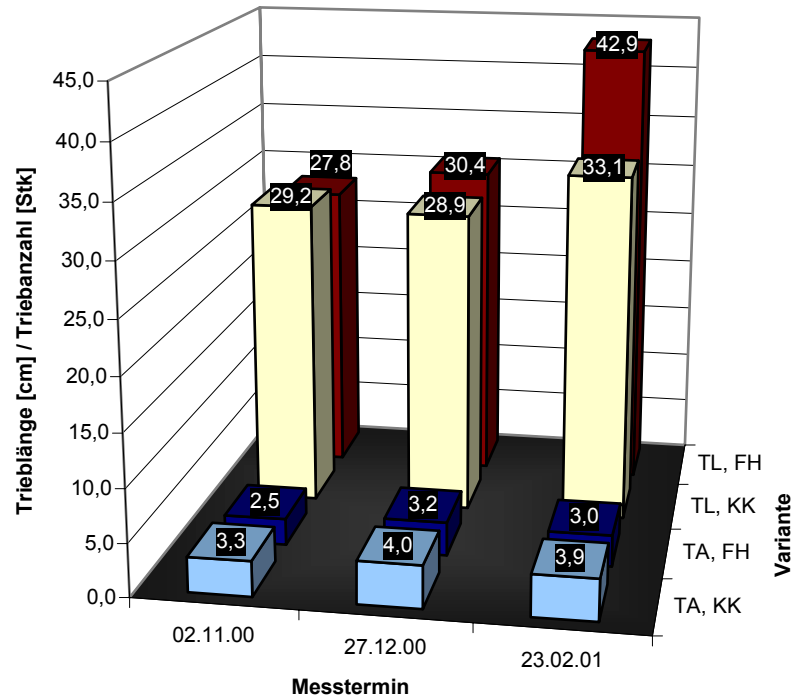


Abb. 70: Blütenbildung bei *A. longifolia* var. *floribunda* nach 12 h Belichtungsdauer

### *A. longifolia* var. *longifolia*

Pflanzen von *A. longifolia* var. *longifolia*, die im Folienhaus untergebracht waren, tendierten zu einer größeren Trieblänge, als die in der ca. 5 bis 10 °C kühleren Klimakammer einquartierten Pflanzen. Es kam jedoch weder in der Trieblänge, noch in der Triebanzahl zu signifikanten Unterschieden. Ein Vergleich von im Freiland und Folienhaus aufgestellten Pflanzen führte ebenfalls zu keinen signifikanten Unterschieden im Habitus der Pflanzen.



FH: Folienhaus, KK: Klimakammer, TA: Triebanzahl, TL: Trieblänge

Abb. 71: Vergleich der Triebhöhen und Triebanzahlen von *A. longifolia* var. *longifolia* nach Klimasteuerung

Obwohl Pflanzen von *A. longifolia* var. *floribunda* bei Tag- /Nachttemperaturen von 15/10 °C Blütenbildung zeigten, war dies bei *A. longifolia* var. *longifolia* in diesem Versuch nicht der Fall. Pflanzen beider Varianten (KK, FH) bildeten keine sichtbaren Blütenknospen aus.

### *A. pycnantha*

Während des Versuches kam es bei den Triebhöhen von *A. pycnantha* zu einem signifikanten Einfluss der unterschiedlichen klimatischen Bedingungen. Dabei sind die Triebhöhen der Pflanzen, die im warmen Folienhaus standen um 4 cm länger, als die der Pflanzen in der Klimakammer (kühlere Variante). Alle Versuchspflanzen wiesen nur einen Trieb auf.

Es kam bei den Pflanzen zu keiner Blütenknospen- oder Blütenbildung.

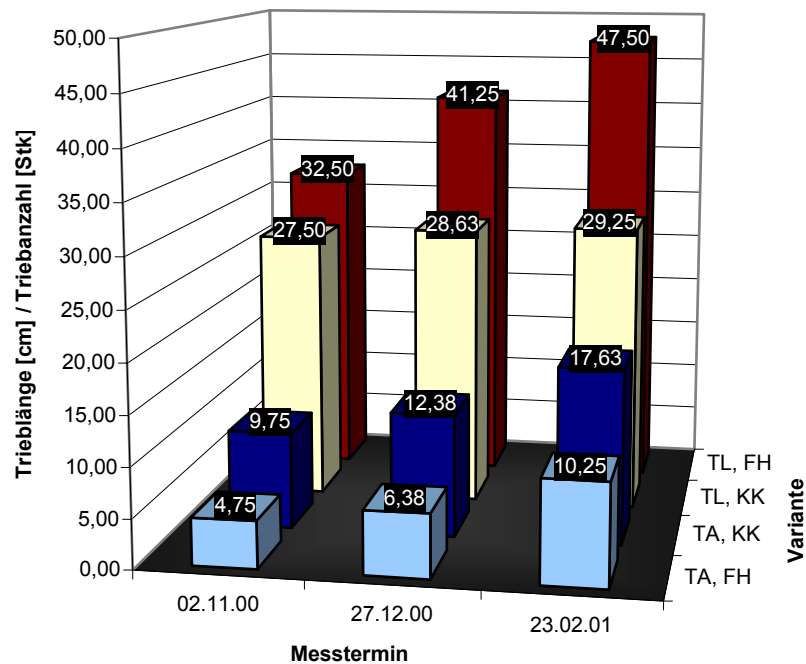
### *A. retinodes* var. *retinodes*

Unterschiedliche Tag- /Nachttemperaturen von 25/20 °C und 15/10 °C bei 12 h Belichtung zeigten keinen Einfluss auf das vegetative oder generative Wachstum von *A. retinodes* var. *retinodes*. Sowohl die Triebhöhen als auch die Anzahl der Triebe waren in beiden Varianten gleich. Es kam bei keiner der untersuchten Pflanzen zu Blüten- oder Blütenknospenbildung. Dies steht im Gegensatz zu der Blütenbildung bei Pflanzen von *A. longifolia* var. *floribunda*, die nach achtstündiger Belichtungsdauer Blütenknospen ausbildeten. Dagegen werden die unzureichenden Ergebnisse der Blütenknospenbildung von *A. longifolia* var. *longifolia* bestätigt.



### *A. victoriae*

Bei dieser Akazienart war ein deutlicher Einfluss der klimatischen Verhältnisse auf das vegetative Wachstum nachweisbar. Bereits nach vier Wochen wiesen Pflanzen des Folienhauses längere und eine geringere Anzahl Triebe auf, als Pflanzen der Klimakammer. Die Unterschiede in der Triebanzahl sind zum Ende des Messzeitraumes (nach fünf Monaten) signifikant, in der Trieblänge sind die Differenzen bereits nach zwei Monaten signifikant (Anhang, Tab. 46 u. 47, S. 81f.).



FH: Folienhaus, KK: Klimakammer, TA: Triebanzahl, TL: Trieblänge

Abb. 72: Vergleich der Triebhöhen und Triebanzahlen von *A. victoriae* nach unterschiedlicher Klimasteuerung

Vergleicht man Pflanzen, die im Folienhaus aufgestellt waren mit Pflanzen im Freiland, traten keine signifikanten Unterschiede, weder in der Triebhöhe, noch in der Triebanzahl auf.

Die unterschiedlichen klimatischen Verhältnisse zeigten keinen Einfluss auf die Blütenbildung. Keine der Versuchspflanzen bildete Blütenknospen oder Blüten aus.

### Auswirkung der Vermehrungstermine und -arten auf das weitere Wachstum

Im folgenden soll der Habitus ausgewählter Akazien-Arten nach verschiedenen Vermehrungsterminen und -arten verglichen werden. Die Wachstumsverläufe sind im Anhang, Abb. 30-46, S. 87ff. zu finden.

Geht man von der Zielstellung einer kompakten, vielverzweigten Pflanze aus, empfiehlt sich eine zeitige, sowohl vegetative, als auch generative Vermehrung. Allgemein ist jedoch möglichst die

vegetative Vermehrung zu bevorzugen, da sie neben einer früheren Blütenentwicklung auch oft höhere Triebanzahlen zeigte.

Im Folgenden werden die Ergebnisse für die jeweilige Akazienart erläutert. Die statistische Auswertung ist im Anhang Tab. 50, S. 84f. zu finden.

### *A. calamifolia*

Der Vergleich zwischen den im Januar mit den im Februar generativ Vermehrten führte 21 Wochen nach dem Vermehrungstermin bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 10 % zu signifikanten Unterschieden sowohl in den Triebblängen, als auch in den Triebanzahlen. Die im Januar Vermehrten wiesen längere Triebblängen auf (29,9 cm) und eine höhere Triebanzahl (5 Stück) im Vergleich zu den im Februar Vermehrten (24,4 cm; 2 Stück). Im weiteren Wachstumsverlauf glichen sich jedoch die Triebblängen an und Pflanzen beider Vermehrungstermine erreichten ab August eine Pflanzenhöhe von ca. 30 cm. Der Unterschied in der Triebanzahl bestand dagegen weiterhin fort. Im Februar vermehrte Pflanzen hatten eine durchschnittliche Triebanzahl von drei, während die im Januar Vermehrten ca. acht bis zehn Triebe aufwiesen.



Abb. 73: *A. calamifolia* 21 Wochen nach generativer Vermehrung im Februar



Abb. 74: *A. calamifolia* 21 Wochen nach generativer Vermehrung im Januar

### *A. iteaphylla*

Wie bereits bei den Pflanzen von *A. calamifolia* wiesen, jeweils 21 Wochen nach dem Vermehrungstermin, die im Januar vermehrten wesentlich längere Triebblängen (62,9 cm) auf, als die im Februar vermehrten (34,4 cm) Pflanzen. Dieser Unterschied ist für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 10 % signifikant. Es bestanden jedoch keine signifikanten Unterschiede zwischen den Triebanzahlen der beiden Varianten. Im weiteren Wachstumsverlauf besaßen die Januarvermehrten jedoch doppelt so viel Triebe (10 Stk.) im Vergleich zu den im Februar vermehrten Pflanzen. Die Höhenunterschiede blieben bestehen.



Abb. 75



Abb. 76



Abb. 77

Abb. 75: Habitus von *Acacia iteaphylla* 21 Wochen nach generativer Vermehrung (01/99)

Abb. 76: Habitus von *Acacia iteaphylla* 21 Wochen nach generativer Vermehrung (02/00)

Abb. 77: Habitus von *Acacia iteaphylla* 21 Wochen nach vegetativer Vermehrung (05/00)

Vergleicht man diese beiden Varianten mit im Mai vegetativ vermehrten Pflanzen, so wiesen die vegetativ Vermehrten die höchste Triebanzahl mit 5,5 Trieben auf. Dieser Unterschied ist signifikant. Die Trieblänge der vegetativ Vermehrten unterscheidet sich jedoch nur zu den im Januar generativ Vermehrten signifikant. Dabei weisen die vegetativ Vermehrten ca. 35 cm kürzere Triebe auf.

### *A. ligustrina*

Der Vergleich von vegetativ vermehrten Pflanzen zu verschiedenen Terminen zeigte deutlich längere Triebhöhen bei den früheren Vermehrungsterminen im Mai/Juni. Die im August/September Vermehrten wiesen dagegen nur kurze Triebhöhen auf. Dies ist ebenso bei den Triebanzahlen der Fall. Die Ergebnisse werden in nachstehenden Abb. 78 / 79 dargestellt. Die Angabe der Signifikanzen erfolgt für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 %.

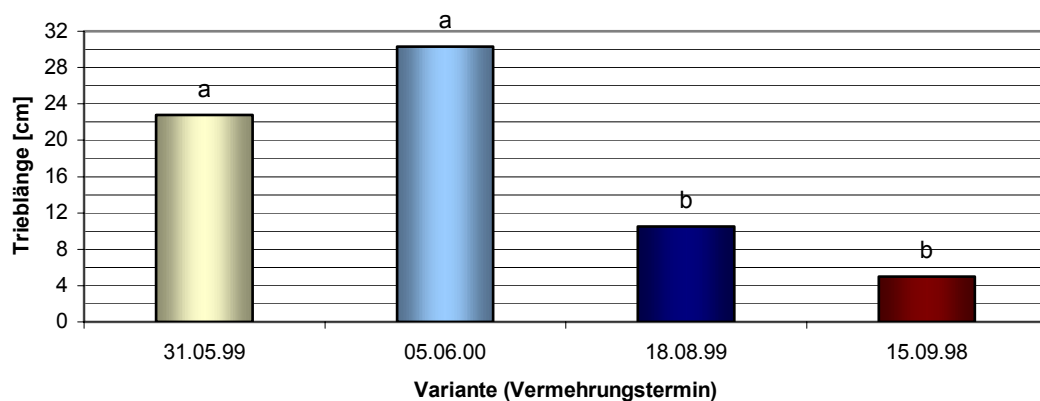


Abb. 78: Vergleich der Triebhöhen 21 Wochen nach variierenden Vermehrungsterminen von *Acacia ligustrina*

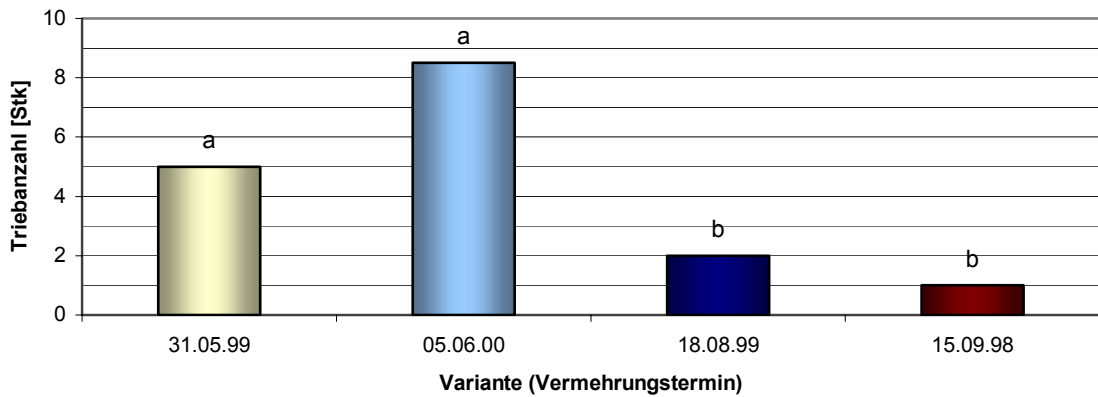


Abb. 79: Vergleich der Triebanzahlen 21 Wochen nach variierenden Vermehrungsterminen von *Acacia ligustrina*

#### *A. retinodes* var. *blue leaf*

Der Vergleich der Trieblänge und Triebanzahl von Ende Februar generativ vermehrten mit Mitte Mai vegetativ vermehrten Akazien, 28 Wochen nach dem jeweiligen Vermehrungstermin, zeigte signifikante Unterschiede im Habitus. Die generativ Vermehrten wiesen deutlich längere Triebängen (51,2 cm) auf, als die vegetativ Vermehrten (35,0 cm). Die Triebanzahlen unterschieden sich dagegen nicht voneinander.

#### *A. retinodes* var. *retinodes*

Im Gegensatz zu den Pflanzen von *A. calamifolia* und *A. iteaphylla* wiesen 21 Wochen nach dem Vermehrungstermin die im Januar vermehrten die gleichen Triebängen auf, wie die im Februar vermehrten Pflanzen. Bei den Triebanzahlen jedoch zeigten die im Januar Vermehrten mehr Triebe (insgesamt 6), als die Februarvermehrten (insgesamt 1,5). Im weiteren Wachstumsverlauf blieben die Triebängen der beiden Varianten gleich, während die Triebanzahlen der im Januar vermehrten Pflanzen (zehn Triebe) ca. doppelt so hoch waren, im Vergleich zu den im Februar Vermehrten.



Abb. 80: Habitus von *Acacia retinodes* var. *retinodes* 21 Wochen nach generativer Vermehrung 01/99



Abb. 81: Habitus von *Acacia retinodes* var. *retinodes* 21 Wochen nach generativer Vermehrung 02/00

*A. victoriae*

Der Vergleich der Trieblänge und Triebanzahl, von Ende Februar generativ vermehrten mit Mitte Juli vegetativ vermehrten *Acacia victoriae*, 21 Wochen nach dem jeweiligen Vermehrungstermin, zeigte keine signifikanten Unterschiede im Habitus.



Abb. 82: Habitus von *Acacia victoriae*  
12 Wochen nach generativer Vermehrung  
02/00



Abb. 83: Habitus von *Acacia victoriae*  
24 Wochen nach generativer Vermehrung 02/00

### 8.5 Diskussion

Die natürliche Größe der untersuchten Akazien, die am Heimatstandort etwa 4 m beträgt, bedingt die Suche nach Wachstumsregulierung für die Hemmung des Längenwachstums bei der Kultur als Topfpflanzen.

Eine Möglichkeit, Einfluss auf den Habitus der Akazien zu nehmen, beginnt bereits bei der Vermehrung. So erzeugte die IBS Behandlung von Stecklingen bei *A. ligustrina* größere Pflanzen mit einer erhöhten Triebanzahl im Vergleich zu NES Behandelten. Vermutlich erhöhte sich durch die IBS-Behandlung die Zahl und Länge der Wurzeln, so dass es zu einer besseren Nährstoffversorgung im Pflanzenmaterial kam. SCHWARZ, GLOCKE & SEDGLEY (1999) wiesen beispielsweise an Stecklingen von *Acacia baileyana* eine erhöhte Wurzelanzahl und -länge durch eine IBS-Behandlung nach.

Eine andere Variante, die zu einem verzweigterem Wurzelsystem führt, könnte das Kürzen der Hauptwurzel darstellen. SPANGENBERG (1976), ENCKE (1987b) und SIMMONS (1987) empfehlen eine Kürzung der Hauptwurzel für eine bessere Verzweigung. TAME (1992) rät dagegen von einer großen Wurzelschädigung ab.

Eigene Untersuchungen an zehn Akazien-Arten, zeigten bei sieben Arten keine Unterschiede im Habitus der Pflanzen nach einer Wurzelkürzung im Vergleich zu den Pflanzen mit ungekürzten Wurzeln. Bei den anderen drei Arten kam es zu unterschiedlichen Reaktionen.

Beispielsweise führte das Kürzen der Wurzeln bei *A. retinodes* var. *retinodes*, wie das Stutzen der

Triebe, zu einer höheren Triebanzahl. Bei *A. victoriae* führte das Wurzelkürzen dagegen zu einer längeren Trieb länge bei gleicher Triebanzahl.

Die Zunahme der Triebanzahl könnte durch eine zunehmende Cytokininproduktion, infolge einer größeren Wurzelanzahl, verursacht worden sein. Auch bei Fuchsien konnte man durch die Wahl bestimmter Topfmaterialien die Wurzeln zu verstärkter Verzweigung anregen. Ebenfalls ist dieser Effekt aus der Baumschule (Verschulen von Treibgehölzen) bekannt (BEßLER, PERS. KOMM., 2002). Die Reaktion von *A. victoriae* könnte dagegen durch eine Zunahme der Gibberelinproduktion herbeigeführt worden sein. Gibbereline fördern das Streckungswachstum und werden ebenfalls in geringem Maße in Wurzelspitzen synthetisiert (JANSEN et al., 1998). Eine genaue Klärung der Ursachen erfordert jedoch die physiologische Untersuchung des Wurzelsystems, bzw. die Art der Stängelstreckung/Internodienzunahme und sollte Gegenstand künftiger Untersuchungen sein.

Allgemein kann eine Steuerung des Wachstums beispielsweise durch die Behandlung mit Hemmstoffen, Regelung der Beleuchtungsstärke, der spektralen Lichtzusammensetzung, der Belichtungsdauer, der gezielten Temperatursteuerung (Diff, Drop/Cool-morning), verminderte Wasserzufuhr, minimierter Wurzelraum oder Stutzen erfolgen (GRÜNEBERG, 2000).

Bisher war die Anwendung von Hemmstoffen weit verbreitet. Obwohl seit dem 01.07.2001 nur der Hemmstoff Topflor (Flurprimidol) in Deutschland zugelassen ist, werden aufgrund der Situation in anderen Ländern und der Vergleichsmöglichkeit zu alternativen Hemmverfahren die Ergebnisse diskutiert und veröffentlicht.

Die Wirkung des Cycocels beruht auf der Hemmung des Streckungswachstums, verursacht durch die Aktivierung von Enzymen, welche die Umwandlung einer Gibberelinvorstufe in die wirksame Gibberelinform unterbinden (EVERS, 1987).

Verschiedene Faktoren haben einen Einfluss auf die Wirkung. Diese sind unter anderem die Höhe der Konzentration, die Anwendungsmenge pro Flächeneinheit, die klimatischen Bedingungen, sowie der Komplex aus diesen Faktoren (EVERS, 1987).

Betrachtet man die vorliegenden Versuchsbedingungen unterscheiden sie sich in der Häufigkeit der Anwendung und im Termin der Ausbringung.

Lediglich die einmalige Hemmstoffanwendung im Herbst zeigte eine hemmende Wirkung. Zu diesem Zeitpunkt wachsen die Pflanzen aufgrund der natürlichen Wachstumsrhythmik und klimatischen Bedingungen eingeschränkt vegetativ. Im Sommer dagegen, bei hoher Beleuchtungsstärke und erhöhten Temperaturen im Tagesmittel, wachsen die Pflanzen verstärkt vegetativ. EVERS (1987) weist darauf hin, dass starkes Internodienwachstum, bedingt durch Temperaturen über 23 °C, die Hemmstoffwirkung mindernd beeinflusst. Die Unterschiede in den klimatischen Bedingungen und somit im Wachstumsrhythmus der Pflanzen werden als Ursache für die unterschiedlichen Ergebnisse in der Hemmung durch G-CCC angesehen.

Ferner kam es bei Pflanzen nach der 1,0%igen Hemmstoffbehandlung im Sommer zu signifikant längeren Trieb längen gegenüber den anderen Varianten. Vermutlich wurde diese Reaktion durch die Zusammensetzung des G-CCCs bedingt, das neben weiteren Nährstoffen 5 % Rein-Stickstoff enthält und somit eine düngende Wirkung erzielte.

HASS UND V. HENTIG (1984) berichten über Versuche mit *Brachyscome multifida*, bei denen eine

0,5%ige und 1,0%ige Anwendung mit G-CCC im Juni erfolgte und ebenfalls keine Hemmung des Längenwachstums zu beobachten war.

Dagegen führte die Anwendung von 0,5 % Alar bei Pflanzen von *Brachyscome multifida* zu einer Hemmung (HASS UND V. HENTIG, 1984). Wie im Erkenntnisstand beschrieben, konnten PARLETTA & SEDGLEY (1996) bei einigen Akazien-Arten mit einer Paclobutrazol-Behandlung (Bonzi) die Pflanzengröße bei Akazien reduzieren. Aufgrund des Eingangs erwähnten Anwendungsverbotes wurden solche Wirkungen in der vorliegenden Arbeit nicht weiter untersucht, sondern nach Alternativen, wie z. B. dem Stutzen gesucht.

Ziel des Stutzens der Pflanzen ist neben einer Reduzierung der Höhe ein verstärkter Austrieb der Seitenknospen. Hintergrund dieser Reaktion ist die Brechung der Apikaldominanz, die den Austrieb der Seitenknospen behindert. Diese wird durch die Auxinproduktion in der Hauptsprossspitze und indirekt durch Gibberelin, welches den endogenen IES Spiegel beeinflusst, hervorgerufen (HEß, 1988). Betrachtet man die Ergebnisse, ist der fördernde Austrieb der Seitenknospen längerfristig nur bei den Pflanzen von *A. retinodes* var. *retinodes* nachzuweisen. Andere untersuchte Akazien-Arten wiesen unabhängig vom Stutztermin keine signifikanten Unterschiede in der Triebanzahl zwischen gestutzten und unbehandelten Pflanzen auf. Eine Erklärung dafür gewährt die Theorie von TÖPPERWEIN (1992), die als Ursache für die korrelative Hemmung der Seitenknospen die alleinige Hemmung durch die Blätter beschreibt.

Der Stutztermin zeigte Einfluss auf das TriebLängenwachstum der Pflanzen. Während bei einem Stutztermin drei Monate nach der Aussaat spätestens acht Wochen nach dem Stutzen keine signifikanten Unterschiede zwischen den TriebLängen mehr bestanden, traten signifikante Unterschiede zwischen den TriebLängen bei einem Stutztermin vier Monate nach Aussaat über mind. 16 Wochen auf. Untersuchungen der Wirkung des Rückschnitts auf verschiedene Akazien-Arten von PARLETTA & SEDGLEY (1995) zeigten keine Wirkung auf den Habitus der Pflanzen. Als Ursache dafür vermutet die Autorin einen frühen Rückschnitttermin. In der Regel verändert sich das Phytohormonsystem älterer Pflanzen dahingehend, dass die Auxinproduktion zurückgeht und der Austrieb der Seitenknospen gefördert wird (EVERS, 1987). Offenbar wird durch einen sehr zeitigen Rückschnitt bei „jüngeren“ Akazien der Hormonverlust schneller kompensiert, als bei den „Älteren“.

Einen wichtigen Komplex zur Einflussnahme auf die vegetative und generative Entwicklung der Pflanzen stellen die klimatischen Faktoren dar.

Die Temperatur beeinflusst die Wachstumsaktivität und den Entwicklungsablauf einer Pflanze indirekt durch ihren Einfluss auf die Atmung, bei der Energie durch den Abbau energiereicher Stoffe frei wird (LARCHER, 1994). Diese Energie wird unter anderem für das Wachstum genutzt. Aber auch für die Atmung ist Energie notwendig, die durch die Photosynthese gewonnen wird. Steigende Temperaturen fördern das Wachstum demzufolge nur bei gleichzeitig steigender Lichtintensität, die neben langer Belichtungszeit die photosynthetische Leistung erhöht.

Eine gleichbleibende Lichtintensität und -dauer wird als Ursache für das Ausbleiben von Unterschieden in den TriebLängen bei der Mehrzahl der Akazien nach Temperaturunterschieden von 10 K gesehen.

Bei einer Anzahl Pflanzen wird durch die Verlängerung der Belichtungszeit die Stängelstreckung gefördert (RÜNGER, 1976). Dies wurde bei *A. ligustrina* deutlich. Während eine Belichtungsdauer von 8 h zu kleinen Pflanzen führte, waren die 16 h belichteten Pflanzen wesentlich größer. Eine Belichtungsdauer von 12 h förderte hingegen die Triebanzahl, nicht jedoch die Trieblänge.

Ebenfalls zeigten unterschiedliche Lichtintensitäten deutlichen Einfluss auf das Längenwachstum. Pflanzen die im Folien- oder Gewächshaus bei einer Lichtintensität von etwa einem Drittel im Vergleich zur Klimakammer untergebracht waren, wiesen einen deutlich höheren Habitus bei gleicher oder geringerer Triebanzahl auf. Das Streckungswachstum wird von Licht und Temperatur unmittelbar beeinflusst. Bei niedrigen Lichtintensitäten, verstärkt durch hohe Temperaturen, erfolgt eine zunehmende Internodienstreckung (RÜNGER, 1976).

Versuche an Akazien, eine Wachstumsreduzierung durch die Anwendung der positiven Diff-Methode zu erzielen, waren bisher erfolglos. Durchgeführte Vorversuche, bei einer Tag-/Nachttemperatur von 20/25 °C an *Acacia ligustrina* zeigten keinen Einfluss auf das vegetative Wachstum. Auch bei PARLETTA & SEDGLEY (1996) zeigten Untersuchungen mit diesen Temperaturbedingungen an *A. glaucoptera* und *A. imbricata* keine Auswirkungen auf die vegetative und generative Entwicklung. Aufgrund dessen unterblieben weitere Versuche, wobei eine erfolgreiche Reduzierung des Pflanzenwachstums bei anderen Akazien-Arten aufgrund der besonderen Artenspezifität nicht ausgeschlossen werden kann.

Bereits durch klimatische Bedingungen am Heimatstandort ist bei Akazien von einem im Vergleich zu unseren Bedingungen erhöhten Lichtbedarf auszugehen. Neben der höheren Lichtintensität ist die Sonnenscheindauer ungefähr doppelt so hoch wie in Deutschland.

Ferner ist der klimatische Einfluss ebenso auf die generative Entwicklung nachweisbar.

In Australien sind die Akazien nach drei bis vier Jahren, gelegentlich auch länger, ausgewirft und bringen meistens im späten Winter und zeitigen Frühling Blüten hervor. Ausreichender Regen kann bei Arten arider Gebiete die Blüte außerdem zu anderen Zeiten induzieren (TAME, 1992).

Grundsätzlich wird Blütenbildung nur innerhalb bestimmter Temperaturschwellen induziert, andere Temperaturen sind für die Ausbildung und Entwicklung der Blüten wirksam. Blühbereitschaft wird oft durch eine Kühlperiode ausgelöst, wobei eine zu kurze, nicht zeitgerechte oder unterbrochene Kühlperiode diese behindert. Dagegen benötigt die Streckung der Infloreszenzachse oft höhere Temperaturen. Allgemein ist für den Entwicklungsablauf nicht ein bestimmter optimaler Temperaturbereich von Bedeutung, sondern ein optimaler Temperaturverlauf (RÜNGER, 1976).

An den Akazien traten Blütenknospen sowohl bei Pflanzen der 25/20 °C -Bedingungen auf, als auch bei 15/10 °C. Zur zeitigeren Blüte und erhöhten Blütenknospenanzahl kam es jedoch bei den Pflanzen der kühleren Variante. Der nachweislich fördernde Einfluss niedriger Temperaturen auf die Blüte ist somit auf die positive Einflussnahme auf die Blütenentwicklung zurückzuführen, nicht jedoch auf die Blüteninitiation.



JENDE (2000) gibt an, dass eine zunehmende Kühldauer veränderte Abscisin- und Gibberelinsäurekonzentrationen hervorruft und zitiert verschiedene Autoren, die eine Wirkung des Kältereizes erklären. So beschreibt DÖRFLING (1982 ZITIERT IN BEßLER, 1993) den Abbau der Infloreszenzstreckung hemmenden Abscisinsäure. Ferner wird durch die Kühlung Gibberelinsäure synthetisiert, die für Blütenstreckung notwendig ist (SITTE et al., 1998).

Untersuchungen von PARLETTA & SEDGLEY (1996) bei *A. drummondii elegans*, *A. buxifolia* und *A. myrtifolia* bestätigen, dass es bei beiden Temperaturvarianten zu einer Blütenanlage kommt, jedoch Pflanzen der kühlen Variante eher und mit einer größeren Zahl blühen, als Pflanzen, die wärmeren Temperaturbedingungen unterstanden. Das dies jedoch nicht immer der Fall ist, zeigten die umgekehrten Reaktionen bei *A. glaucoptera* und *A. acinaceae* (PARLETTA & SEDGLEY, 1996).

Die hemmende Wirkung hoher Temperaturen ist jedoch reversibel, sobald die Pflanzen in kühlere Temperaturen transferiert werden (PARLETTA & SEDGLEY, 1996). Das ist von großer Bedeutung für die gärtnerische Produktion, da bei Temperaturen von 25/20 °C die vegetative Entwicklung der Akazien deutlich gefördert wird. Die dadurch bedingte Hemmung in der Blütenentwicklung könnte durch ein anschließendes Überführen der Pflanzen unter kühlere Bedingungen überwunden werden.

Ein weiterer, bisher nicht näher untersuchter, Faktor stellt die Tageslänge, bzw. das Lichtangebot allgemein, dar. Ein Versuch mit *A. longifolia* var. *floribunda* zeigte eine frühere und in größerer Zahl bestehende Blüte nach 8 h Belichtungsdauer, als beispielweise Pflanzen, die 12 h belichtet wurden. Bei Pflanzen von *A. ligustrina* war das der umgekehrte Fall. Hier wiesen sowohl die 12 h, als auch die 16 h belichteten Pflanzen eine größere Anzahl Blüten bzw. Blütenknospen auf. Dabei stellt sich jedoch die Frage, ob es sich um eine tageslängenabhängige Reaktion handelt, oder ob das größere Lichtangebot durch eine insgesamt höhere Lichtsumme ausschlaggebend für diese Reaktion war. Betrachtet man die Standortbedingungen in Australien wird deutlich, dass *A. ligustrina*, deren Heimat in Westaustralien liegt, ca. 350 h Sonnenlicht im Jahr mehr bekommt, als *A. longifolia*, die im Süden und Südosten Australiens vorkommt.

SEDGLEY (1985) untersuchte die Blütenentwicklung an *A. pycnantha* und beobachtete eine Initiierung der Blütenprimordien sowohl unter konstanten Temperaturbedingungen im GWH von ca. 28 °C, als auch unter südaustralischen Temperaturbedingungen (Sommer  $T_{\max}=32$  °C,  $T_{\min}=16$  °C, Winter  $T_{\max}=19$  °C,  $T_{\min}=8$  °C) in vollem Sonnenlicht (Freiland) und bei auf 30 % reduziertem Licht (Schattenhalle). Bei reduziertem Lichtangebot endete die florale Entwicklung jedoch in einem sehr frühen Stadium und es kam nur selten zu sichtbaren Blütenständen. Bei im Gewächshaus unter konstanten Temperaturen befindlichen Pflanzen fand keine Meiose statt, die Infloreszenzknospen beendeten ihr Wachstum und wurden abgeworfen. Lediglich die Freilandpflanzen entwickelten vollständige Blüten (SEDGLEY, 1985). Das Abwerfen gebildeter Blütenknospen während eigener Versuche könnte darauf zurückzuführen sein.

Auffällig war ferner bei der Blütenbildung der Zusammenhang zur Vermehrung. Während keine der Akazien-Arten, die generativ vermehrt wurden innerhalb eines Jahres Blütenknospen oder Blüten ausbildete, zeigten die vegetativ vermehrten in dem selben Zeitraum Blütenknospenbildung. Dabei wiesen jedoch nur die Pflanzen Blütenknospen auf, die aus Stecklingen älterer Mutterpflanzen

abstammten. Das kann von entscheidender Bedeutung für eine Möglichkeit der Blütenverfrüfung bei Akazien sein. Bisher trat die Blüte bei der Akazienkultur aus generativer Vermehrung beispielsweise bei *A. drummondii elegans* und *A. vestita* erst nach 18 Monaten auf (PARLETTA & SEDGLEY, 1996).

GRÜNEBERG (2000) beschrieb den Einfluss der Mutterpflanze durch die Wahl der Vermehrung auf die weitere generative und vegetative Entwicklung der Pflanzen. Eine Ursache könnte dabei die genetische Determination des Vermehrungsmaterials sein. Auch der physiologische Entwicklungszustand der Mutterpflanzen ist von ausschlaggebender Bedeutung, für den wiederum neben den Umweltfaktoren auch die Positionierung an der Mutterpflanze eine tragende Rolle zukommt (GRÜNEBERG, 2000).

Beachtet man diesen Zusammenhang wird auch der unterschiedliche Einfluss von Maßnahmen zur Beeinflussung des Wachstums erklärbar.

So führte unter anderem die Wahl des Vermehrungstermins bei der Vermehrung durch Stecklinge zu unterschiedlichen Wachstumsverläufen. Die exogene Blühinduktion wird durch bestimmte Umweltfaktoren wie Licht, Temperatur und Wasserangebot eingeleitet, jedoch erst bei einer bestimmten Pflanzengröße, für die wiederum das Nährstoffangebot von entscheidender Bedeutung ist. Ferner erfolgt die Blühinduktion nur in einem bestimmten Kompetenzzeitraum, wenn ein artspezifischer Photoperiode-Temperatur-Komplex gewährleistet ist. Auch für die Umstimmung zur autonomen Blühinduktion sind Alter und Entwicklungszustand einer Pflanze maßgeblich (SCHOPFER et al., ZITIERT IN JENDE, 2000). Diese Anhängigkeit war bei *A. ligustrina* nachzuweisen. Während Pflanzen von 20 cm Größe Blütenknospen zeigten, traten bei Pflanzen geringerer Größe (10 cm) keine auf.

Die, bei einem Aufenthalt der Pflanzen im Freiland, zum Teil erfolgte Reduzierung in der Pflanzenhöhe, könnte durch die niedrigere Temperatursumme und höheres Lichtangebot im Vergleich zum Gewächshaus verursacht worden sein. Jedoch wirken auch durch die Umwelt erzeugte Stressbedingungen, wie z. B. Wind, wachstumshemmend. Ein weiteres Problem des Freilandaufenthaltes der Pflanzen war die Instabilität der Bestände. Die Töpfe wurden durch Wind fortwährend umgeworfen und konnten nur durch das Einstellen in Paletten stabilisiert werden. Auf die Verwendung größerer Töpfe wurde verzichtet, um die Reduzierung der Pflanzengröße insgesamt zu gewährleisten. Ein Einsenken der Töpfe in den Boden erhöht dagegen die Gefahr unerwünschter Pflanzenpathogene und wäre mit einem erheblichen Arbeitszeitaufwand verbunden. Ein weiterer Nachteil der Freilandkultur bestand in der Wasserfleckenbildung auf den Blättern/Phyllodien der Pflanzen nach Regenfällen; Hagelschauer führten zu verletzten Trieben. Nach Praxiserfahrungen in einem Betrieb, der *Acacia armata* produziert, führte Regen ebenfalls zu Blattfall und es kam nach einer Freilandkultur zu einer späteren Blüte (VAN LEUVEN, PERS. KOMM., 1998). Die Autorin nimmt an, dass die zwar höhere Lichtintensität die Blütenentwicklung positiv beeinflussen müsste, die Stressfaktoren auf die Pflanzen jedoch überwiegen. Aufgrund dessen erfolgte keine ausreichende vegetative Entwicklung, die eine optimale generative Entwicklung bedingt.

Schlussendlich wird die Komplexität der Vielzahl die vegetative und generative Entwicklung der

Pflanzen beeinflussender Faktoren deutlich. Eine allgemeine Aussage zur Wirkung verschiedener Maßnahmen zur Wachstumsregulierung lässt sich meist nur im Zusammenhang treffen und wurde deshalb für verschiedene Akazien-Arten gesondert dargestellt.

### 8.6 Empfehlungen zu weiterführenden Untersuchungen

Die dargestellten Ergebnisse geben einen Einblick in die Möglichkeiten der Klimaführung und Durchführung von Kulturmaßnahmen. Die Komplexität der Faktoren, die Einfluss auf die Pflanzenentwicklung haben, bedingt weiterführende Untersuchungen:

- Aus den Ergebnissen der durchgeführten Untersuchungen zum Einfluss der Klimabedingungen sollten mehrjährige Versuche verstärkt zur Komplexität der Wirkungsfaktoren (Temperatur und Tageslänge, Lichtintensität, Lichtsumme) auf die Blütenentwicklung wichtiger Arten folgen. Interessant wäre dabei, die unterschiedliche Wirkung der Spektralfarben auf die vegetative und generative Entwicklung miteinzubeziehen.
- Aus dem nachgewiesenen positiven Einfluss einer Kühlung auf die Blüte, sollten Versuche zum Zusammenhang der Kühldauerperiode zur Blühentwicklung abgeleitet werden.
- Wachstumsregulierung durch die Anwendungen von Cool-morning und Diff zeigten beispielsweise bei der Kultur von *Helichrysum bracteatum* gute Ergebnisse. Untersuchungen dieser Anwendungen an Akazien-Arten sollten als Alternativen zu chemischen Hemmstoffen durchgeführt werden.
- Der dargestellte Einfluss des Mutterpflanzenalters zum Vermehrungstermin auf die generative Entwicklung der Nachkommen, müsste in weiteren Versuchen spezifiziert werden. Maßnahmen, die den Entwicklungszustand der Mutterpflanzen beeinflussen, sind genau einzuarbeiten. In diesem Zusammenhang sind die Möglichkeiten einer Blütenverfrühung zu erweitern.
- Ferner bedarf es Untersuchungen zum Einfluss der Größe von Pflanzgefäßen. Hier bestehen sicherlich noch Möglichkeiten, den Habitus der Akazien zu reduzieren.
- Die umstrittene Maßnahme des Kürzens von Wurzeln wurde in der vorliegenden Arbeit nur ansatzweise untersucht. Die Klärung der hormonellen Vorgänge sollte zukünftig Gegenstand pflanzenphysiologischer Untersuchungen sein.
- Da mit Schnittmaßnahmen keine ausreichende Möglichkeit zur vermehrten Triebbildung bei Akazien-Arten zur Verfügung steht, sind Untersuchungen des künstlich induzierten Blattfalls zur Steigerung der Triebanzahl zu empfehlen.

Grundsätzlich bedarf es Untersuchungen zum Faktoreneinsatz kulturtechnischer Maßnahmen, wie Substratwahl, Bewässerung, Düngung und phytomedizinische Aspekte.

Des weiteren empfiehlt sich die Prüfung weiterer Angebotsformen, wie Stämmchen, Ampelpflanze oder Bonsai.

## 9. Schlussfolgerungen / Vorläufige Empfehlungen für die gärtnerische Produktion

Für die Kultur australischer Akazien als Topfpflanzen wurden Untersuchungen zur Vermehrbarkeit, zum Einfluss von Licht, Temperatur, kulturtechnischer Maßnahmen und der Pflanzenentwicklung, unter dem Aspekt der Anwendbarkeit gärtnerischer Kulturverfahren, durchgeführt.

Die vorliegenden Ergebnisse bieten eine ausreichende Grundlage, um künftige Kulturverfahren für die Verwendung als blühende Topfpflanzen zu entwickeln.

Da zur In-vitro-Kultur keine Kenntnisse über das weitere Wachstum *in vitro* vermehrter Pflanzen vorliegen, bleibt die Erarbeitung einer Empfehlung für die gärtnerische Produktion Gegenstand zukünftiger Untersuchungen.

Technische Voraussetzungen für die Kultur australischer Akazien als Topfpflanzen sind das Vorhandensein eines Gewächshauses, Zusatzlicht und die Möglichkeit der Vermehrung unter Sprühnebel im Folientunnel. Die Heizungsanlagen müssen auf 25 °C während der Vermehrung und 5 bis 10 °C im Winter regelbar sein.

Für eine Kultur blühender Topfpflanzen ist die Vermehrung über Stecklinge für eine zeitige Blüte erforderlich. Bewurzelungsraten lassen sich durch die Verwendung juvenilen Mutterpflanzenmaterials steigern.

Eigene Untersuchungen zeigten, dass unterschiedliche Vermehrungstermine auch verschiedene Wachstumsraten verursachen. Erfolgt die Vermehrung über Stecklinge im Frühjahr, können die Klimabedingungen im Sommer das vegetative Wachstum (und damit das Ausreifen der Triebe) positiv beeinflussen.

Ein Problem stellt das Alter der Mutterpflanzen bei der Stecklingsgewinnung dar. Pflanzen aus Stecklingen reifer Mutterpflanzen können bereits nach sechs Monaten Blütenknospen induzieren, haben aber überwiegend eine sehr schlechte Bewurzelungsrate. Stecklinge juveniler Mutterpflanzen lassen sich dagegen sehr gut bewurzeln, induzieren aber erst später Blütenknospen. Insgesamt lässt sich die Bewurzelungsrate durch die Verwendung von IBS, die auch weiteres vegetatives Wachstum positiv beeinflusst, oder durch die Lagerung der Stecklinge verbessern.

Auch die Vermehrung über Samen ist problemlos mit Saatgutvorbehandlungen, wie beispielsweise Skarifikation möglich, führt jedoch im Vergleich zur vegetativen Vermehrung z. T. zu einer verringerten Triebanzahl und späteren Blüte. Der, im Erkenntnisstand umstrittene Aussaattermin wird für Januar/Februar empfohlen, um die natürlichen Lichtbedingungen für eine ausreichende, weitere Entwicklung nutzen zu können. Die Samen keimen nach Saatgutvorbehandlung und bei einer Temperatur von 20 bis 25 °C innerhalb von drei bis sechs Wochen.

Ein Nachteil der generativen Vermehrung besteht in der Verlängerung der Kulturdauer bis zur Blüte. So zeigten beispielweise nur vegetativ vermehrte Akazien innerhalb eines Jahres die Entwicklung von Blütenknospen, während generativ vermehrte einen wesentlich längeren Zeitraum benötigen (z. B. mind. 18 Monate *A. drummondii elegans* (PARLETTA & SEDGLEY, 1996).

Für die Topfkultur sollten Stecklinge in Cultoplant unter Verwendung von Einheitserde Typ VM gesteckt werden. Die Bewurzelung erfolgt nach vier bis sechs Wochen bei 20 bis 25 °C.

Anschließend werden die Pflanzen in 8 cm Töpfe gepflanzt und bei ca. 20 °C im Gewächshaus ausgestellt.

Für eine ausreichende, vegetative Entwicklung mit kompaktem Habitus ist eine hohe Lichtsumme unbedingt erforderlich, Temperaturen von 25/20 °C und 15/10 °C zeigten dabei keine Unterschiede.

Im Freiland vertrugen die Pflanzen die Stressbedingungen schlecht. Es wird deshalb eine Produktion im Gewächshaus mit gut lichtdurchlässiger Bedeckung und Zusatzlicht angeraten.

Zu dem, in der Literatur stark umstrittenen Punkt der Wirkung des Wurzelkürzens, ist festzustellen, dass bei allen untersuchten Akazien-Arten keine negativen Auswirkungen zu beobachten waren.

Stutzen führt zu einer Reduzierung der Trieblänge, nicht jedoch zu einer stärkeren Verzweigung. Dabei ist der Anwendungstermin zu beachten. Es wird empfohlen, die Bedeutung für die Rejuvenilisierung zu untersuchen. Ein starker Rückschnitt mehrere Jahre alter Mutterpflanzen, um einen Neuaustrieb zu erzielen, ist zwar möglich, jedoch mit einem sehr hohen Austreten von Pflanzensekreten verbunden und sollte möglichst vermieden werden.

Die Anwendung von Gartenbau-Cycocel führt nicht zu einer ausreichenden Reduzierung der Pflanzengröße. In der Literatur wird Paclobutrazol als Hemmstoff empfohlen, wobei jedoch der Einfluss auf die Blüte zu beachten ist.

Durch Bewässerungsfehler verursachter Blattfall führte zu verstärktem Austrieb.

Der Zeitraum von Kulturbeginn bis zur Blühinduktionsphase ist von verschiedenen Faktoren, wie Vermehrungsart, Größe der Pflanzen (Zustand der Meristeme) und Pflanzenart abhängig. Die Zeiträume betragen hier sechs bis 20 Monate.

Neben dem großen Einfluss der Vermehrungsmethode auf die Blühinduktion, war kein Einfluss klimatischer Bedingungen nachweisbar. Der, jedoch im Erkenntnisstand beschriebene, bedeutende Einfluss niedrigerer Temperaturen und hoher Lichtintensität auf eine ausreichende Blütenknospenentwicklung, konnte für *A. ligustrina* und *A. longifolia* bestätigt werden. Für den Kulturablauf bedeutet das, die Pflanzen unter Zusatzlicht bei 5 bis 10 °C zu überwintern. Ferner konnte für *A. longifolia* eine größere Zahl an Blütenknospen unter 8 h Belichtung festgestellt werden, bei *A. ligustrina* mit zunehmender Belichtungsdauer. Die Einstufung in Abhängigkeit der Photoperiode sollte Gegenstand zukünftiger Untersuchungen sein, es wird sich jedoch vermutlich um quantitative Lang- und Kurztagspflanzen handeln. Ebenfalls sind noch keine Aussagen über den Zeitraum bis zur Absättigung des Kältebedürfnisses zu treffen. Untersuchungen dazu sind dringend erforderlich, da sich der Bedarf höherer Temperaturen für ein beschleunigtes Öffnen der Blütenknospen andeutet.

Die Bewässerung sollte gleichmäßig und nicht „über Kopf“ erfolgen, um Blattflecken und Blattfall durch Staunässe zu vermeiden. Kurzzeitige Ballentrockenheit wurde vertragen.

Eine wöchentliche 0,2%ige Düngung mit Mehrnährstoffdünger, beispielsweise mit Wuxal, sollte in der Hauptwachstumszeit erfolgen. Werden die Pflanzen kühl überwintert, ist die Düngung nach Bedarf auf 1x monatlich einzuschränken. Bei warmer Überwinterung ist bei ausbleibender Düngung und der Verwendung von Kultursubstrat der Firma Stender, eine deutliche Blattaufhellung zu beobachten. Von einer Blattdüngung (hier Laktophol) ist abzuraten, da durch die

Oberfläche der Blätter das Düngemittel nur punktuell aufgenommen wird und es so zu unansehnlichen Blattflecken kommt.

Als Substrat ist besonders Einheitserde (Typ VM) zu empfehlen, die mit Perlit oder Sand für eine bessere Bodenlüftung gemischt werden sollte.

An Pflanzenschädlingen waren im Gewächshaus Weiße Fliegen (*Trialeurodes vaporariorum*) und Trauermücken zu beobachten, die erfolgreich durch den Einsatz von *Encarsia formosa*, bzw. Thiodan bekämpft wurden. Gegen Thripse kann *Amblyseius* empfohlen werden. Cannate, Ultracid, Decis und Confidor zeigten dagegen bei dem Auftreten Weißer Fliegen nur vorübergehende Wirkung und es kam bei Sämlingen teilweise zu Pflanzenausfällen.

Von den untersuchten Akazien-Arten werden von der Autorin folgende für die Kultur, mit einer Kulturzeit von mind. zwölf Monaten als blühende Kübelpflanzen, empfohlen:

<i>Acacia calamifolia</i>	<i>Acacia ligustrina</i>	<i>Acacia retinodes</i>
<i>Acacia iteaphylla</i>	<i>Acacia longifolia</i>	<i>Acacia victoriae</i>

Die Hauptabsatzzeit wird, aufgrund der Ausnutzung natürlicher, niedriger Wintertemperaturen, im Frühjahr, z. B. zu Ostern oder zum Muttertag liegen.

*Acacia pycnantha* zeigte nur sehr langsames Wachstum, wird aber aufgrund ihres äußerst ansprechenden Habitus im Alter von zwei Monaten zur Vermarktung als kleine Topfpflanze zu variierenden Zeiträumen angeraten.

*Acacia buxifolia*, *A. havilandii*, *A. linearifolia* und *A. ulicifolia* konnten unter den gegebenen Kulturbedingungen nicht für den kommerziellen Absatz kultiviert werden.

Die wirtschaftliche Bedeutung des Absatzes als Topfpflanzen ist derzeit gering. Es bestehen aufgrund des zunehmenden Interesses an großen Kübelpflanzen und der Bekanntheit als Schnittblume, gute Möglichkeiten der Absatzausweitung.

Akazien-Arten wie *A. iteaphylla*, *A. longifolia*, *A. retinodes* oder *A. victoriae* würden in Zukunft sicherlich eine große Bereicherung als Balkonpflanze, im Wintergarten oder während des Sommers im Außenbereich sein.

**Vorschläge für Kulturschemata ausgewählter Akazien-Arten:**

Kultur ab Endtopf:

Endtopf: eine Pflanze pro 10 - 14 cm Topf

Substrat: mittelstark aufgedüngte Fertigerden, pH-Wert 5-6, Beimischung Perlite, Sand u. a. zur Verminderung der Staunässegefahr

Düngung: wöchentlich mit 0,1 bis 0,2 % Mehrnährstoffdünger während der Hauptwachstumszeit, während kühler Überwinterung nur bei Bedarf

Stutzen: bei einer Pflanzengröße von ca. 15-20 cm, nach der Blüte

Hemmstoffe: G-CCC ohne Wirkung, evtl. Paclobutrazol als Bodengabe mit einer Konzentration von 2 oder 4 mg

Platzbedarf: zuerst Topf an Topf, nach acht Wochen auf Endabstand 20-25 Pflanzen/m<sup>2</sup>

Temperatur: bei 15 bis 25 °C, bei 5 bis 10 °C überwintern

Licht: sehr hell

Wasserversorgung: gleichmäßige Wasserversorgung ohne Staunässe, kurze Ballentrockenheit wird vertragen, nicht Über-Kopf

Krankheiten: bisher nicht bekannt

Schädlinge: Weiße Fliege: Nützlingseinsatz *Encarsia formosa*





*Acacia pycnantha*

Vermehrung: nach mechan. Beschädigung Aussaat im Januar/Februar in 8 cm Endtopf,

Keimdauer drei Wochen bei 20 bis 25 °C

Kulturdauer: drei Monate für Grünpflanzen

Kulturschema:

Jan.	Feb.	März	April	Mai	Juni	Juli
 20°C 						
V: Vermehrung  Verkaufszeitraum  :Topftermin u. -größe						

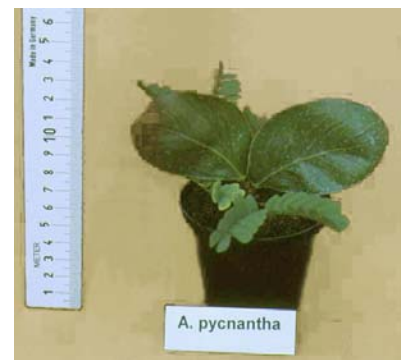







Abb. 84: mögliche Angebotsform  
*A. pycnantha*

**blühende Topfpflanzen**

Vermehrung: 4 cm lange, halbverholzte, vegetative Teilstecklinge adulter Mutterpflanzen im April/Mai, 1 % IBS oder helle Lagerung (bei 20 °C) der Stecklinge über acht Tage, Bewurzelungsdauer ca. sechs Wochen bei 20 bis 25 °C, pH-Wert 5 bis 6

Kulturdauer: zwölf Monate für blühende Topfpflanzen vegetativer Vermehrung










Kulturschema:

Jan.	Feb.	März	April	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sept.	Okt.	Nov.	Dez.
				v  20-25°C 5 - 10°C							
 20-25°C											
V: Vermehrung				 : Verkaufszeitraum				 :Topftermin u. -größe			

Vermehrung: durch 3 cm lange, krautige, vegetative Teilstecklinge juveniler Mutterpflanzen im Mai/Juni, Bewurzelungsdauer ca. sechs bis acht Wochen bei 20 bis 25 °C, pH-Wert 5 bis 6

Kulturdauer: mind. 24 Monate für blühende Topfpflanzen generativer Vermehrung

Kulturschema:

Jan.	Feb.	März	April	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sept.	Okt.	Nov.	Dez.
				v   20-25°C 5 - 10°C							
 15-25°C								5 - 10°C			
 15-25°C											
V: Vermehrung		 : Verkaufszeitraum			 :Topftermin u. -größe			 : Stutzen			



## Blattpflanzen

Vermehrung: nach mechanischer Beschädigung Aussaat Ende Januar, Bewurzelungsdauer ca. drei bis vier Wochen bei 20 bis 25 °C, pH-Wert 5 bis 6

oder

Vermehrung: durch 3 cm lange, krautige, vegetative Teilstecklinge juveniler Mutterpflanzen im Mai/Juni, Bewurzelungsdauer ca. sechs bis acht Wochen bei 20 bis 25 °C, pH-Wert 5 bis 6

Kulturdauer: mind. neun Monate nach generativer Vermehrung

mind. fünf Monate nach vegetativer Vermehrung

Kulturschema:

Jan.	Feb.	März	April	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sept.	Okt.	Nov.	Dez.	
v		10	✂		20-25°C			12	1	5 - 10°C		
15-25°C				2								
				v		10	✂		20-25°C			1
✂		12	15-25°C		2							
V: Vermehrung      ☀: Verkaufszeitraum      12: Topftermin u. -größe      ✂: Stutzen												



Abb. 85: mögliche Angebotsformen *A. ligustrina*



Abb. 86: mögliche Angebotsform *A. retinodes*

## 10. Zusammenfassung

Der Einführung australischer Pflanzen in Europa geht eine lange Entwicklungszeit voraus.

In den letzten 20 Jahren hat die Nachfrage nach „Neuen Zierpflanzen“ stark zugenommen, wobei australische Pflanzen von besonderem Interesse sind. Bei der Entwicklung der Kulturschemata stehen die Klimabedingungen im Mittelpunkt der Untersuchungen. Ein geringer Teil australischer Pflanzen kann heute als Schnittblumen, Beet-, Balkon- oder Topfpflanzen vermarktet werden.

Ziele dieser Arbeit waren die Möglichkeiten einer Kultur australischer Akazien als Topfpflanzen, durch die Erarbeitung von Vermehrungsmöglichkeiten und kulturtechnischer Verfahrensweisen, sowie deren Vergleich mit bisherigen Erkenntnissen.

Vor dem praktischen Teil der Arbeit wurde erstmalig eine umfangreiche Literaturübersicht zu ökologischen Standortbedingungen und bisherigen nationalen und internationalen Veröffentlichungen über australische Akazien, sowie zur Kultur weiterer australischer Pflanzen erarbeitet.

Auf dieser Grundlage folgten Versuche mit verschiedenen Akazien-Arten, die aufgrund ihres Habitus für eine Topfpflanzenproduktion für geeignet befunden wurden.

Verwendetes Vermehrungsmaterial bestand aus Saatgut und/oder Stecklingen. Die sich daraus entwickelnden Pflanzen bildeten das Pflanzenmaterial zum einen zur Durchführung der Versuche zur Wachstumssteuerung, zum anderen für die In-vitro-Kultur.

Die Bestimmung verschiedener Messwerte, wie beispielsweise Bewurzelungs- und Keimdauer, Bewurzelungs- und Keimrate, Trieblänge, Triebanzahl und Zahl der Pflanzen mit Blütenknospen und Blüten bildete die Grundlage für die, z. T. statistische Auswertung der jeweiligen Versuche.

Die Untersuchungen zur generativen Vermehrung beinhalteten die verschiedenen Saatgutvorbehandlungsmethoden: mechanische Beschädigung, Vorquellen, Behandlung mit konz. Schwefelsäure, dem Seed Starter „Smoky Water“, sowie die Behandlung mit hohen Temperaturen. Die Wirkung der Anwendungen wurden bei unterschiedlich altem Saatgut auf Keimraten und Keimdauer untersucht.

Es konnten nach mechanischer Beschädigung, aufgrund einer hohen Keimrate bei kurzer Keimdauer, bei der Mehrzahl der untersuchten Akazien-Arten die besten Ergebnisse erzielt werden. Ausnahmen bildeten *A. asparagoides*, *A. havilandii* und *A. ulicifolia*.

Die erstmalig untersuchte Anwendung von Seed Starter zeigte keine keimungsfördernde Wirkung auf behandelte Akazien-Arten.

Im Mittelpunkt der praktischen Versuche zur vegetativen Vermehrung stand die Vermehrung durch Stecklinge. Dabei waren Stecklingsarten, Vermehrungstermine, Alter der Mutterpflanzen sowie verschiedene Stecklingsbehandlungen mit Bewurzelungshormonen und die Lagerung der Stecklinge Gegenstand der Untersuchungen.

Es wurde gezeigt, dass diese bisher problematische Vermehrungsmethode durch die Verwendung juvenilen Mutterpflanzenmaterials bei *A. calamifolia*, *A. iteaphylla*, *A. retinodes* var. *blue leaf*, *A. retinodes* var. *retinodes* und *A. victoriae* deutlich verbessert werden kann.

Ferner konnte ein positiver Einfluss der Lagerung von Stecklingen bei *A. ligustrina* und *A. longifolia* var. *floribunda* auf die Bewurzelungsraten dargestellt werden. Vorteile bei der Bewurzelung erzielte die Anwendung von IBS als Bewurzelungshormon bei *A. pycnantha* und *A. ligustrina*, bei der letzteren ebenfalls im weiteren Wachstum.

Versuche zur In-vitro-Kultur erfolgten auf der Basis des Mediums von MURASHIGE und SKOOG (1962). Sie zeigten die Möglichkeit der In-vitro-Vermehrung und In-vitro-Bewurzelung, sowie die unproblematische Überführung *in vivo* für die Akazienart *A. retinodes* var. *retinodes*.

Die Ergebnisse der untersuchten Akazien-Arten *A. iteaphylla*, *A. linearifolia* und *A. longifolia* var. *longifolia* bieten wichtige Grundlagen für die Weiterentwicklung der In-vitro-Kultur auf der Basis variierender Medien und Versuchsbedingungen.

Der Einfluss der Vermehrungsmethoden und -arten auf die weitere Entwicklung wurde im Teil der Wachstumssteuerungsmöglichkeiten untersucht.

Bei Verwendung generativen oder juvenilen Vermehrungsmaterials kam es innerhalb des Untersuchungszeitraumes zu keiner Blütenknospenbildung. Entscheidend für eine zeitige Blütenknospenbildung war bei *A. ligustrina* und *A. longifolia* var. *floribunda* die Vermehrung über adultes Stecklingsmaterial.

Ferner folgte die Darstellung der klimatischen Ansprüche und die Wirkung einiger kulturtechnischer Maßnahmen, wie die Anwendung von Hemmstoffen (G-CCC), Stutzen und Wurzelkürzen. Klimatische Einflüsse wurden im Gewächshaus, Folienhaus, Freiland und gesteuerten Klimakammern untersucht.

Die Kultur unter Zusatzlicht führte zu einem kompakten Habitus und einer verbesserten Blühinduktion. Die Absenkung der Temperatur führte zur Blütenentwicklung.

Zu dem, in der Literatur umstrittenen Thema des Kürzens der Wurzeln bei Akazien, ist festzustellen, dass dadurch die weitere Entwicklung der Pflanzen nicht beeinträchtigt wurde.

Durch Stutzen der Pflanzen konnte bei der Mehrzahl keine Austriebsförderung erzielt werden. Die Wirkung auf die Pflanzenhöhe erfolgt in Abhängigkeit vom Stutztermin.

Es konnte herausgestellt werden, dass die Produktion im Freiland nur mit erheblichen Arbeitszeitaufwand möglich ist.

Die Darstellung umfangreicher Empfehlungen für zukünftige Untersuchungsschwerpunkte erfolgte im Anschluss an jedes Kapitel.

Zum Abschluss der Arbeit wurden Grundlagen für Kulturschemata ausgewählter australischer Akazien als Blattpflanzen und blühende Topfpflanzen entwickelt und dargestellt.

Aus der vorliegenden Arbeit geht die Empfehlung für eine Kultur ausgewählter australischer Akazien als Topfpflanzen hervor.

**Literaturverzeichnis**

- Adkins, S. W.; Davidson, P. J.; Matthew, L.;  
 Navie, S. C.; Willis, D. A.; Taylor, I. N.; Bellairs, S. M., 2002:  
 Smoke and Germination of Arable and Rangeland Weeds, <http://www.cabi-publishing.org/Bookshop/Readingroom/085199404/4040ch34.pdf> (Nov. 02)
- Armitage, I., 1978:  
 Acacias of New South Wales, New South Wales Region of the Society for growing Australian plants, Sydney
- Atwater, B. R., 1980:  
 "Germination, dormancy and morphology of the seeds of herbaceous ornamental plants",  
 Seed Science Technology 8, S. 532-537
- Bader, R. (Hrsg.), 1996:  
 Australien: Eine interdisziplinäre Einführung, Wissenschaftlicher Verlag, Trier
- Bailey, L. H., 1927:  
 The Standard Cyclopaedia of Horticulture, Vol. 1 A-E, Macmillan Company, New York,  
 S. 178-190
- Bärtels, A., 1989:  
 Gehölzvermehrung, 3. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- Bärtels, A., 1996:  
 Farbatlas der Tropenpflanzen, 4. überarb. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- Barthlott, W. (Hrsg.), 1999:  
 Pflanzenenzyklopädie, 2. Auflage, DuMont Buchverlag, Köln
- Beadle, N. C. W., 1981:  
 The vegetation of Australia, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart - New York
- Beadle, N. C. W., Evans, O. D., Carolin, R. C., 1982:  
 Flora of the Sydney Region, 3. ed., Wellington: Reed, National library of Australia
- Bean, W. J., 1976:  
 Trees and shrubs hardy in the british isles, Vol. 1, 8. ed., Wellington, London, S. 172ff.
- Beard, J. S. (Hrsg.), um 1965:  
 Descriptive Catalogue of West Australian plants, Surrey Beatty & Sons, NSW
- Beard, J. S. (Hrsg.), 1970:  
 West Australian Plants, 2. ed., Publication of the society for growing Australian plants,  
 Kenthurst
- Beard, J. S., 1990:  
 Plant Life of Western Australia, Kangaroo Press, Kenthurst, S. 34
- Benary, E., 1923:  
 Die Anzucht der Pflanzen aus Samen im Gartenbau, 3. Neub. Auflage, Verlag Paul Parey,  
 Berlin
- Bentham, G., 1864:  
 Flora Australiensis: A Description of the Plants of the Australian Territory, Vol. II, London
- Bentham, G., 1866:  
 Flora Australiensis: A description of the plants of the Australian territory, Vol. III, London,  
 S. 1ff.

- Beßler, B., 1993:  
„Untersuchungen zu Morphologie, Aktivitätswechsel und gärtnerischer Nutzbarkeit von *Dodecatheon meadia* L.“, Dissertation, Universität Hannover
- Beßler, B., 1994:  
„*Brachycome iberidifolia*“, Deutscher Gartenbau 48(24), S. 1420-1421
- Beßler, B., 1996:  
„Vorsicht bei Versuchen mit BAP“, Deutscher Gartenbau 21, S. 1217-1220
- Blombery, A. M., 1967:  
A guide to native Australian Plants, Angus and Robertson, Sydney u. a., S. 196
- Bonstedt, C. (Hrsg.), 1934:  
Allendorfs Kulturpraxis der Warm- und Kalthauspflanzen (Pareys Handbücher des praktischen Gartenbaus 2. Band), 6. Neub. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin
- Bowden, A., 1992:  
„Plantex Australia“, Deutscher Gartenbau 11, S. 692-697
- Brockhaus, 1987:  
Brockhaus Enzyklopädie, Vol. versch., 19. Auflage, F. A. Brockhaus GmbH, Mannheim
- Brophy, J. J.; Goldsack, R. J., 1994:  
Journal of essential oil research: JEOR (USA), Vol. 6, Nov. - Dec., S. 639
- Brueckner, U.; Elgner, N., 1989:  
„Untersuchungen zur Kultur von *Brachyscome*“, Deutscher Gartenbau 43(26), S. 1610-1613
- Buttrose, M. S.; Grant, W. J. R.; Sedgley, M., 1981:  
„Floral Development in *Acacia pycnantha* Benth. In Hook.“, Australian Journal of Botany Vol. 29 Nr. 4, S. 385-395
- Cavanagh, T., 1994:  
„*Dryandra* – a growing guide for beginners“, Australian plants (Australia) 18(141), S. 11-17
- Chapman, A. D., 1991:  
„Australian Plant Name Index“, Australian Flora and Fauna Series Nr. 12, Commonwealth of Australia, S. 116
- Chittenden, F. J. (Hrsg.) et F. L. S., V. M. H., F. C. Stern, 1940:  
Ornamental flowering trees and shrubs, Report of the conference held by the Royal Horticultural Society 1938, London, S. 150
- Clemens, J.; Jones, P. G.; Gilbert, N. H., 1977:  
„Effect of Seed Treatments on Germination in *Acacia*“, Australian Journal of Botany Vol. 25 Nr. 2, S. 269-276
- Court, A. B., 1972:  
„Notes on Australian Acacias 1“, Muelleria, Australian journal of botany Vol. 2 Nr. 3, S. 155-163
- Craig, G. F. et al., 1991:  
„Nutritional characteristics of selected species of *Acacia* growing in naturally saline areas of Western Australia“, Australian Journal of Experimental Agriculture, Vol. 31(3), S. 341-345
- Craven, L. A., 1990:  
„*Calytrix* (Australian wildflowers for horticulture)“, Australian Plants (Australia) 15(123), S. 287-296

- Dakers, J. S., 1938:  
The modern greenhouse, 1. published, London, S. 54f.
- Dennis, D. J., 1991:  
„Telopea ‘Levin Ena’ and ‘Levin Hilda’ selected for cut-flower production”, HortScience 26(2), S. 219f.
- Diels, L., 1906:  
Die Vegetation der Erde, VII. Die Pflanzenwelt von Australien südl. des Wendekreises, Verlag Engelmann, Leipzig
- Ehlers, D.; Molitor, H.-D., 1997:  
„Epacris-Spezialkultur für Azorca-Betriebe“, Sonderbeilage Neue Zierpflanzen in Deutscher Gartenbau 3
- Elgner, N., 1988:  
„Neuheiten Ampeln, Gehölze und Stauden“, Deutscher Gartenbau 9, S. 576
- Elliot, R., 1990:  
„Australische Pflanzen für den australischen Gartenbau“, Deutscher Gartenbau 11, S. 752-757
- Elliot, W. R.; Jones, D. L., 1981/1982:  
Encyclopedia of Australian Plants, Vol. 1-2, Lothian Verlag, Melbourne
- Encke, F., 1952:  
Die Topfpflanzenkultur in der Erwerbsgärtnerei, 1. Auflage, Ullmer Verlag, z. Z. Ludwigsburg
- Encke, F., 1957:  
Die Topfpflanzenkultur in der Erwerbsgärtnerei, 2. Auflage, Ullmer Verlag, Stuttgart
- Encke, F. (Hrsg.), 1958:  
Pareys Blumengärtnerei, 1. Band, Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg
- Encke, F., 1987a:  
Kalt- und Warmhauspflanzen, 2. völlig neub. Auflage, Ullmer Verlag, Stuttgart
- Encke, F. (Hrsg.), 1987b:  
Zimmerpflanzen, 13. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, S. 48f.
- Erhardt, A. u. W., 1997:  
PPP-Index Pflanzen, Pflanzeneinkaufsführer für Europa, 3. Auflage, Verlag Ulmer, Stuttgart
- Erhardt, W.; Götz, E.; Bödeker, N.; Seybold, S. (Hrsg.), 2000:  
„Handwörterbuch der Pflanzennamen“, Autor R. Zander, 16. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- Evans, D. A.; Sharp, W. R.; Ammirato, P. V.; Yamada, Y. (Hrsg.), 1983:  
Handbook of Plant Cell Culture, Band 1, Macmillan Publishing Co., New York
- Evans, D. A.; Sharp, W. R.; Ammirato, P. V., 1986 (Hrsg.):  
Handbook of Plant Cell Culture, Band 4, Macmillan Publishing Co., New York
- Everett, T. H., 1980:  
The New York Botanical Garden illustrated Encyclopedia of Horticulture, Vol. 1, 2. Auflage, Garland, New York, S. 11-15
- Evers, G., 1987:  
Die Anwendung von Bioregulatoren im Zierpflanzenbau, Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg

- Feuerhahn, B., 2000:  
"Regeneration adulter Malus-Unterlagen", Dissertation, Humboldt-Universität Berlin
- Flawn, C. N. V.; Louis N., 1971:  
Gardening under glass, 1. published, John Gifford LTD., London, S. 175
- Gaerd, H., 1884:  
Die Winterblumen, Verlag Paul Parey, Berlin
- Gardner, C. A., 1968:  
Wildflowers of Western Australia, H. F. Parkinson (Hrsg.), West Australian Newspapers LTD., Perth, S. 54-56
- George, E. F., Sherrington, P. D., 1984:  
Plant propagation by tissue culture: Handbook and directory of commercial laboratories, Eversly: Exegetics, Edington, Westbury
- Goold-Adams, D., 1969:  
The cool greenhouse today, 1. published, Faber & Faber, London
- Grey-Wilson, C.; Mathews, V., 1983:  
Gardening on walls, 1. published, Collins, London u. a., S. 167ff.
- Grueber, G., 1989:  
"Die Blaue Fächerblume aus Australien", Deutscher Gartenbau 43(2), S. 74f.
- Grüneberg, H., 1989:  
„Untersuchungen zur rationellen Vermehrung von verholzenden, mehrjährig zu nutzenden Topfblumenarten“, Dissertation, Humboldt-Universität Berlin
- Grüneberg, H., 1993:  
„Neue Zierpflanzen zum 11. Mal“, Sonderbeilage Arbeitsgruppe Neue Zierpflanzen Information Nr. 7 in Deutscher Gartenbau 37
- Grüneberg, H., 1994:  
„Neue Zierpflanzen zum 12. Mal“, Sonderbeilage Arbeitsgruppe Neue Zierpflanzen Information Nr. 9 in Deutscher Gartenbau 37
- Grüneberg, H., 1997a:  
„Überführung von *in vitro* vermehrten Jungpflanzen (Australischer Federbusch) in Erdesubstrate“, Bericht, Humboldt-Universität Berlin, unveröffentlicht
- Grüneberg, H., 1997b:  
Vorwort, Neue Zierpflanzen, Information Nr. 14
- Grüneberg, H., 2000:  
„Untersuchungen zum Einfluss eines definierten „Reifegrades“ von Stecklingen auf die Pflanzenentwicklung unter besonderer Berücksichtigung der Regulierung des Längenwachstums bei neu einzuführenden Topfblumenarten zur Substitution umweltschädigender synthetischer Wachstumsregulatoren“, Habilitationsschrift, Humboldt-Universität Berlin
- Grunert, C., 1954:  
Zimmerblumen, Deutscher Bauernverlag, Berlin, S. 83
- Grunert, C., 1969:  
Zimmerblumen, 12. Auflage, VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin, S. 79
- Gugenhan, E., 1974:  
Meine Zimmerpflanzen, 1. Auflage, Fackelverlag, Stuttgart, S. 77f.

- Hagiladi, A., 1983:  
„Influence of temperature and daylength on growth and flower yield of *Anigozanthos manglesii* D. Don (Haemodoraceae)“, HortScience 18(3), S. 369-371
- Hajdu, J.; Ritter, G., 1988:  
Australien: Beiträge zur Agrar-, Stadt- und Fremdenverkehrsgeographie, Schneider u. Wiese, Köln
- Halevy, A., 1989:  
Handbook of flowering, Vol. VI, CRC Press Inc., Boca Raton, S. 1-11
- Hartmann, H. T.; Kester, D. E.; Davies, F. T. Jr., 1990:  
„Plant Propagation – Principles and Practices“, 5. ed., Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New York u. a.
- Hass-Tschirschke, I., 1989:  
„Wachstumsregulatoren: Wirkung auf das vegetative Wachstum von *Boronia megastigma* ‘Lutea’“, Gärtnerbörse und Gartenwelt 89(24)
- Hass, I.; v. Hentig, W.-U., 1984:  
„*Brachycome multifida* als kleine aufrechte Topfpflanze?“, Veröffentlichungen Arbeitsgruppe Neue Zierpflanzen 1983-1997, S. 19f.
- Hay, R.; McQuown, F.R., 1976:  
Das große Buch der Zimmer- und Gewächshauspflanzen, BLV Verlagsgesellschaft, München, S. 127f.
- Hay, R.; Synge, P. M. (Hrsg.), 1969:  
The dictionary of garden plants in colour with house and greenhouse plants, Ebury Pr., London, S. 259
- Hay, R.; Synge, P. M. (Hrsg.), 1971:  
Das große Blumenbuch, Pflanzenlexikon der Garten- und Hauspflanzen, deutsche Ausgabe, Ulmer Verlag, Stuttgart, S. 258
- Henning, F.; Seyring, M., 1993:  
„*Ptilotus obovatus* und *Ptilotus exaltatus* - Untersuchungen zur Gewebevermehrung“, Sonderbeilage Neue Zierpflanzen in Deutscher Gartenbau 37
- Herwig, R., 1983:  
Pareys Zimmerpflanzen Enzyklopädie, R. Maatsch (Hrsg.), Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 83
- Hesdörffer, M., 1924:  
Handbuch der praktischen Zimmergärtnerei, 5. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 124ff.
- Heß, D., 1988:  
Pflanzenphysiologie, 8. überarb. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- Heß, D., 1992:  
Biotechnologie der Pflanzen, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- Hnatiuk, R. J., Maslin, B. R., 1988:  
“Phytogeography of *Acacia* in Australia in Relation to Climate and Species-richness“, Australian Journal of Botany Vol. 36, S. 361-383
- Hopper, D. S., Maslin, B. R., 1978:  
“Phytogeography of *Acacia* in Western Australia“, Australian Journal of Botany Vol. 26 Nr. 1, S. 63-78



- Hora, Bayard (Hrsg.), 1981:  
The Oxford Encyclopedia of trees of the world, Oxford University Press, S. 201ff.
- Horn, W. (Hrsg.), 1996:  
Zierpflanzenbau, Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin-Wien
- Huxley, A., 1973:  
Evergreen garden trees and shrubs, 1. published London Blandford Press, S. 172f.
- Huxley, A.; Griffiths, M.; Levy, M., 1992:  
„Dictionary of Gardening“, Band 1 u. 3, The New Royal Horticultural Society, The Macmillan Press Limited, London
- Jacobi, K., 1969:  
Hausbuch der Zimmerpflanzen, 3. erw. Auflage, BLV-Verlags-Gesellschaft, München u. a., S. 30f.
- Jende, A., 2000:  
„Untersuchungen zum Entwicklungsrhythmus und zur Kultursteuerung belaubt überwinternder Stauden am Beispiel von *Aster alpinus* „Happy end“, Dissertation, Humboldt-Universität Berlin
- Johnson, H., 1973:  
The international book of trees, Mitchell Beazly, London, S. 210f.
- Johnson, K. A.; Burchett, M. (Hrsg.), 1996:  
Native Australian plants - Horticulture and uses, University of NSW Press, Sydney
- Jühlke, F. (Hrsg.), 1880:  
Blumenzucht im Zimmer, 4. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin
- Kadner, R., 1998:  
„Einfluss der Lichtintensität auf das vegetative Wachstum von *Ptilous exaltatus* R. Br.“, Gartenbauwissenschaft 4, S. 152-156
- Kaufmann, H.-G., 1988:  
Zierpflanzenproduktion, Pflanzenbaulich-technologische Grundlagen, 2. durchges. Auflage, Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin
- Kawollek, W., 1987:  
Handbuch der Pflanzenvermehrung, 1. Auflage, Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin
- Kawollek, W., 1995:  
Kübelpflanzen, Verlag Eugen Ulmer & Co, Stuttgart
- Kawollek, M. u. W., 1997a:  
„Wenig bekannte Kübelpflanzen“, Deutscher Gartenbau 51 (2), Sonderteil Zierpflanzen Spezial
- Kawollek, W. u. M., 1997b:  
„Nicht winterharte Koniferen als Kübelpflanzen“, Gartenpraxis 4, S. 52-56
- Köchel, C. und M., 1987:  
„Blühende Kletterpflanzen im aktuellen Kübelpflanzen-Sortiment“, Taspo 14(3), S. 22f.
- Krüssmann, G., 1976:  
Handbuch der Laubgehölze, Band 1, 2. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 55ff.
- Lamont, G., 1986:  
„Australische Wildpflanzen für die Topfkultur“, Deutscher Gartenbau 40(43), S. 2028f.

- Larcher, W., 1994:  
Ökophysiologie der Pflanzen, 5. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- Larson, R. A. (Hrsg.), 1980:  
Introduction to Floriculture, Academic Press, New York u. a.
- Libbert, E., 1993:  
Lehrbuch der Pflanzenphysiologie, 5. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena u. a.
- Lindley, J., 1836:  
A Natural System of Botany, 2. ed., Longmann u. a., London, S. 43-45
- Litauzky, R. A., 1999:  
„Untersuchungen zur Wirkungsintensität einer Rejuvenilisierung nach der In-vitro-Vermehrung ausgewählter Gehölzspezies am Merkmal der Adventivwurzelbildung“, Dissertation, Humboldt-Universität Berlin
- Loveys, B., 1990:  
„Forschung mit heimischen Wildpflanzen“, Deutscher Gartenbau 11, S. 747-751
- Mabberly, D. J., 1987:  
„The plant book“, Cambridge University Press, S. 8
- Marchant, N. G.; Wheeler, J. R.; Rye, B. L.; Bennett, E. M.; Lander, N. S.; Macfarlane, T. D., 1987:  
„Flora of the Perth Region“, Part one, Western Australia Herbarium, Department of Agriculture, Western Australia, S. 377ff.
- Maslin, B., 1989:  
„Wattle become of Acacia?“, Australian Systematic Botany Society Newsletter 58, S.1-13
- Maslin, B. R., Pedley, L., 1988:  
„Patterns of Distribution of Acacia in Australia“, Australian Journal of Botany Vol. 36, S. 385-393
- Meredith, L. D.; Crisp, M. D.; Taylor, J. M., 1990:  
„*Chorizema varium*: an extinct Australian species“, Plantsman (United Kingdom) 11(4), S. 246-250
- Miske, T., 1987:  
„*Isotoma fluviatilis*“, Deutscher Gartenbau 44
- Mortensen, L. M.; Olsen, R., 1987:  
„Light acclimatization of some foliage plants“, Gartenbauwissenschaft 52(4), S. 157-161
- Murashige, T.; Scoog, F., 1962:  
A Revised Medium for Rapid Growth and Bioassays with Tobacco Tissue Cultures, Physiologia Plantarum 15, S. 473-497
- Murray, D. R. (Hrsg.), 1984:  
Seed Physiology, Vol. 1 & 2, Academic Press, Sydney u. a.
- Murray, D. R., et al., 1978:  
„Comparative Biochemical and Morphological Studies of *Acacia sophorae* (Labill.) R. Br. and *A. ionifolia* (Andrews) Willd.“, Australian Journal of Botany Vol. 26 / Nr. 6, S. 755-771
- Natho, Müller, Schmidt, 1990:  
„Wörterbücher der Biologie“, Morphologie und Systematik der Pflanzen, Teil 2, UTB Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, S. 497
- Neumann, K. H., 1995:  
Pflanzliche Zell- und Gewebekulturen, Ulmer Verlag, Stuttgart

- Newman, I. V., 1933:  
 "Studies in the Australian Acacias", The Journal of the Linnean Society of London, Botany  
 Vol. XLIX No. 328, London, S. 133-143
- Nicholson, G., 1884 - 1888:  
 The illustrated Dictionary of Gardening, Vol. 1., Upcott Gill, London, S. 6
- Odenbach, W. (Hrsg.), 1997:  
 Biologische Grundlagen der Pflanzenzüchtung, Parey Buchverlag im Blackwell  
 Wissenschafts-Verlag, Berlin
- Oplt, J., 1969:  
 Das farbige Buch der Zimmerpflanzen, Verlag Werner Dausien, Hanau/Main, S. 22
- Parey, P., 1956:  
 Pareys illustriertes Gartenbaulexikon, R. Maatsch (Hrsg.), 5. Auflage, Band 1 u. 2, Verlag  
 für Landwirtschaft, Veterinärmedizin, Gartenbau und Forstwesen, Berlin und Brandenburg
- Parletta, M., Sedgley, M., 1995:  
 "Acacias as potted plants", Acta Horticulturae Nr. 397, S. 139-144
- Parletta, M., Sedgley, M., 1996:  
 "Chemical and environmental manipulation of ornamental *Acacia* Mill. Species for pot plant  
 production", Scientia Horticulturae 67 Vol. 12, S. 235-246
- Parletta, M., Sedgley, M., 1998:  
 "Acacias as potted plants", Acta Horticulturae Nr. 454, S.183-190
- Peate, N., 1990:  
 "Vermehrung von Zierpflanzen", Deutscher Gartenbau 11, S. 742-744
- Pedley, L., 1977:  
 Austrobaileya, Vol. 1, Queensland Herbarium, Department of Primary Industries, Brisbane
- Petersen, E., 1936:  
 Unsere Zimmerpflanzen, Verlag Knorr und Hirth, München, S. 109
- Pierik, R. L. M., 1987:  
 In vitro culture of higher plants, Martinus Nijhoff Publishers, Dordrecht
- Possingham, J. V.; Wren, R. A., 1990:  
 "Wirtschaftliche Bedeutung des Gartenbaus", Deutscher Gartenbau 11, S. 730-734
- Reimherr, P., 1984:  
 „*Brachycome multifida*“, Deutscher Gartenbau 40, S. 1757-1758
- Reissmann, M.; Escher, F., 1992:  
 „Blumenampeln im Vergleich“, Gärtnerbörse und Gartenwelt 92(21), S. 1029-1033
- Reiter, C., 1954:  
 Zierpflanzen, 2. Auflage, Gartenverlag Elias, Berlin u. Kleinmachnow
- Richter, S., 2000:  
 „Optimierung eines In-vitro-Verfahrens zur Vermehrung von *Vaccinium Corymbosum*-  
 Sorten“, Diplomarbeit, Humboldt-Universität Berlin
- Rotherham, E. R. et al., 1975:  
 Flowers and Plants of New South Wales and Southern Queensland, Reed Verlag, Sydney  
 u. a.

- Rotter, W., 1990:  
„Die Top Ten der Innenraumbegrünung“, Gärtnerbörse + Gartenwelt 90(42), S. 2058-2062
- Rowell, R. J., 1980:  
Ornamental flowering trees in Australia, AH & AW Reed Pty Ltd., Sydney
- Rümppler, Th. (Hrsg.), 1882:  
Illustriertes Gartenbaulexikon, 3. neubearbeitete Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin, S. 12
- Rümppler, Th. (Hrsg.), 1885:  
Zimmergärtnerei, 3. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin
- Rünger, W. 1976:  
Licht und Temperatur im Zierpflanzenbau, 3. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg
- Satterthwait, D. F., 1990:  
„Die Pflanzen der Aborigines“, Deutscher Gartenbau 11, S. 728-729
- Schaper, D., 1990:  
„In Vitro-Vermehrung und Entwicklung von Klonsorten bei *Anthurium Scherzerianum* Schott“, Dissertation, Universität Hannover
- Schnabdrauch, L. S.; Sink, K. C., 1979:  
„In vitro propagation of *Phlox subulata* and *Phlox paniculata*“, HortScience 17, S. 607-608
- Schwarz, J. L.; Glocke, P. L.; Sedgley, M., 1999:  
„Adventitious root formation in *Acacia baileyana* F. Muell.“, Journal of Horticultural Science & Biotechnology Vol. 74 (5), S. 561-565
- Sedgley, M., 1985:  
„Some Effects of Temperature and Light on Floral Initiation and Development in *Acacia pycnantha*“, Australian Journal of Plant Physiology Vol. 12 Nr. 2, S. 109-118
- Seemann, B., 1852:  
Die in Europa eingeführten Acacien, mit Berücksichtigung der gärtnerischen Namen, Verlag Carl Rümppler, Hannover
- Seitz, H. U.; Seitz, U.; Alfermann, W., 1985:  
Pflanzliche Zell- und Gewebekultur - ein Praktikum, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York
- Seyring, M., 1996:  
„Untersuchungen zur In-vitro-Vermehrung von *Ptilotus exaltatus*“, Gartenbauwissenschaft 1 (2), S. 70-76
- Simmons, M. H. , 1987:  
Growing acacias, 1. Auflage, Kangaroo Press, Kenthurst
- Spangenberg, C. (Hrsg.), 1967:  
Praktisches Balkon- und Zimmerpflanzenlexikon, Nymphenburger Verlagshandl., München, S.17
- Sprau, G.; Ehlers, D., 1993:  
„*Alyogyne huegelii*“, Sonderbeilage Neue Zierpflanzen in Deutscher Gartenbau 37
- Stamer, J.; Waldmann, F; Bettin, A., 1997:  
„*Swainsonia formosa*“, Sonderbeilage Neue Zierpflanzen in Deutscher Gartenbau 51(3), S. 139

- Steffen, A., 1950:  
Handbuch der Marktgärtnerei (Pareys Handbücher des praktischen Gartenbaus 13. Band),  
3. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin u. a.
- Storck, H. (Hrsg.), 1994:  
Taschenbuch des Gartenbaus, 3. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- Strasburger, E. (Begr.), 1991:  
Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 33. Auflage, Gustav Fischer Verlag Stuttgart, Jena,  
New York
- Tame, T., 1992:  
*Acacias of southeast Australia*, Kangaroo Press, Kenthurst
- Töpperwein, H., 1992:  
„Die Rolle der Blätter bei der korrelativen Hemmung von Seitentrieben“, Dissertation,  
Universität Hannover
- unbekannt, 1996a:  
„Grünpflanzen: auffällige und bizarre Formen“, TASPO 8, S. 8
- unbekannt, 1996b:  
„Bewertung von Zimmer-Topfpflanzen“, Deutscher Gartenbau 27, S. 1519
- van de Pol, P. A., 1988:  
"Partial replacement of the rooting procedure of *Chrysanthemum morifolium* cuttings by  
pre-rooting storage in the dark", Acta Horticulturae 226, S. 519-524
- Veitshöchheimer Arbeitsgruppe, 1996a:  
„*Brachycome multifida*“, Deutscher Gartenbau 50(25), S. 1439
- Veitshöchheimer Arbeitsgruppe, 1996b:  
„*Helichrysum bracteatum*“, Folge 48, Deutscher Gartenbau 27, S. 1516
- Veitshöchheimer Arbeitsgruppe, 1996c:  
„*Isotoma axillaris*“, Folge 49, Deutscher Gartenbau 27, S. 1517
- Veitshöchheimer Arbeitsgruppe, 1996d:  
„*Muehlenbeckia axillaris* (Polsterknöterich)“, Folge 50, Deutscher Gartenbau 27, S. 1518
- Veitshöchheimer Arbeitsgruppe, 1996e:  
„*Scaevola saligna* (Blaue Fächerblume)“, Folge 54, Deutscher Gartenbau 31, S. 1722
- von Hentig, W.-U., 1989:  
„*Pimelea ferruginea* – die australische Reisblume“, Deutscher Gartenbau 5, S. 267f.
- von Hentig, W.-U., 1990a:  
„Australien im Überblick“, Deutscher Gartenbau 11, S. 722-726
- von Hentig, W.-U., 1990b:  
„Der Zierpflanzenbau entwickelt sich schnell“, Deutscher Gartenbau 11, S. 735-741
- von Hentig, W.-U., 1992a:  
„Auf Pflanzensuche in Australien“, Deutscher Gartenbau 11, S. 698-699
- von Hentig, W.-U., 1992b:  
„Suche und Entwicklung australischer Zierpflanzen“, Deutscher Gartenbau 29,  
S. 1740-1751
- von Hentig, W.-U., 1994:  
„Neue Zierpflanzen weltweit“, Deutscher Gartenbau 51/52, S. 3048-3051

- von Hentig, W.-U., 1996a:  
„*Correa*-Arten“, Taspo-Gartenbaumagazin 5(4), S. 49
- von Hentig, W.-U., 1996b:  
„Neue Zierpflanzen. *Pimelea ferruginea*“, Taspo-Gartenbaumagazin 5(2), S. 57
- von Hentig, W.-U., 1997a:  
„Drei Tage mit Neuen Zierpflanzen“, Deutscher Gartenbau 3, S. 122-126
- von Hentig, W.-U., 1997b:  
„Ein Hauch von Australien“, Gartenpraxis 6, S. 28-31
- von Hentig, W.-U., 2002:  
„Bereicherung aus Australien“, Deutscher Gartenbau 9, S. 27-30
- von Hentig, W.-U.; Bohländer, E., 1972:  
„Mutterpflanzenbehandlung und Stecklingslagerung bei Azaleen“, Gartenwelt 72, S. 365-367
- von Hentig, W.-U.; Ehlers, D., 1991:  
„Mutterpflanzenhaltung und Stecklingsvermehrung bei *Scaevola aemula*“, Deutscher Gartenbau 6, S. 359-361
- von Hentig, W.-U.; Ehlers, D., 1992:  
„*Scaevola* 'Mauve Clusters' die „kleine Fächerblume““, Deutscher Gartenbau 6, S. 355
- von Hentig, W.-U.; Ehlers, D., 1993a:  
„*Ptilotus exaltatus*“, Sonderbeilage Neue Zierpflanzen in Deutscher Gartenbau 37, S. 2321-2326
- von Hentig, W.-U.; Ehlers, D., 1993b:  
„*Waterhousea floribunda*“, Sonderbeilage Neue Zierpflanzen in Deutscher Gartenbau 37, S. 2327
- von Hentig, W.-U.; Ehlers, D., 1993c:  
„Blütenbildung unter dem Einfluss von Licht und Temperatur“, Gartenbau-Magazin 2(7), S. 56f.
- von Hentig, W.-U.; Grüber, G., 1987:  
„Vermehrungssystem Cultoplant bei Zierpflanzen“, Deutscher Gartenbau 41, S. 774-778
- von Hentig, W.-U.; Hass-Tschirschke, I.; Ehlers, D., 1993:  
„*Helichrysum baxteri*“, Sonderbeilage Neue Zierpflanzen in Deutscher Gartenbau 37, S. 2318-2321
- von Hentig, W.-U.; von Hentig, I., 1995:  
„Australische Regenwälder – Reserven für Blattpflanzen“, Deutscher Gartenbau 9, S. 512-518
- Wagenitz, G., 1996:  
Wörterbuch der Botanik, Gustav Fischer Verlag, Jena u. a.
- Weiss, E. A., 1997:  
Essential oil crops, CAB International, Wellingford
- Whibley, D. J. E.; Symon, D. E., 1992:  
Acacias of South Australia, A. J. Secker, Australia
- Whitley, A., 1998:  
„*Sollya heterophylla*“, Garden, London (United Kingdom) 123(5), S. 352

- Willdenow, C., 1809:  
Enumeratio, Horti Regi Botanici Berolinensis. Pars II.
- Willis, J. H., 1972:  
A Handbook to Plants in Victoria, Vol. 2, University Press, Melbourne , S. 238-241
- Willis, J. C., 1973:  
„A Dictionary of the flowering plants and ferns“, 8. Auflage, University Press, Cambridge,  
Great Britain, S. 18
- Withers, L. A.; Alderson, P. G. (Hrsg.), 1986:  
Plant Tissue Culture and its agricultural applications, Butterworths, London
- Wrigley, J. W., 1979:  
Australian native plants, Collins, Sydney
- Wrigley, J. W., Fagg, M., 1996:  
Australian Native Plants, 4. Auflage, Reed Books, Sydney

## Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Isohypsenkarte der Gattung <i>Acacia</i> (840 Arten) in Australien .....	12
Abb. 2: Klimazonen Australiens nach Rowell (1980).....	23
Abb. 3: Trieb mit Blüten von <i>A. baileyana</i> .....	41
Abb. 4: Trieb mit Blüten von <i>A. baileyana</i> 'Purpurea' .....	41
Abb. 5: Trieb mit Blüten von <i>A. buxifolia</i> .....	42
Abb. 6: Trieb mit Blüten von <i>A. calamifolia</i> .....	42
Abb. 7: Trieb mit Blüten von <i>A. cultriformis</i> .....	43
Abb. 8: Blüten von <i>A. decora</i> .....	43
Abb. 9: Habitus von <i>A. iteaphylla</i> .....	44
Abb. 10: Trieb mit Blüten von <i>A. ligustrina</i> .....	44
Abb. 11: Blütenstand von <i>A. longifolia</i> var. <i>sophorae</i> .....	45
Abb. 12: Trieb mit Blüten von <i>Acacia longifolia</i> var. <i>sophorae</i> .....	45
Abb. 13: Trieb mit Blüten von <i>Acacia longifolia</i> var. <i>floribunda</i> .....	46
Abb. 14: Phyllodien von <i>A. pycnantha</i> .....	46
Abb. 15: Trieb mit Blüten von <i>A. retinodes</i> .....	47
Abb. 16: Trieb von <i>A. ulicifolia</i> .....	47
Abb. 17: Habitus von <i>A. victoriae</i> .....	48
Abb. 18: Saatgut von <i>A. buxifolia</i> .....	59
Abb. 19: Saatgut von <i>A. calamifolia</i> .....	59
Abb. 20: Saatgut von <i>A. havilandii</i> .....	59
Abb. 21: Saatgut von <i>A. iteaphylla</i> .....	59
Abb. 22: Saatgut von <i>A. ligustrina</i> .....	59
Abb. 23: Saatgut von <i>A. linearifolia</i> .....	59
Abb. 24: Saatgut von <i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i> .....	59
Abb. 25: Saatgut von <i>A. pycnantha</i> .....	59
Abb. 26: Saatgut von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> .....	59
Abb. 27: Saatgut von <i>A. ulicifolia</i> .....	59
Abb. 28: Saatgut von <i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i> .....	59
Abb. 29: Saatgut von <i>A. victoriae</i> .....	59
Abb. 30: Keimraten verschiedener Akazien-Arten nach unterschiedlicher Saatgutvorbehandlung (Versuch 1999).....	61
Abb. 31: Keimraten verschiedener Akazien-Arten nach unterschiedlicher Saatgutvorbehandlung (Versuch 2000).....	65
Abb. 32: Keimraten ausgewählter Akazien-Arten nach mechanischer Beschädigung bei unterschiedlich altem Saatgut.....	66



Abb. 33: Keimraten ausgewählter Akazien-Arten nach Vorquellen bei unterschiedlichem Saatgutalter .....	67
Abb. 34: Einfluss verschiedener Medien auf die Vermehrungsrate bei <i>A. linearifolia</i> .....	80
Abb. 35: Kallusbildung bei <i>Acacia longifolia</i> var. <i>longifolia</i> .....	81
Abb. 36: Wurzelbildung bei <i>Acacia longifolia</i> var. <i>longifolia</i> .....	81
Abb. 37: Vermehrungsrate der Mikrosprosse von <i>Acacia retinodes</i> var. <i>retinodes</i> auf VM 20 .....	82
Abb. 38: Kallus- und Mikrosprossbildung bei <i>Acacia retinodes</i> var. <i>retinodes</i> .....	83
Abb. 39: In-vitro-Bewurzelung der Stängelsegmente verschiedener Akazien-Arten auf VM 0 .....	84
Abb. 40: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. calamifolia</i> .....	96
Abb. 41: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. iteaphylla</i> .....	97
Abb. 42: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. ligustrina</i> nach unterschiedlicher Hormonbehandlung .....	98
Abb. 43: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. ligustrina</i> nach unterschiedlicher Lagerung .....	99
Abb. 44: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. ligustrina</i> unterschiedlich alter Mutterpflanzen .....	100
Abb. 45: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i> .....	101
Abb. 46: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i> .....	102
Abb. 47: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. pycnantha</i> .....	103
Abb. 48: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i> .....	104
Abb. 49: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> .....	105
Abb. 50: Bewurzelungsraten der Stecklinge von <i>A. victoriae</i> .....	106
Abb. 51: Darstellung der Triebblängen verschiedener Akazien-Arten ca. vier Monate nach dem Kürzen der Wurzeln .....	121
Abb. 52: Darstellung der Triebanzahl verschiedener Akazien-Arten ca. vier Monate nach dem Kürzen der Wurzeln .....	122
Abb. 53: Trieblänge und Triebanzahl verschiedener Akazien-Arten drei Monate nach dem Stutzen (Stutztermin drei Monate nach Aussaat) .....	123
Abb. 54: Triebblängen und Triebanzahl verschiedener Akazien-Arten drei Monate nach dem Stutzen (Stutztermin vier Monate nach Aussaat) .....	123
Abb. 55: <i>A. iteaphylla</i> 16 Wochen nach dem Stutzen .....	124
Abb. 56: <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> 16 Wochen nach dem Stutzen .....	125
Abb. 57: Wirkung der Hemmstoffbehandlung auf die Triebblängen verschiedener Akazien-Arten .....	125
Abb. 58: Einfluss von Bewurzelungshormonen auf Triebblängen und Triebanzahl von <i>A. ligustrina</i> 16 Wochen nach der Behandlung .....	127
Abb. 59: Einfluss der Belichtungsdauer auf das vegetative Wachstum von <i>A. ligustrina</i> .....	129
Abb. 60: Habitus von <i>A. ligustrina</i> (8 h Licht) .....	129
Abb. 61: Habitus von <i>A. ligustrina</i> (16 h Licht) .....	129

Abb. 62: Trieb­längen von <i>A. ligustrina</i> nach verschiedenen klimatischen Bedingungen .....	130
Abb. 63: Triebanzahl von <i>A. ligustrina</i> nach verschiedenen klimatischen Bedingungen .....	130
Abb. 64: Einflüsse klimatischer Bedingungen auf das vegetative Wachstum von <i>A. ligustrina</i> .....	131
Abb. 65: Vergleich der Trieb­längen und Triebanzahlen von <i>A. ligustrina</i> nach Klimasteuerung .....	132
Abb. 66: Anzahl der Pflanzen mit Blüten/Blütenknospen bei <i>A. ligustrina</i> nach unterschiedlichen Klimabedingungen am 11.04.2000.....	133
Abb. 67: Blüte von <i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i> nach 8 h Belichtung .....	134
Abb. 68: Blütenknospenbildung von <i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i> .....	134
Abb. 69: Blütenbildung bei <i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i> nach 8 h Belichtungsdauer .....	135
Abb. 70: Blütenbildung bei <i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i> nach 12 h Belichtungsdauer .....	135
Abb. 71: Vergleich der Trieb­längen und Triebanzahlen von <i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i> nach Klimasteuerung .....	136
Abb. 72: Vergleich der Trieb­längen und Triebanzahlen von <i>A. victoriae</i> nach unterschiedlicher Klimasteuerung .....	137
Abb. 73: <i>A. calamifolia</i> 21 Wochen nach generativer Vermehrung im Februar .....	138
Abb. 74: <i>A. calamifolia</i> 21 Wochen nach generativer Vermehrung im Januar .....	138
Abb. 75: Habitus von <i>Acacia iteaphylla</i> 21 Wochen nach generativer Vermehrung (01/99).....	139
Abb. 76: Habitus von <i>Acacia iteaphylla</i> 21 Wochen nach generativer Vermehrung (02/00).....	139
Abb. 77: Habitus von <i>Acacia iteaphylla</i> 21 Wochen nach vegetativer Vermehrung (05/00).....	139
Abb. 78: Vergleich der Trieb­längen 21 Wochen nach variierenden Vermehrungsterminen von <i>Acacia ligustrina</i> .....	139
Abb. 79: Vergleich der Triebanzahlen 21 Wochen nach variierenden Vermehrungsterminen von <i>Acacia ligustrina</i> .....	140
Abb. 80: Habitus von <i>Acacia retinodes</i> var. <i>retinodes</i> 21 Wochen nach generativer Vermehrung 01/99 .....	140
Abb. 81: Habitus von <i>Acacia retinodes</i> var. <i>retinodes</i> 21 Wochen nach generativer Vermehrung 02/00 .....	140
Abb. 82: Habitus von <i>Acacia victoriae</i> 12 Wochen nach generativer Vermehrung 02/00 .....	141
Abb. 83: Habitus von <i>Acacia victoriae</i> 24 Wochen nach generativer Vermehrung 02/00 .....	141
Abb. 84: mögliche Angebotsform <i>A. pycnantha</i> .....	151
Abb. 85: mögliche Angebotsformen <i>A. ligustrina</i> .....	153
Abb. 86: mögliche Angebotsform <i>A. retinodes</i> .....	153

## Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Übersicht über die Systemklassifizierung Pedleys 1978 und 1986.....	10
Tab. 2: Vergleich der Klimadaten.....	25
Tab. 3: Untersuchte Akazien-Arten der generativen Vermehrungsversuche .....	54
Tab. 4: Übersicht über Varianten der generativen Vermehrungsversuche .....	56
Tab. 5: Angabe des 1000 Korngewichtes verschiedener Akazien-Arten .....	58
Tab. 6: Keimraten nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen im Versuch 1999 .....	60
Tab. 7: Keimraten nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen im Versuch 2000 .....	63
Tab. 8: Zusammensetzung der Nährmedien für die In-vitro-Kultur .....	74
Tab. 9: Wurzellängen bei Mikrosprossen von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> .....	83
Tab. 10: Wurzelanzahl bei Mikrosprossen von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> .....	83
Tab. 11: Übersicht über Varianten ausgewählter vegetativer Vermehrungsversuche durch Stecklinge .....	94
Tab. 12: Keimrate von <i>Lepidum sativum</i> .....	101
Tab. 13: Verwendetes Pflanzenmaterial zur Untersuchung der Wirkung des Stutzens der Triebe.....	113
Tab. 14: Verwendetes Pflanzenmaterial zur Untersuchung der Wirkung des Wurzelkürzens .....	114
Tab. 15: Verwendetes Pflanzenmaterial zur Untersuchung der Wirkung von Hemmstoffen.....	114
Tab. 16: Verwendetes Pflanzenmaterial für Untersuchungen des Effekts von Licht und Temperatur .....	114
Tab. 17: Verwendetes Pflanzenmaterial für Untersuchungen der Wirkung des Vermehrungstermins und der Vermehrungsart auf das weitere vegetative Wachstum .....	115
Tab. 18: Übersicht über die verwendeten Varianten zur Steuerung des vegetativen und generativen Wachstums .....	119
Tab. 19: statistische Auswertung der Blütenknospenzahl von <i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i> nach verschiedener Belichtungsdauer .....	134

## Danksagung

Meinen Eltern danke ich für die umfassende Unterstützung, ohne die diese Arbeit nicht möglich gewesen wäre.

Bei Prof. Dr. H.-G. Kaufmann, Priv. Doz. Dr. Grüneberg und Prof. Dr. B. Beßler bedanke ich mich für die Übernahme der Gutachtertätigkeit.

Dr. Grüneberg danke ich für die fachliche Betreuung und Begleitung, ebenso Dr. Hofmann. Insbesondere möchte ich mich bei Dr. Kroschewski für die umfangreiche Hilfe bei der statistischen Auswertung der Daten bedanken.

Allen Mitarbeitern des Institutes für Zierpflanzenbau, sowie Vermehrungstechnologie und Baumschule möchte ich meinen herzlichen Dank für die Durchführung der gärtnerischen Arbeiten und der Hilfe bei der Versuchsdurchführung aussprechen.

Dem Rosengut Langerwisch sei mein Dank für die großzügige Bereitstellung der Gewächshausflächen und die Pflege meiner Pflanzen ausgesprochen.

Hr. van Leuven sei für den nicht selbstverständlichen, umfangreichen Einblick in die gärtnerische Produktion des Betriebes Hans van Leuven herzlichst gedankt.

Mein besonderer Dank gilt dem Botanischen Garten Berlin-Dahlem, insbesondere Herrn Lohse, für die umfangreiche Bereitstellung des Versuchsmaterials und die gute Zusammenarbeit.

Nicht zuletzt gehört mein herzlicher Dank meinem Alex, der mir stets zur Seite stand.

## Lebenslauf

Name: Peggy Marx  
Geboren: 30.09.1972 in Berlin  
Staatsangehörigkeit: deutsch

### Schulbildung

1979 – 1989 Polytechnische Oberschule Berlin  
1989 – 1991 Gymnasium Berlin  
Abitur: Juni 1991

### Berufsausbildung

1991 – 1997 Humboldt-Universität zu Berlin  
Studium der Gartenbauwissenschaften  
April 1997 Dipl. Ing. agr.

### Praktische Tätigkeiten

September 1994 – Februar 1995 Praktikantin, Späth-Baumschulen Berlin GmbH  
September 1999 – Dezember 2000 Studentische Hilfskraft, co.don AG,  
Molekularmedizin und Biotechnologie  
Dezember 2000 – Oktober 2001 Studentische Hilfskraft, A&Bface2net, Agentur  
für Online Kommunikation GmbH  
seit September 2002 Wissenschaftliche Angestellte der Biologischen  
Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft am  
Institut für integrierten Pflanzenschutz in  
Kleinmachnow

## **Erklärung**

Hiermit erkläre ich an Eides Statt, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig angefertigt und alle verwendeten Quellen und Hilfsmittel vollständig angegeben habe.

Weiterhin erkläre ich, dass diese Arbeit noch nicht als Dissertation oder andere Prüfungsarbeit vorgelegt wurde.

Berlin, im Dezember 2002

# **BAND 2: ANHANG**

## ZUR DISSERTATION

„Untersuchungen zur Vermehrbarkeit und zur  
Wachstumsregulierung von neu in den europäischen Markt  
einführbaren australischen Pflanzen, am Beispiel von *Acacia*“

eingereicht an der

Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät der Humboldt-Universität zu Berlin

Von Dipl.-Ing. agr. Peggy Marx, geboren am 30. September 1972 in Berlin

## **Gliederung**

Teil 1 Erkenntnisstand .....	3
Teil 2 Versuchsmaterial / Untersuchungsmethoden .....	12
Teil 3 Generative Vermehrung .....	18
Teil 4 In-vitro-Kultur .....	45
Teil 5 Weitere vegetative Vermehrungsmethoden .....	47
Teil 6 Steuerungsmöglichkeiten der generativen und vegetativen Entwicklung .....	59
<i>Abbildungsverzeichnis</i> .....	96
<i>Tabellenverzeichnis</i> .....	97



## Teil 1 Erkenntnisstand

Tab. 1: Botanische Beschreibungen untersuchter Akazien-Arten

Quelle: TAME, 1992, bzw. wie ausgezeichnet

Akazienart	Belaubung	Zweige / Rinde	Blühzeitraum in Australien / Blüten		Samen / Frucht
<i>Acacia asparagoides</i> Cunn.	Phyllodien quirlig, pfriemenförmig; von der Basis zum Apex spitz zulaufend, viereckig bis flach, 8 bis 20 mm lang, 1 bis 2 mm breit, gerade, Basis etwas geweitet, Apex spitz, stechend, 4 Längsnerven, kahl, Pulvinus nicht vorhanden, 0,5 bis 2 mm über der Basis kleine Drüse	rund, feine, kurze Behaarung oder gelegentlich kahl	8 bis 11	20 bis 30 tiefgelbe Blüten in 1 bis 2 oder mehr kugeligen Blütenköpfen, ca. 10 mm lange, schmale Blütenstandstiele, festsitzend in den Achseln der Phyllodien, Blüten 5-zählig, Kelchblätter frei, spatelförmig, minimal flaumhaarig, Kronblätter und Fruchtknoten kahl	Samen länglich in Hülsen, Funiculus dünn, kurz, kein Samenmantel, Frucht linear, bis 40 mm lang, 3 bis 4 mm breit
<i>Acacia baileyana</i> F. Muell.	Fiederblätter, graugrün und farnähnlich, Blattstiel 2 bis 5 mm lang, Blattspindel 10 bis 30 mm, beide blaugrün bereift, 10 bis 35 mm lange Fiederblätter in 2 bis 4 Paaren, erstes Paar kurz und in der Regel zurückgebogen, Fiederblättchen zu 10 bis 20 Paaren, länglich, 6 bis 8 mm lang, 1 bis 1,5 mm breit, gebogen, blaugrün bereifter Apex, zugespitzt mit schwachem Mittelnerve, kahl, hin und wieder bewimpert, auffällige Drüsen zwischen den Fiederachsen, junge Blätter blaugrün bereift, manchmal rötlich	rund, zerfurcht, kahl oder starr, breitwüchsig, behaart, blaugrün bis bläulich bereift	6 bis 9	15 bis 25 dunkelgelbe Blüten in Blütenköpfen in terminalen und achselständigen Blütentrauben und Rispen, schmale, kahle, blaugrün bereifte, ca. 6 mm lange Blütenstandstiele, Blüten 5-zählig, Kelchblätter dreikantig mit vereinzelt Haaren, Kronblätter kahl, Fruchtknoten unbehaart bis mehr oder weniger blaugrün bereift	Hülse linear länglich, 50 bis 120 mm lang, 10 bis 15 mm breit, blaubraun, Samen länglich in Hülse, kurzer Funiculus, vom Samenmantel umgeben
<i>Acacia buxifolia</i> Cunn.	Phyllodien unbehaart, 10 bis 35 mm lang, 2,5 bis 14 mm breit, schmal-elliptisch bis schmal verkehrt lanzettlich oder verkehrt eiförmig, flach, gebogen oder mehr oder weniger sichelförmig, fleischig, stumpf oder spitz, blass graugrün, unauffälliger Mittelnerve und Lateralnerven, Pulvinus ca. 1 mm lang, eine kleine Drüse 3 bis 10 mm über dem Pulvinus, häufig mit einer kleinen, zweiten Drüse	aufrecht, z. T. kantig, gelbbraun oder häufig leicht rot und kahl	7 bis 12	kugelförmige Blütenköpfe mit 3 bis 29 tief goldgelbe Blüten bis 5 mm Durchmesser, bis zu 13 Blütenköpfe an schmalen, kahlen oder etwas bereiften 2 bis 5 mm langen Blütenstandstielen, in achselständigen Blütentrauben, Blüten 5-zählig, kurz gelappter Blütenkelch, mitunter bewimpert, Kronblätter kahl bis fein behaart	Hülsen bis 100 x 10 mm groß, flach, gerade oder leicht gebogen, blassbraun, etwas kleinwulstig, leicht bereift (HUXLEY, 1973), Samen länglich in der Hülse, Funiculus über einem kleinen Samenmantel gefaltet

Fortsetzung Tab. 1

Akazienart	Belaubung	Zweige / Rinde	Blühzeitraum in Australien / Blüten		Samen /Frucht
<i>Acacia calamifolia</i> Sweet ex Lindl	Phyllodien 30 bis 120 x 1 bis 4 mm groß, elastisch, linear bis pfriemenförmig, stumpf, stachelspitz, ungleichseitige Spitze, zur Basis verschmälert, Ränder und Mittelnerv auffällig, 4-nervig, wenn Phyllodien rund, ein zentraler Mittelnerv, Pulvinus ca. 1 mm lang, eine kleine Drüse nahe der Basis 5 bis 10 mm über dem Pulvinus	schlank, aufrecht, breitwüchsig braungrau, hin und wieder gescheckte Triebe, braun, kleine Zweige z. T. kantig	7 bis 11, hin und wieder auch im Sommer oder Herbst (Februar bis April)	kugelförmige, kurze Blütenstände bis 10 mm Durchmesser, 2 bis 4 Blütenköpfe mit 30 bis 40 Blüten, hellgelb, achselständige Trauben, kahle, schmale Blütenstandstiele, 1 cm lang, hin und wieder Blütenköpfe auch einzeln, Blüten 5-zählig, Kronenblätter halb so lang wie Blütenblätter, Kelchblätter dreieckig, apikal fein behaart, Kronblätter und Fruchtknoten kahl	Fruchtgröße bis 200 x 6 mm, gebogen, gerad-randig oder mit wulstigem Rand, rostbraun, vielfach eingeschnürt zwischen den Samen, roter Funiculus umgibt die Hälfte des Samens in einer doppelten Falte, endend in einem silbrigen, keulenförmigen Samenmantel, Fruchtreife im August, (HUXLEY, 1973)
<i>Acacia cultriformis</i> Cunn.	Phyllodien dreikantig, flach, gerade oder gebogen, blaugrün bereift, kahl, gerader unterer Rand, konvexer, kantiger, oberer Rand, 20 bis 30 mm x 7 bis 14 mm spitzer Apex mit feinem Stachel Mittelnerv auffallend, Lateralnerven sichtbar Pulvinus 1 bis 2 mm lang Drüse auffällig, in der Ecke des unteren Randes	etwas kantige Zweige werden rund, kahl	8 bis 10	zahlreiche, hellgelbe Blütenköpfe mit 10 bis 30 Blüten in 20 bis 25 mm langen Trauben, kahle, gelegentlich bereifte, 4 bis 6 mm lange, achselständige Blütenstandstiele, Knospen manchmal kurz viereckig, Blüten 5-zählig, kurz gelappter, bewimperter Blütenkelch, mit einigen, wenigen Haaren Kronblätter wie Fruchtknoten kahl	Frucht linear, 50 bis 70 mm lang, 6 bis 8 mm breit, gelegentlich blaugrün bereift, Samen länglich in Hülse, Funiculus kurz, vom Samenmantel umgeben
<i>A. decora</i> Reichb.	Phyllodien schmal elliptisch bis verkehrt lanzettlich, flach, 20 bis 50 mm lang, 2 bis 7 mm breit, gerade, gebogen oder sichelförmig, kahl, blaugrün und häufig mehr oder weniger bereift, Apex spitz oder abgestumpft mit einem Stachel, auffälliger Mittelnerv und undeutliche Lateralnerven Pulvinus 1 bis 1,5 mm lang, Drüse klein, gewöhnlich unter dem Zentrum des Phyllodienrandes, manchmal mit einem Nerv, führend zu dem Mittelnerv, hin und wieder eine zweite Drüse	rund, gerippt, gewöhnlich gelblich braun mit einer feinen goldgelben Behaarung an jungen Zweigen	8 bis 10	15 bis 30 gelbe Blüten in kugeligen Blütenköpfen an goldenen, fein behaarten, 3 bis 6 mm langen Blütenstandstielen in endständigen oder achselständigen 20 bis 60 mm langen Trauben, Blüten 5-zählig, Kelchblätter kurz, fein gelb behaart, wie die Kronblätter und der Fruchtknoten	Frucht linear, 60 bis 100 mm lang, 4 bis 9 mm breit Samen länglich in Hülse, Funiculus ist gewöhnlich mit einer Falte vom Samenmantel umgeben

Fortsetzung Tab. 1

Akazienart	Belaubung	Zweige / Rinde	Blühzeitraum in Australien / Blüten		Samen /Frucht
<i>Acacia havilandii</i> Maiden	Phyllodien linear, rund, gerade oder leicht gebogen, spröde, 30 bis 70 mm lang, ca. 10 mm Durchmesser kahler, spitzer Apex, kaum stechend, zahlreiche (ca. 30) feine, kaum sichtbare Längsnerven kleine Drüse nahe dem Zentrum der Phyllodie, gewöhnlich an einer leichten Krümmung	bräunlich, manchmal blaugrün bereift oder mit weißlichen Schuppen	8 bis 11	20 bis 30 leuchtend gelbe Blüten in kugeligen Blütenköpfen, kahle, 5 bis 8 mm lange Blütenstandstiele, (1) oder 2 bis 4 in den Achseln, Blüten 4-zählig, Blütenkelch tief gelappt, Lappen abgestumpft, mit vereinzelt Haaren, Kronblätter kahl, Fruchtknoten fein behaart	Frucht linear, 50 bis 70 mm lang, 2 bis 2,5 mm breit, kahl, Samen länglich in Hülse, Funiculus zwei - bis dreimal gefaltet
<i>Acacia iteaphylla</i> F. Muell.	Phyllodien bis zu 140 x 10 mm, schmal-lanzettlich, immer gerade und spitz, blaugrün mit silbernem Schimmer, jeder Hauptnerv besitzt eine Drüse nahe der Basis	aufrecht oder hängend, silbrig graugrün, kahl, junge Triebe am Apex rot bis pink, nur Endzweige kantig	3 bis 9 (SIMMONS, 1987)	jeweils 6 bis 12 glänzend zitronengelbe, duftende Blüten im kugeligen Blütenstand mit bis zu 5 mm Durchmesser in achselständigen Trauben, Blütenstandstiele kahl	sehr dekorative Frucht, 60 bis 120 x 10 mm in großen Büscheln, flach, schmal-langgestreckt, kleinwulstig, auffallend blaugrün und braun werdend, Ränder leicht verdickt
<i>Acacia ligustrina</i> Meissn.	Phyllodien starr, flach, länglich, 20 bis 40 mm x 3 bis 4 mm (SIMMONS, 1987), linealisch, gebogen und in einer stacheligen Spitze endend, netznervig, ein deutlich hervortretender Hauptnerv, wenig verzweigte Lateralnerven, kleine Drüse nahe dem Pulvinus	aufrecht, braun bis rotbraun, rund, kahl	Winter bis Sommer (SIMMONS, 1987)	leuchtend gelben Blütenköpfe mit ca. 30 Einzelblüten (SIMMONS, 1987), bis zu zwei gestielte, kugelige Blütenstände (ca. 8 mm im Durchmesser) in den Phyllodienachseln, Blütenstiel ca. 10 mm lang, stark duftend	nicht bekannt
<i>Acacia linearifolia</i> Cunn.	Phyllodien linear, sich verschmälernd elliptisch, kahl, hin und wieder blaugrün bereift, flach, 50 bis 100 mm lang, 1 bis 3 mm breit, gerade bis gebogen, Apex spitz, gebogen, auffallender Mittelnerv, undeutliche Lateralnerven, eine kleine, auffallende Drüse, gewöhnlich an einer leichten Krümmung in der unteren Hälfte der Phyllodien, ein Teil der juvenilen, doppelt gefiederten Belaubung verbleibt an den ausgereiften Pflanzen	kantig bis mehr oder weniger rund und starr, kahl bis fein behaart, rau, graubraun	9 bis 11	ca. 25 gelbe Blüten in kugeligen Blütenköpfen in achselständigen Trauben, schlanke, kahle, ca. 5 mm lange Blütenstandstiele, Blüten 5-zählig, Blütenkelchlappen dreieckig, fein behaart, Kronblätter mit vereinzelt, feinen Haaren, Fruchtknoten kahl	Frucht linear, 50 bis 10 mm lang, 5 bis 7 mm breit, Samen länglich in der Hülse, Funiculus kurz, gelappt und gewunden

Fortsetzung Tab. 1

Akazienart	Belaubung	Zweige / Rinde	Blühzeitraum in Australien / Blüten		Samen / Frucht
<i>Acacia longifolia</i> (Andrews) Willd.	Phyllodien sehr unterschiedlich, lanzettförmig, verkehrt eiförmig bis elliptisch, flach, meistens gerade und 50 bis 220 mm lang und 8 bis 35 mm breit, deutlich abgestumpft bis zugespitzt, häufig mit einem Stachel, dick und ledrig, 2 bis 5 hervortretende Längsnerven mit verschiedenen, ineinander mündenden Lateralnerven, Pulvinus ca. 5 mm lang, eine kleine Drüse 2 oder 10 mm über dem Pulvinus	kantig, kahl oder insbesondere junge Triebe sind sehr fein behaart	7 bis 10	rutenförmige, leuchtend gelbe Blüten, vereinzelt an 20 bis 40 mm langen Ähren, ungestielt in achselständigen Paaren, Blattspindel unbehaart, Blüten 4-zählig, Kelchblätter verbunden, Lappen klein, unbehaart, Kronblätter, unbehaart, frei, Fruchtknoten kahl oder fein behaart	zylindrische Frucht, 30 bis 100 mm lang und 3 bis 6 mm breit, gerade oder gedreht und gewunden, gerillt oder gekräuselt, braun, Samen länglich in der Hülse Funiculus kurz, gefaltet, verdickt in einen großen Samenmantel
<i>Acacia longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	Phyllodien zugespitzt, verkehrt eiförmig, elliptisch bis zugespitzt elliptisch, 100 bis 220 mm lang, 6 bis 30 mm breit kleine Drüse 10 mm über dem Pulvinus		6 bis 11 (BEADLE, 1981)	gelbe Blüten, dicht und gleichmäßig in Ähren (BEADLE, 1981)	Frucht 3 bis 6 mm breit, gerade, gestreift
<i>Acacia longifolia</i> var. <i>sophorae</i>	Phyllodien verkehrt eiförmig bis elliptisch, 50 bis 100 mm lang, 12 bis 35 mm breit, Drüse 2 bis 5 mm über dem Pulvinus		8 bis 10 (BEADLE, 1981)		Frucht 3 bis 4 mm breit, gedreht, gekräuselt
<i>Acacia longifolia</i> var. <i>floribunda</i>	Phyllodien linear bis schmal elliptisch, flach und dünn, 50 bis 120 mm lang, 2 bis 12 mm breit, spitz, 1 bis 2 oder 3 auffallende Längsnerven, miteinander verbundene Lateralnerven, die in langen Parallelnerven kaum feiner als die Hauptnerven verlaufen, Bedeckung mit eng anliegenden Haaren oder kahl, Pulvinus 1 bis 1,5 mm lang, wenn Drüse vorhanden, ca. 5 mm über dem Pulvinus	braun, kantig bis gerippt, eng anliegende weiße Haare oder unbehaart	zeitiges Frühjahr	creme- oder blassgelbe Blüten, gelockerte, bis 60 mm lange Ähren, Blütenstandstiele kurz oder ungestielt, kahl oder leicht behaart, Blüten 4-zählig, Kelchblätter vereint, Lappen winzig, gewöhnlich kahl, oft bewimpert Kronblätter an der Basis vereint, kahl Fruchtknoten fein behaart bis rauhaarig	Früchte linear und gerade, 70 bis 120 mm lang, 3 bis 5 mm breit, behaart mit wenigen eng anliegenden Haaren, Samen länglich in Hülse, Funiculus kurz und sich in den Samenmantel ausdehnend

Fortsetzung Tab. 1

Akazienart	Belaubung	Zweige / Rinde	Blühzeitraum in Australien / Blüten		Samen / Frucht
<i>Acacia pycnantha</i> Benth.	Phyllodien elliptisch bis verkehrt eilanzettlich, sichelförmig, lederartig, flach 60 bis 200 mm lang, 10 bis 50 mm breit, Apex meist abgestumpft bis spitz, kahle, auffällige Mittel- und Lateralnerven, 10 bis 15 mm über dem 4 – 6 mm langen Pulvinus eine Drüse, gewöhnlich eine zweite über dem Zentrum des Randes	mehr oder weniger rund und kahl	7 – 10	50 - 80 goldfarbene Blüten in kugeligen Blütenköpfen an terminalen und achselständigen Blütentrauben, kurze, dicke, z. T. kahle 2 - 4 mm lange Blütenstandstiele, Blattspindel zickzack-förmig, Blüten 5-zählig Kelchblätter kurz, spitz und flaumhaarig, Kronblätter kahl	Frucht linear, 50 bis 120 mm lang, 5 bis 8 mm breit, Samen länglich in Hülse, kurzer, vom Samenmantel umgebener Funiculus
<i>Acacia retinodes</i> Schlechtend.	Phyllodien aschgrün, lang, nicht dreieckig, lanzettlich, relativ gebogen, mit nervenähnlichen Rändern, am Grunde verschmälert, spitz, 70 bis 150 mm lang, 3 bis 6 mm breit oder bis 180 x 15 mm groß (HUXLEY, 1973), am unteren Rand eine kleine Drüse nahe der Basis	kahl, kantig	2 bis 9, meist das ganze Jahr	30 bis 40 duftende, zierliche, hellgelbe Blüten in kugelförmigen Blütenköpfen, 6 bis 12 in kurzen, dünnen, unregelmäßigen, achselständigen Trauben bis 5 mm Durchmesser	Frucht bis 200 mm lang, linear, leicht kleinwulstig, braun, flach, mit nervenähnlichem Rand, Funiculus rot gefärbt, den Samen umgebend, zurückgebogen in einer Doppelfalte und in einem keulenförmigen Samenmantel endend, Fruchtreife im Juni / Oktober
<i>Acacia ulicifolia</i> (Salisb.) Court.	Phyllodien gewöhnlich dicht gedrängt, bis zu 5 pro cm, pfriemenförmig, spitz zulaufend von der Basis zum Apex, mehr oder weniger vierkantig bis abgeflacht, bis 20 mm lang und 0,6 – 1,6 mm breit, gerade, nadelartig, grün, netznervig, kahl, Basis leicht verbreitert, Apex spitz, stechend, 4 Längsnerven, Pulvinus nicht vorhanden, kleine Drüse ca. 1 mm über der Basis, Nebenblätter klein, lang, dünn, überdauernd	junge Zweige rund, rau, mit langen, weißen Haaren	3 bis 9	25 bis 45 cremefarbene bis blassgelbe Blüten in kugelförmigen, einzelnen Blütenständen, ca. 5 mm Durchmesser, 10 bis 20 mm langer und 0,2 bis 0,4 mm im Durchmesser erreichender Blütenstandstiel, dünn und kahl bis sehr fein behaart, 1 bis 2 pro Phyllodienachse, Blüten 5-zählig, Kelchblätter an der Basis vereint, linear, abgestumpft, bewimpert, Kronblätter und Fruchtknoten unbehaart	Frucht linear, bis 50 mm lang, bis zu 5 mm breit, hellbraun, Samen länglich in Hülse, Funiculus dünn, kurz, Samenmantel nicht vorhanden

Fortsetzung Tab. 1

Akazienart	Belaubung	Zweige / Rinde	Blühzeitraum in Australien / Blüten		Samen / Frucht
<i>Acacia victoriae</i> Benth.	Phyllodien graugrün, blaugrün, matt, bis 80 x 10 mm groß, lanzettlich bis verkehrtlanzettlich und gebogen bis sichelförmig, flach, kahl oder fein behaart, spitzer bis abgestumpfter Apex mit einem kurzen Stachel, auffallender Zentralnerv und schwache Lateralnerven, Pulvinus ca. 1 mm lang, kleine Drüse nahe der Basis, Nebenblätter bis 10 mm lang, paarig, starr, dornig	teilweise kantig, gefurcht, kahl oder fein behaart, häufig mehr oder weniger bereift, grau	8 bis 12	15 bis 30 cremefarbene oder blassgelbe Blüten in kugelförmigen Blütenköpfen, an schmalen 5 bis 15 (20) mm langen Blütenstandstielen, einzeln oder in Trauben in den Achseln der Phyllodien, Blüten 5-zählig, Kelchblätter linear-spatelförmig, Apex bewimpert, Kronblätter und Fruchtknoten kahl	Frucht länglich, 40 bis 80 mm lang, 6 bis 13 mm breit, Samen gesprenkelt, mehr oder weniger kugelförmig, transversal in der Hülse, Funiculus kurz, Samenanlage dick

Tab. 2: Kultivierte oder empfehlenswerte australische Pflanzen in Europa

(Quellen: v. HENTIG, 2002, JOHNSON &amp; BURCHETT, 1996, KAWOLLEK, 1997a,b)

Botanischer Name / Familie	Mögliche Verwendung	Status / Angebotsform	Anbieter gesamt in Europa (Quelle: PPP-index, 1997)
<i>Acacia</i> (versch.) Mimosaceae	Schnitt, Topf, Kübel, Bonsai	Schnitt	z. B. <i>A. victoriae</i> : 1, <i>A. dealbata</i> : 61
<i>Actinodium cunninghamii</i> Myrtaceae	Topf	empfehlenswert	0
<i>Actinotus helianthi</i> Apiaceae / Umbelliferae	Topf, Schnitt	empfehlenswert	0
<i>Alyogyne huegelii</i> (ehem. Hibiscus) Malvaceae	Topf, Stämmchen	empfehlenswert, entwickelt	17
<i>Anigozanthos manglesii</i> , <i>A. humilis</i> Haemodoraceae	Topf, Schnitt	Anbau in Europa	3 2
<i>Araucaria bidwillii</i> Araucariaceae	Kübel, Freiland	Anbau in Europa	0
<i>Baeckea virgata</i> Myrtaceae	Topf, Schnitt	empfehlenswert	2
<i>Banksia grandis</i> , <i>B. integrifolia</i> <i>B. hoojeriana</i> , <i>B. coccinea</i> Proteaceae	Schnitt, Trockenblume	Schnitt, Trockenblume besonders in Israel	1 4 0
<i>Boronia megastigma</i> , <i>B. heterophylla</i> Rutaceae	Schnitt, Zierpflanze	empfehlenswert, in England entw.	3 15
<i>Brachycome multifida</i> Asteraceae / Compositae	Ampel, Beet und Balkon, Steingarten	Anbau in Europa, Ampel, Beet und Balkon, Steingarten	9
<i>Callistemon citrinus</i> Myrtaceae	Topf	Anbau in Europa	39
<i>Cephalopterum drummondii</i> Compositae	Schnitt, Topf, Trocken	nicht bekannt	0
<i>Chamelaucium uncinatum</i> Myrtaceae	Balkon, Topf	Anbau in Europa, besonders Israel	0
<i>Cissus antarctica</i> Vitaceae	Ampel	Anbau in Europa	3
<i>Correa backhousiana</i> Rutaceae	Topf, Kübel, Ampel	empfehlenswert, entwickelt	21

Fortsetzung Tab.2

Botanischer Name / Familie	Mögliche Verwendung	Status / Angebotsform	Anbieter gesamt in Europa (Quelle: PPP-index 1997)
<i>Epacris paludosa</i> Epacridaceae	Topf	empfehlenswert, entwickelt	1
<i>Eucalyptus ficifolia</i> Myrtaceae	Kübel	empfehlenswert	9
<i>Ficus benjamina</i> , <i>F. pumila</i> Moraceae	Kübel	Anbau in Europa	7 23
<i>Grevillea rosmarinifolia</i> <i>G. juniperina</i> Proteaceae	Topf	empfehlenswert, (vermutlich in England entwickelt)	31 19
<i>Hardenbergia violacea</i> Fabaceae	Topf, Kübel	empfehlenswert, (vermutlich in England entwickelt)	8
<i>Helichrysum aenarium</i> <i>Helichrysum baxteri</i> <i>Helichrysum bracteatum</i> (syn. <i>Bracteantha bracteata</i> ) <i>H. italicum</i> Asteraceae	Topf, Ampel Ampel, Balkon, Trocken, Steingarten	Anbau in Europa Beet und Balkon	13 0 3 42
<i>Helipterum splendidum</i> <i>Helipterum anthemoides</i> (syn. <i>Rhodanthe anthemoides</i> ) Asteraceae / Compositae	Schnitt, Topf, Ampel Topf, Trocken	Anbau in Europa	0
<i>Hibbertia scandens</i> Dilleniaceae	Kübel	empfehlenswert, (vermutlich in England entwickelt)	14
<i>Isotoma fluviatilis</i> Campanulaceae	Beet und Balkon	empfehlenswert	13
<i>Lechenaultia formosa</i> , L. <i>biloba</i> Goodeniaceae	Topf, Steingarten	empfehlenswert (vor 1900 in Europa angebaut)	0
<i>Macropidia</i> Haemodoraceae	Schnitt, Topf	in Israel	0
<i>Myriocephalus stuartii</i> Compositae / Asteracea	Schnitt, Trocken	nicht bekannt	0
<i>Persoonia virgata</i> Proteaceae	Schnitt, Blatt	empfehlenswert, in Forschung	0



Fortsetzung Tab. 2

Botanischer Name / Familie	Mögliche Verwendung	Status / Angebotsform	Anbieter gesamt in Europa (Quelle: PPP-index 1997)
<i>Pimelea ferruginea</i> <i>Pimelea prostrata</i> Thymelaeaceae	Topf, Schnitt, Schnittgrün, Kübel, Stämmchen	bearbeitet, aber nicht gefestigt	3 11
<i>Prostanthera cuneata</i> , <i>versch.</i> Lamiaceae	Topf, Kübel	empfehlenswert, teilweise bearbeitet	54
<i>Ptilotus exaltatus</i> Amaranthaceae	Topf, Schnitt, Kübel	entwickelt, gefestigt	0
<i>Scaevola aemula</i> Goodeniaceae	Ampel, Schale, Beet und Balkon	Anbau in Europa	5
<i>Senna artemisioides</i> Caesalpiniaceae	Topf	empfehlenswert, tlw. bearbeitet	0
<i>Syzygium oleosum</i> <i>S. paniculatum</i> Myrtaceae	Topf, Kübel, Ampel	empfehlenswert, entwickelt	0 14
<i>Telopea speciosissima</i> <i>T. truncata</i> Proteaceae	Schnitt, Topf	empfehlenswert	1 7
<i>Thryptomene calycina</i> Myrtaceae	Schnitt, Topf, Balkon	empfehlenswert	0
<i>Waterhousea floribunda</i> Myrtaceae	Topf, Stämmchen	empfehlenswert, entwickelt	0

## Teil 2 Versuchsmaterial / Untersuchungsmethoden

### Düngung

Wuxal Super

Dahlem vom 02.08.200 bis 30.09.2000 und ab Ende März 2001 zweiwöchentlich, zusätzlich am 16.11.2000 und 23.02.2001, 0,1 %

Köpenick 14.05.1999 bis 30.09.1999, sowie 12.05.2000 bis 02.08.2000 im zweiwöchentlichen Abstand, 0,1 %

Dahlem Laktophol am 13.03.2001, 20 ml/l (gespritzt)

### vorbeugender Pflanzenschutz:

Previkur N (Propamocarb-hydrochlorid 722 g/l) mit einer Konzentration von 12,5 ml auf 10 l Wasser

#### Pflanzenschutz Dahlem

Termin	Nützling / Pflanzenschutzmittel	Einsatz gegen (Schädling)
30.03.2001	Neem (0,3 %)	Thrips
verschiedene	<i>Encarsia formosa</i>	Weißer Fliege
verschiedene	<i>Amblyseius</i>	Thrips

#### Pflanzenschutz Köpenick

Termin	Schädling	Pflanzenschutzmittel	Einsatzort
29.10.1998	Weißer Fliege	Cannate	H 12b
05.11.1998	Trauermücken	Thiodan	Klimakammer
02.12.1998	Weißer Fliege	Cannate	H 12b
16.12.1998	Weißer Fliege	Ultracid	H 12b
23.12.1998	Weißer Fliege	Thiodan	H 12b
26.02.1999	Weißer Fliege	Decis	H 12b
15.04.1999	Weißer Fliege	Confidor	H 12b
	Trauermücken	Tamaren	H 12b
	Trauermücken	Perfektion	H 12b

**Lichtwerte:**

Klimakammer = 150  $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$

Folienhaus = 30  $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$  (Dezember 2001, Standort Dahlem)

Freiland = 40  $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$  (Dezember 2001, Standort Dahlem)

**Hemmstoff:**

Gartenbau-Cycocel (G-CCC)

Wirkstoffe (nach EVERS, 1987)

40 % Chlormequat

28 % Cholinchlorid

5 % Rein-Stickstoff

0,1 % Magnesium, Mangan, Kupfer in Chelatform

Netzmittel

**Saatgut**

Vermehrungsversuch 1999

Saatgut des Botanischen Gartens Berlin-Dahlem:

<i>A. asparagoides</i>	<i>A. havilandii</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>
<i>A. buxifolia</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. ulicifolia</i>
<i>A. calamifolia</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. victoriae</i>

Vermehrungsversuch 2000

Saatgut der Firma Nindethana Seed Service, PO BOX 2121, Albany, Western Australia 6331

**Stecklingsmaterial:**

Botanischer Garten Berlin-Dahlem:

<i>A. baileyana</i> var. <i>purpurea</i>	<i>A. decora</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>sophorae</i>
<i>A. baileyana</i>	<i>A. hamiltoniana</i>	<i>A. pycnantha</i>
<i>A. buxifolia</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>
<i>A. calamifolia</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. victoriae</i>
<i>A. cultriformis</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	

Pflanzen des Botanischen Gartens Halle für Stecklingsgewinnung: *Acacia ligustrina*

Pflanzen des Botanischen Gartens Dresden für Stecklingsgewinnung: *Acacia longifolia* var. *floribunda*

Tab. 3: Übersicht der Substrate

Angaben laut Hersteller

Substrat	Struktur	Düngung	Substratgruppe	Zusammensetzung	pH (CaCl <sub>2</sub> )	Salz [g/l]	N [mg/l]	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> [mg/l]	K <sub>2</sub> O [mg/l]
Einheitserde Typ 0	fein	niedrig	Weißtorf	70 % Weißtorf, Ton	6,0	0,5	50	80	80
Einheitserde Typ VM	fein	niedrig	Weißtorf	70 % Weißtorf, Ton, Perlit	5,9	1,3	100 –250	100 - 250	100 – 250
Einheitserde Typ P	fein	niedrig	Weißtorf	70 % Weißtorf, Ton	6,0	1,5	100 –250	100 –250	100 –250
Einheitserde Typ T	mittel	hoch	Ton	70 % Weißtorf, Ton	5,9	3,0	250 - 450	240 - 450	300 - 500
Basissubstrat (Kultursubstrat) Firma Stender				95 % Weißtorf, Ton	5-6	<1,5	<300	<300	<400
Quarzkies	Körnung 2 - 3 mm (Produktbezeichnung Dorsilit)								

**Klimawerte**

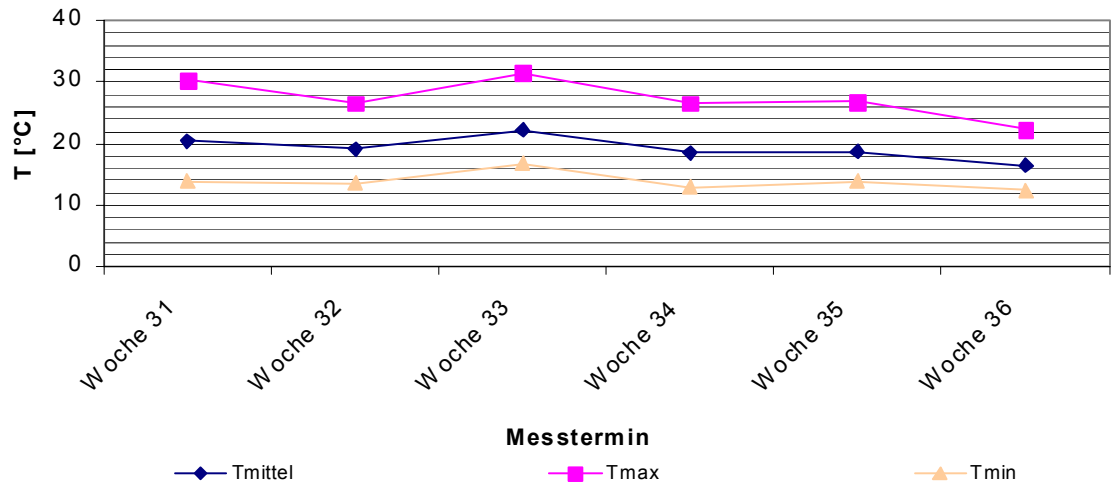


Abb. 1: Außentemperatur am Standort Dahlem (Aug. / Sept. 2000)

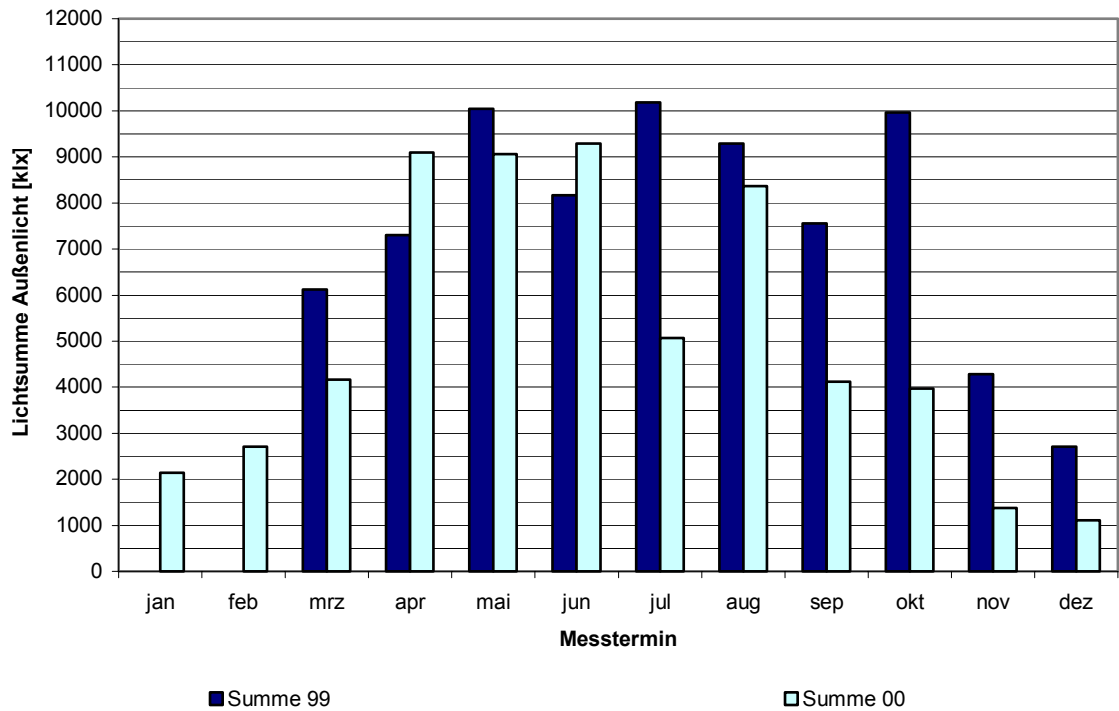


Abb. 2: Außenlicht gesamt (Standorte Köpenick / Dahlem ab 08/2000)

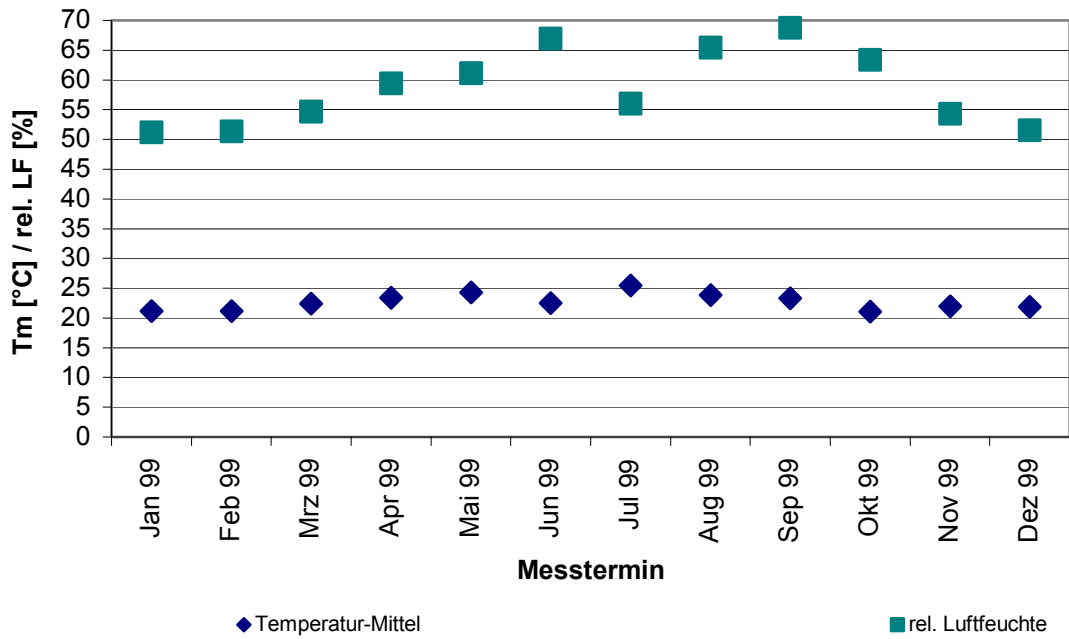


Abb. 3: Klimawerte am Standort Köpenick Haus 12b (1999)

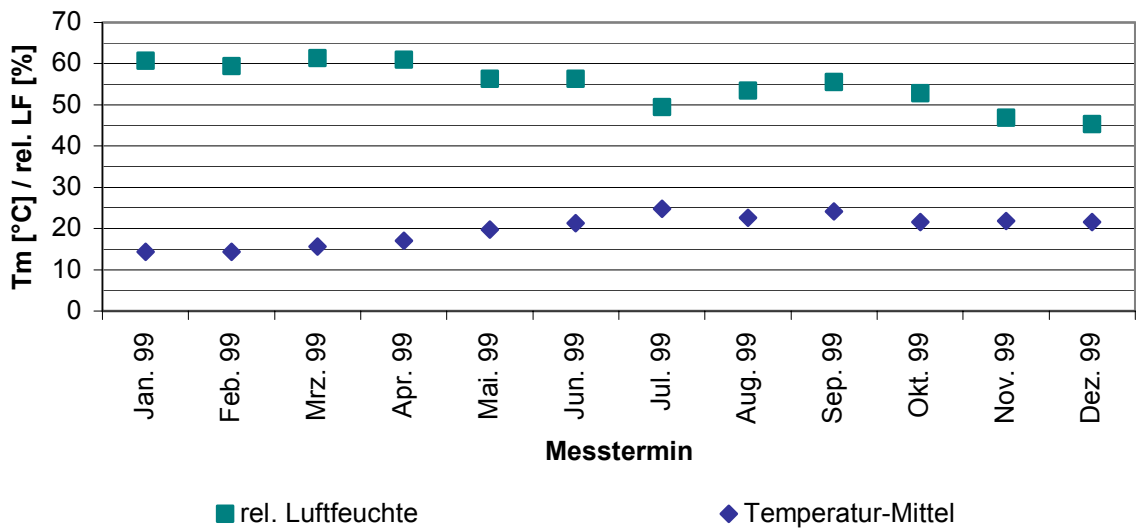


Abb. 4: Klimawerte am Standort Köpenick Haus 8 (1999)

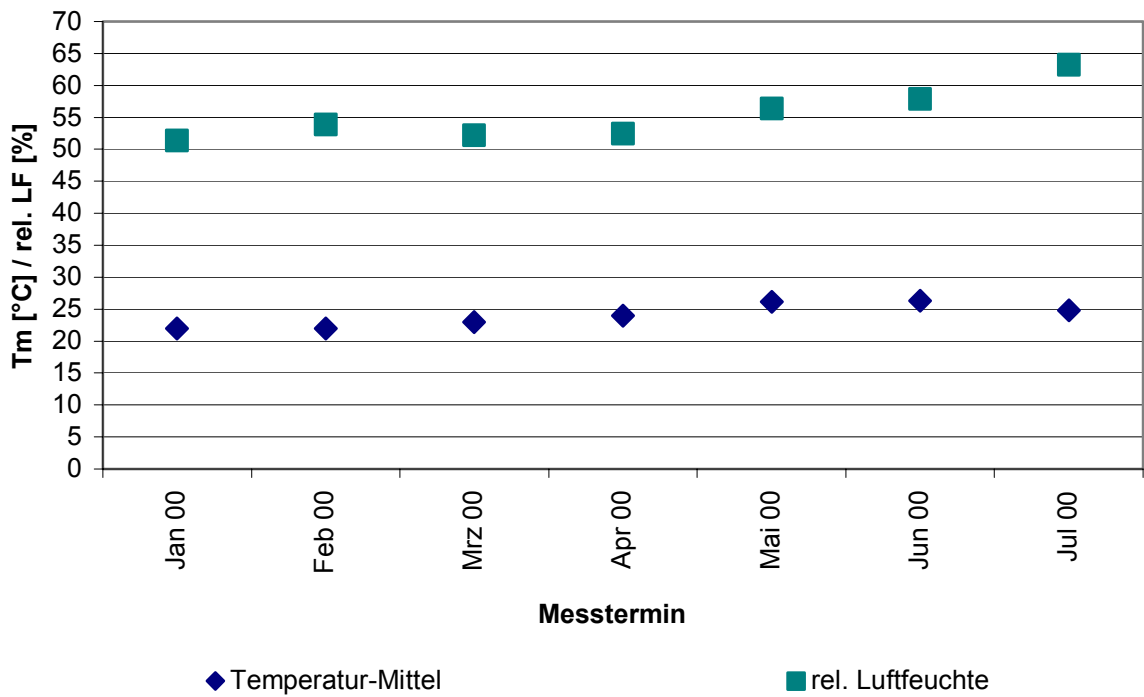


Abb. 5: Klimawerte am Standort Köpenick Haus 12b (2000)

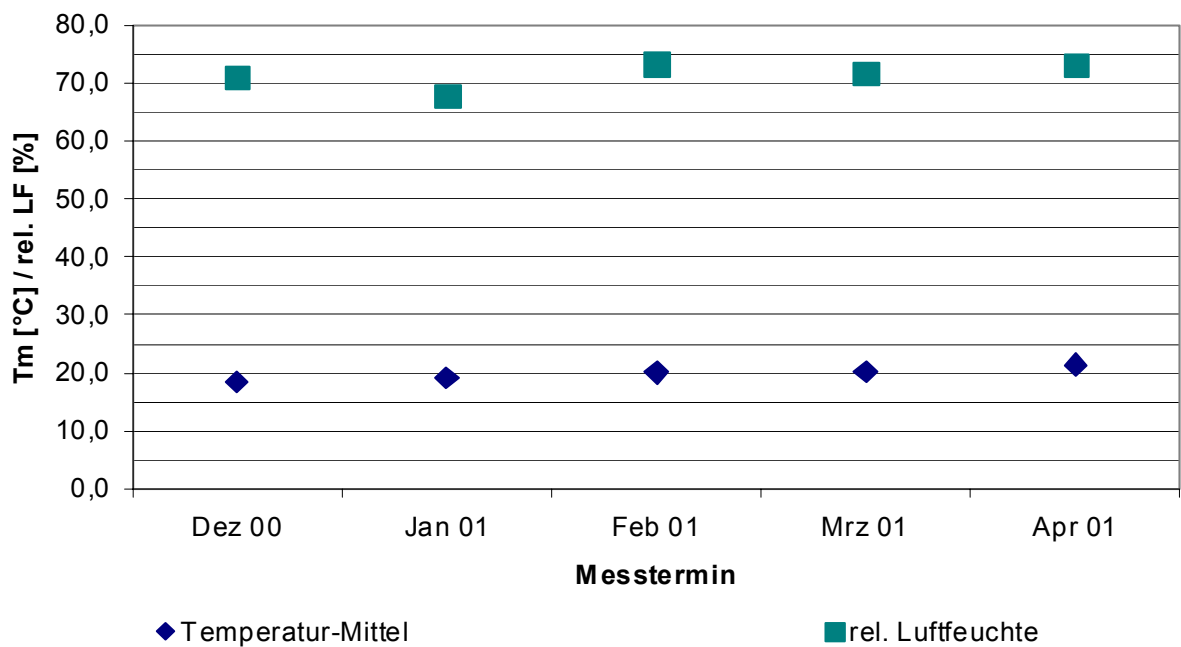


Abb. 6: Klimawerte am Standort Dahlem Haus 7 (2000/2001)

## Teil 3 Generative Vermehrung

Tab. 4: Übersicht über Durchführung und Ergebnisse der generativen Vermehrungsversuche

Akazienart	Termin der Behandlung	Termin der Aussaat	Herkunft der Samen	Alter der Samen	Behandlung	Substrat	Anzahl gesäter Korn [Stk]	KD bis zur ersten Keimung [d]	KD bis zur letzten Keimung [d]	Anzahl gekeimter Samen [Stk]	Keimrate [%]
<i>A. asparagoides</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	18	18	1	2
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	40	32	39	6	15
	15.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	SW	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
<i>A. buxifolia</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	45	5	18	14	31
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	30	25	53	9	30
	15.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	SW	TKS 1:Sand 2:1	33	/	/	0	0
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	11	22	29	58
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	8	22	15	30
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	18	22	2	4
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	11	11	3	6
<i>A. calamifolia</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	40	12	12	23	58
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	14	/	/	0	0
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	6	22	40	80
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	11	22	20	40
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	15	22	7	14
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	4	11	5	10
<i>A. havilandii</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	43	12	12	11	26
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	8	22	10	20
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	8	63	19	38
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	7	48	18	36

BG: Botanischer Garten Berlin-Dahlem, Nindethana: kommerzielle Saatgutfirma in Australien, H: Einwirken hoher Temperaturen, mB: mechanische Beschädigung, SS: Behandlung mit konz. Schwefelsäure, SW: Behandlung mit Smoky Water, VQ: Vorquellen in Wasser, EEP: Einheitserde Typ P, TKS 1: Torfkultursubstrat, KD: Keimdauer



Fortsetzung Tab. 4

Akazienart	Termin der Behandlung	Termin der Aussaat	Herkunft der Samen	Alter der Samen	Behandlung	Substrat	Anzahl gesäter Korn [Stk]	KD bis zur ersten Keimung [d]	KD bis zur letzten Keimung [d]	Keimrate [Stk]	Keimrate [%]
<i>A. iteaphylla</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	49	5	18	27	55
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	24	25	39	14	58
	15.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	SW	TKS 1:Sand 2:1	24	/	/	0	0
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	5	22	32	64
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	63	63	1	2
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	15	22	10	20
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	48	48	2	4
<i>A. ligustrina</i>	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	8	63	27	54
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	6	63	9	18
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	15	22	1	2
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	7	48	5	10
<i>A. linearifolia</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	30	12	18	4	13
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	16	25	39	5	31
	15.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	SW	TKS 1:Sand 2:1	16	/	/	0	0
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	8	22	38	76
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	6	22	15	30
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	18	22	1	2
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	7	48	3	6
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	5	22	47	94
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	11	22	43	86
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	15	22	43	86
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	11	48	7	14

Fortsetzung Tab. 4

Akazienart	Termin der Behandlung	Termin der Aussaat	Herkunft der Samen	Alter der Samen	Behandlung	Substrat	Anzahl gesäter Korn [Stk]	KD bis zur ersten Keimung [d]	KD bis zur letzten Keimung [d]	Anzahl gekeimter Samen [Stk]	Keimrate [%]
<i>A. pycnantha</i>	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	8	22	39	78
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	15	63	17	34
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	63	63	5	10
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	12	12	26	52
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	40	25	39	11	28
	15.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	SW	TKS 1:Sand 2:1	40	27	46	3	8
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	5	22	40	80
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	15	63	22	44
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	18	63	24	48
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	11	48	21	42
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	5	22	49	98
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	8	63	33	66
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	22	63	9	18
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	11	48	4	8

Fortsetzung Tab. 4

Akazienart	Termin der Behandlung	Termin der Aussaat	Herkunft der Samen	Alter der Samen	Behandlung	Substrat	Anzahl gesäter Korn [Stk]	KD bis zur ersten Keimung [d]	KD bis zur letzten Keimung [d]	Anzahl gekeimter Samen [Stk]	Keimrate [%]
<i>A. ulicifolia</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	40	/	/	0	0
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	30	25	39	22	73
	15.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	SW	TKS 1:Sand 2:1	14	/	/	0	0
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	15	63	4	8
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	18	63	1	2
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	22	63	2	4
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	/	/	0	0
<i>A. victoriae</i>	29.01.99	29.01.99	BG Dahlem	2 Jahre	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	12	18	6	12
	12.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	VQ	TKS 1:Sand 2:1	35	32	32	2	6
	15.02.99	16.02.99	BG Dahlem	2 Jahre	SW	TKS 1:Sand 2:1	40	32	32	3	8
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	mB	TKS 1:Sand 2:1	50	5	22	43	86
	21.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	VQ	TKS 1:Sand 2:1	50	6	22	8	16
	24.02.00	24.02.00	Nindethana	3 Monate	H	TKS 1:Sand 2:1	50	6	18	4	8
	06.03.00	06.03.00	Nindethana	3 Monate	SS	TKS 1:Sand 2:1	50	7	11	13	26

Tab. 5: statistische Auswertung der Keimraten bei unterschiedlichem Saatgutalter nach mechanischer Beschädigung der Samen

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	Saatgutalter: 2 Jahre	Saatgutalter: 3 Monate		
<i>A. buxifolia</i>	31,10	58,00	0,013	s
<i>A. calamifolia</i>	67,60	80,00	0,212	ns
<i>A. havilandii</i>	25,60	20,00	0,621	ns
<i>A. iteaphylla</i>	55,10	64,00	0,416	ns
<i>A. linearifolia</i>	13,30	76,00	0,000	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	52,00	80,00	0,006	s
<i>A. ulicifolia</i>	00,00	08,00	nb	
<i>A. victoriae</i>	12,00	86,00	0,000	s

Tab. 6: statistische Auswertung der Keimraten bei unterschiedlichem Saatgutalter nach Vorquellen der Samen

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	Saatgutalter: 2 Jahre	Saatgutalter: 3 Monate		
<i>A. buxifolia</i>	30,00	30,00	1,000	ns
<i>A. calamifolia</i>	00,00	40,00	nb	
<i>A. iteaphylla</i>	58,30	02,00	nb	
<i>A. linearifolia</i>	31,30	30,00	nb	
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	27,50	46,00	0,084	ns
<i>A. ulicifolia</i>	73,30	02,00	0,000	s
<i>A. victoriae</i>	05,70	16,00	nb	

Tab. 7: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und Vorquellen des Saatgutes (Versuch 1999)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	mechan. Beschädigung	Vorquellen		
<i>A. asparagoides</i>	02,00	15,00	nb	s
<i>A. buxifolia</i>	31,10	30,00	1,000	ns
<i>A. calamifolia</i>	57,50	00,00	0,000	s
<i>A. iteaphylla</i>	55,10	58,30	1,000	ns
<i>A. linearifolia</i>	13,30	31,30	nb	
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	52,00	27,50	0,001	s
<i>A. ulicifolia</i>	00,00	73,30	0,000	s
<i>A. victoriae</i>	12,00	05,70	nb	

Tab. 8: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und Seed Starter (Versuch 1999)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für $p=0,05$
	mechan. Beschädigung	Seed Starter		
<i>A. asparagoides</i>	02,00	00,00	nb	
<i>A. buxifolia</i>	31,10	00,00	0,000	s
<i>A. iteaphylla</i>	55,10	00,00	0,000	s
<i>A. linearifolia</i>	13,30	00,00	nb	
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	52,00	07,50	0,000	s
<i>A. ulicifolia</i>	00,00	00,00	nb	
<i>A. victoriae</i>	12,00	07,50	nb	

Tab. 9: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden Vorquellen und Seed Starter (Versuch 1999)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für $p=0,05$
	Seed Starter	Vorquellen		
<i>A. asparagoides</i>	00,00	15,00	nb	
<i>A. buxifolia</i>	00,00	30,00	nb	
<i>A. iteaphylla</i>	00,00	00,00	0,000	s
<i>A. linearifolia</i>	00,00	58,30	nb	
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	07,50	31,30	0,037	s
<i>A. ulicifolia</i>	00,00	27,50	0,000	s
<i>A. victoriae</i>	07,50	73,30	nb	

Tab. 10: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und Vorquellen (Versuch 2000)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für $p=0,05$
	mechan. Beschädigung	Vorquellen		
<i>A. buxifolia</i>	58,00	30,00	0,008	s
<i>A. calamifolia</i>	80,00	40,00	0,000	s
<i>A. havilandii</i>	20,00	38,00	0,077	ns
<i>A. iteaphylla</i>	64,00	02,00	0,000	s
<i>A. ligustrina</i>	54,00	18,00	0,000	s
<i>A. linearifolia</i>	76,00	30,00	0,000	s
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	94,00	86,00	0,318	ns

Fortsetzung Tab. 10

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	mechan. Beschädigung	Vorquellen		
<i>A. pycnantha</i>	78,00	36,00	0,000	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	80,00	46,00	0,000	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	98,00	68,00	0,000	s
<i>A. ulicifolia</i>	08,00	02,00	nb	
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	00,00	04,00	nb	
<i>A. victoriae</i>	86,00	16,00	0,000	s

Tab. 11: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und hohe Temperatur (Versuch 2000)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	mechan. Beschädigung	hohe Temperatur		
<i>A. buxifolia</i>	58,00	04,00	0,000	s
<i>A. calamifolia</i>	80,00	14,00	0,000	s
<i>A. havilandii</i>	20,00	00,00	0,000	s
<i>A. iteaphylla</i>	64,00	20,00	0,000	s
<i>A. ligustrina</i>	54,00	02,00	0,000	s
<i>A. linearifolia</i>	76,00	30,00	0,000	s
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	94,00	86,00	0,318	ns
<i>A. pycnantha</i>	78,00	10,00	0,000	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	80,00	48,00	0,003	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	98,00	18,00	0,000	s
<i>A. ulicifolia</i>	08,00	00,00	nb	
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	00,00	0,000	nb	
<i>A. victoriae</i>	86,00	08,00	0,000	s

Tab. 12: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und konz. Schwefelsäure (Versuch 2000)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	mechan. Beschädigung	konz. Schwefelsäure		
<i>A. buxifolia</i>	58,00	06,00	0,000	s
<i>A. calamifolia</i>	80,00	10,00	0,000	s
<i>A. havilandii</i>	20,00	36,00	0,118	ns
<i>A. iteaphylla</i>	64,00	04,00	0,000	s
<i>A. ligustrina</i>	54,00	10,00	0,000	s
<i>A. linearifolia</i>	76,00	06,00	0,000	s
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	94,00	14,00	0,000	s
<i>A. pycnantha</i>	78,00	00,00	0,000	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	80,00	42,00	0,000	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	98,00	08,00	0,000	s
<i>A. ulicifolia</i>	08,00	00,00	nb	
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	00,00	00,00	nb	
<i>A. victoriae</i>	86,00	26,00	0,000	s

Tab. 13: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden Vorquellen und hohe Temperatur (Versuch 2000)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	Vorquellen	hohe Temperatur		
<i>A. buxifolia</i>	30,00	04,00	0,001	s
<i>A. calamifolia</i>	40,00	14,00	0,003	s
<i>A. havilandii</i>	38,00	00,00	0,000	s
<i>A. iteaphylla</i>	02,00	20,00	0,008	s
<i>A. ligustrina</i>	18,00	02,00	0,016	s
<i>A. linearifolia</i>	30,00	30,00	0,000	s
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	86,00	86,00	1,000	ns
<i>A. pycnantha</i>	36,00	10,00	0,004	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	46,00	48,00	0,841	ns
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	68,00	18,00	0,000	s

Fortsetzung Tab. 13

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	Vorquellen	hohe Temperatur		
<i>A. ulicifolia</i>	02,00	00,00	nb	
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	04,00	0,000	nb	
<i>A. victoriae</i>	16,00	08,00	0,357	ns

Tab. 14: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden Vorquellen und konz. Schwefelsäure (Versuch 2000)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für p=0,05
	Vorquellen	konz. Schwefelsäure		
<i>A. buxifolia</i>	30,00	06,00	0,003	s
<i>A. calamifolia</i>	40,00	10,00	0,000	s
<i>A. havilandii</i>	38,00	36,00	1,000	ns
<i>A. iteaphylla</i>	02,00	04,00	nb	
<i>A. ligustrina</i>	18,00	10,00	0,388	ns
<i>A. linearifolia</i>	30,00	06,00	0,002	s
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	86,00	14,00	0,000	s
<i>A. pycnantha</i>	36,00	00,00	0,000	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	46,00	42,00	0,840	ns
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	68,00	08,00	0,000	s
<i>A. ulicifolia</i>	02,00	00,00	nb	
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	04,00	00,00	nb	
<i>A. victoriae</i>	16,00	26,00	0,326	ns



Tab. 15: statistische Auswertung zwischen den Behandlungsmethoden hohe Temperatur und konz. Schwefelsäure (Versuch 2000)

Akazienart	Keimrate [%]		Exakte Signifikanz nach Test von Fisher	Signifikanz für $p=0,05$
	hohe Temperatur	konz. Schwefelsäure		
<i>A. buxifolia</i>	04,00	06,00	nb	
<i>A. calamifolia</i>	14,00	10,00	0,760	ns
<i>A. havilandii</i>	00,00	36,00	0,000	s
<i>A. iteaphylla</i>	20,00	04,00	0,028	s
<i>A. ligustrina</i>	02,00	10,00	nb	
<i>A. linearifolia</i>	30,00	06,00	nb	
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	86,00	14,00	0,000	s
<i>A. pycnantha</i>	10,00	00,00	nb	
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	48,00	42,00	0,547	ns
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	18,00	08,00	0,234	ns
<i>A. ulicifolia</i>	00,00	00,00	nb	
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	0,000	00,00	nb	
<i>A. victoriae</i>	08,00	26,00	0,031	s

Tab. 16: Übersicht über Keimraten des generativen Vermehrungsversuches 2000

Behandlung: Akazienart		mechanische Besch.		Vorquellen		Einwirken hoher T.		konz. Schwefelsäure	
		gekeimt	nicht gekeimt	gekeimt	nicht gekeimt	gekeimt	nicht gekeimt	gekeimt	nicht gekeimt
<b>A. buxifolia</b>	Keimrate [Stk]	29	21	15	35	2	48	3	47
	Keimrate [%]	58,00	42,00	30,00	70,00	4,00	96,00	6,00	94,00
<b>A. calamifolia</b>	Keimrate [Stk]	40	10	20	30	7	43	5	45
	Keimrate [%]	80,00	20,00	40,00	60,00	14,00	86,00	10,00	90,00
<b>A. havilandii</b>	Keimrate [Stk]	10	40	19	31		50	18	32
	Keimrate [%]	20,00	80,00	38,00	62,00		100,00	36,00	64,00
<b>A. iteaphylla</b>	Keimrate [Stk]	32	18	1	49	10	40	2	48
	Keimrate [%]	64,00	36,00	2,00	98,00	20,00	80,00	4,00	96,00
<b>A. ligustrina</b>	Keimrate [Stk]	27	23	9	41	1	49	5	45
	Keimrate [%]	54,00	46,00	18,00	82,00	2,00	98,00	10,00	90,00
<b>A. linearifolia</b>	Keimrate [Stk]	38	12	15	35	15	35	3	47
	Keimrate [%]	76,00	24,00	30,00	70,00	30,00	70,00	6,00	94,00
<b>A. longifolia var. lognifolia</b>	Keimrate [Stk]	47	3	43	7	43	7	7	43
	Keimrate [%]	94,00	6,00	86,00	14,00	86,00	14,00	14,00	86,00
<b>A. pycnantha</b>	Keimrate [Stk]	39	11	18	32	5	45		50
	Keimrate [%]	78,00	22,00	36,00	64,00	10,00	90,00		100,00
<b>A. retinodes var. retinodes</b>	Keimrate [Stk]	40	10	23	27	24	26	21	29
	Keimrate [%]	80,00	20,00	46,00	54,00	48,00	52,00	42,00	58,00
<b>A. retinodes var. blue leaf</b>	Keimrate [Stk]	49	1	34	16	9	41	4	46
	Keimrate [%]	98,00	2,00	68,00	32,00	18,00	82,00	8,00	92,00
<b>A. ulicifolia</b>	Keimrate [Stk]	4	46	1	49		50		50
	Keimrate [%]	8,00	92,00	2,00	98,00		100,00		100,00
<b>A. ulicifolia var. brownei</b>	Keimrate [Stk]		50	2	48		50		50
	Keimrate [%]		100,00	4,00	96,00		100,00		100,00
<b>A. victoriae</b>	Keimrate [Stk]	43	7	8	42	4	46	13	37
	Keimrate [%]	86,00	14,00	16,00	84,00	8,00	92,00	26,00	74,00

Tab. 17: Übersicht über Keimraten des generativen Vermehrungsversuches 1999

Behandlung:		mechan. Besch.		Vorquellen		Seed Starter	
Akazienart		gekeimt	nicht gekeimt	gekeimt	nicht gekeimt	gekeimt	nicht gekeimt
<i>A. asparagoides</i>	Keimrate [Stk]	1	49	6	34		50
	Keimrate [%]	2,00	98,00	15,00	85,00		100,00
<i>A. buxifolia</i>	Keimrate [Stk]	14	31	9	21		33
	Keimrate [%]	31,10	68,90	30,00	70,00		100,00
<i>A. calamifolia</i>	Keimrate [Stk]	23	17		14		
	Keimrate [%]	57,50	42,50		100,00		
<i>A. havilandii</i>	Keimrate [Stk]	11	32				
	Keimrate [%]	25,60	74,40				
<i>A. iteaphylla</i>	Keimrate [Stk]	27	22	14	10		24
	Keimrate [%]	55,10	44,90	58,30	41,70		100,00
<i>A. linearifolia</i>	Keimrate [Stk]	4	26	5	11		16
	Keimrate [%]	13,30	86,70	31,30	68,80		100,00
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	Keimrate [Stk]	26	24	11	29	3	37
	Keimrate [%]	52,00	48,00	27,50	72,50	7,50	92,50
<i>A. ulicifolia</i>	Keimrate [Stk]		40	22	8		14
	Keimrate [%]		100,00	73,30	26,70		100,00
<i>A. victoriae</i>	Keimrate [Stk]	6	44	2	33	3	37
	Keimrate [%]	12	88	5,70	94,30	7,50	92,50

Tab. 18: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach mechanischer Beschädigung (Versuch 1999)

	<i>A. buxifolia</i>	<i>A. calamifolia</i>	<i>A. havilandii</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. retinodes</i>	<i>A. ulicifolia</i>	<i>A. victoriaeae</i>
<i>A. asparagoides</i>	0,000 (s)	0,000 (s)	0,001 (s)	0,000 (s)	nb	0,000 (s)	nb	nb
<i>A. buxifolia</i>		0,017 (s)	0,640 (ns)	0,023 (s)	0,101 (ns)	0,061 (ns)	0,000 (s)	0,026 (s)
<i>A. calamifolia</i>			0,001 (s)	0,373 (ns)	0,000 (s)	0,266 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. havilandii</i>				0,006 (s)	0,001 (s)	1,000 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. iteaphylla</i>					0,000 (s)	0,841 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. linearifolia</i>						0,001 (s)	nb	nb
<i>A. retinodes</i>							0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. ulicifolia</i>								nb

Tab. 19: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach dem Vorquellen (Versuch 1999)

	<i>A. buxifolia</i>	<i>A. calamifolia</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. retinodes</i>	<i>A. ulicifolia</i>	<i>A. victoriaeae</i>
<i>A. asparagoides</i>	0,151 (ns)	nb	0,001 (s)	nb	0,274 (ns)	0,000 (s)	nb
<i>A. buxifolia</i>		nb	0,053 (ns)	nb	1,000 (ns)	0,002 (s)	0,017 (s)
<i>A. calamifolia</i>			0,000 (s)	nb	nb	0,000 (s)	nb
<i>A. iteaphylla</i>				0,117 (ns)	0,019 (s)	0,264 (ns)	0,000 (s)
<i>A. linearifolia</i>					nb	0,011 (s)	nb
<i>A. retinodes</i>						0,000 (s)	0,015 (s)
<i>A. ulicifolia</i>							0,000 (s)

Tab. 20: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach der Behandlung mit Seed Starter (Versuch 1999)

	<i>A. buxifolia</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. retinodes</i>	<i>A. ulicifolia</i>	<i>A. victoriaeae</i>
<i>A. asparagoides</i>	k	k	k	nb	k	nb
<i>A. buxifolia</i>		k	k	nb	k	nb
<i>A. iteaphylla</i>			k	nb	k	nb
<i>A. linearifolia</i>				nb	k	nb
<i>A. retinodes</i>					nb	nb
<i>A. ulicifolia</i>						nb

Tab. 21: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach mechanischer Beschädigung (Versuch 2000)

	<i>A. calamifolia</i>	<i>A. havilandii</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. ligustrina</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	<i>A. pycnantha</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	<i>A. ulicifolia</i>	<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	<i>A. victoriae</i>
<i>A. buxifolia</i>	0,030 (s)	0,000 (s)	0,682 (ns)	0,840 (ns)	0,088 (ns)	0,000 (s)	0,053 (ns)	0,030 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,003 (s)
<i>A. calamifolia</i>		0,000 (s)	0,118 (ns)	0,010 (s)	0,810 (ns)	0,070 (ns)	1,000 (ns)	1,000 (ns)	0,008 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,595 (ns)
<i>A. havilandii</i>			0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,148 (ns)	0,001 (s)	0,000 (s)
<i>A. iteaphylla</i>				0,416 (ns)	0,275 (ns)	0,000 (s)	0,186 (ns)	0,118 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,020 (s)
<i>A. ligustrina</i>					0,035 (s)	0,000 (s)	0,020 (s)	0,010 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,001 (s)
<i>A. linearifolia</i>						0,023 (s)	1,000 (ns)	0,810 (ns)	0,002 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,308 (ns)
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>							0,041 (s)	0,071 (ns)	nb	0,000 (s)	0,000 (s)	0,318 (ns)
<i>A. pycnantha</i>								1,000 (ns)	0,004 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,436 (ns)
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>									0,008 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,595 (ns)
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>										0,000 (s)	0,000 (s)	nb
<i>A. ulicifolia</i>											nb	0,000 (s)
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>												nb

Tab. 22: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach dem Vorquellen (Versuch 2000)

	<i>A. calamifolia</i>	<i>A. havilandii</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. ligustrina</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	<i>A. pycnantha</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	<i>A. ulicifolia</i>	<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	<i>A. victoriae</i>
<i>A. buxifolia</i>	0,402 (ns)	0,527 (ns)	0,000 (s)	0,241 (ns)	1,000 (ns)	0,000 (s)	0,671 (ns)	0,149 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,001 (s)	0,153 (ns)
<i>A. calamifolia</i>		1,000 (ns)	0,000 (s)	0,027 (s)	0,402 (ns)	0,000 (s)	0,679 (ns)	0,840 (ns)	0,016 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,013 (s)
<i>A. havilandii</i>			0,000 (s)	0,044 (s)	0,527 (ns)	0,000 (s)	0,835 (ns)	0,685 (ns)	0,009 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,023 (s)
<i>A. iteaphylla</i>				0,016 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	nb	nb	nb
<i>A. ligustrina</i>					0,241 (ns)	0,000 (s)	0,110 (ns)	0,009 (s)	0,000 (s)	0,016 (s)	0,510 (ns)	1,000 (ns)
<i>A. linearifolia</i>						0,000 (s)	0,830 (ns)	0,214 (ns)	0,001 (s)	0,000 (s)	0,001 (s)	0,153 (ns)
<i>A. longifolia</i>							0,000 (s)	0,000 (s)	0,034 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. pycnantha</i>								0,412 (ns)	0,003 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,063 (ns)
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>									0,044 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,004 (s)
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>										0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. ulicifolia</i>											nb	nb
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>												0,092 (ns)

Tab. 23: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach dem Einwirken hoher Temperaturen (Versuch 2000)

	<i>A. calamifolia</i>	<i>A. havilandii</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. ligustrina</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	<i>A. pycnantha</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	<i>A. ulicifolia</i>	<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>	<i>A. victoriae</i>
<i>A. buxifolia</i>	nb	nb	0,028 (s)	nb	0,010 (s)	0,000 (s)	nb	0,000 (s)	0,051 (ns)	nb	nb	nb
<i>A. calamifolia</i>		nb	0,595	nb	nb	0,000 (s)	0,760 (ns)	0,000 (s)	0,786 (ns)	nb	nb	0,525 (ns)
<i>A. havilandii</i>			0,001 (s)	nb	nb	0,000 (s)	nb	0,000 (s)	nb	nb	nb	nb
<i>A. iteaphylla</i>				0,008 (s)	0,008 (s)	0,000 (s)	0,262 (ns)	0,006 (s)	1,000 (ns)	0,001 (s)	0,001 (s)	0,148 (ns)
<i>A. ligustrina</i>					nb	0,000 (s)	nb	0,000 (s)	0,016 (s)	nb	nb	nb
<i>A. linearifolia</i>						0,000 (s)	nb	0,000 (s)	0,016 (s)	nb	nb	nb
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>							0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. pycnantha</i>								0,000 (s)	0,388 (ns)	nb	nb	nb
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>									0,003 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>										nb	nb	0,234 (ns)
<i>A. ulicifolia</i>											nb	nb
<i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i>												nb

Tab. 24: statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach der Behandlung mit konz. Schwefelsäure (Versuch 2000)

	<i>A. calamifolia</i>	<i>A. havilandii</i>	<i>A. iteaphylla</i>	<i>A. ligustrina</i>	<i>A. linearifolia</i>	<i>A. longifolia</i>	<i>A. pycnantha</i>	<i>A. retinodes</i> <i>var. retinodes</i>	<i>A. retinodes</i> <i>var. blue leaf</i>	<i>A. ulicifolia</i>	<i>A. ulicifolia</i> <i>var. brownei</i>	<i>A. victoriae</i>
<i>A. buxifolia</i>	nb	0,000 (s)	nb	nb	nb	0,318 (ns)	nb	0,000 (s)	nb	nb	nb	0,012 (s)
<i>A. calamifolia</i>		0,004 (s)	nb	1,000 (ns)	nb	0,760 (ns)	nb	0,000 (s)	nb	nb	nb	0,066 (ns)
<i>A. havilandii</i>			0,000 (s)	0,004 (s)	0,000 (s)	0,020 (s)	0,000 (s)	0,682 (ns)	0,001 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,387 (ns)
<i>A. iteaphylla</i>				nb	nb	nb	nb	0,000 (s)	nb	nb	nb	0,004 (s)
<i>A. ligustrina</i>					nb	0,760 (ns)	nb	0,000 (s)	nb	nb	nb	0,066 (ns)
<i>A. linearifolia</i>						0,318 (ns)	nb	0,000 (s)	nb	nb	nb	0,012 (s)
<i>A. longifolia</i>							nb	0,003 (s)	0,525 (ns)	nb	nb	0,211 (ns)
<i>A. pycnantha</i>								0,000 (s)	nb	nb	nb	0,000 (s)
<i>A. retinodes</i> <i>var. retinodes</i>									0,000 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)	0,139 (ns)
<i>A. retinodes</i> <i>var. blue leaf</i>										nb	nb	0,031 (s)
<i>A. ulicifolia</i>											nb	0,000 (s)
<i>A. ulicifolia</i> <i>var. brownei</i>												0,000 (s)



Abbildungen der Akaziensämlinge

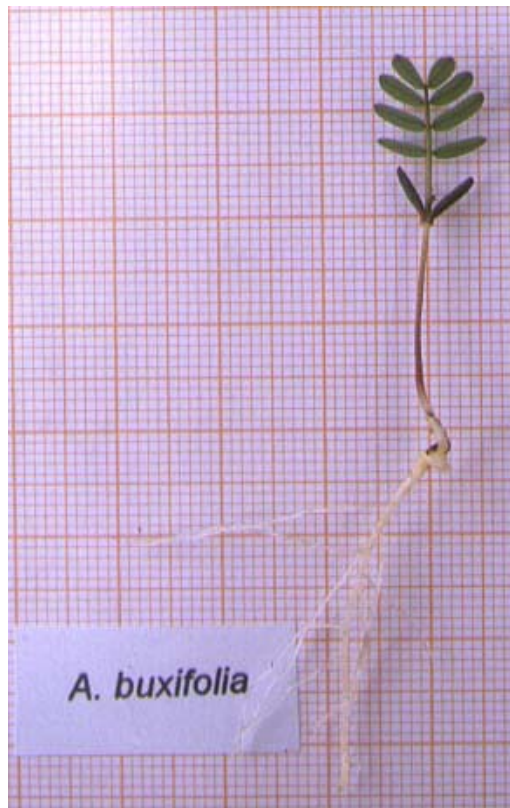


Abb. 7: Sämling von *A. buxifolia*



Abb. 8: Sämling von *A. calamifolia*

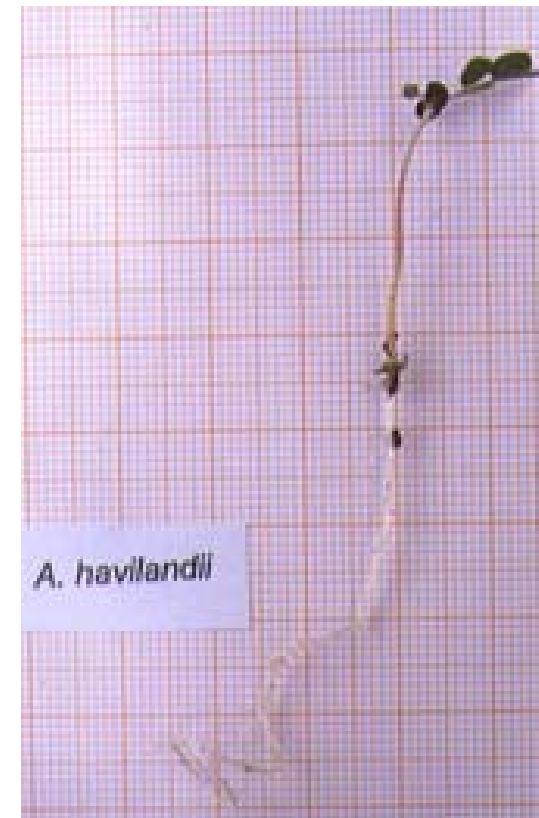


Abb. 9: Sämling von *A. havilandii*

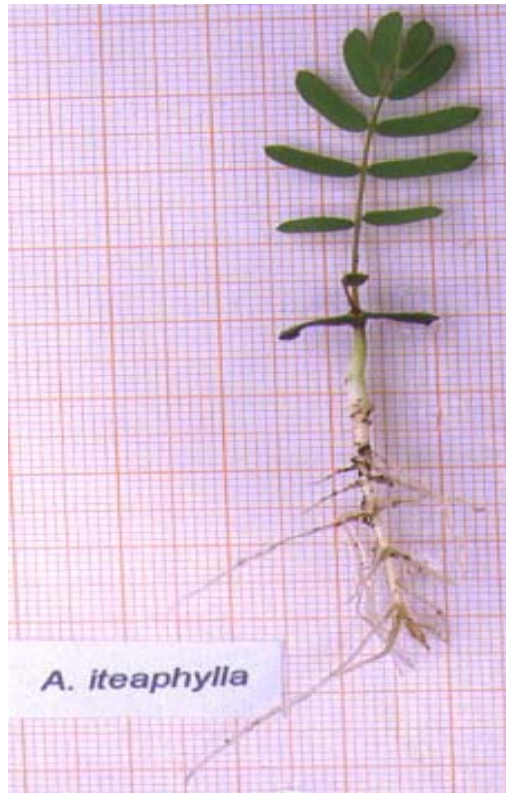


Abb. 10: Sämling von *A. iteaphylla*

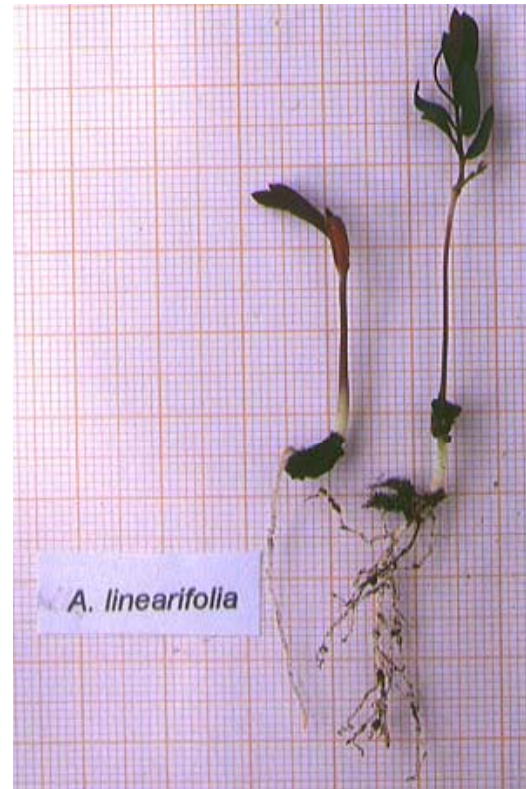


Abb. 11: Sämling von *A. linearifolia*



Abb. 12: Sämling von *A. longifolia* var. *longifolia*

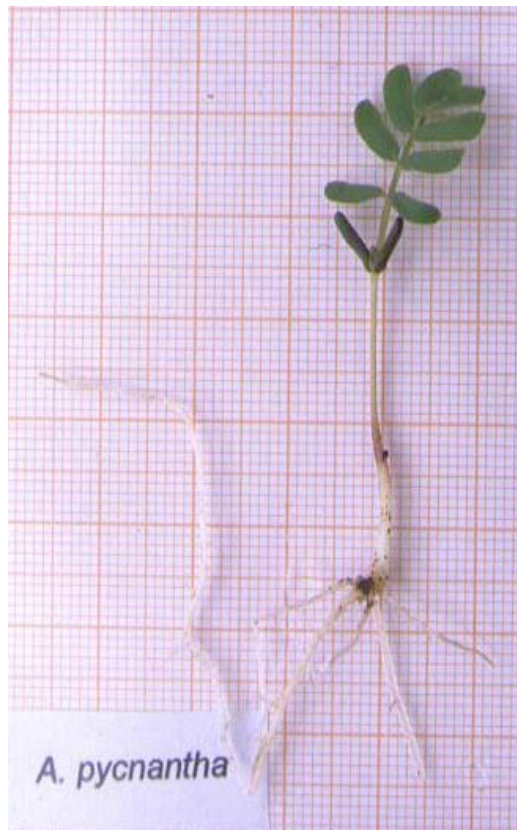


Abb. 13: Sämling von *A. pycnantha*

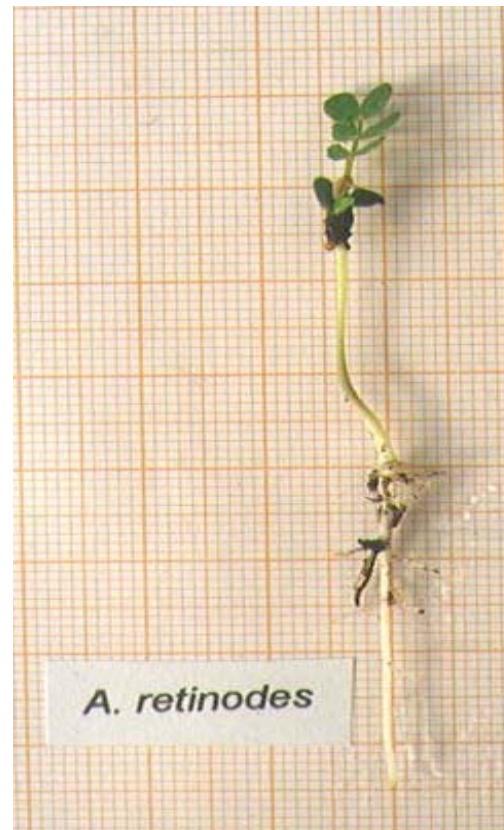


Abb. 14: Sämling von *A. retinodes* var. *retinodes*

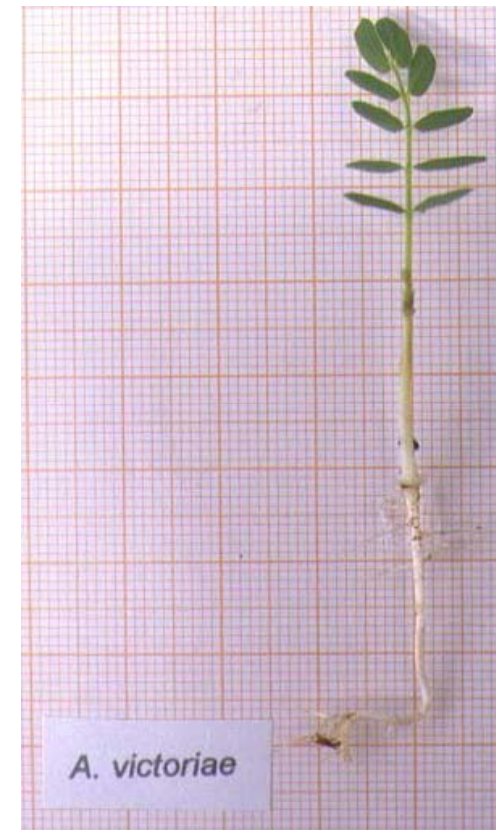


Abb. 15: Sämling von *A. victoriae*

Abbildungen zur Keimdauer

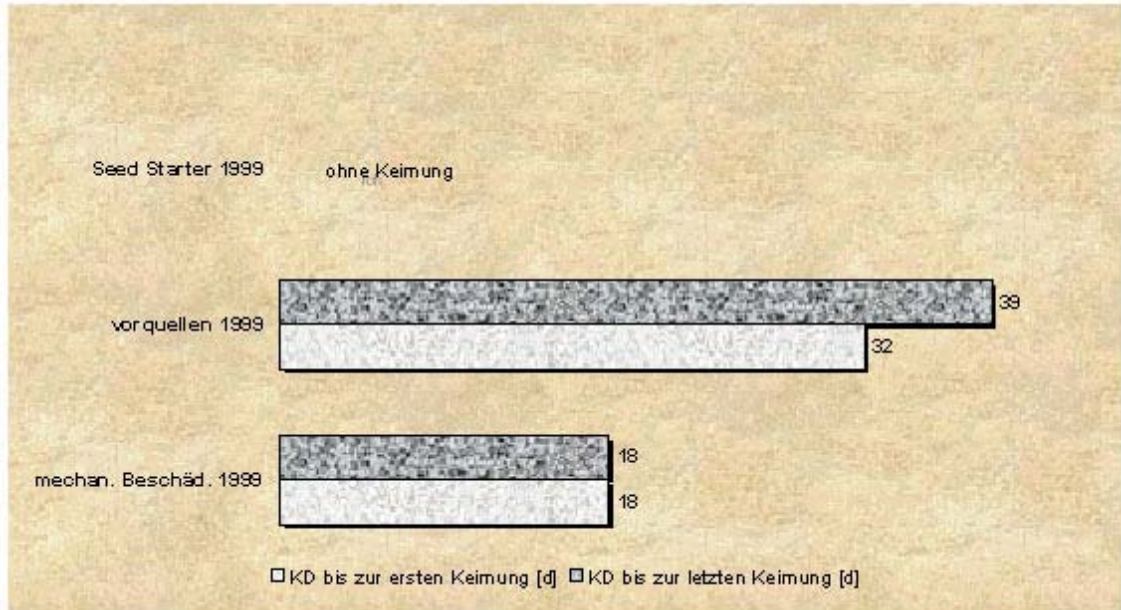


Abb. 16: Keimdauer von *A. asparagoides* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

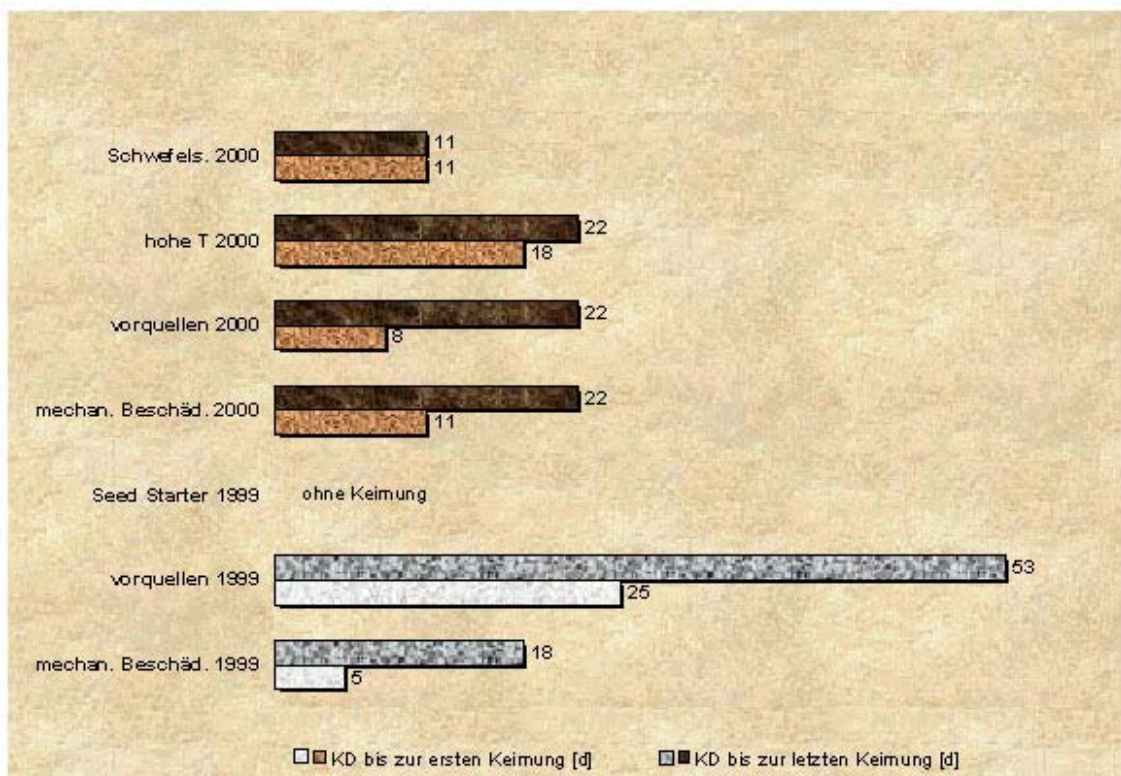


Abb. 17: Keimdauer von *A. buxifolia* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen



Abb. 18: Keimdauer von *A. calamifolia* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

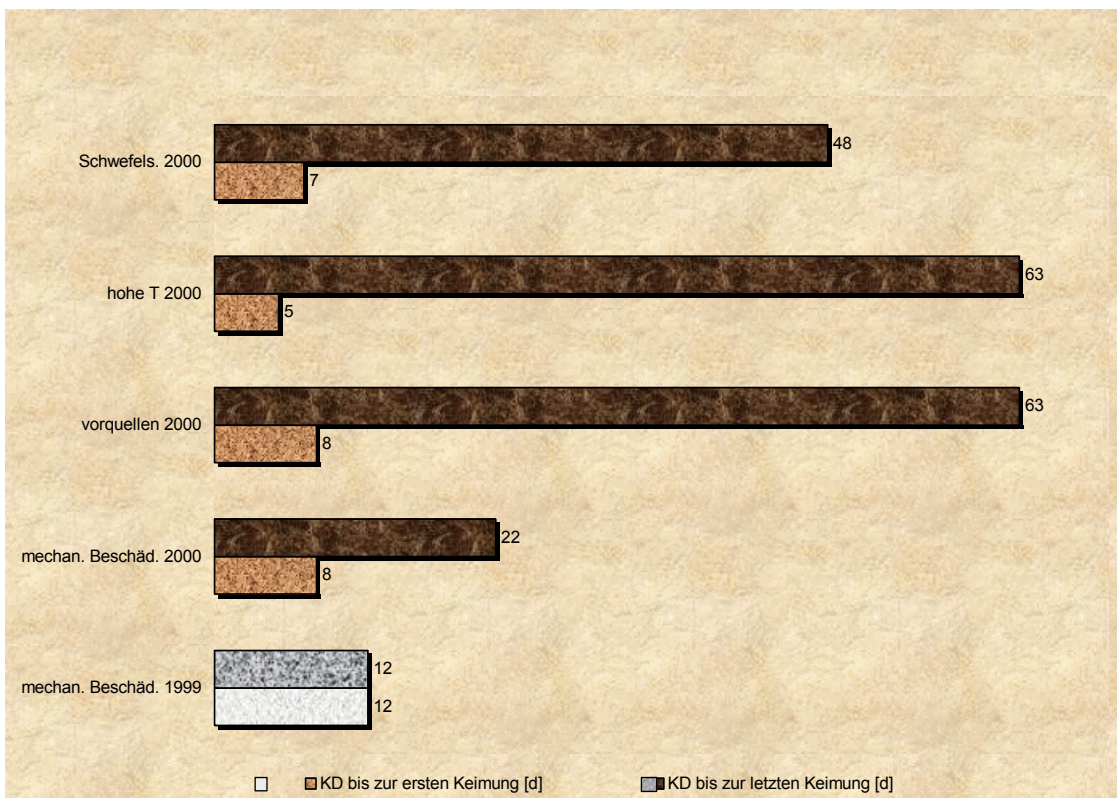


Abb. 19: Keimdauer von *A. havilandii* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

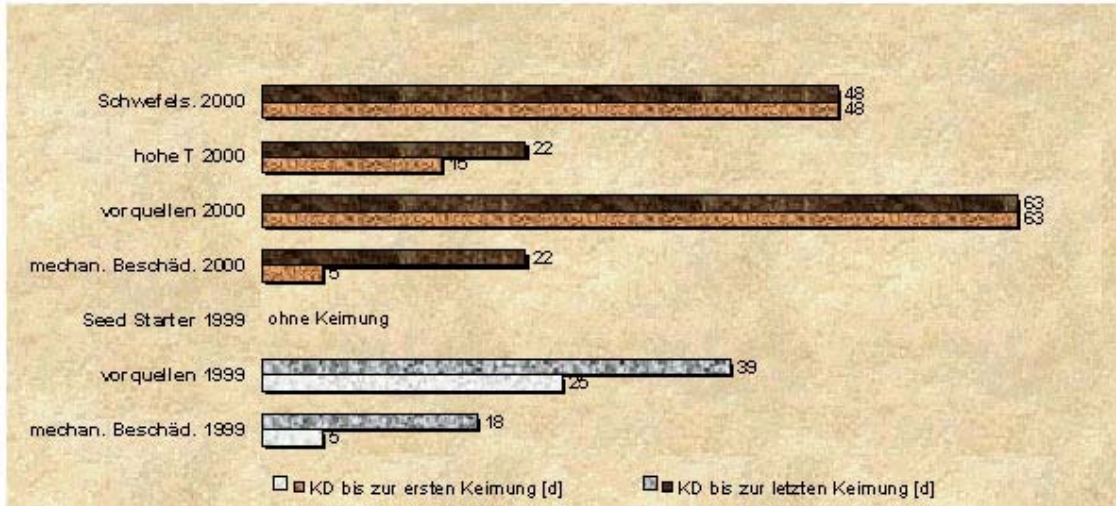


Abb. 20: Keimdauer von *A. iteaphylla* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen



Abb. 21: Keimdauer von *A. ligustrina* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

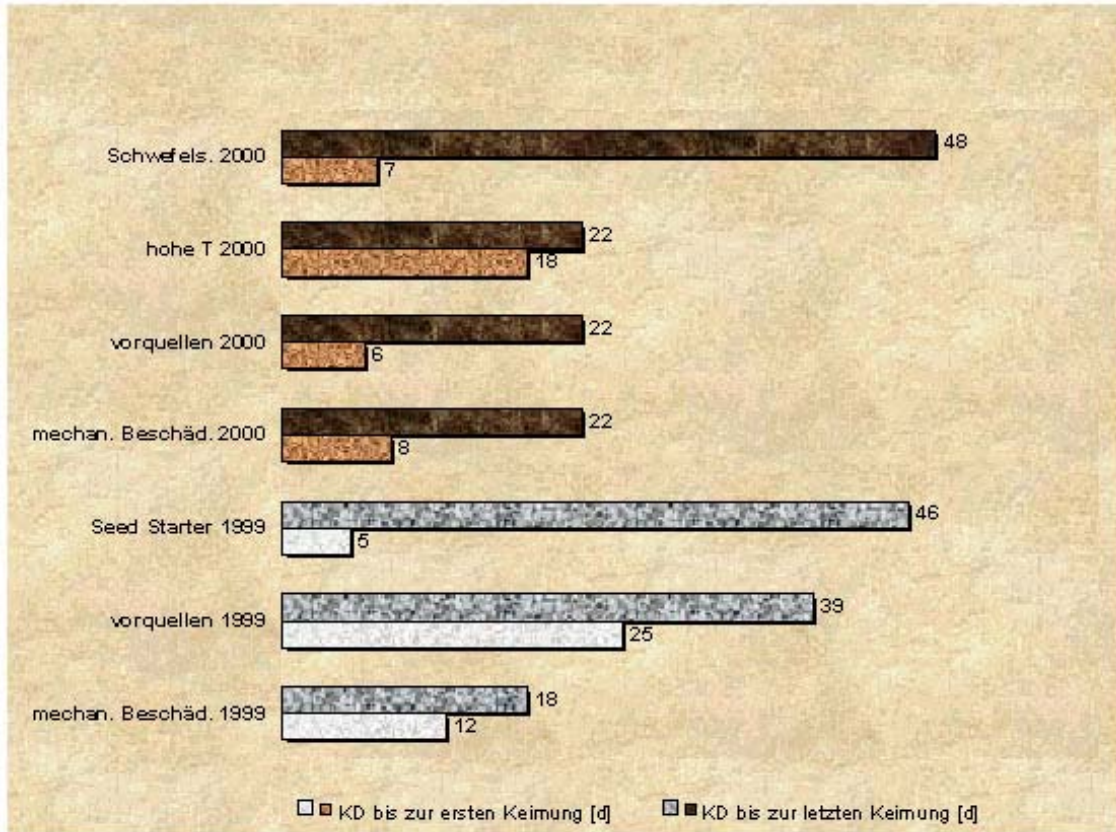


Abb. 22: Keimdauer von *A. linearifolia* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

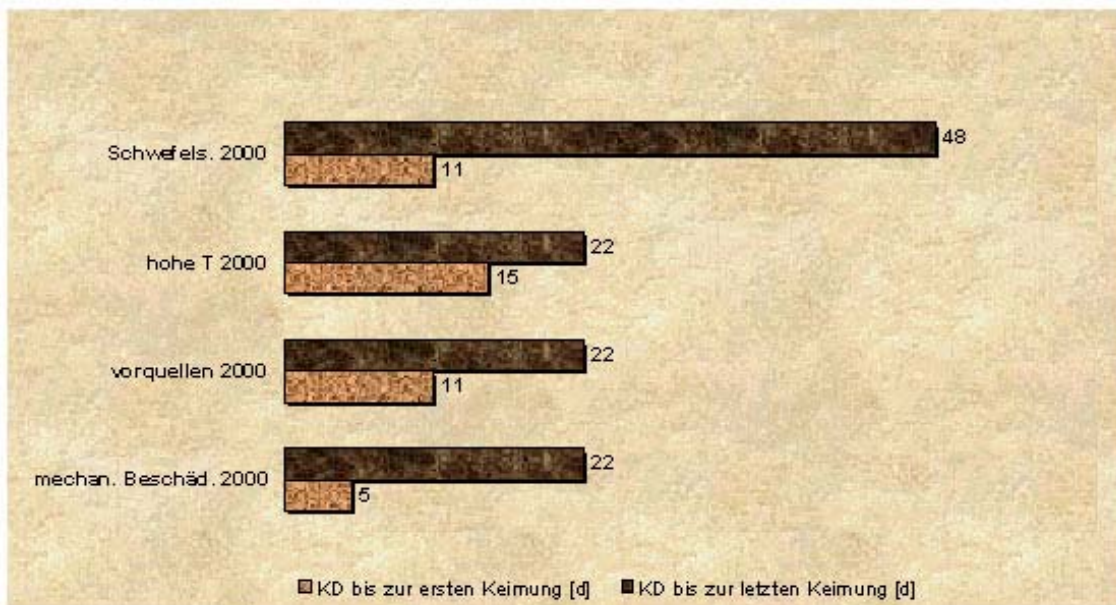


Abb. 23: Keimdauer von *A. longifolia* var. *longifolia* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

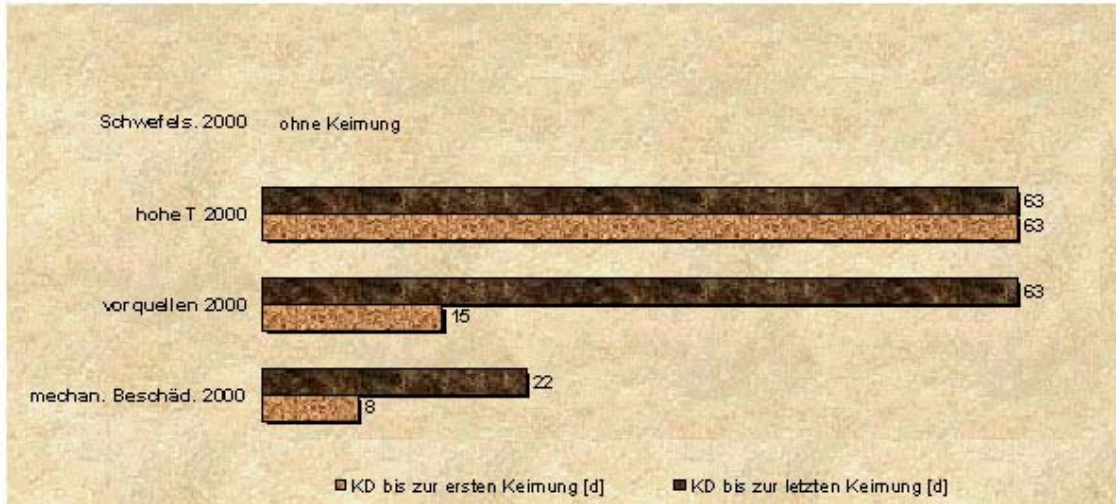


Abb. 24: Keimdauer von *A. pycnantha* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen



Abb. 25: Keimdauer von *A. retinodes* var. *blue leaf* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen



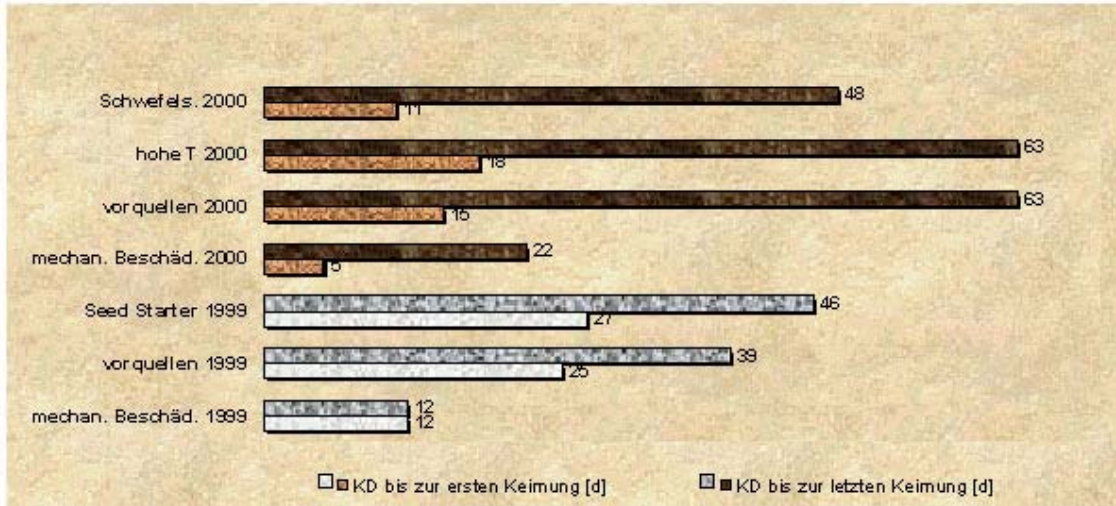


Abb. 26: Keimdauer von *A. retinodes* var. *retinodes* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

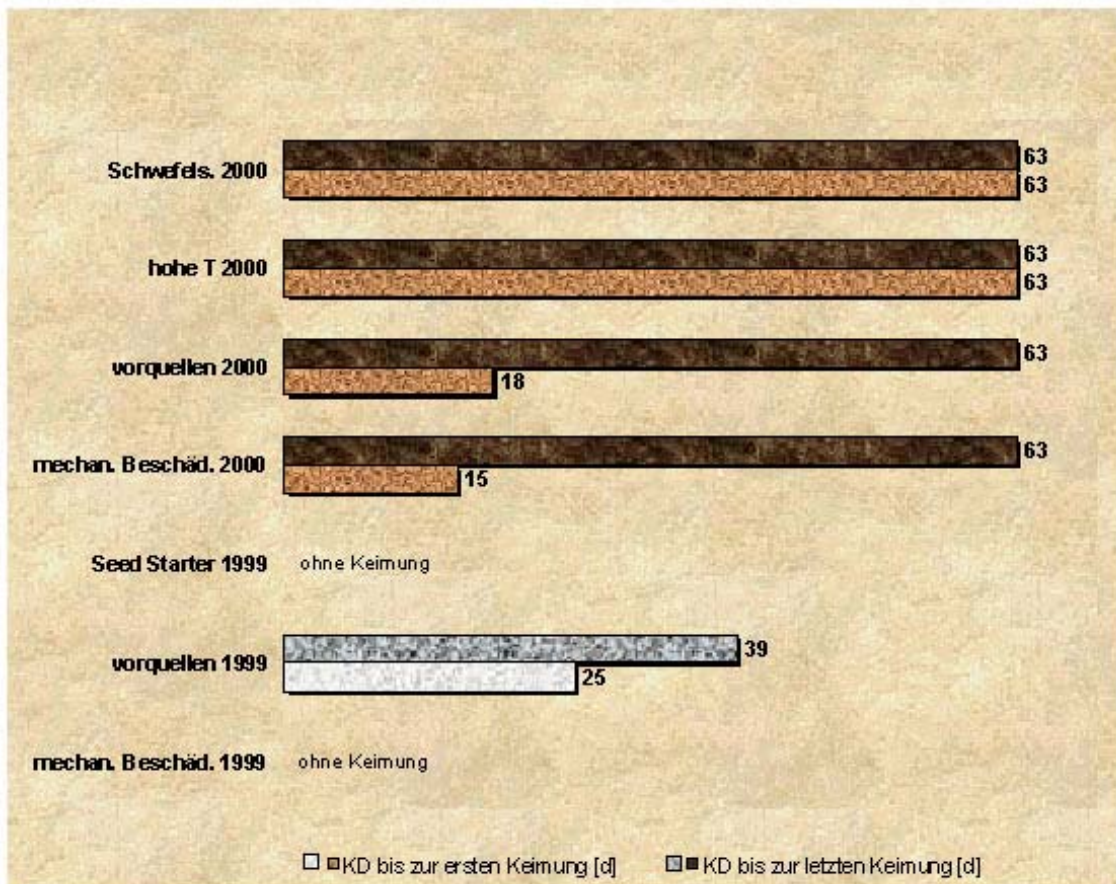


Abb. 27: Keimdauer von *A. ulicifolia* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen



Abb. 28: Keimdauer von *A. ulicifolia* var. *brownei* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

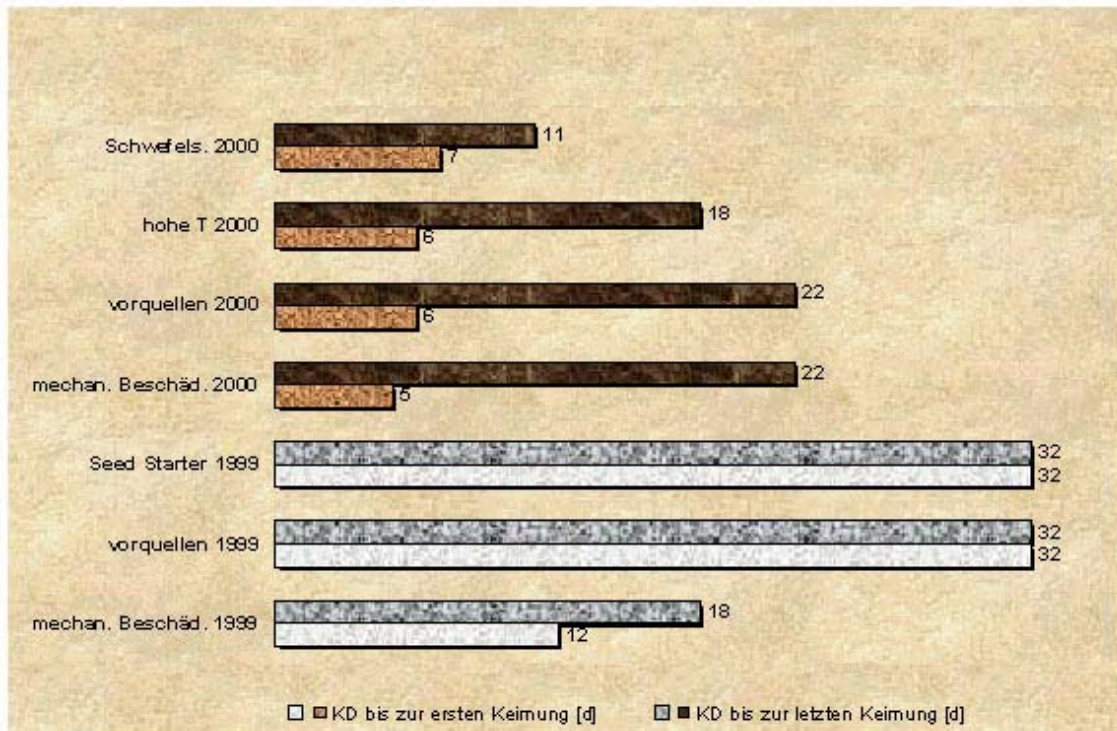


Abb. 29: Keimdauer von *A. victoricae* nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen

**Teil 4 In-vitro-Kultur**

Tab. 25: Makro- und Mikronährstoffkonzentrationen des Basisnährmediums (nach MURASHIGE &amp; SKOOG, 1962)

<b>Makronährstoffe</b>	<b>mg/l</b>
KNO <sub>3</sub>	1900,00
NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	1650,00
CaCl <sub>2</sub> x 2H <sub>2</sub> O	440,00
MgSO <sub>4</sub> x 7H <sub>2</sub> O	370,00
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	170,00
Na <sub>2</sub> EDTA	37,30
FeSO <sub>4</sub> x 7H <sub>2</sub> O	27,80

<b>Mikronährstoffe</b>	<b>mg/l</b>
MnSO <sub>4</sub> x H <sub>2</sub> O	16,90
ZnSO <sub>4</sub> x 7H <sub>2</sub> O	8,60
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	6,20
KJ	0,83
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> x 2H <sub>2</sub> O	0,25
CuSO <sub>4</sub> x 5H <sub>2</sub> O	0,025
CoCl <sub>2</sub> x 6H <sub>2</sub> O	0,025

Tab. 26: statistische Auswertung der Vermehrungsrate

Akazienart	Subkultur / zu vergleichende Medien	Sk 3	Sk 4	Sk 5	Sk 6	Sk 7	Sk 8
<i>A. linearifolia</i>	VM 20 : VM 24			0,063 (ns)	0,080 (ns)		
<i>A. linearifolia</i>	VM 20: VM 5			0,923 (ns)	0,776 (ns)		
<i>A. linearifolia</i>	VM 24: VM 5	0,258 (ns)	0,075 (ns)	0,066 (ns)	0,010 (s)		
<i>A. retinodes</i> <i>var. retinodes</i>	VM 20 : VM 0 / 20			0,000 (s)	0,000 (s)	0,466 (ns)	0,406 (ns)
<i>A. longifolia</i> <i>var. longifolia</i>	VM 20 : VM 0 / 20			0,982 (ns)	0,518 (ns)		

Tab. 27: Übersicht über die Zahl der Subkulturen und die Aufnahme der Messwerte der In-vitro-Kulturen

	Akazienart	<i>A. linearifolia</i>				<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>		<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>		<i>A. iteaphylla</i>			
		Medien	VM 0	VM 20	VM 5	VM 24	VM 0	VM 20	VM 0	VM 20	VM 0	VM 20	VM 5
Subkultur		Sprossanzahl (SP) [Stk] / Bewurzelungsrate (BW) [%]											
1.	SP	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1
	BW	0	0	0	0	0	0	70	0	60	0	0	0
2.	SP	1	1	1	1	1	2	1	1	t	t	t	t
	BW	0	0	0	0	58,8	0	20	0	0	0	0	0
3.	SP	1	1	2	3	1	2	1	1	t	t	t	t
	BW	0	0	0	0	81,8	0	10	0	0	0	0	0
4.	SP	1*	1	1	2	1	2	1*	1	0	0	0	0
	BW	0	0	0	0	89,3	0	0	0	0	0	0	0
5.	SP	t	2,5	4	2	4*	2	1	2	0	0	0	0
	BW	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6.	SP	0	2	2	3	4	2	2	1	0	0	0	0
	BW	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7.	SP	0	1	1#	t	3	3	1	0	0	0	0	0
	BW	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8.	SP	0	t	1	0	4	3	2	0	0	0	0	0
	BW	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9.	SP	0	0	vernichtet, da zu klein	0	1#	3	1#	0	0	0	0	0
	BW	0	0	0	0	65	0	20	0	0	0	0	0
10.	SP	0	0	0	0	1	4	1	0	0	0	0	0
	BW	0	0	0	0	65	0	6	0	0	0	0	0

\* = umgesetzt in VM 20

# = umgesetzt in VM 0

t = tot

VM: Bezeichnung für Medium

**Teil 5 Weitere vegetative Vermehrungsmethoden**

Tab. 28: Übersicht über Versuchsdurchführung und Ergebnisse vegetativer Vermehrungsversuche (Stecklinge verschiedener Akazien-Arten)

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitt termin	Steck termin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]					
<i>A. baileyana</i> <i>var. purpurea</i>	2000	15.05.	15.05.	L	KS	1995	2-3	ohne	CP	VM	6	/	0	0					
					TS	1995	2-3	ohne	CP	VM	24	63	1	4					
							17.07.	17.07.	L	TS	1995	2-3	ohne	CP	VM	20	/	0	0
										TS	1995	2-3	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
										TS	1995	2-3	1,0 % IBS	CP	VM	20	23	1	5
<i>A. baileyana</i>	2000	15.05.	15.05.	L	KS	1995	2-3	ohne	CP	VM	16	63	2	13					
					TS	1995	2-3	ohne	CP	VM	12	/	0	0					
<i>A. buxifolia</i>	1999	17.06.	17.06.	L	TS	1993	3-4	ohne	CP	VM	20	/	0	0					
					TS	1993	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0					
					TS	1993	3-4	1 %IBS	CP	VM	16	/	0	0					
					TS	1993	3-4	0,5 %NES	CP	VM	16	/	0	0					
					TS	1993	3-4	1 %NES	CP	VM	16	/	0	0					
					KS	1993	3-4	ohne	CP	VM	30	/	0	0					
						2000	16.06.	16.06.	K	KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	2	/	0	0
										TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	8	/	0	0
		17.07.	17.07.	L	TS	1993	3-4	ohne	CP	VM	20	/	0	0					
					TS	1993	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0					
					TS	1993	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0					

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthylelessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitt termin	Steck termin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]
<i>A. calamifolia</i>	2000	16.05.	16.05.	K	KS	29.01.99	3-4	ohne	MTP	VM	3	/	0	0
					TS	29.01.99	3-4	ohne	MTP	VM	12	/	0	0
		16.06.	16.06.	K	KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	31	4	80
	TS				24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	10	31	5	50	
	BTS				24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	10	/	0	0	
<i>A. cultriformis</i>	2000	15.05.	15.05.	L	KS	1992	3-4	ohne	CP	VM	7	/	0	0
					TS	1992	3-4	ohne	CP	VM	19	39	1	5
<i>A. decora</i>	1999	18.08.	18.08.	L	TS	1994	3-4	ohne	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1994	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1994	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
	2000	15.05.	15.05.	L	KS	1994	3-4	ohne	CP	VM	22	63	1	5
					TS	1994	3-4	ohne	CP	VM	20	63	2	10
		17.07.	17.07.	L	TS	1994	3-4	ohne	CP	VM	10	/	0	0
					TS	1994	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1994	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	43	1	5
					TS	1994	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	43	1	5
<i>A. hamiltoniana</i>	2000	17.07.	17.07.	L	TS	1996	3-4	ohne	CP	VM	3	/	0	0
					TS	1996	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1996	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					KS	1996	3-4	ohne	CP	VM	11	/	0	0

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthyllessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitttermin	Stecktermin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]
<i>A. iteaphylla</i>	1999	04.08.	04.08.	L	TS	1995	3-4	ohne	CP	VM	50	/	0	0
					TS	1995	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	50	/	0	0
					TS	1995	3-4	1 %IBS	CP	VM	50	/	0	0
					TS	1995	3-4	0,5 %NES	CP	VM	50	/	0	0
					TS	1995	3-4	1 %NES	CP	VM	50	/	0	0
					KS	1995	3-4	1 %IBS	CP	VM	50	/	0	0
<i>A. iteaphylla</i>	2000	16.05.	16.05.	K	KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	56	2	40
					TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	8	56	4	50
					BTS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	43	5	100
		16.05.	16.05.	K	TS	29.01.99	3-4	ohne	MTP	VM	25	56	1	4
					KS	29.01.99	3-4	ohne	MTP	VM	10	56	2	20
<i>A. ligustrina</i>	1998	08.06.	08.06.	K	TS	1987	3-4	ohne	MTP	VM	30	61	7	23
					TS	1987	3-4	ohne	MTP	P	10	/	0	0
					TS	1987	3-4	1 %IBS (Lösung)	MTP	VM	35	61	13	37
					TS	1987	3-4	1 %IBS (Lösung)	MTP	P	10	61	2	20
		24.07.	04.08.	L	TS	1987	3-4	LG 4 °C, dunkel	CP	VM	8	42	6	75
					TS	1987	3-4	LG 20 °C, hell	CP	VM	9	42	9	100
					KS	1987	3-4	LG 4 °C, dunkel	CP	VM	3	42	3	100
					KS	1987	3-4	LG 20 °C, hell	CP	VM	3	42	3	100

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthylelessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitttermin	Stecktermin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]
<i>A. ligustrina</i>	1998	08.09.	15.09.	L	TS	1987	3-4	LG 4 °C, dunkel	CP	VM	20	42	17	85
					TS	1987	3-4	LG 20 °C, hell	CP	VM	20	42	7	35
					KS	1987	3-4	LG 4 °C, dunkel	CP	VM	5	42	3	60
					KS	1987	3-4	LG 20 °C, hell	CP	VM	5	42	5	100
	1999	31.05.	31.05.	K	TS	1987	3-4	ohne	MTP	EEP:P 2:1	45	40	15	33
					TS	1987	3-4	0,5 %IBS	MTP	EEP:P 2:1	45	40	30	67
					TS	1987	3-4	1 %IBS	MTP	EEP:P 2:1	45	40	34	76
					TS	1987	3-4	0,5 %NES	MTP	EEP:P 2:1	45	43	21	47
					TS	1987	3-4	1 %NES	MTP	EEP:P 2:1	45	43	23	51
					TS	1987	3-4	LG 4 °C, dunkel	MTP	EEP:P 2:1	40	60	2	5
					TS	1987	3-4	LG 20 °C, hell	MTP	EEP:P 2:1	35	/	0	0
	1999	18.08.	18.08.	L	TS	1987	3-4	ohne	CP	VM	20	30	18	90
					TS	1987	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	30	16	80
					TS	1987	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	30	19	95
	2000	05.06.	05.06.	L	TS	1987	3-4	ohne	CP	VM	28	42	19	68
					KS	1987	3-4	ohne	CP	VM	25	42	3	12
					TS	24.07.98	3-4	ohne	CP	VM	30	42	13	43
					KS	24.07.98	3-4	ohne	CP	VM	25	42	2	8
					TS	31.05.99	3-4	ohne	CP	VM	25	42	14	56
					KS	31.05.99	3-4	ohne	CP	VM	25	42	12	48

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthyllessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer



Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitt termin	Steck termin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]
<i>A. linearifolia</i>	2000	16.06.	16.06.	K	KS	24.02.00	2-3	ohne	MTP	VM	5	/	0	0
					TS	24.02.00	2-3	ohne	MTP	VM	6	/	0	0
					BTS	24.02.00	2-3	ohne	MTP	VM	4	/	0	0
<i>A. longifolia var. floribunda</i>	1997	21.11.	21.11.	K	TS	1987	3-4	verholzte Stecklinge	MTP	QK:P 1:1	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	verholzte Stecklinge	MTP	EEP	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	krautige Stecklinge	MTP	QK:P 1:1	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	krautige Stecklinge	MTP	EEP	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	krautige Stecklinge	Jiffy 7		15	/	0	0
					KS	1987	3-4	ohne	MTP	QK:P 1:1	16	/	0	0
					KS	1987	3-4	ohne	MTP	EEP	16	/	0	0
	1998	24.03.	24.03.	K	TS	1987	3-4	verholzte Stecklinge	MTP	QK:P 1:1	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	verholzte Stecklinge	MTP	EEP	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	krautige Stecklinge	MTP	QK:P 1:1	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	krautige Stecklinge	MTP	EEP	40	/	0	0
					KS	1987	3-4	ohne	MTP	QK:P 1:1	16	/	0	0
					KS	1987	3-4	ohne	MTP	EEP	16	/	0	0

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthylelessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitttermin	Stecktermin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]
<i>A. longifolia</i> <i>var. floribunda</i>	1998	27.04.	27.04.	K	TS	1987	3-4	ohne	MTP	TKS 1	35	/	0	0
					TS	1987	3-4	ohne	MTP	P	35	/	0	0
					TS	1987	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	35	/	0	0
					KS	1987	3-4	ohne	MTP	TKS 1	17	/	0	0
					KS	1987	3-4	ohne	MTP	P	17	/	0	0
					KS	1987	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	18	/	0	0
		08.06.	08.06.	K	TS	1987	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	33	/	0	0
					TS	1987	3-4	1 %IBS	MTP	VM:P 2:1	35	/	0	0
					TS	1987	3-4	1 %IBS, TS vom 27.04.98	MTP	VM:P 2:1	8	/	0	0
		24.07.	04.08.	K	TS	1987	3-4	LG 4 °C, dunkel	MTP	VM:P 2:1	8	42	6	75
					KS	1987	3-4	LG 20 °C, hell	MTP	VM:P 2:1	9	42	2	22
	1999	31.05.	31.05.	K	TS	1987	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	45	61	8	18
					TS	1987	3-4	0,5 %IBS	MTP	VM:P 2:1	45	/	0	0
					TS	1987	3-4	1 %IBS	MTP	VM:P 2:1	45	/	0	0
					TS	1987	3-4	0,5 %NES	MTP	VM:P 2:1	45	61	5	11
					TS	1987	3-4	1 %NES	MTP	VM:P 2:1	45	/	0	0
					TS	1987	3-4	umstecken nach 14 Tagen	MTP	VM:P 2:1	10	/	0	0
		31.05.	14.06.	K	TS	1987	3-4	LG 4 °C, dunkel	MTP	EEP:P 2:1	40	/	0	0
					TS	1987	3-4	LG KK 15/10 °C, 12 h, 70 %	MTP	EEP:P 2:1	35	/	0	0

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthyllessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitttermin	Stecktermin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]				
<i>A. longifolia</i> <i>var. floribunda</i>	1999	12.07.	12.07.	K	TS	1987	3-4	KK 25/20 °C, 70 %, 12 h	MTP	EEP:P 2:1	16	/	0	0				
					KS	1987	3-4	KK 25/20 °C, 70 %, 12 h	MTP	EEP:P 2:1	5	/	0	0				
						18.08.	18.08.	L	TS	1987	3-4	ohne	CP	VM	20	/	0	0
									TS	1987	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
									TS	1987	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
		16.05.	16.05.	K	TS	31.05.99	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	13	/	0	0				
<i>A. longifolia</i> <i>var. longifolia</i>	1999	18.08.	18.08.	L	TS	1992	2-3	ohne	CP	VM	20	52	18	90				
					TS	1992	2-3	0,5 %IBS	CP	VM	20	52	4	20				
					TS	1992	2-3	1 %IBS	CP	VM	20	52	3	15				
	2000	15.05.	15.05.	L	TS	1992	3-4	ohne	CP	VM	42	63	1	2				
					KS	1992	3-4	ohne	CP	VM	6	/	0	0				
						16.05.	16.05.	K	TS	18.08.99	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	30	/	0	0
					KS	18.08.99	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	5	/	0	0				
			16.05.	16.05.	K	BTS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	5	43	3	60			
					KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	5	/	0	0				
					TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	5	43	3	60				
			17.07.	17.07.	L	TS	1992	2-3	ohne	CP	VM	20	/	0	0			
						TS	1992	2-3	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0			
						TS	1992	2-3	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0			
					KS	31.05.99	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	7	/	0	0				

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthyllessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitt termin	Steck termin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]
<i>A. longifolia</i> <i>var. longifolia</i>	2000	16.06.	16.06.	K	BTS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	10	30	5	50
					KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	10	30	5	50
					TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM:P 2:1	10	30	4	40
<i>A. longifolia</i> <i>var. sophorae</i>	1999	18.08.	18.08.	L	TS	1996	3-4	ohne	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1996	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1996	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
<i>A. pycnantha</i>	1999	17.06.	17.06.*	L	TS	1997	4-5	ohne	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1997	4-5	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1997	4-5	1 %IBS	CP	VM	20	49	5	25
					TS	1997	4-5	0,5 %NES	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1997	4-5	1 %NES	CP	VM	20	/	0	0
					KS	1997	4-5	ohne	CP	VM	20	/	0	0
					KS	1997	4-5	1 %IBS	CP	VM	19	/	0	0
					KS	1997	4-5	1 %NES	CP	VM	19	/	0	0

\* Heizungsausfall

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthylelessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitttermin	Stecktermin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]				
<i>A. pycnantha</i>	1999	04.08.	04.08.	L	TS	1997	4-5	ohne	CP	VM	50	/	0	0				
					TS	1997	4-5	0,5 %IBS	CP	VM	50	28	18	36				
					TS	1997	4-5	1 %IBS	CP	VM	50	28	25	50				
					TS	1997	4-5	0,5 %NES	CP	VM	50	/	0	0				
					TS	1997	4-5	1 %NES	CP	VM	50	/	0	0				
					KS	1997	4-5	ohne	CP	VM	6	/	0	0				
					KS	1997	4-5	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0				
					2000	15.05.	15.05.	L	TS	1997	4-5	ohne	CP	VM	52	/	0	0
									KS	1997	4-5	ohne	CP	VM	30	/	0	0
						17.07.	17.07.	L	TS	1996	4-5	ohne	CP	VM	20	/	0	0
				TS	1996	4-5	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0					
				TS	1996	4-5	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0					
<i>A. retinodes var. blue leaf</i>	2000	16.05.	16.05.	K	KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	56	2	40				
					TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	17	35	17	100				
					BTS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	35	4	80				
<i>A. retinodes var. retinodes</i>	2000	16.05.	16.05.	K	KS	29.01.99	3-4	ohne	MTP	VM	15	/	0	0				
					TS	29.01.99	3-4	ohne	MTP	VM	20	/	0	0				
					KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	56	5	100				
					TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	20	35	10	50				
					BTS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	20	35	8	40				
						16.06.	16.06.	K	TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	10	28	2	20

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthylelessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Fortsetzung Tab. 28

Pflanzenart	Vsjahr.	Schnitt termin	Steck termin	Vsort.	St.art	VM jahr. der MP	St.länge [cm]	Behandlung	Gefäß	Substrat	Anzahl St.[Stk]	BW Dauer [d]	BR [Stk]	BR [%]
<i>A. victoriae</i>	1999	17.06.	17.06.	L	TS	1991	3-4	ohne	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1991	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1991	3-4	1 %IBS	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1991	3-4	0,5 %NES	CP	VM	20	/	0	0
					TS	1991	3-4	1 %NES	CP	VM	20	/	0	0
					KS	1991	3-4	ohne	CP	VM	20	/	0	0
	2000	16.06.	16.06.	K	KS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	39	1	20
					TS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	10	39	2	20
					BTS	24.02.00	3-4	ohne	MTP	VM	5	28	1	20
		17.07.	17.07.	L	TS	15.07.99	3-4	ohne	CP	VM	15	32	1	7
					TS	15.07.99	3-4	0,5 %IBS	CP	VM	15	17	7	47
					TS	15.07.99	3-4	1 %IBS	CP	VM	15	/	0	0

Vsort: Versuchsort, K: Köpenick, L: Langerwisch, St.art: Stecklingsart, BTS: Basisteilsteckling, KS: Kopfsteckling, TS: Teilsteckling, Vm jahr: Vermehrungsjahr, MP: Mutterpflanze, St.länge: Stecklingslänge, IBS:  $\beta$ -Indolylbuttersäure, NES:  $\alpha$ -Naphthylelessigsäure, KK: Klimakammer, LG: Lagerung, CP: Cultoplant, MTP: Multitopfpalette, EEP: Einheitserde Typ P, P: Perlit, QK: Quarzkies, TKS 1: Torfkultursubstrat, VM: Einheitserde VM, BR: Bewurzelungsrate, St.: Stecklinge, BW Dauer: Bewurzelungsdauer

Tab. 29: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von *A. ligustrina*  
(Versuch 1999 / Lagerung, Hormonbehandlung)

Variante		0,5 % IBS	1 % IBS	0,5 % NES	1 % NES	Lagerung kalt	Lagerung warm
	<b>BWR [%]</b>	<b>67</b>	<b>76</b>	<b>47</b>	<b>51</b>	<b>5</b>	<b>0</b>
unbehandelt	<b>33</b>	0,003 (s)	0,000 (s)	0,282 (ns)	0,088 (ns)	0,001 (s)	0,000 (s)
0,5 % IBS	<b>67</b>		0,486 (ns)	0,088 (ns)	0,282 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)
1 % IBS	<b>76</b>			0,009 (s)	0,047 (s)	0,000 (s)	0,000 (s)
0,5 % NES	<b>47</b>				0,678 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)
1 % NES	<b>51</b>					0,000 (s)	0,000 (s)
Kalt	<b>5</b>						nb

Tab. 30: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von *A. ligustrina*  
(Versuch 2000 / Alter der Mutterpflanzen, Stecklingsart)

Variante		MP 1986, KS	MP 1998, TS	MP 1998, KS	MP 1999, TS	MP 1999, KS
	<b>BWR [%]</b>	<b>12</b>	<b>43</b>	<b>8</b>	<b>56</b>	<b>48</b>
MP 1986, TS	<b>68</b>	0,000 (s)	0,071 (ns)	0,000 (s)	0,409 (ns)	0,171 (ns)
MP 1986, KS	<b>12</b>		0,016 (s)	nb	0,002 (s)	0,012 (s)
MP 1998, TS	<b>43</b>			0,005 (s)	0,422 (ns)	0,790 (ns)
MP 1998, KS	<b>8</b>				0,001 (s)	0,004 (s)
MP 1999, TS	<b>56</b>					0,778 (ns)

Tab. 31: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von *A. ligustrina*  
(Versuch 1998 / Substrat)

Variante		unbehandelt, Perlit	1 % IBS, VM	1 % IBS, Perlit
	<b>BWR [%]</b>	<b>0</b>	<b>37</b>	<b>20</b>
unbehandelt, VM	<b>23</b>	nb	0,286 (ns)	nb
unbehandelt, Perlit	<b>0</b>		nb	nb
1 % IBS, VM	<b>37</b>			nb

Tab. 32: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von *A. ligustrina* (Versuch 9/1998 / Lagerung)

Variante / Behandlung		warm, TS	kühl, KS	warm, TS
	<b>BWR [%]</b>	<b>35</b>	<b>60</b>	<b>100</b>
kühl, TS	<b>85</b>	0,003 (s)	nb	nb
warm, TS	<b>35</b>		nb	nb
kühl, KS	<b>60</b>			nb

Tab. 33: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von *A. longifolia* var. *longifolia* (Versuch 1999 / Hormonbehandlung)

Variante		0,5 % IBS, TS	1 % IBS, TS
	<b>BWR [%]</b>	<b>20</b>	<b>15</b>
unbehandelt, TS	<b>90</b>	0,000 (s)	0,000 (s)
0,5 % IBS, TS	<b>20</b>		nb

Tab. 34: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von *A. pycnantha* (Versuch 8/1999 / Hormonbehandlung, Stecklingsart)

Variante / Behandlung		0,5 % IBS, TS	1 % IBS, TS	0,5 % NES, TS	1 % NES, TS	unbehandelt, KS	1 % IBS, KS
	<b>BWR [%]</b>	<b>36</b>	<b>50</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
unbehandelt, TS	<b>0</b>	0,000 (s)	0,000 (s)	nb	nb	nb	nb
0,5 % IBS, TS	<b>36</b>		0,225 (ns)	0,000 (s)	0,000 (s)	nb	0,002 (s)
1 % IBS, TS	<b>50</b>			0,000 (s)	0,000 (s)	nb	0,000 (s)
0,5 % NES, TS	<b>0</b>				nb	nb	nb
1 % NES, TS	<b>0</b>					nb	nb
unbehandelt, KS	<b>0</b>						nb

Tab. 35: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von *A. retinodes* var. *retinodes* (Versuch 2000 / Stecklingsart)

Variante		MP 00, KS	MP 00, TS	MP 99, TS	MP 99, KS
	<b>BWR [%]</b>	<b>100</b>	<b>50</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
MP 00, FS	<b>40</b>	nb	0,751 (ns)	nb	nb
MP 00, KS	<b>100</b>		nb	nb	nb
MP 00, TS	<b>50</b>			0,000 (s)	nb
MP 99, TS	<b>0</b>				nb



### Teil 6 Steuerungsmöglichkeiten der generativen und vegetativen Entwicklung

Tab. 36: Übersicht über Versuchsdurchführung und Ergebnisse zur Steuerung des vegetativen und generativen Wachstums

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Behandlungsart	Versuchspflanzen [Stk]	
Stutzen der Triebe	<i>A. iteaphylla</i>	0	16.02.99 9er	EEP: Q 4:1	K		unbehandelt	12	
		1	01.07.99 11er	EEP: Q 4:1		08.06.99	Stutzen auf 30 cm	12	
	<i>A. iteaphylla</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	8	
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		23.05.00	Stutzen auf 3 bis 5 cm	8	
	<i>A. linearifolia</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	9	
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		23.05.00	Stutzen auf 6 bis 8 cm	9	
	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	0	17.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	13	
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		23.05.00	Stutzen auf 4 bis 7 cm	12	
	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	0		16.02.99 10er	EEP: Q 4:1	K		unbehandelt	12
				01.07.99 12er	EEP: Q 4:1		08.06.99	Stutzen auf 20 cm	12
		1	14.04.00 12er	EET: Q 4:1					
	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	10	
1		15.08.00 11er	EET: Q 4:1	23.05.00		Stutzen auf 6 bis 8 cm	10		

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Kürzen der Wurzeln	<i>A. buxifolia</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4.1	K, D		unbehandelt	15
		1	15.08.00 10er			16.03.00	1 cm Wurzellänge	19
	<i>A. calamifolia</i>	0	16.02.99 9er	EEP: Q 4:1 EEP: Q 4:1	K		unbehandelt	8
		1	01.07.99 11er			16.02.99	1 cm Wurzellänge	7
	<i>A. calamifolia</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	17
		1	15.08.00 10er			16.03.00	1 cm Wurzellänge	18
	<i>A. havilandii</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4.1	K, D		unbehandelt	19
		1	15.08.00 10er			16.03.00	1 cm Wurzellänge	19
	<i>A. iteaphylla</i>	0	16.02.99 9er	EEP: Q 4:1 EEP: Q 4:1	K		unbehandelt	12
		1	01.07.99 11er			16.02.99	1 cm Wurzellänge	12
	<i>A. iteaphylla</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	19
		1	15.08.00 10er			16.03.00	1 cm Wurzellänge	19
	<i>A. ligustrina</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	8
		1	15.08.00 8er			16.03.00	1 cm Wurzellänge	9
	<i>A. linearifolia</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4.1	K, D		unbehandelt	17
		1	15.08.00 10er			16.03.00	1 cm Wurzellänge	18

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Kürzen der Wurzeln	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	0	17.03.00 8er 15.08.00 10er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	35
		1				16.03.00	1 cm Wurzellänge	42
	<i>A. pycnantha</i>	0	16.03.00 8er 15.08.00 10er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	16
		1				16.03.00	1 cm Wurzellänge	15
	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	0	16.03.00 8er 15.08.00 11er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	25
		1				16.03.00	1 cm Wurzellänge	25
	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	0	16.02.99 10er 01.07.99 12er	EEP: Q 4:1 EEP: Q 4:1	K		unbehandelt	12
		1				16.02.99	1 cm Wurzellänge	13
	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	0	16.03.00 8er 15.08.00 11er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	22
		1				16.03.00	1 cm Wurzellänge	35
	<i>A. victoriae</i>	0	16.03.00 8er 15.08.00 10er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		unbehandelt	18
		1				16.03.00	1 cm Wurzellänge	20

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Behandlung mit Hemmstoffen	<i>A. calamifolia</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	10
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		1. 22.05.00	0,5 % G-CCC	10
		2				2. 13.07.00	1,0 % G-CCC	10
	<i>A. ligustrina</i>	0	17.09.99 9er	EET	K		unbehandelt	16
		1				18.10.99	0,5 % G-CCC	16
		2					1,0 % G-CCC	16
	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	0	17.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	16
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		1. 22.05.00	0,5 % G-CCC	16
		2				2. 13.07.00	1,0 % G-CCC	16
	<i>A. pycnantha</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	12
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		1. 22.05.00	0,5 % G-CCC	12
		2				2. 13.07.00	1,0 % G-CCC	12
	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		unbehandelt	20
		1	15.08.00 11er	EET: Q 4:1		1. 22.05.00	0,5 % G-CCC	20
		2				2. 13.07.00	1,0 % G-CCC	20

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Behandlung mit Hemmstoffen	<i>A. victoriae</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	1. 22.05.00 2. 13.07.00	unbehandelt	10
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1			0,5 % G-CCC	10
		2					1,0 % G-CCC	10
Wirkung klimatischer Bedingungen	<i>A. calamifolia</i>	1	16.02.99 9er	EEP: Q 4:1	K, KK	18.10.99 – 14.04.00	12 h, 25/20 °C, 70 %	12
		2	01.07.99 11er	EEP: Q 4:1			18.10.99 – 14.04.00	12 h, 15/10 °C, 70 %
	<i>A. calamifolia</i>	1	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	04.08.00 – 12.09.00	FH	20
		2	15.08.00 10er	EET: Q 4:1			04.08.00 – 12.09.00	Freiland
	<i>A. iteaphylla</i>	1	16.02.99 9er	EEP: Q 4:1	K, KK	18.10.99 – 14.04.00	12 h, 25/20 °C, 70 %	12
		2	01.07.99 11er	EEP: Q 4:1			18.10.99 – 14.04.00	12 h, 15/10 °C, 70 %
	<i>A. iteaphylla</i>	1	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	04.08.00 – 12.09.00	FH	15
		2	15.08.00 10er	EET: Q 4:1			04.08.00 – 12.09.00	Freiland

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Wirkung klimatischer Bedingungen	<i>A. ligustrina</i>	1	15.09.98 8er 16.02.99 2   RT 18.08.00 2   RT	EET EEP: Q 3:1 EET: Q 4:1	K, KK, GWH	29.09.98 – 10.11.98	8 h, 20 °C, 80 %	10
		2				29.09.98 – 10.11.98	16 h, 20 °C, 80 %	11
		1.3				23.03.99 – 12.07.99	GWH	7
		1.4				23.03.99 – 12.07.99	12 h, 15/10 °C, 70 %	3
		2.3				23.03.99 – 12.07.99	GWH	7
		2.4				23.03.99 – 12.07.99	12 h, 15/10 °C, 70 %	4
		1.5				12.07.99 – 04.10.99	GWH	7
		1.6				12.07.99 – 04.10.99	12 h, 25/20 °C, 70 %	3
		2.5				12.07.99 – 04.10.99	GWH	7
		2.6				12.07.99 – 04.10.99	12 h, 25/20 °C, 70 %	4

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Wirkung klimatischer Bedingungen	<i>A. ligustrina</i>	1	12.07.99 8er 29.07.99 11er 06.03.00 13er	EEP: Q 2:1 EEP: Q 4:1 EEP: Q 3:1	K, KK	18.10.99 – 14.04.00	12 h, 25/20 °C, 70 %	20
		18.10.99 – 14.04.00				12 h, 15/10 °C, 70 %	20	
		18.10.99 – 14.04.00				8 h, 25/20 °C, 70 %	20	
		18.10.99 – 14.04.00				8 h, 15/10 °C, 70 %	20	
		5			K	18.10.99 – 14.04.00	GWH	18
	<i>A. ligustrina</i>	0	17.07.00 10er	EET: Q 3:1	K, D		FH	6
		1			K, D, KK	06.10.00 – 09.04.01	12 h, 15/10 °C, 70 %	6
	<i>A. linearifolia</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		FH	8
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1	K, D, KK	06.10.00 – 09.04.01	12 h, 15/10 °C, 70 %	8
	<i>A. linearifolia</i>	1	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	04.08.00 – 12.09.00	FH	11
		2	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		04.08.00 – 12.09.00	Freiland	15
	<i>A. longifolia var. floribunda</i>	1	01.07.99 10er	EEP: Q 4:1	K, KK	18.10.99 – 14.04.00	12 h, 15/10 °C, 70 %	12
		2				18.10.99 – 14.04.00	8 h, 15/10 °C, 70 %	8

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Wirkung klimatischer Bedingungen	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	0	17.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		FH	10
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1	K, D, KK	06.10.00 – 09.04.01	12 h, 15/10 °C, 70 %	10
	<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	1	17.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	04.08.00 – 12.09.00	FH	15
		2	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		04.08.00 – 12.09.00	Freiland	13
	<i>A. pycnantha</i>	0	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D		FH	8
		1	15.08.00 10er	EET: Q 4:1	K, D, KK	06.10.00 – 09.04.01	12 h, 15/10 °C, 70 %	8
	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	1	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	04.08.00 – 12.09.00	FH	20
		2	15.08.00 11er	EET: Q 4:1		04.08.00 – 12.09.00	Freiland	20
	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	1	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	04.08.00 – 12.09.00	FH	10
		2	15.08.00 11er	EET: Q 4:1		04.08.00 – 12.09.00	Freiland	10
	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	1	16.02.99 10er	EET: Q 4:1	K, KK	18.10.99 – 14.04.00	8 h, 25/20 °C, 70 %	12
			01.07.99 12er	EET: Q 4:1		K, KK	18.10.99 – 14.04.00	8 h, 15/10 °C, 70 %
		2	14.04.00 12er	EET: Q 4:1				
				18.08.99 13er	EET: Q 4:1			



Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Wirkung klimatischer Bedingungen	<i>A. victoriae</i>	1	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K, D	04.08.00 – 12.09.00	FH	10
		2	15.08.00 10er	EET: Q 4:1		04.08.00 – 12.09.00	Freiland	10
	<i>A. victoriae</i>	0	18.08.00 8er	EET: Q 4:1	K, D	06.10.00 – 09.04.01	FH	8
		1			K, D, KK		12 h, 15/10 °C, 70 %	8
Wirkung von Bewurzelungshormonen	<i>A. ligustrina</i>	0	12.07.99 8er 29.07.99 11er	EEP: Q 2:1 EEP: Q 3:1	K	31.05.99	unbehandelt	7
		1					0,5 % IBS	23
		2					1 % IBS	23
		3					0,5 % NES	22
		4					1 % NES	22
Einfluss verschiedener Vermehrungstermine / -arten	<i>A. calamifolia</i>	1	16.02.99 9er	EEP: Q 4:1	K		29.01.99, gen	8
		2	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K		24.02.00, gen	9
	<i>A. iteaphylla</i>	1	16.02.99 9er	EEP: Q 4:1	K		29.01.99, gen	12
		2	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K		24.02.00, gen	16
		3	14.06.00 8er 02.10.00 8er	EE VM EET: Q 4:1	K, D		16.05.00, veg	6

Fortsetzung Tab. 36

Versuch	Akazienart	Variante	Topftermin / Topfgröße	Substrat	Standort	Termin der Versuchsdurchführung	Art des Versuches	Versuchs- pflanzen [Stk]
Einfluss verschiedener Vermehrungstermine / -arten	<i>A. ligustrina</i>	1	12.07.99 8er 29.07.99 11er	EEP: Q 2:1 EEP: Q 4:1	K		31.05.99, veg	20
		2	17.07.00 10er	EET: Q 3:1	K, D		05.06.00, veg	6
		3	17.09.99 9er	EEP: Q 4:1	K		18.08.99, veg	14
		4	27.10.98 8er	EEP: Q 4:1	K		15.09.98, veg	11
	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	1	16.03.00 8er 15.08.00 11er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		24.02.00, gen	5
		2	14.06.00 8er	EE VM	K, D		16.05.00, veg	18
	<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	1	16.02.99 10er 01.07.99 12er	EEP: Q 4:1 EEP: Q 4:1	K		29.01.99, gen	13
		2	16.03.00 8er 15.08.00 11er	TKS1: Q 4:1 EET: Q 4:1	K, D		24.02.00, gen	10
	<i>A. victoriae</i>	1	16.03.00 8er	TKS1: Q 4:1	K		24.02.00, gen	18
		2	18.08.00 8er	EET: Q 4:1	K, D		17.07.00, veg	8

Tab. 37: Statistische Auswertung der Wirkung des Hemmstoffes G-CCC auf den Habitus

Akazienart	Varianten	TL [cm]	SIZ	TA [Stk]	SIZ	TL [cm]	SIZ	TA [Stk]	SIZ	TL [cm]	SIZ	TA [Stk]	SIZ
		Median	der TL	Median	der TA	Median	der TL	Median	der TA	Median	der TL	Median	der TA
		4 Wochen nach der 1. Behandlung				8 Wochen nach der 1. Behandlung				12 Wochen nach der ersten Behandlung* / 6 Wochen nach der 2. Behandlung			
<i>A. calamifolia</i>	unbehandelt	15	a	2	a	23	a	2,5	a	25,5	a	2	a
	0,5 % G-CCC	23,5	ab	2,5	a	25,5	a	3	a	29,0	b	3	a
	1,0 % G-CCC	28,5	b	1	a	40	b	2,5	a	43,0	c	3	a
<i>A. ligustrina</i>	unbehandelt	8,5	a	2	a	8	a	2	a	10,5	a	2	a
	0,5 % G-CCC	5,5	b	1,5	a	5	b	1	a	7,0	b	1	a
	1,0 % G-CCC	5,75	ab	2	a	6	ab	2	a	8,0	b	2	a
<i>A. longifolia</i> <i>var. longifolia</i>	unbehandelt	11	a	1	a	20	a	2	a	22,0	a	2	a
	0,5 % G-CCC	9,5	b	1	a	15,5	b	2	a	19,0	b	3	a
	1,0 % G-CCC	11	ab	1	a	19,5	ab	3	a	25,0	c	4	a
<i>A. pycnantha</i>	unbehandelt	3	a	1	a	4	a	1	a	5,0	a	1	a
	0,5 % G-CCC	3	a	1	a	3,75	a	1	a	5,0	a	1	a
	1,0 % G-CCC	3	a	1	a	4	a	1	a	4,0	a	1	a
<i>A. retinodes</i> <i>var. blue leaf</i>	unbehandelt	21,5	a	1,5	a	37,5	a	1,5	a	43,0	a	3	a
	0,5 % G-CCC	22,5	a	3	a	37	a	4	bc	44,0	a	5	a
	1,0 % G-CCC	27,5	a	3,5	a	46	a	3,5	c	48,0	a	4	a
<i>A. victoriae</i>	unbehandelt	27	a	2	a	36,5	a	9	a	39,5	a	12	a
	0,5 % G-CCC	26,75	a	3	a	37	a	12	a	37,5	a	8	a
	1,0 % G-CCC	26	a	3	a	36,5	a	8	a	37,5	a	10	a

\* nur auf *A. ligustrina* zutreffend

Tab. 38: Statistische Auswertung der Wirkung von Bewurzelungshormonen auf das weitere vegetative Wachstum von *A. ligustrina* (Triebblängen):

p=0,05

Varianten	0,5 %IBS	1 %IBS	0,5 %NES	1 %NES
unbehandelt	ns	ns	ns	ns
0,5 %IBS		ns	ns	ns
1 %IBS			ns	ns
0,5 %NES				ns

p=0,1

Varianten	0,5 %IBS	1 %IBS	0,5 %NES	1 %NES
unbehandelt	ns	ns	ns	ns
0,5 %IBS		ns	s	s
1 %IBS			ns	ns
0,5 %NES				ns

Tab. 39: Statistische Auswertung der Wirkung von Bewurzelungshormonen auf das weitere vegetative Wachstum von *A. ligustrina* (Triebanzahl) für p=0,05 und p=0,1:

Varianten	0,5 %IBS	1 %IBS	0,5 %NES	1 %NES
unbehandelt	ns	ns	ns	ns
0,5 %IBS		ns	s	ns
1 %IBS			s	s
0,5 %NES				ns

Tab. 40: Statistische Auswertung und Ergebnisse der gestutzten Akazien

## Berechnung der Exakten Signifikanz 2-seitig

Akazienart	Messgröße	Variante	Test	Zeit nach Stutzen (Wochen):			
				4	8	12	16
<i>A. iteaphylla</i>	Trieblänge [cm]	gestutzt	A	7,5	14,5	19	15,5
		unbehandelt		4	18	26	28
			1	0,011	0,785	0,314	0,221
Signifikanz (p=0,05):				s	ns	ns	ns
	Triebanzahl [Stk]	gestutzt	A	3	3	3	4
		unbehandelt		1	4	4	4
			1	0,005	0,984	0,588	0,446
Signifikanz (p=0,05):				s	ns	ns	ns
<i>A. iteaphylla</i>	Trieblänge [cm]	gestutzt	B	30	40	47	49
		unbehandelt		63	71	84	88
			2	0,000	0,000	0,000	0,000
Signifikanz (p=0,05):				s	s	s	s
	Triebanzahl [Stk]	gestutzt	B	5	7	12	13
		unbehandelt		2	2	10	10
			1	0,016	0,000	0,414	0,518
Signifikanz (p=0,05):				s	s	ns	ns
<i>A. linearifolia</i> * <sup>1</sup>	Trieblänge	gestutzt	A	9	13,5	18,5	16
		unbehandelt		11	14	20	18
			1	0,006	0,98	0,775	0,305
Signifikanz (p=0,05):				s	ns	ns	ns
	Fiederblattanzahl [Stk]	gestutzt	A	12	38	33	8
		unbehandelt		10	16	18	14
			1,2*	0,361*	0,055	0,239	0,282
Signifikanz (p=0,05):				ns	ns	ns	ns

Fortsetzung Tab. 40

Akazienart	Messgröße	Variante	Test	Zeit nach Stutzen (Wochen):					
				4	8	12	16		
<i>A. longifolia</i> <i>var. longifolia</i>	Trieblänge [cm]	gestutzt	A		5	20	19,5	22	
		unbehandelt			12	19	25	25	
			2	0,011	0,43	0,187	0,514		
Signifikanz (p=0,05):				s	ns	ns	ns		
	Triebanzahl [Stk]	gestutzt	A		1	3,5	4	3	
		unbehandelt			1	2	3,5	3	
			1	1,0	0,179	0,679	0,39		
Signifikanz (p=0,05):				ns	ns	ns	ns		
<i>A. retinodes</i> <i>var. retinodes</i>	Trieblänge [cm]	gestutzt	A		14	39,5	48,5	keine Werte aufgenommen	
		unbehandelt			12	41,5	53		
			1	0,536	0,699	0,233			
Signifikanz (p=0,05):				ns	ns	ns			
	Triebanzahl [Stk]	gestutzt	A		1	3	2		
		unbehandelt			1	1	1		
			1	1,0	0,094	0,016			
Signifikanz (p=0,05):				ns	ns	s			
<i>A. retinodes</i> <i>var. retinodes</i>	Trieblänge [cm]	gestutzt	B		20	41	44		42
		unbehandelt			45	50	57		56
			2	0,000	0,041	0,002	0,002		
Signifikanz (p=0,05):				s	s	s	s		
	Triebanzahl [Stk]	gestutzt	B		4	7	10	9	
		unbehandelt			4	9	10	10	
			1	0,837	0,474	0,820	0,925		
Signifikanz (p=0,05):				ns	ns	ns	ns		

Tab. 41: Statistische Auswertung / Ergebnisse der wurzelgekürzten Akazien Versuch 2000

Akazienart	Messgröße	Variante	Test	Zeit nach Wurzelkürzung [Wochen]		
				15	17	19
<i>A. buxifolia</i> <sup>1*</sup>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		21,0		
		wurzelgekürzt		20,0		
			2	0,574		
	Signifikanz (p=0,05)			ns		
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		1		
		wurzelgekürzt		1		
			1	0,739		
	Signifikanz (p=0,05)			ns		
<i>A. calamifolia</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		19,8	24,0	24,5
		wurzelgekürzt		19,4	23,0	23,9
			2/1*	0,842	0,818	0,436*
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		2,0	2,0	2,0
		wurzelgekürzt		1,0	3,0	2,0
			1	0,739	0,476	1,000
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns
<i>A. havilandii</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		23,0	33,0	37,0
		wurzelgekürzt		23,0	33,4	34,0
			1	0,569	0,995	0,210
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		1,0	2,0	2,0
		wurzelgekürzt		2,0	2,0	2,5
			1	0,224	0,270	0,082
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns

Fortsetzung Tab. 41

Akazienart	Messgröße	Variante	Test	Zeit nach Wurzelkürzung [Wochen]		
				15	17	19
<i>A. iteaphylla</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		23,0	32,0	36,0
		wurzelgekürzt		19,0	26,0	29,0
				1	0,127	0,004
Signifikanz (p=0,05)				ns	s	s
	Trieblänge [cm]	unbehandelt		3,0	3,0	4,0
		wurzelgekürzt		3,0	4,0	5,0
				1	0,796	0,422
Signifikanz (p=0,05)				ns	ns	ns
<i>A. ligustrina</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		4,0	9,0	14,0
		wurzelgekürzt		4,0	11,0	13,0
				1	0,472	0,955
Signifikanz (p=0,05)				ns	ns	ns
	Trieblänge [cm]	unbehandelt		1,0	1,0	1,0
		wurzelgekürzt		1,0	1,0	1,0
				1	1,000	1,000
Signifikanz (p=0,05)				ns	ns	ns
<i>A. linearifolia</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		4,0	9,0	12,0
		wurzelgekürzt		4,5	9,0	11,5
				1	0,472	0,955
Signifikanz (p=0,05)				ns	ns	ns
	Trieblänge [cm]	unbehandelt		4,0	5,0	6,0
		wurzelgekürzt		3,0	4,0	6,0
				1	0,331	0,319
Signifikanz (p=0,05)				ns	ns	ns

p: Irrtumswahrscheinlichkeit, 1= Mann-Whitney-Test, 2= t-Test, ns: nicht signifikant, s: signifikant



Fortsetzung Tab. 41

Akazienart	Messgröße	Variante	Test	Zeit nach Wurzelkürzung [Wochen]		
				15	17	19
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		14,2	17,7	20,3
		wurzelgekürzt		15,4	20,1	22,5
			2	0,188	0,050	0,079
				ns	ns	ns
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		2,0	2,0	3,0
		wurzelgekürzt		2,0	3,0	3,0
			1	0,941	0,616	0,230
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns
<i>A. pycnantha</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		4,0	4,0	4,5
		wurzelgekürzt		3,0	4,0	5,0
			1	0,364	0,865	0,994
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		1,0	1,0	1,0
		wurzelgekürzt		1,0	1,0	1,0
	keine statistische Auswertung erfolgt, da Triebanzahl = 1 eine Konstante ist					
	<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		34,0	44,0
wurzelgekürzt				31,0	41,0	44,0
			1	0,231	0,447	0,295
Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		1,0	2,0	1,0
		wurzelgekürzt		2,0	2,0	3,0
			1	0,231	0,765	0,276
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns

Fortsetzung Tab. 41

Akazienart	Messgröße	Variante	Test	Zeit nach Wurzelkürzung [Wochen]		
				15	17	19
<i>A. retinodes var. retinodes</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		30,0	40,0	46,5
		wurzelgekürzt		34,0	42,0	49,0
				1	0,231	0,447
Signifikanz (p=0,05)				ns	ns	ns
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		3,0	4,0	1,0
		wurzelgekürzt		1,0	1,0	3,0
				1	0,114	0,023
Signifikanz (p=0,05)				ns	s	s
<i>A. victoriae</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		26,5	31,5	28,0
		wurzelgekürzt		32,0	37,5	38,5
				1	0,028	0,094
Signifikanz (p=0,05)				s	ns	s
	Triebanzahl [Stk]	unbehandelt		12,0	10,0	9,5
		wurzelgekürzt		10,0	9,0	9,5
				1	0,327	0,339
Signifikanz (p=0,05)				ns	ns	ns

Tab. 42: Statistische Auswertung / Ergebnisse der wurzelgekürzten Akazien Versuch 1999

Akazienart	Messgröße	Variante	Test	Zeit nach Wurzelkürzung [Wochen]			
				11	17	23	29
<i>A. calamifolia</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		21,0	30,0	30,0	30,0
		wurzelgekürzt		20,0	28,0	28,0	30,0
			2	0,690	0,546	0,538	0,916
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns
	Trieбанzahl [Stk]	unbehandelt		3,0	5,0	8,0	8,0
		wurzelgekürzt		1,0	8,0	11,0	10,0
			1	0,010	0,154	0,301	0,584
	Signifikanz (p=0,05)			s	ns	ns	ns
<i>A. iteaphylla</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		55,0	62,5	76,25	80,0
		wurzelgekürzt		57,0	72,0	84,5	87,25
			1	0,504	0,041	0,152	0,310
	Signifikanz (p=0,05)			ns	s	ns	ns
	Trieбанzahl [Stk]	unbehandelt		2,0	1,0	9,0	9,0
		wurzelgekürzt		3,0	3,0	12,0	12,0
			1	0,554	0,307	0,697	0,697
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns
<i>A. retinodes var. retinodes</i>	Trieblänge [cm]	unbehandelt		44,5	53,0	57,0	58,0
		wurzelgekürzt		39,5	48,0	56,0	57,0
			2	0,385	0,441	0,923	0,887
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns
	Trieбанzahl [Stk]	unbehandelt		3,0	6,0	7,0	8,0
		wurzelgekürzt		3,0	12,0	16,0	15,0
			1	1,000	0,052	0,066	0,093
	Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns

Tab. 43: Statistische Auswertung des Klimakammerversuches 1999-2000 (Trieblänge)

Akazienart	Variante T <sub>tag / nacht</sub> [°C], BD [h]	Trieblänge [cm]						
		18.10.99	15.11.99	13.12.99	10.01.00	21.02.00	17.03.00	11.04.00
	Messtermin	18.10.99	15.11.99	13.12.99	10.01.00	21.02.00	17.03.00	11.04.00
<i>A. calamifolia</i>	25/20, 12	30,8	29,5	29,3	29,6	25,0	25,3	25,5
	15/10, 12	28,9	29,8	30,4	29,8	30,4	29,5	32,3
t-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	s	ns	ns
<i>A. iteaphylla</i>	25/20, 12	48,5	49,5	50	49,5	51	51,5	51,5
	15/10, 12	49	49	49,5	48,5	49	49,5	49,5
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. ligustrina</i>	25/20, 12	22,5	24,2	25,2	25,9	25,6	26,0	26,3
	25/20, 8	23,4	25,5	26,6	28,1	27,2	28,9	29,2
	15/10, 12	21,2	21,9	23,4	24,6	24,7	25,2	25,6
	15/10, 8	23,0	24,6	25,5	26,8	25,5	26,4	26,5
	GWH	23,9	24,8	26,1	26,6	25,0	26,6	27,2
t-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. longifolia var. floribunda</i>	15/10, 12	26,8	28,6	28,1	29,3	30,9	31,5	34,7
	15/10, 8	30	32	33	33	32,5	33	34,3
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. retinodes var. retinodes</i>	25/20, 8	50,3	50,5	49,8	52,6	50,8	54,3	54,5
	15/10, 8	52,3	52,7	51,1	52,1	50,3	53,6	51,2
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns

Tab. 44: Statistische Auswertung des Klimakammerversuches 1999-2000 (Triebanzahl)

Akazienart	Variante T <sub>tag</sub> / nacht [°C], BD [h]	Triebanzahl [Stk]							
		Messtermin	18.10.99	15.11.99	13.12.99	10.01.00	21.02.00	17.03.00	11.04.00
<i>A. calamifolia</i>	25/20, 12		8,5	8,3	8,4	8,3	7	6,4	8,4
	15/10, 12		8,9	9,3	9	9,4	9	8,9	9,1
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. iteaphylla</i>	25/20, 12		9,4	9,4	10,4	12,6	15	15,2	15,8
	15/10, 12		12,6	12,9	11,6	12,1	13	13,5	13,3
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. ligustrina</i>	25/20, 12		6,5	9,3	12,5	23,2	27,8	24,3	29,3
	25/20, 8		7	8,3	9,3	13,4	15,5	19,1	16,9
	15/10, 12		6,3	9,2	11,9	13,1	19,6	16,0	20,8
	15/10, 8		5,3	7,7	7,8	8,7	11,3	13,7	15,9
	GWH		7,8	8,6	8	9,9	9,7	9,2	9,3
Kruskal-Wallis-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	s	s	s	s	s
<i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i>	15/10, 12		1	1	1	2	2	2	2
	15/10, 8		1	1	1	1	1	1	1
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	25/20, 8		9,7	10,3	10,4	9,4	9,6	9,3	9,3
	15/10, 8		10,6	11,5	11	10,5	11,1	11,6	10,7
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns

Tab. 45: Signifikanzschema für Triebanzahl 1999/2000 von *A. ligustrina*Nemenyi-Test,  $p=0,05$ 

10.01.00	15 °C/12 h	25 °C/8 h	15 °C/8 h	GWH
25 °C/12 h	s	s	s	s
15 °C/12 h		ns	s	ns
25 °C/8 h			s	ns
15 °C/8 h				ns
21.02.00	15 °C/12 h	25 °C/8 h	15 °C/8 h	GWH
25 °C/12 h	s	s	s	s
15 °C/12 h		ns	s	s
25 °C/8 h			ns	s
15 °C/8 h				ns
11.04.00	15 °C/12 h	25 °C/8 h	15 °C/8 h	GWH
25 °C/12 h	s	s	s	s
15 °C/12 h		ns	ns	s
25 °C/8 h			ns	s
15 °C/8 h				s

Varianten: Angabe der Tagestemperatur und Beleuchtungsdauer zum jeweiligen Messtermin

Tab. 46: Statistische Auswertung des Klima-Versuches 2000 – 2001 (Trieblänge)

Akazienart	Variante	Trieblänge [cm]					
		Messtermin	06.10.00	02.11.00	01.12.00	27.12.00	26.01.01
<i>A. ligustrina</i>	KK	22	23,83	23,90	24,33	24,50	26,00
	FH	25,5	27,75	30,80	35,17	37,80	41,50
t-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	ns	s
<i>A. linearifolia</i>	KK	29,5	28,00	27,40	29,25	27,60	32,75
	FH	25,9	28,50	28,10	31,75	35,60	41,13
t-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. longifolia</i> <i>var. longifolia</i>	KK	28,3	29,20	28,10	28,90	30,00	33,10
	FH	24,6	27,80	27,50	30,40	36,00	42,90
t-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. pycnantha</i>	KK	5,5	6,00	6,00	6,50	6,50	6,50
	FH	5	6,50	6,50	7,50	8,50	10,00
Mann-Whitney-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	ns	ns	s	s
<i>A. victoriae</i>	KK	28,4	27,50	27,60	28,63	29,50	29,25
	FH	30	32,50	37,80	41,25	42,10	47,50
t-Test: Signifikanz (p=0,05)		ns	ns	s	s	s	s

KK:  $T_{\text{tag/nacht}} = 15/10 \text{ } ^\circ\text{C}$   
 BD = 12 h  
 Licht =  $150 \mu\text{mol/m}^2\text{s}$   
 rel. LF = 70 %

FH:  $T_{\text{mittel}} = 20 \text{ } ^\circ\text{C}$   
 Licht =  $36 \mu\text{mol/m}^2\text{s}$   
 rel. LF = 70 %

Tab. 47: Statistische Auswertung des Klima-Versuches 2000 – 2001 (Triebanzahl)

Akazienart	Variante	Triebanzahl [Stk]						
		Messtermin	06.10.00	02.11.00	01.12.00	27.12.00	26.01.01	23.02.01
<i>A. ligustrina</i>	KK		4	6,00	10,50	16,17	18,17	21,00
	FH		5	9,50	12,33	20,67	18,33	23,33
t-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. linearifolia</i>	KK		46,2	48,13	47,13	48,50	37,88	16,75
	FH		33,75	34,13	35,75	45,25	55,88	67,25
t-Test: Signifikanz (p=0,05)			s	s	ns	ns	ns	s
<i>A. longifolia</i>	KK		4	3,30	3,60	4,00	3,80	3,90
<i>var. longifolia</i>	FH		2,5	2,50	2,60	3,20	3,30	3,00
t-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>A. pycnantha</i>	KK		1	1	1	1	1	1
	FH		1	1	1	1	1	1
			keine statistische Auswertung, da Konstante					
<i>A. victoriae</i>	KK		8,75	9,75	12,25	12,38	10,88	17,63
	FH		4,5	4,75	5,00	6,38	6,50	10,25
t-Test: Signifikanz (p=0,05)			ns	ns	s	ns	ns	s

KK:  $T_{\text{tag/nacht}} = 15/10 \text{ } ^\circ\text{C}$ 

BD = 12 h

Licht =  $150 \mu\text{mol/m}^2\text{s}$ 

rel. LF = 70 %

FH:  $T_{\text{mittel}} = 20 \text{ } ^\circ\text{C}$ Licht =  $36 \mu\text{mol/m}^2\text{s}$ 

rel. LF = 70 %



Tab. 48: Statistische Auswertung verschiedener Messgrößen von *A. ligustrina* nach verschiedenen Tageslängen (Versuch 1998/1999)

Messgröße / Testverfahren	Variante (BD [h])	Messtermin			
		17.11.98	21.12.98	21.01.99	10.02.99
Trieblänge [cm]	8 h	6,9	11,6	13,1	14,6
	16 h	14,4	19,8	21,1	22,4
t-Test / Mann-Whitney-Test*		0,021*	0,014	0,026	0,029
Signifikanz (p=0,05)		s	s	s	s
Trieblanzahl [Stk]	8 h	1,5	1,0	1,5	2,0
	16 h	2,0	2,0	4,0	5,0
Mann-Whitney-Test		0,388	0,025	0,006	0,001
Signifikanz (p=0,05)		ns	s	s	s
Phyllodienzahl [Stk]	8 h	14,0	20,5	26,0	29,5
	16 h	20,0	25,0	31,0	33,0
Mann-Whitney-Test		0,048	0,021	0,068	0,02
Signifikanz (p=0,05)		s	s	ns	s

Tab. 49: Anzahl der Pflanzen mit Knospen [%] bei *A. ligustrina* nach verschiedenen klimatischen Bedingungen (Versuch 1998/1999)

Variante	06.05.99	04.06.99	02.07.99	29.07.99	12.08.99	09.09.99	18.10.99	15.11.99	13.12.99	10.01.00	07.02.00	06.03.00	16.03.01
1	0	0	71	57	14	29	71	29	71	43	71	43	83
2	0	0	33	33	67	67	100	67	33	67	100	67	100
3	0	0	83	83	83	67	83	67	100	100	100	67	0
4	0	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	50

1: 8 h, GWH

2: 8 h, KK (23.03. – 05.07.99, Tag/Nachttemperatur 15/10 °C, 12.07. – 17.09.99  
Tag/Nachttemperatur 25/20 °C)

3: 16 h, GWH

4: 16 h, KK (23.03. – 05.07.99, Tag/Nachttemperatur 15/10 °C, 12.07. – 17.09.99  
Tag/Nachttemperatur 25/20 °C)

Tab. 50: Vergleich des Habitus ausgewählter Akazien-Arten nach unterschiedlichen Vermehrungsarten und -terminen (Berechnung der Exakten Signifikanz, 2-seitig,  $p=0,1$ )

Akazienart	VM Termin	VM Art	Testverfahren	Trieblänge [cm]	Testverfahren	Triebanzahl [Stk]
<i>A. calamifolia</i>	29.01.99	generativ		29,9		5,0
	24.02.00	generativ		24,4		2,0
			t-Test	0,088		0,001
				s		s
<i>A. iteaphylla</i>	29.01.99	generativ		62,9		2,0
	24.02.00	generativ		34,4		3,5
	16.05.00	vegetativ		28,3		5,5
			Kruskal-Wallis-Test	0,000	Kruskal-Wallis-Test	0,002
			s (x)		s (x)	
<i>A. ligustrina</i>	31.05.99	vegetativ		22,8		5,0
	05.06.00	vegetativ		30,3		8,5
	18.08.99	vegetativ		10,5		2,0
	15.09.98	vegetativ		5,0		1,0
			Kruskal-Wallis-Test	0,000	Kruskal-Wallis-Test	0,000
			s (x <sub>1</sub> )		s (x <sub>1</sub> )	
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i> *	24.02.00	generativ		51,2		3,0
	16.05.00	vegetativ		35,0		5,0
			t-Test	0,001	Mann-Whitney-Test	0,212
				s		ns
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	29.01.99	generativ		48,5		9,0
	24.02.00	generativ		43,5		1,5
			Mann-Whitney-Test	0,110	Mann-Whitney-Test	0,000
				ns		s

ns: nicht signifikant, s: signifikant, p: Irrtumswahrscheinlichkeit

Fortsetzung Tab. 50

Akazienart	VM Termin	VM Art	Testverfahren	Trieblänge [cm]	Testverfahren	Triebanzahl [Stk]
<i>A. victoriae</i>	24.02.00	generativ		33,8		9,5
	17.07.00	vegetativ		35,6		13,5
			t-Test	0,656	Mann-Whitney-Test	0,536
				ns		ns

Messtermin: 21 Wochen nach Vermehrungstermin, \*28 Wochen nach Vermehrungstermin

x Darstellung der Signifikanzen für *A. iteaphylla* (Dunn Test,  $p=0,1$ )

Trieblänge	2	3
1	s	s
2		ns
Triebanzahl	2	3
1	ns	s
2		s

Variante 1: 29.01.1999, generativ

Variante 2: 24.02.2000, generativ

Variante 3: 16.05.2000, vegetativ

x<sub>1</sub> Darstellung der Signifikanzen für *A. ligustrina* (Dunn Test,  $p=0,1$ )

Trieblänge	2	3	4
1	ns	s	s
2		s	s
3			ns
Triebanzahl	2	3	4
1	ns	s	s
2		s	s
3			ns

Variante 1: 31.05.1999, vegetativ

Variante 2: 05.06.2000, vegetativ

Variante 3: 18.08.1999, vegetativ

Variante 4: 15.09.1998, vegetativ

Tab. 51: Statistische Auswertung verschiedener Messgrößen ausgewählter Akazien-Arten nach 6 Wochen Aufenthalt im Freiland / Folienhaus

Akazienart	Variante / Testverfahren	Trieblänge [cm]	Triebanzahl [Stk]
<i>A. calamifolia</i>	Folienhaus	28,6	2,5
	Freiland	25,0	2,0
	t-Test/ Mann-Whitney-Test*	0,285	0,863*
	Signifikanz ( $p=0,05$ )	ns	ns
<i>A. iteaphylla</i>	Folienhaus	43,2	5,0
	Freiland	28,8	3,0
	t-Test/ Mann-Whitney-Test*	0,004	0,173*
	Signifikanz ( $p=0,05$ )	s	ns
<i>A. linearifolia</i>	Folienhaus	27,2	8,0
	Freiland	22,1	2,0
	t-Test/ Mann-Whitney-Test*	0,172	0,000*
	Signifikanz ( $p=0,05$ )	ns	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i>	Folienhaus	52,7	5,1
	Freiland	46,3	3,0
	t-Test	0,018	0,000
	Signifikanz ( $p=0,05$ )	s	s
<i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i>	Folienhaus	57,0	5,0
	Freiland	59,5	1,0
	Mann-Whitney-Test	0,897	0,011
	Signifikanz ( $p=0,05$ )	ns	s
<i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i>	Folienhaus	30,0	3,0
	Freiland	25,0	3,0
	Mann-Whitney-Test	0,275	0,748
	Signifikanz ( $p=0,05$ )	ns	ns
<i>A. victoriae</i>	Folienhaus	36,3	15,1
	Freiland	39,7	12,3
	t-Test	0,177	0,129
	Signifikanz ( $p=0,05$ )	ns	ns

Wachstumsverläufe ausgewählter Akazien-Arten

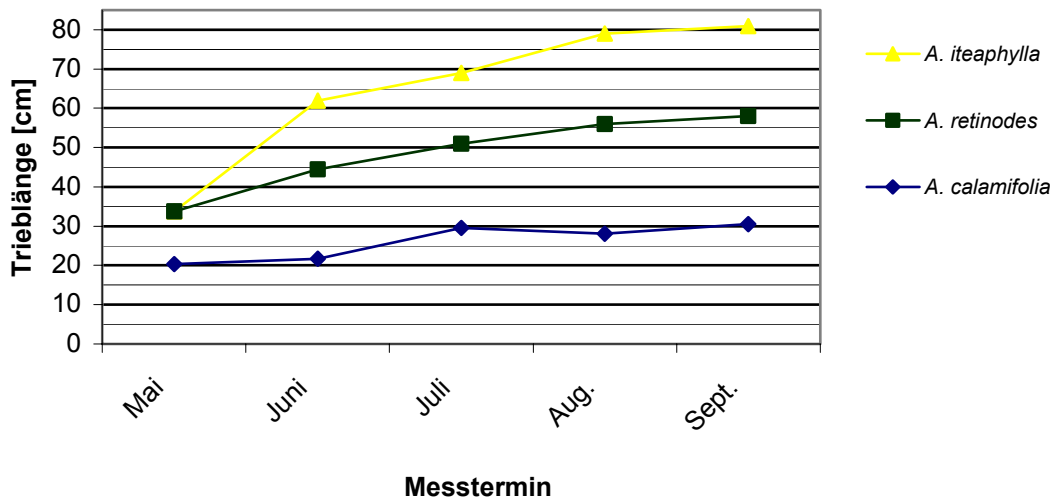


Abb. 30: Wachstumsverlauf verschiedener, generativ vermehrter Akazien-Arten 1999

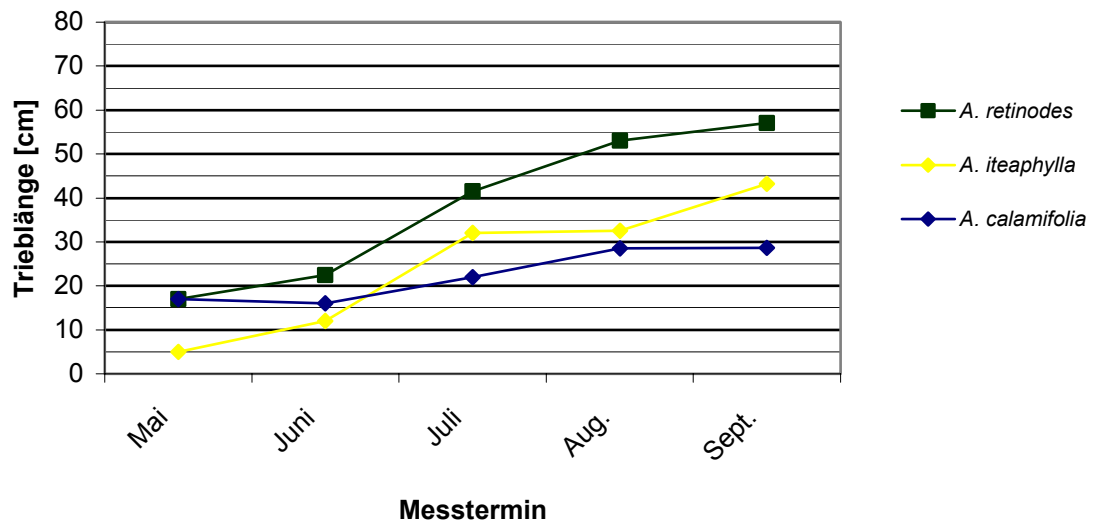


Abb. 31: Wachstumsverlauf verschiedener, generativ vermehrter Akazien-Arten 2000

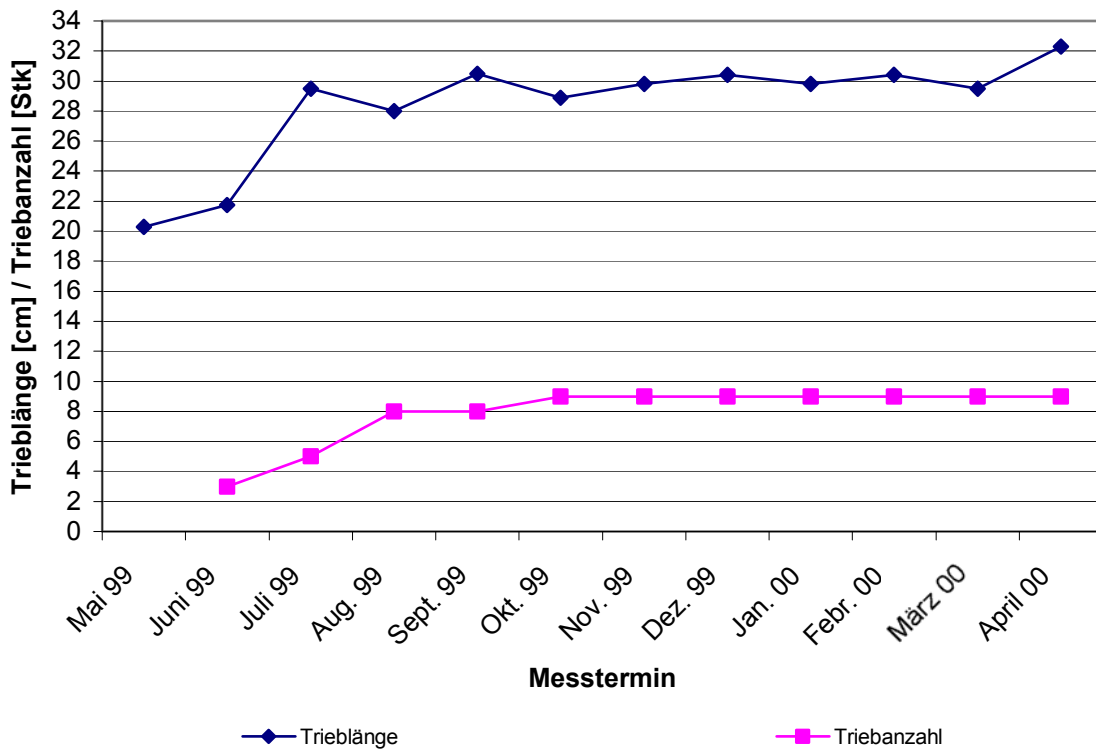


Abb. 32: Wachstumsverlauf von *A. calamifolia* nach generativer Vermehrung 1999

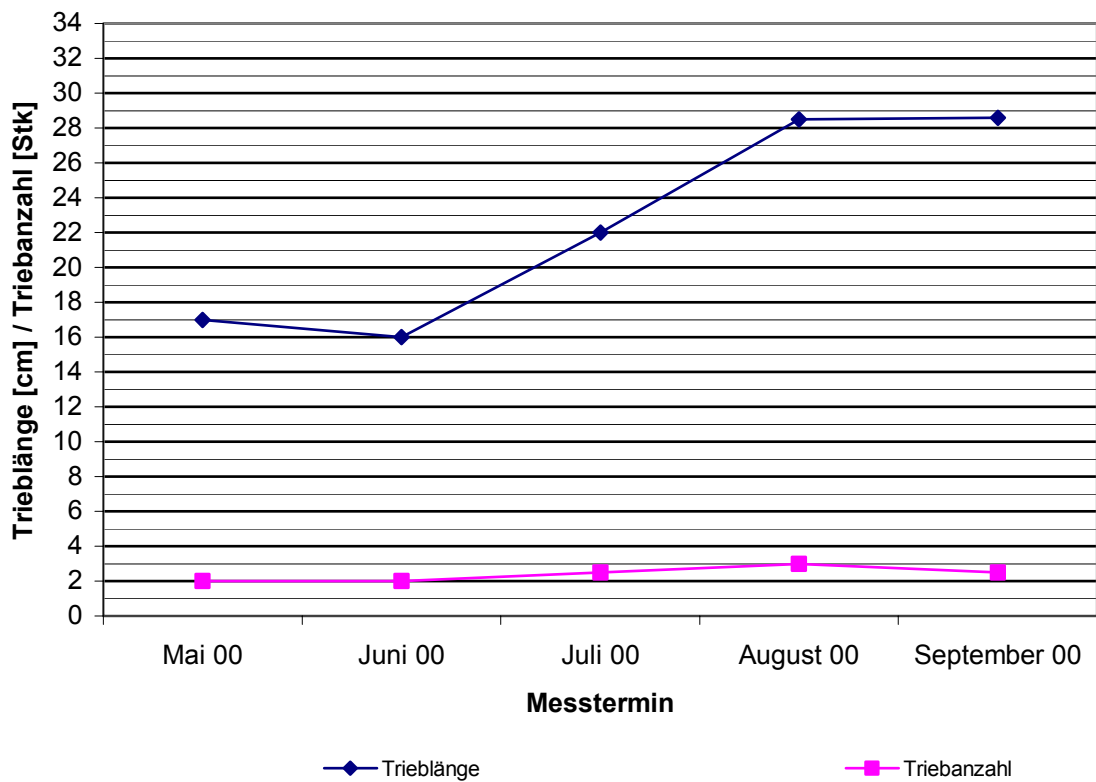


Abb. 33: Wachstumsverlauf von *A. calamifolia* nach generativer Vermehrung 2000

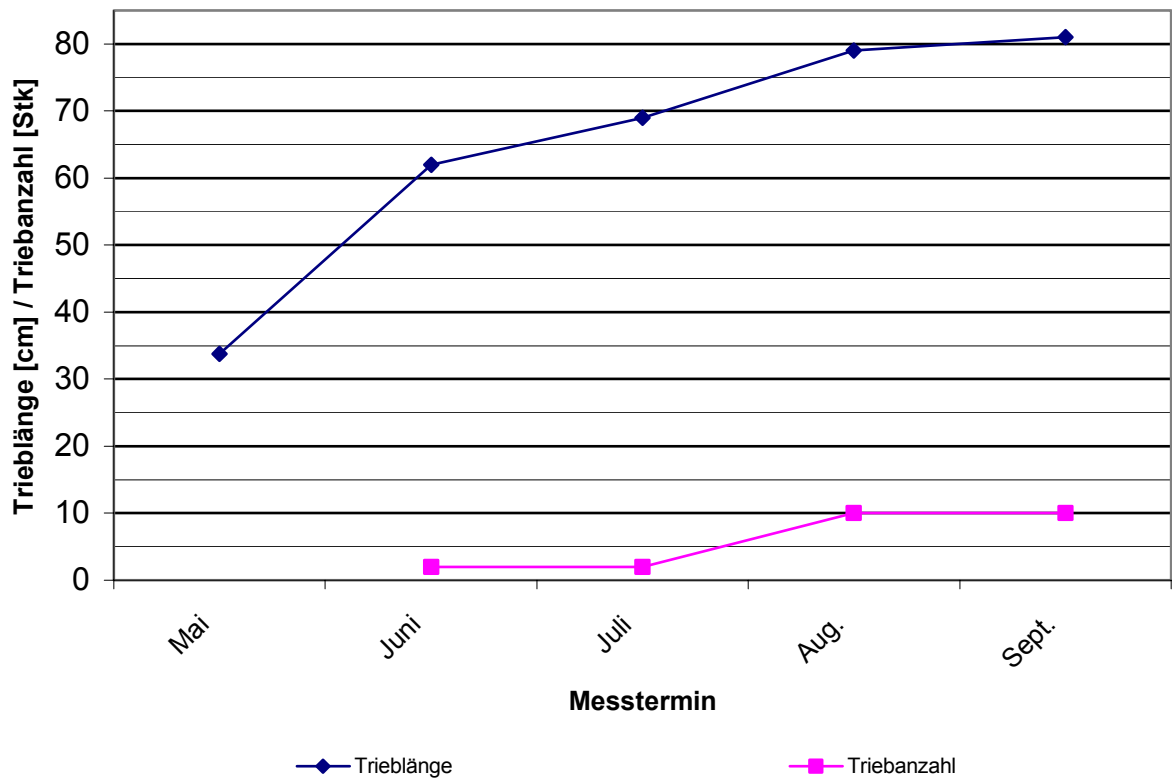


Abb. 34: Wachstumsverlauf von *A. iteaphylla* nach generativer Vermehrung 1999

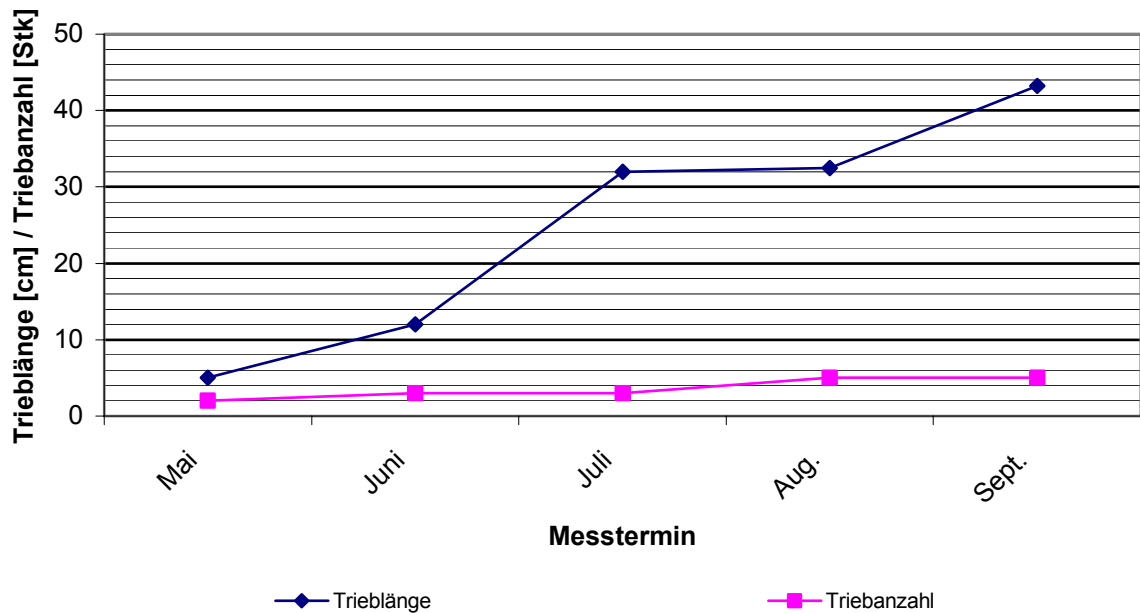


Abb. 35: Wachstumsverlauf von *A. iteaphylla* nach generativer Vermehrung 2000

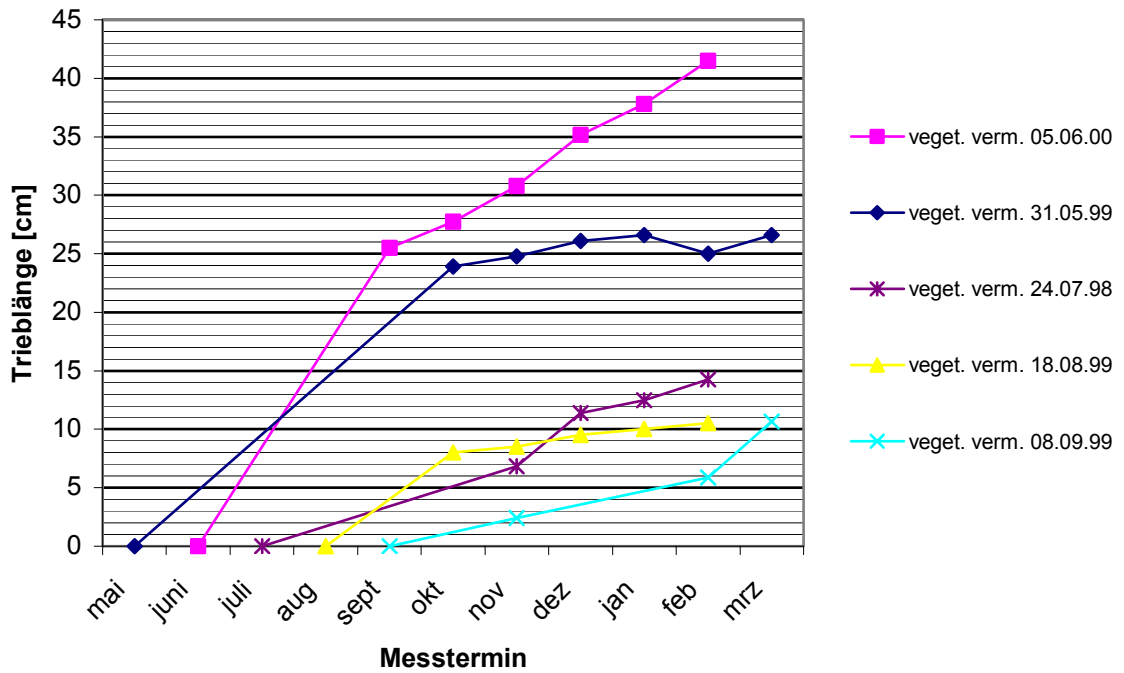


Abb. 36: Wachstumsverlauf nach variierenden Vermehrungsterminen von *A. ligustrina* (TL)

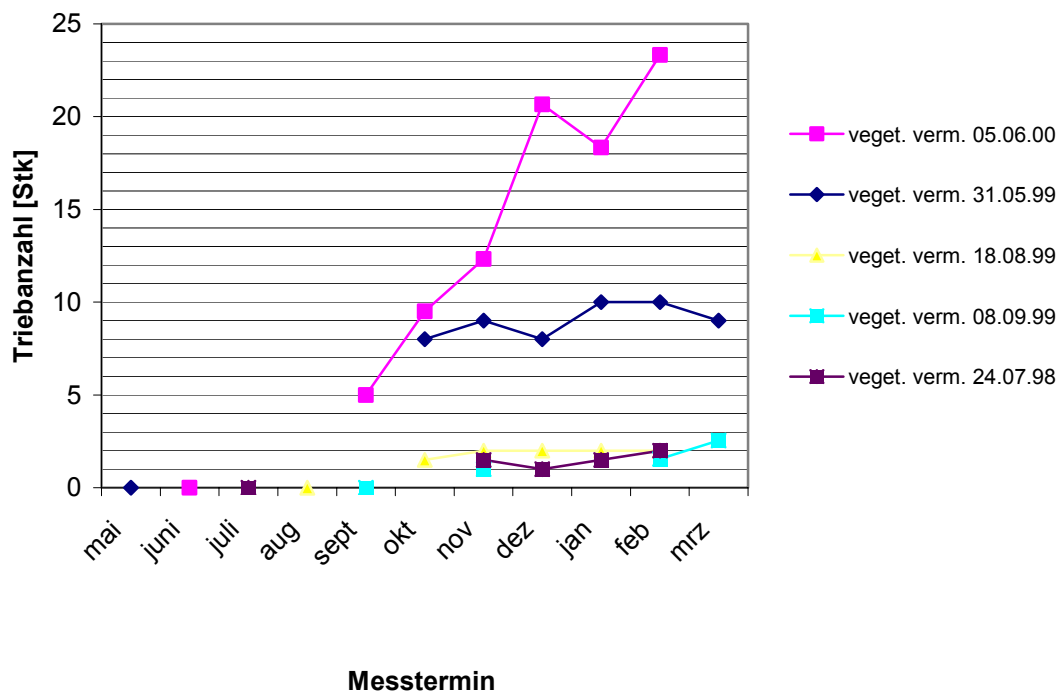


Abb. 37: Wachstumsverlauf nach variierenden Vermehrungsterminen von *A. ligustrina* (TA)



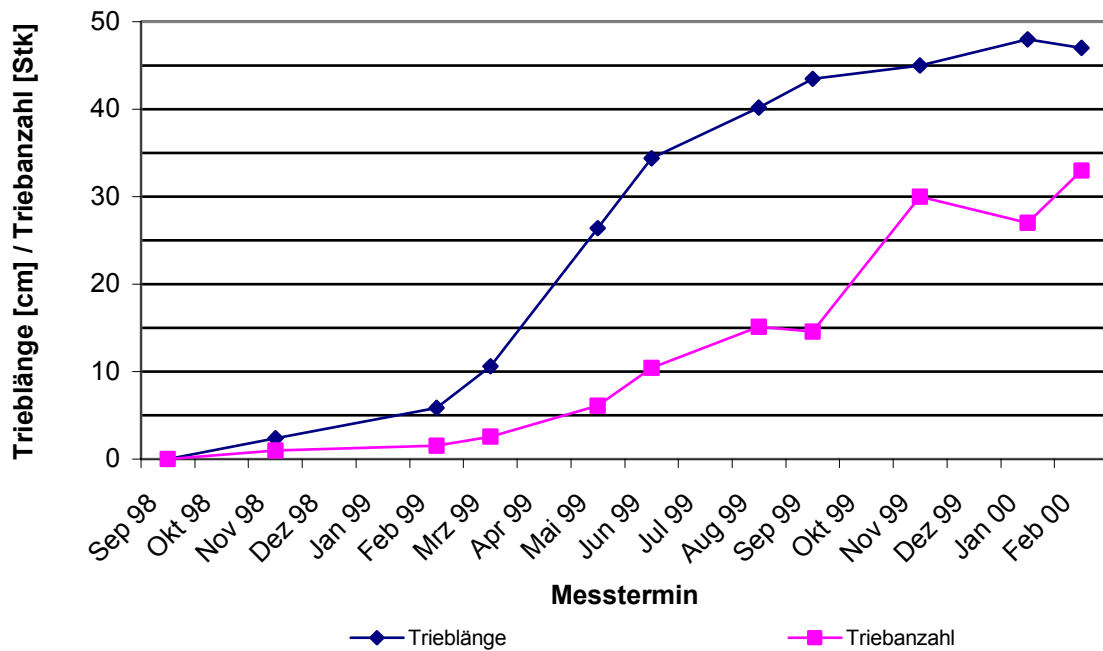


Abb. 38: Wachstumsverlauf von *A. ligustrina* vegetativ vermehrt am 08.09.98

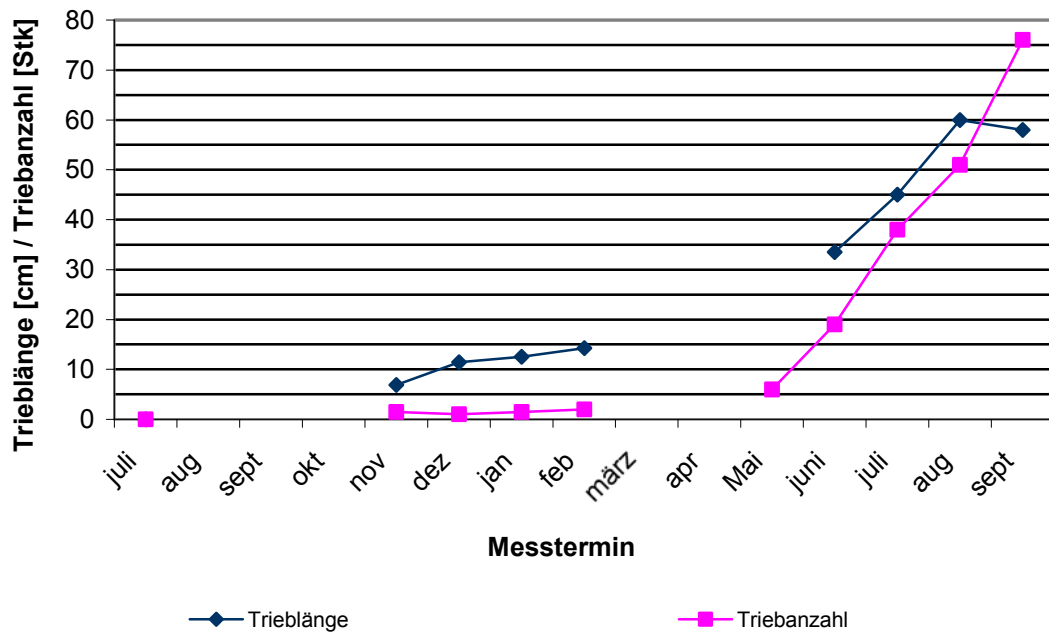


Abb. 39: Wachstumsverlauf von *A. ligustrina* vegetativ vermehrt am 24.07.98

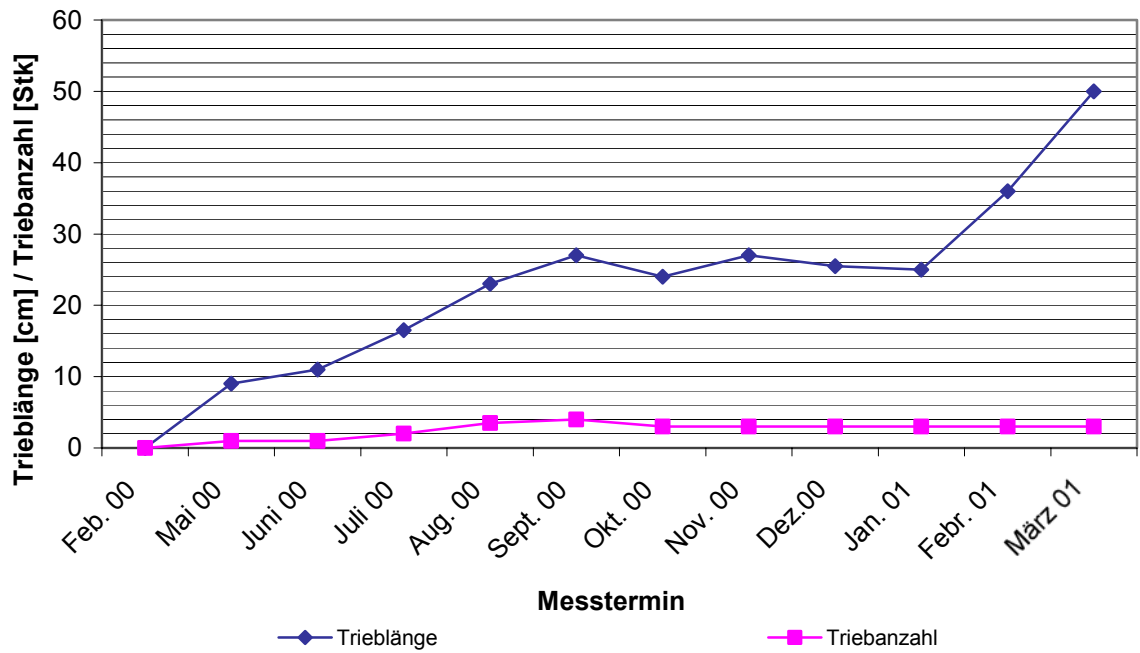


Abb. 40: Wachstumsverlauf von *A. longifolia* var. *longifolia* generativ vermehrt am 24.02.00

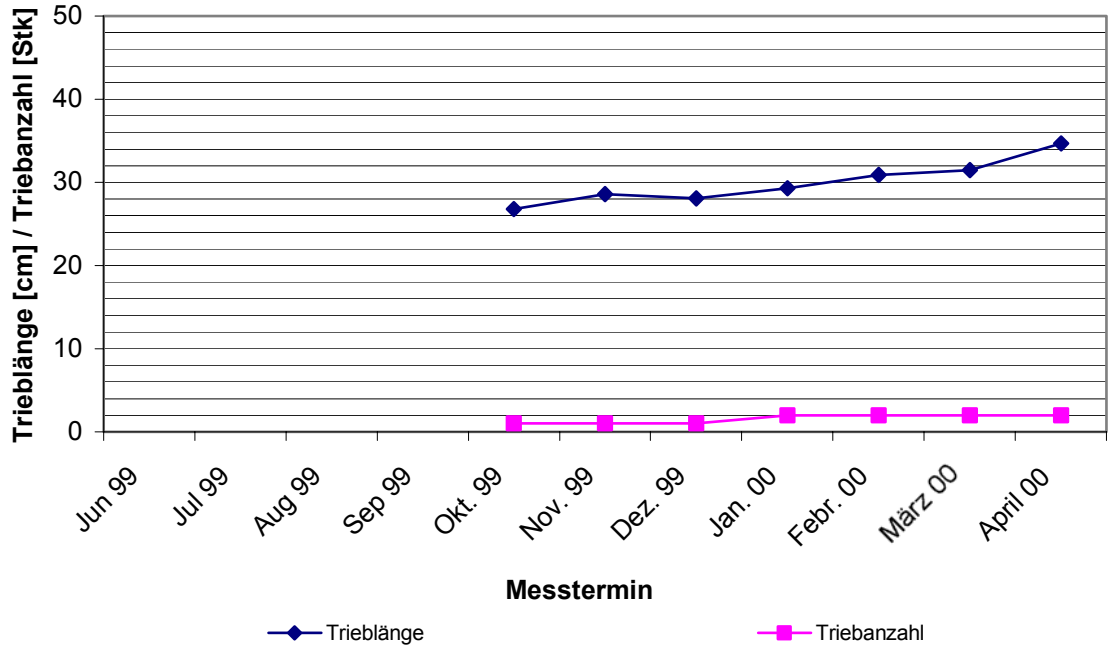


Abb. 41: Wachstumsverlauf von *A. longifolia* var. *floribunda* vegetativ vermehrt am 31.05.99

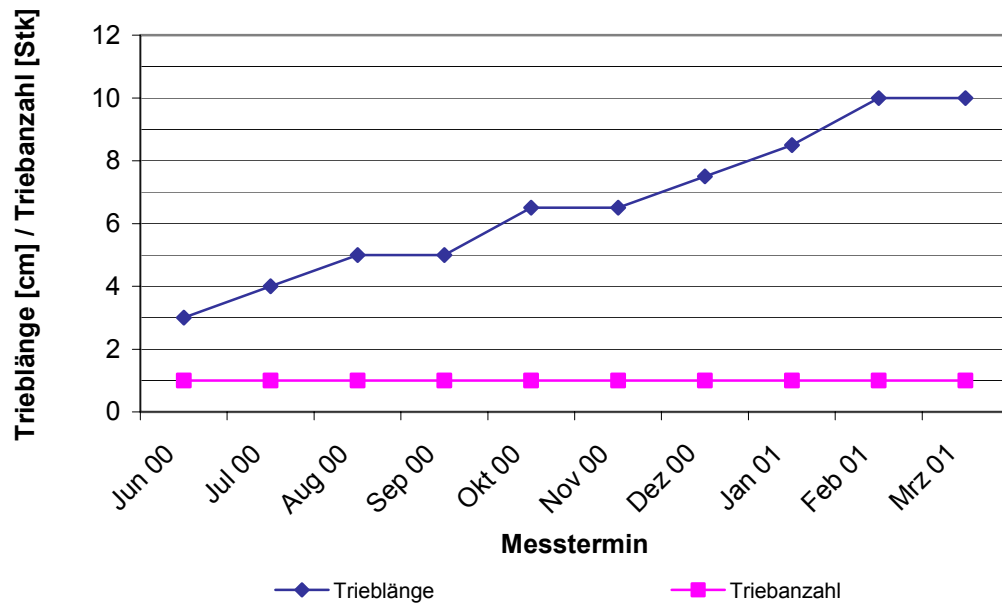


Abb. 42: Wachstumsverlauf von *A. pycnantha* generativ vermehrt am 24.02.00

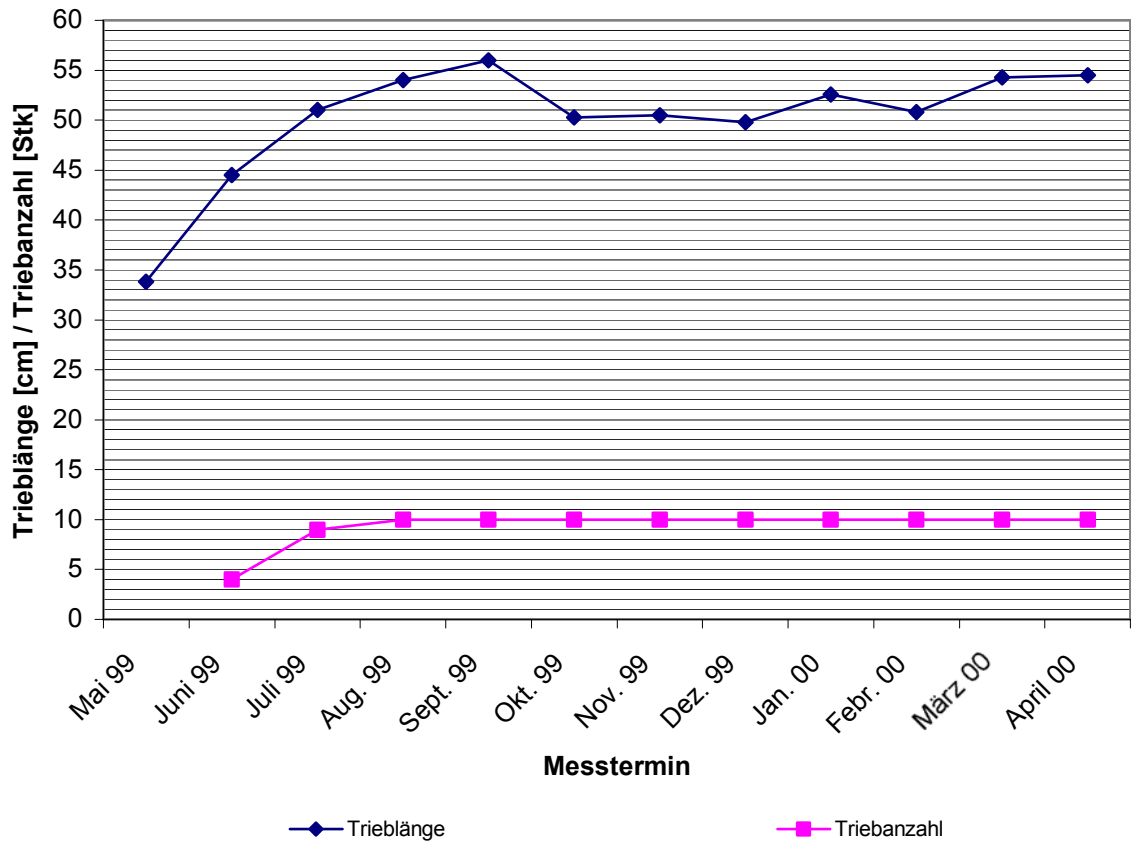


Abb. 43: Wachstumsverlauf von *A. retinodes* var. *retinodes* generativ vermehrt am 29.01.99

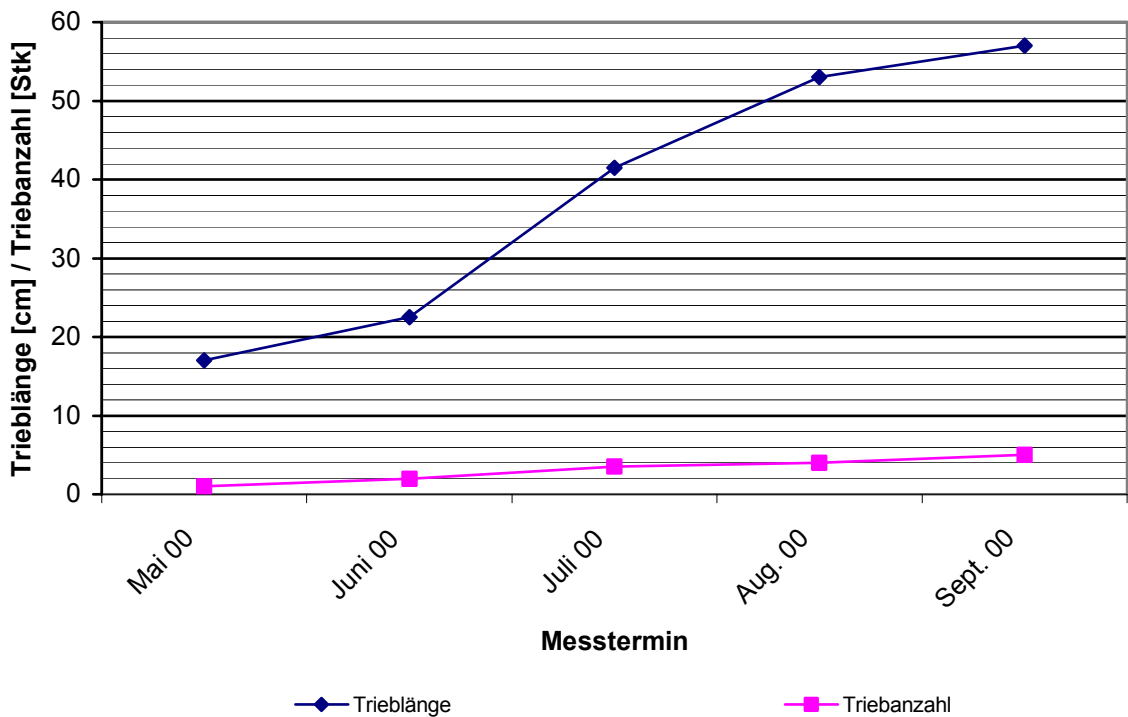


Abb. 44: Wachstumsverlauf von *A. retinodes* var. *retinodes* generativ vermehrt am 24.02.00

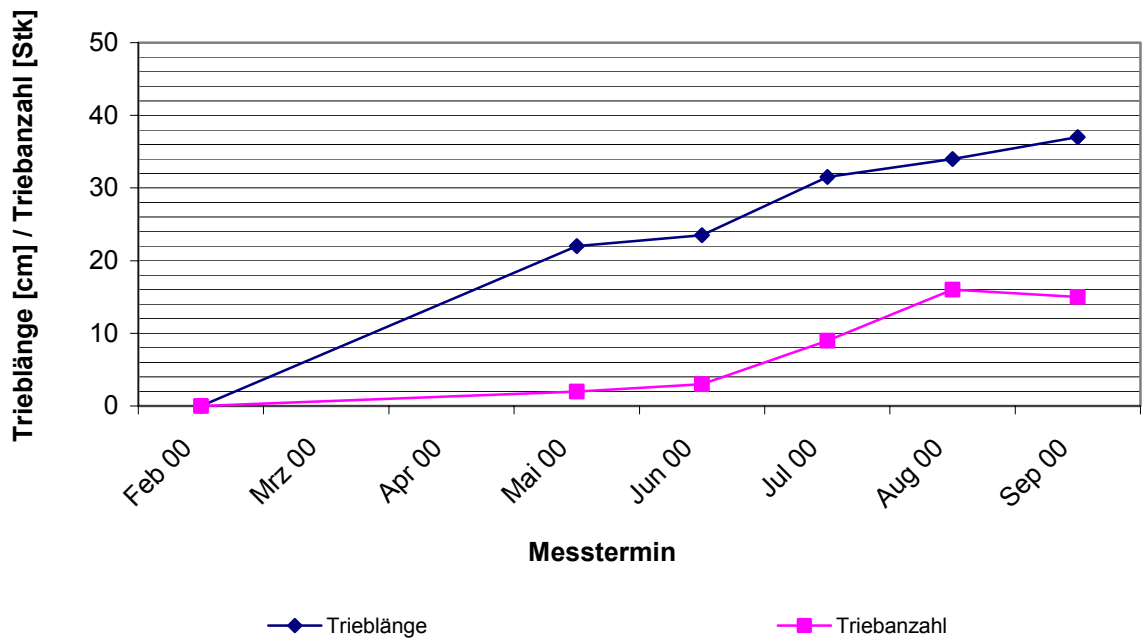


Abb. 45: Wachstumsverlauf von *A. victoriae* generativ vermehrt am 24.02.00

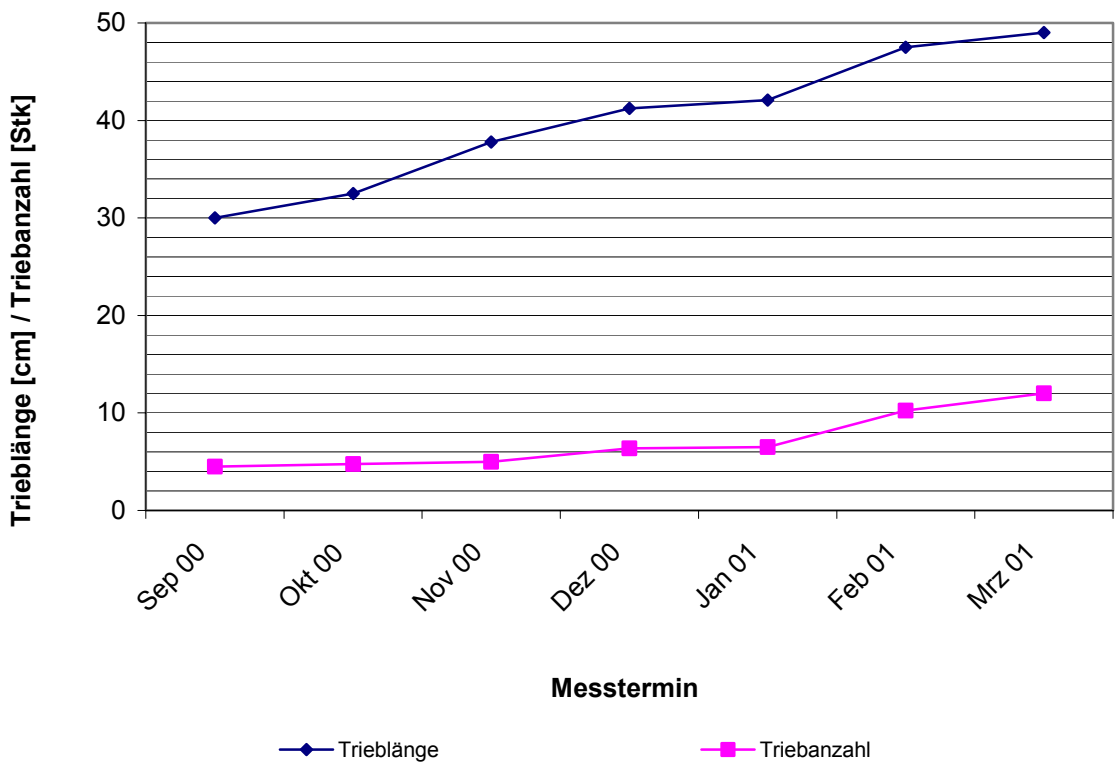


Abb. 46: Wachstumsverlauf von *A. victoriae* vegetativ vermehrt am 17.07.00

## Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Außentemperatur am Standort Dahlem (Aug. / Sept. 2000) .....	15
Abb. 2: Außenlicht gesamt (Standorte Köpenick / Dahlem ab 08/2000) .....	15
Abb. 3: Klimawerte am Standort Köpenick Haus 12b (1999) .....	16
Abb. 4: Klimawerte am Standort Köpenick Haus 8 (1999) .....	16
Abb. 5: Klimawerte am Standort Köpenick Haus 12b (2000) .....	17
Abb. 6: Klimawerte am Standort Dahlem Haus 7 (2000/2001).....	17
Abb. 7: Sämling von <i>A. buxifolia</i> .....	35
Abb. 8: Sämling von <i>A. calamifolia</i> .....	35
Abb. 9: Sämling von <i>A. havilandii</i> .....	35
Abb. 10: Sämling von <i>A. iteaphylla</i> .....	36
Abb. 11: Sämling von <i>A. linearifolia</i> .....	36
Abb. 12: Sämling von <i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i> .....	36
Abb. 13: Sämling von <i>A. pycnantha</i> .....	37
Abb. 14: Sämling von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> .....	37
Abb. 15: Sämling von <i>A. victoriae</i> .....	37
Abb. 16: Keimdauer von <i>A. asparagoides</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen .....	38
Abb. 17: Keimdauer von <i>A. buxifolia</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen .....	38
Abb. 18: Keimdauer von <i>A. calamifolia</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen .....	39
Abb. 19: Keimdauer von <i>A. havilandii</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen .....	39
Abb. 20: Keimdauer von <i>A. iteaphylla</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen.....	40
Abb. 21: Keimdauer von <i>A. ligustrina</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen.....	40
Abb. 22: Keimdauer von <i>A. linearifolia</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen.....	41
Abb. 23: Keimdauer von <i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen . .....	41
Abb. 24: Keimdauer von <i>A. pycnantha</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen .....	42
Abb. 25: Keimdauer von <i>A. retinodes</i> var. <i>blue leaf</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen . .....	42
Abb. 26: Keimdauer von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen .....	43
Abb. 27: Keimdauer von <i>A. ulicifolia</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen .....	43
Abb. 28: Keimdauer von <i>A. ulicifolia</i> var. <i>brownei</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen	44
Abb. 29: Keimdauer von <i>A. victoriae</i> nach verschiedenen Saatgutvorbehandlungen.....	44
Abb. 30: Wachstumsverlauf verschiedener, generativ vermehrter Akazien-Arten 1999.....	87
Abb. 31: Wachstumsverlauf verschiedener, generativ vermehrter Akazien-Arten 2000.....	87
Abb. 32: Wachstumsverlauf von <i>A. calamifolia</i> nach generativer Vermehrung 1999.....	88
Abb. 33: Wachstumsverlauf von <i>A. calamifolia</i> nach generativer Vermehrung 2000.....	88
Abb. 34: Wachstumsverlauf von <i>A. iteaphylla</i> nach generativer Vermehrung 1999 .....	89
Abb. 35: Wachstumsverlauf von <i>A. iteaphylla</i> nach generativer Vermehrung 2000 .....	89
Abb. 36: Wachstumsverlauf nach variierenden Vermehrungsterminen von <i>A. ligustrina</i> (TL).....	90

Abb. 37: Wachstumsverlauf nach variierenden Vermehrungsterminen von <i>A. ligustrina</i> (TA) .....	90
Abb. 38: Wachstumsverlauf von <i>A. ligustrina</i> vegetativ vermehrt am 08.09.98 .....	91
Abb. 39: Wachstumsverlauf von <i>A. ligustrina</i> vegetativ vermehrt am 24.07.98 .....	91
Abb. 40: Wachstumsverlauf von <i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i> generativ vermehrt am 24.02.00 .....	92
Abb. 41: Wachstumsverlauf von <i>A. longifolia</i> var. <i>floribunda</i> vegetativ vermehrt am 31.05.99 .....	92
Abb. 42: Wachstumsverlauf von <i>A. pycnantha</i> generativ vermehrt am 24.02.00 .....	93
Abb. 43: Wachstumsverlauf von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> generativ vermehrt am 29.01.99 .....	94
Abb. 44: Wachstumsverlauf von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> generativ vermehrt am 24.02.00 .....	94
Abb. 45: Wachstumsverlauf von <i>A. victoriae</i> generativ vermehrt am 24.02.00 .....	95
Abb. 46: Wachstumsverlauf von <i>A. victoriae</i> vegetativ vermehrt am 17.07.00 .....	95

## Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Botanische Beschreibungen untersuchter Akazien-Arten .....	3
Tab. 2: Kultivierte oder empfehlenswerte australische Pflanzen in Europa .....	9
Tab. 3: Übersicht der Substrate .....	14
Tab. 4: Übersicht über Durchführung und Ergebnisse der generativen Vermehrungsversuche ..	18
Tab. 5: statistische Auswertung der Keimraten bei unterschiedlichem Saatgualter nach mechanischer Beschädigung der Samen .....	22
Tab. 6: statistische Auswertung der Keimraten bei unterschiedlichem Saatgualter nach Vorquellen der Samen .....	22
Tab. 7: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und Vorquellen des Saatgutes (Versuch 1999) .....	22
Tab. 8: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und Seed Starter (Versuch 1999) .....	23
Tab. 9: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden Vorquellen und Seed Starter (Versuch 1999) .....	23
Tab. 10: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und Vorquellen (Versuch 2000) .....	23
Tab. 11: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und hohe Temperatur (Versuch 2000) .....	24
Tab. 12: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden mechanisches Beschädigen und konz. Schwefelsäure (Versuch 2000) .....	25
Tab. 13: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden Vorquellen und hohe Temperatur (Versuch 2000) .....	25
Tab. 14: statistische Auswertung der Keimraten nach den Behandlungsmethoden Vorquellen und konz. Schwefelsäure (Versuch 2000) .....	26
Tab. 15: statistische Auswertung zwischen den Behandlungsmethoden hohe Temperatur und konz. Schwefelsäure (Versuch 2000) .....	27
Tab. 16: Übersicht über Keimraten des generativen Vermehrungsversuches 2000 .....	28
Tab. 17: Übersicht über Keimraten des generativen Vermehrungsversuches 1999 .....	29

Tab. 18: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach mechanischer Beschädigung (Versuch 1999) .....	30
Tab. 19: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach dem Vorquellen (Versuch 1999) .....	30
Tab. 20: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach der Behandlung mit Seed Starter (Versuch 1999) .....	30
Tab. 21: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach mechanischer Beschädigung (Versuch 2000) .....	31
Tab. 22: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach dem Vorquellen (Versuch 2000) .....	32
Tab. 23: Statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach dem Einwirken hoher Temperaturen (Versuch 2000) .....	33
Tab. 24: statistische Auswertung der Keimraten untersuchter Akazien-Arten nach der Behandlung mit konz. Schwefelsäure (Versuch 2000) .....	34
Tab. 25: Makro- und Mikronährstoffkonzentrationen des Basisnährmediums .....	45
Tab. 26: statistische Auswertung der Vermehrungsrate .....	45
Tab. 27: Übersicht über die Zahl der Subkulturen und die Aufnahme der Messwerte der In-vitro-Kulturen .....	46
Tab. 28: Übersicht über Versuchsdurchführung und Ergebnisse vegetativer Vermehrungsversuche (Stecklinge verschiedener Akazien-Arten) .....	47
Tab. 29: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von <i>A. ligustrina</i> (Versuch 1999 / Lagerung, Hormonbehandlung) .....	57
Tab. 30: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von <i>A. ligustrina</i> (Versuch 2000 / Alter der Mutterpflanzen, Stecklingsart) .....	57
Tab. 31: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von <i>A. ligustrina</i> (Versuch 1998 / Substrat) .....	57
Tab. 32: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von <i>A. ligustrina</i> (Versuch 9/1998 / Lagerung) .....	58
Tab. 33: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von <i>A. longifolia</i> var. <i>longifolia</i> (Versuch 1999 / Hormonbehandlung) .....	58
Tab. 34: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von <i>A. pycnantha</i> (Versuch 8/1999 / Hormonbehandlung, Stecklingsart) .....	58
Tab. 35: statistische Auswertung der Bewurzelungsrate von <i>A. retinodes</i> var. <i>retinodes</i> (Versuch 2000 / Stecklingsart) .....	58
Tab. 36: Übersicht über Versuchsdurchführung und Ergebnisse zur Steuerung des vegetativen und generativen Wachstums .....	59
Tab. 37: Statistische Auswertung der Wirkung des Hemmstoffes G-CCC auf den Habitus .....	69
Tab. 38: Statistische Auswertung der Wirkung von Bewurzelungshormonen auf das weitere vegetative Wachstum von <i>A. ligustrina</i> (Triebblängen) .....	70
Tab. 39: Statistische Auswertung der Wirkung von Bewurzelungshormonen auf das weitere vegetative Wachstum von <i>A. ligustrina</i> (Triebanzahl) .....	70



Tab. 40: Statistische Auswertung und Ergebnisse der gestutzten Akazien .....	71
Tab. 41: Statistische Auswertung / Ergebnisse der wurzelgekürzten Akazien Versuch 2000 .....	73
Tab. 42: Statistische Auswertung / Ergebnisse der wurzelgekürzten Akazien Versuch 1999 .....	77
Tab. 43: Statistische Auswertung des Klimakammerversuches 1999-2000 (Trieblänge).....	78
Tab. 44: Statistische Auswertung des Klimakammerversuches 1999-2000 (Triebanzahl).....	79
Tab. 45: Signifikanzschema für Triebanzahl 1999/2000 von <i>A. ligustrina</i> .....	80
Tab. 46: Statistische Auswertung des Klima-Versuches 2000 – 2001 (Trieblänge) .....	81
Tab. 47: Statistische Auswertung des Klima-Versuches 2000 – 2001 (Triebanzahl).....	82
Tab. 48: Statistische Auswertung verschiedener Messgrößen von <i>A. ligustrina</i> nach verschiedenen Tageslängen (Versuch 1998/1999) .....	83
Tab. 49: Anzahl der Pflanzen mit Knospen [%] bei <i>A. ligustrina</i> nach verschiedenen klimatischen Bedingungen (Versuch 1998/1999).....	83
Tab. 50: Vergleich des Habitus ausgewählter Akazien-Arten nach unterschiedlichen Vermehrungsarten und -terminen.....	84
Tab. 51: Statistische Auswertung verschiedener Messgrößen ausgewählter Akazien-Arten nach 6 Wochen Aufenthalt im Freiland / Folienhaus.....	86

