



Universität für Bodenkultur Wien

Pflanzenstärkungsmittel im vase-life-management ausgewählter Schnittblumen

MASTERARBEIT

zur Erlangung des akademischen Grades
Diplomingenieurin
an der Universität für Bodenkultur Wien

vorgelegt von

Claudia Rezniczek

betreut von

Ass.Prof. Dipl.-Ing. Dr.nat.techn. Johannes Balas
O.Univ.Prof. Mag.rer.nat. Dr.phil. Karoline Maria Jezik

Wien, Juli 2013

Abstract

Consumer acceptance of cut flowers is determined to a high degree by the performance during vase period. The objective of this work was to study the effects of commercial flower-refreshments (Chrysal clear, Biovin, Flora 2000, Plantasalva, Plantasalva salzarm) on longevity and postharvest quality of different cut-flower species. The tests were undertaken in the Department of Horticulture (University of Natural Resources and Applied Life Sciences in Vienna) and the Agency for Health and Food Safety during the years 2011 and 2012. Efficiency of treatments was evaluated by monitoring physiological parameters correlated with components of quality as the impact on vase life at ambient room conditions: Chlorophyll fluorescence (F_v/F_m), colour (CIE $L^*a^*b^*$), brix-value of petal press-sap, use of vase solution during the experiment, development of individual fresh-weight and dry mass content at final stage of senescence. After purchasing the cut flowers (*Helianthus annuus*, *Rosa x Hybrida*, *Tulipa gesneriana*) from commercial gardeners or floristry retail businesses the flowers were prepared for the following treatments by recutting the stems, removing the leaves and pulsing with floral preservatives. The vase life of *Helianthus annuus* (“Sunrich Orange”) was not affected by the application of fresh-flower-refreshments. The plant strengthening agents Flora 2000 and Plantasalva 1% and 3% significantly shortened the vase-life of *Tulipa gesneriana* (“Golden Apeldoorn”) compared to the control group (tap water). The correlation analysis showed no relation between flower longevity and the physiological parameters chlorophyll fluorescence and brix-value. The treatment of *Rosa x Hybrida* (“Passion”) with the commercial preservative Flora 2000 significantly prolonged vase-life, while the preservative Plantasalva significantly reduced longevity. There was found a significant negative relationship between longevity and chlorophyll fluorescence as well as the colour of petals of *Rosa x Hybrida* (“Passion”), but no correlation between fresh weight and vase-life.

Zusammenfassung

Beliebtheit und Wert einer Schnittblume werden zu einem großen Teil durch die Haltbarkeit beim Verbraucher bestimmt. Das Ziel der vorliegenden Arbeit war die Feststellung der Wirkung verschiedener kommerzieller Blumenfrischhalttemittel (Chrysal clear, Biovin, Flora 2000, Plantasalva, Plantasalva salzarm) auf Haltbarkeit und Nacherntequalität ausgewählter Schnittblumenarten. Die Haltbarkeitsprüfungen wurden in Form von fünf Versuchen in den Jahren 2011 und 2012 an der Abteilung Gartenbau der Universität für Bodenkultur in Wien und der Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit in Wien unter standardisierten Raumklimabedingungen durchgeführt. Effizienz und Wirkungsrichtung der unterschiedlichen Frischhaltelösungen wurde durch Erhebung der Dauer des Vasenlebens und Messung von folgenden qualitätsrelevanten, physiologischen Merkmalen evaluiert: Farbpigmente von Blättern und Petalen (CIE L*a*b); Brixwert des Petalenpresssaftes, Chlorophyllfluoreszenz (Fv/Fm); Entwicklung von Frischgewicht, Trockengewicht, Verbrauch von Vasenlösung. Das Blumenmaterial (*Helianthus annuus*, *Rosa x Hybrida*, *Tulipa gesneriana*) wurde direkt bei Erwerbsgärtnern bzw. im Floristik-Einzelhandel angekauft und nach der Aufbereitung (Pulsen, Einkürzen der Stiele, Entlaubung) den entsprechenden Behandlungen zugeführt. Die Haltbarkeit von *Helianthus annuus* („Sunrich Orange“) konnte durch die applizierten Frischhalttemittel nicht signifikant verlängert werden. Die Blumenfrischhalttemittel Flora 2000 und Plantasalva 1% bzw. 3% bewirkten eine signifikante Verkürzung des Vasenlebens von *Tulipa gesneriana* („Golden Apeldoorn“) im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser. Die Korrelationsanalyse ergab keinen Zusammenhang zwischen der Dauer des Vasenlebens und den physiologischen Parametern Chlorophyllfluoreszenz und Brixwert. Das Vasenleben von *Rosa x Hybrida* („Passion“) konnte nach einer Dauerbehandlung mit der Frischhaltelösung Flora 2000 im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser signifikant verlängert werden, während das Frischhalttemittel Plantasalva zu einer signifikanten Verkürzung des Vasenlebens führte. Zwischen der Dauer des Vasenlebens und der Höhe der Chlorophyllfluoreszenzwerte von *Rosa x Hybrida* („Passion“) sowie den Pigmentwerten der Blüten bestand eine signifikant negative Korrelation, zwischen Frischgewicht und Vasenhaltbarkeit wurde kein Zusammenhang festgestellt.

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung.....	1
2	Qualität.....	2
2.1	Definition Schnittblume.....	2
2.2	Definition Qualität.....	2
2.3	Qualitätskomponenten.....	3
2.3.1	Blüte.....	4
2.3.2	Stängel.....	5
2.3.3	Blattwerk.....	5
2.3.4	Öffnungsverhalten, Seneszenz und Lebensdauer.....	6
2.4	Messung von Qualität.....	7
3	Seneszenz.....	8
4	Qualitätsbeeinflussende Faktoren.....	10
4.1	Züchtung, Sorten.....	11
4.2	pre-harvest factors.....	11
4.2.1	Düngung.....	11
4.2.2	Bewässerung.....	12
4.2.3	Luftfeuchtigkeit.....	12
4.2.4	Temperaturführung.....	13
4.2.5	Licht.....	13
4.2.6	Kontrolle von Krankheiten und Schädlingen.....	14
4.3	Maßnahmen während der Ernte.....	14
4.3.1	Entwicklungsstadium bei der Ernte.....	14
4.3.2	Durchführung der Ernte.....	15
4.4	Maßnahmen nach der Ernte.....	16
4.4.1	Aufbereitung und Verpackung.....	16
4.4.2	Qualität des Lagergutes.....	17
4.4.3	Belichtung.....	17
4.4.4	Temperatur.....	18
4.4.5	Luftfeuchtigkeit.....	19
4.4.6	CA Lagerung/LPS Lagerung.....	19
4.4.7	Erkrankungen und Schädlinge.....	20
4.4.8	Behandlung Stängelende.....	20
4.4.9	Ethylen.....	21
4.4.10	Wasserversorgung der Schnittware.....	23
5	Chemische Behandlung.....	26
5.1	Konditionieren.....	26
5.2	Pulsen.....	26
5.3	Öffnungslösungen.....	27
5.4	Färbung.....	27
5.5	Blumenfrischhaltemittel.....	27
5.5.1	Definition und rechtliche Voraussetzungen.....	27
5.5.2	Anwendung von Blumenfrischhaltemitteln.....	28
5.5.3	Hauptkomponenten von Blumenfrischhaltemitteln.....	29

5.5.3.1 Kohlenhydrate.....	30
5.5.3.2 Germizide.....	34
5.5.3.3 Wachstumsregulatoren (Hormone).....	37
5.5.3.4 Säuren (Azidität der Vasenlösung).....	41
5.5.3.5 Mineralische Komponenten in der Vasenlösung.....	41
5.5.3.6 Andere Substanzen.....	42
6 Zielsetzung und Fragestellung.....	43
7 Methoden.....	44
7.1 Chlorophyllfluoreszenz.....	44
7.2 Farbmessung.....	48
7.3 Brixwert des Petalenspresssaftes.....	51
7.4 Frischgewicht, Trockengewicht, Verbrauch von Vasenlösung.....	51
7.5 Herstellung der Vasenlösungen.....	52
7.6 Bestimmung der Dauer des Vasenlebens.....	52
7.7 Räumlichkeiten.....	53
7.8 Angewandte statistische Methoden.....	53
8 Ergebnisse und Diskussion.....	54
8.1 Versuch1 Sonnenblume (2011).....	54
8.1.1 Dauer Vasenleben.....	54
8.2 Versuch 2 Tulpe (2011).....	57
8.2.1 Dauer Vasenleben.....	57
8.2.2 Brixwert.....	59
8.2.3 Chlorophyllfluoreszenz.....	62
8.3 Versuch 3 Tulpe (2012).....	64
8.3.1 Verbrauch Vasenflüssigkeit.....	65
8.3.2 Chlorophyllfluoreszenz.....	67
8.3.3 Trockengewicht.....	68
8.3.4 Ausfärbung Petalen.....	71
8.4 Versuch 4 Rosen (2011).....	75
8.4.1 Dauer Vasenleben.....	75
8.4.2 Frischgewicht.....	78
8.4.3 Chlorophyllfluoreszenz.....	79
8.4.4 Farbpigmente.....	81
8.4.4.1 Pigmente Blatt.....	81
8.4.4.2 Pigmente Blüte.....	82
8.5 Versuch 5 Rose (2012).....	86
8.5.1 Verbrauch Vasenflüssigkeit.....	86
8.5.2 Frischgewicht.....	88
8.5.3 Trockengewicht.....	89
8.5.4 Chlorophyllfluoreszenz.....	91
8.6 Diskussion.....	93
9 Literaturverzeichnis.....	95
10 Abbildungsverzeichnis.....	116
11 Anhang.....	118

1 Einleitung

Blumen begleiten Menschen seit alters her und sind in vielen Gesellschaften zu einem Kulturgut geworden. Als Geschenke bringen sie Freude, in der Trauer spenden sie Trost und sie übermitteln Botschaften die international verstanden werden. Nicht umsonst heißt es, dass Blumen die schönste Sprache der Welt sprechen. In Haus und Garten verschönern sie den Lebensraum und sie schaffen Stimmungen und Jahreszeiten. Viele persönliche und gesellschaftliche Feiertage sind untrennbar mit Blumen verbunden. Weihnachten und Ostern, Valentinstag und Muttertag, Geburtstage und Jubiläen, Abschied und Wiedersehen sind nur einige Anlässe für blumige Geschenke. Neben ihrer positiven Wirkung auf Menschen sind Blumen aber auch ein bedeutender Wirtschaftsfaktor. Weltweit hat sich eine Blumenindustrie etabliert, deren geschätzter Umsatz bei 12 Milliarden Euro (aid, 2008) im Jahr liegt. Der Wirtschaftssektor Schnittblumenproduktion unterlag in den letzten Jahrzehnten durch die Anwendung von neuen Produktionstechniken im Vorernteabschnitt, sowie durch die Entwicklung von spezialisierten chemisch-technischen Behandlungsverfahren im Nachernteabschnitt, einer dramatischen Entwicklung und Veränderung. Die Anwendung der richtigen Behandlungsmethoden während Lagerung, Transport und entlang der nachfolgenden Vermarktungskette hat einen entscheidenden Effekt auf das Ausmaß der Nachernteverluste, die Erhaltung der Produktqualität und den Marktwert der floralen Produkte. Schnittblumen haben ein begrenztes „postharvest life“ und wurden bis vor einigen Jahrzehnten traditionellerweise in der Nähe zum jeweiligen Absatzmarkt produziert, wodurch eine Verlängerung der Haltbarkeit beim Konsumenten erzielt wurde. Der Bedarf wurde im Normalfall über regionale Produzenten und Verteiler gedeckt. Produktion, Lagerung und Vermarktung erfolgten praktisch über denselben Standort. Demzufolge wurden dem Vasenleben, dem Transport und der Lagerung von Zierpflanzen nur eine geringe Aufmerksamkeit gewidmet. Die Energiekrise der 70iger Jahre drängte energieintensive und zeitaufwendige Produktionsschritte in klimatisch günstigere Regionen ab. Die Verlagerung der Produktionsstätten machte den Transport der Schnittblumen über große Distanzen von Kontinent zu Kontinent erforderlich. Die Schnittblumen wurden nach dem Durchlaufen der Vermarktungskette über mehrere Zwischenstationen wie Verteiler, Großhändler und Einzelhandel erst 6 bis 10 Tage nach der Ernte an den Konsumenten verkauft. Der oftmals lange Weg vom ausländischen Produzenten zum inländischen Verbraucher durfte das Vasenleben der Schnittblumen nicht beeinträchtigen und verkürzen. Die lange Transportzeit und die aufwendige Organisation der Warenverteilung stellte die weltweit agierende Blumenindustrie vor neue Aufgaben und Probleme, wie die Minimierung der

Nachernteverluste und die Sicherung der Qualität und Leistungsfähigkeit der Pflanzen bei Lagerung, Transport und Vermarktung. Die Industrie entwickelte neue Verpackungsmethoden, sowie moderne Kühl- und Lagerverfahren, wodurch die Produktion besser an die Bedürfnisse des Marktes angepasst werden konnte und neue Vermarktungsmöglichkeiten für Züchter und Großhändler geschaffen wurden. Die Anwendung von neuen Lagertechniken ermöglichte die Bereitstellung einer größeren Menge von Blumen für Transport und Vermarktung, verlängerte die Vermarktungsperiode für saisonale Blumen und verringerte die Nachernteverluste. Das Verständnis für die physiologischen Vorgänge nach der Ernte hat ebenso große Fortschritte gemacht. Forschungen in diesem Bereich haben das Wissen über Ablauf und Regulation von Seneszenzprozessen enorm vergrößert und legten damit eine Basis für die Entwicklung von Methoden zur Verzögerung der Abbauprozesse nach der Ernte. Diese Forschungen führten zur Entwicklung und Verbesserung von vielen Blumenfrischhaltemitteln, und die gezielte Anpassung von Frischhaltemitteln an die jeweiligen Ansprüche unterschiedlicher Blumenarten.

2 Qualität

2.1 Definition Schnittblume

Die Frage nach Art und Aufbau der Schnittblumen spielt eine wichtige Rolle im Hinblick auf die Erntemethode, Behandlungsmaßnahmen nach der Ernte und der Entwicklung von Verfahren und Substanzen, die eine frühzeitige Seneszenz nach dem Schnitt verhindern können. Eine Klassifikation von Schnittblumen gestaltet sich aufgrund der Vielfältigkeit der Schnittblumen-Typen und den daraus resultierenden unterschiedlichen Behandlungsansprüchen als schwierig. Man hat es beispielsweise mit Einzelblüten ohne Blütenstiel und ohne Sprossachse, unbeblätterten Blumen, beblätterten Sprossen wie auch mit Schnittgrün zu tun. Carow (1981) schlägt deshalb eine sehr allgemein gehaltene Definition vor: „Schnittblumen sind lebende, mehr oder weniger vom Wurzelsystem getrennte, teilweise oder ganz entwickelte, oberirdische Pflanzenteile, die weder zum Verzehr, noch zur Weiterverarbeitung in neue Produkte bestimmt sind.“

2.2 Definition Qualität

Für den Begriff Qualität gibt es in der Literatur verschiedene Definitionen. Weit verbreitet ist es, Qualität als Grad der Übereinstimmung zwischen Ansprüchen bzw. Erwartungen (Soll) an

ein Produkt und dessen Eigenschaften (Ist), anzusehen. Die Qualitätsnorm DIN EN ISO 9000 beschreibt Qualität als: „Vermögen einer Gesamtheit inhärenter Merkmale eines Produkts, eines Systems oder eines Prozesses zur Erfüllung von Forderungen von Kunden und anderen interessierten Parteien.“ Nach Arthey (1975) ist die Akzeptanz des Produktes ein wichtiger Aspekt, der in vielen Definitionen des Begriffes Qualität enthalten ist. Die Qualität von gartenbaulichen Produkten wird durch das Zusammenwirken unterschiedlicher Faktoren bestimmt, die in ihrer Gesamtheit die Akzeptanz eines Produktes durch den Käufer und den Endkonsumenten bestimmen (Salunkhe et al., 1990). Für Kramer (1973) wird die Qualität von Schnittblumen am Markt nicht durch die Züchter oder die Wissenschaftler, sondern durch den Konsumenten bestimmt. Laut Vonk Nordegraaf (1994) besagt Qualität wie ein Produkt das Ziel erfüllt, für welches es produziert wurde und wird durch den kaufenden Konsumenten bestimmt. Staby und Robertson (1982) definieren Qualität als die Gesamtheit der Eigenschaften von floralen Produkten, die deren Schönheit und/oder ihren Gebrauchswert bestimmen.

2.3 Qualitätskomponenten

Die Beurteilung des Zierwertes von Schnittblumen unterliegt teilweise der subjektiven Einschätzung und ist deswegen schwer vorherzusehen oder zu definieren. Die Qualitätsstandards variieren außerdem in unterschiedlichen Ländern, Kulturen und können sich mit der Zeit verändern. Blumen unterscheiden sich von allen anderen gartenbaulichen und landwirtschaftlichen Produkten dadurch, dass sie nicht als fertiges Endprodukt für die Konsumation geerntet werden, wie es bei essbaren Handelsgütern oder für die zur Weiterverarbeitung bestimmten industriellen Feldfrüchte der Fall ist (Halevy, 1989). Die Ernte von Schnittblumen erfolgt zumeist vor ihrer vollständigen Entwicklung, oft wenn sie sich noch im Knospenstadium befinden, und es wird erwartet, dass sie ihre Entwicklung während des Vasenlebens weiter fortsetzen und sich so verhalten als ob sie sich noch an der Mutterpflanze befänden. Das bedeutet, dass bestimmte wichtige Qualitätsparameter, wie das Öffnungsverhalten und die Lebensdauer, nicht bei der Ernte beobachtet und eingeschätzt werden können, sondern erst nach dem Transport und unter Wohnraumbedingungen nach einigen Tagen vom Endkonsumenten beurteilt werden können. Neben quantitativen Merkmalen (Nettogewicht, Länge des Stängels, Anzahl der Blätter, Größe von Blättern und Blüten) und qualitativen Merkmalen (Absenz von Krankheiten, mechanische Schäden und Frische der Blumen) spielen auch sensorische Merkmale (äußeres Erscheinungsbild, Farbe und Größe) eine

Rolle bei der Qualitätsbeurteilung von floralen Produkten (Salunkhe et al., 1990). Nach Arthey (1975) sind Farbe, Textur, das Fehlen von Defekten, Größe, Sortierung und Duft, wichtige Kriterien für die Qualitätseinstufung von Blumen. Physikalische Defekte aufgrund von Insekten, Krankheiten und Schädlingen oder bestimmten physiologischen Fehlfunktionen, die an der Oberfläche von Blumen und Zierpflanzen sichtbar sind, reduzieren deren Marktqualität. Produkte von hoher Qualität müssen sauber und frei von Insekten, Pathogenen und Rückständen von Pestiziden und anderen Chemikalien, die der Haltbarkeitsverlängerung dienen, sein (Salunkhe et al., 1990).

2.3.1 Blüte

Für jede Blüte gilt eine bestimmte Form als wünschenswert und „normal“, wobei es allerdings sehr schwierig ist objektive Standards, die als Beurteilungsgrundlage für die Einschätzung einer Blüte als „normal“ dienen, zu definieren. Für die meisten Blüten gilt eine regelmäßige, runde Form als erwünscht (Halevy, 1989). Abweichungen von dieser Form werden als Missbildungen betrachtet, wie z.B. die Bootform bei Gerbera. Konsumentenvorlieben und die Vorstellung wie florale Produkte auszusehen haben sind kulturabhängig. Während in den USA Rosen bevorzugt werden, die im Knospenstadium geerntet werden, Nelken und Chrysanthemen hingegen im voll geöffneten Entwicklungszustand präferiert werden, besteht in Europa der generelle Wunsch der Konsumenten nach Blumen im Knospenstadium (Salunkhe et al., 1990). Neben der Blütenform ist die Farbe der Blüte ein wichtiges Qualitätsmerkmal und spielt eine große Rolle für die Akzeptanz von Schnittblumen durch den Kunden. Die Blumenindustrie verwendet eine Reihe an Sprays und Tönungen um die Blütenfarben zu schützen und die spezifischen Konsumentenwünsche zu erfüllen. Farbdefekte sind schwer objektiv zu definieren. Generell wird jede Abweichung von der normalen Farbe einer bestimmten Sorte, die unter optimalen Bedingungen kultiviert wurde, als unerwünscht betrachtet. Solche Farbdefekte sind beispielsweise die Rosaverfärbung von weißen Chrysanthemen oder das Entstehen von bronzefarbenen Verfärbungen einiger gelber Chrysanthemensorten. Ein ernstzunehmendes Problem mancher roten Rosensorten ist das Schwarzwerden der äußeren Petalen oder der Petalenränder (Halevy, 1989). Als Ursachen dafür werden niedrige Temperaturen (Zieslin und Halevy, 1969) und UV-Strahlung (Schayer et al., 1987) betrachtet. Das Verblauen von roten und rosa gefärbten Schnittblumen, infolge des Umschlagens des pH-Wertes des Zellsaftes vom sauren in den alkalischen Bereich, stellt ebenfalls ein wichtiges Problem in der Nacherntephase dar und wird als ein Zeichen von frühzeitiger Seneszenz

angesehen. Neben dem Einfluss der Wachstumsbedingungen vor der Ernte, wie hohe Temperaturen und niedrige Lichtintensitäten, kann dieser Farbdefekt durch unsachgemäße Behandlungsmaßnahmen nach der Ernte, zusätzlich verstärkt werden. Das Pulsen mit Lösungen, die eine optimale Konzentration von Zucker enthalten, kann das Auftreten von Verblauungen verzögern (Halevy und Mayak, 1981). Ein weiteres Qualitätsmerkmal der Blüten ist ihr Duft. Die Ergebnisse einer Vielzahl von Untersuchungen zeigen, dass die meisten Personen duftende Blumen bevorzugen. In der Praxis ist aber eine klare Tendenz in Richtung einer Verminderung der Duftkomponenten bei der Züchtung von Schnittblumen zu Gunsten von anderen mehr wünschenswerten Qualitätsmerkmalen zu erkennen (Halevy, 1989). Duft ist eine Qualität die sich aus vielen Komponenten zusammensetzt und sehr schwierig zu definieren und zu quantifizieren ist. Die Intensität und Qualität des Duftes kann in Abhängigkeit von den Umweltbedingungen variieren und kann sich nach der Ernte reduzieren oder verändern (van de Pol et al., 1986). Manche Blumen, z.B. Narzissen, können am Feld einen angenehmen Duft verströmen, hingegen in einem schlecht belüfteten oder warmen Raum, einen als zu schwer empfundenen Duft verbreiten.

2.3.2 Stängel

Blumenstängel sollten üblicherweise gerade sein und stark genug, um die oft schwere Blüte zu halten, ohne sich zu verbiegen (Halevy, 1989). Einige Schnittblumenarten werden aufgrund ihrer Länge in Qualitätsklassen eingeteilt, wodurch der Qualitätsfaktor „Länge“ an Bedeutung gewinnt. Es sollte eine Balance zwischen der Blütengröße und der Stängellänge bestehen, und bei Spraytypen ein Gleichgewicht zwischen der Stängellänge und der Anzahl der Blüten (z.B. Nelken, Chrysanthemen, Rosen). Probleme, wie das Auftreten des „Bent neck“ und das geotrophische Verbiegen von Stängeln, stellen ein Hauptproblem der Qualität bestimmter Schnittblumen dar (Halevy und Mayak, 1981). Diese Probleme sind bei der Ernte nicht sichtbar, sondern manifestieren sich erst nach dem Transport, was eine spezielle Behandlung von empfindlichen Blumen ab dem Zeitpunkt der Ernte erforderlich macht.

2.3.3 Blattwerk

Der Zustand des Blattwerkes ist ein wichtiger Qualitätsparameter für florale Produkte, die wegen ihrer dekorativen Blätter geerntet werden, wie auch für Schnittblumen deren Zierwert zwar in erster Linie durch die Blüten bestimmt wird, die aber daneben auch Blattwerk tragen.

Das Blattwerk sollte sauber und frei von jeglichen Blattschäden oder Anzeichen von Krankheiten oder Schädlingen sein. Blätter sollten die optimale Größe und Form haben und bevorzugt, hell, weich und nicht spröde sein (Halevy, 1989). Bei manchen Blumenarten ist die Qualität und die Langlebigkeit des Blattwerkes mitunter wichtiger als die Blüte selbst und zwar dann wenn das Vergilben der Blätter rasch nach der Ernte auftritt, wie beispielsweise bei bestimmten Arten von Lilien, Spraychrysanthenen, *Alstroemeria* und *Limonium* (Halevy und Mayak, 1981). Die Stärke der Blattvergilbung wird durch Vor- und Nacherntefaktoren beeinflusst (Reid et al., 1988), wie die Ernährung der Pflanzen, Licht, Temperatur und Bewässerung (Gindin et al., 1988). Das Vergilben der Blätter kann durch eine Nacherntebehandlung mit Cytokininen und Giberellinen reduziert und verzögert werden (Halevy und Mayak, 1981). Das Verbraunen der Blätter stellt ein Hauptproblem bei einigen *Protea* Arten dar (Reid et al., 1988).

2.3.4 Öffnungsverhalten, Seneszenz und Lebensdauer

Die Bewertung der Qualität muß neben den an der Blume sichtbaren Parametern zur Zeit der Ernte, auch das Erscheinungsbild und Verhalten in der Vase, im speziellen das Öffnungsverhalten und die Lebensdauer, berücksichtigen. Das „shelf-life“ ist ein charakteristisches Kennzeichen jeder einzelnen Art oder Sorte und hängt stark von den Kulturbedingungen und der Nacherntebehandlung ab. Während einige Arten extrem langlebig sind (z.B. *Orchidaceae*), ist die Haltbarkeit anderer Schnittblumen ziemlich kurz (z.B. *Tulipa*). Viele Blumen werden im Knospenstadium geerntet, wobei die Konsumenten erwarten, dass sich diese Knospen vollständig öffnen und entwickeln. Das Nicht-Öffnen stellt oft ein Hauptproblem dar, ebenso unerwünscht ist aber auch das plötzliche, viel zu rasche Öffnen, das bei einigen Rosensorten auftritt (Halevy, 1989). Nach der Öffnung der Blüten wünscht der Konsument, dass die Blüten solange als möglich im geöffneten Zustand, ohne Anzeichen von Welke, Seneszenz und dem Abfallen von Blütenblättern, verbleiben (Halevy, 1989). Der Abfall von Blüten ist häufig auf die Anwesenheit von Ethylen zurückzuführen (Sankhla et al., 2001). Weitere Ursachen für den Abwurf von Knospen, Blüten und Blättern können auf den Einsatz von Wachstumsregulatoren oder Stressbedingungen, wie niedrige oder hohe Temperaturen oder Trockenheit zurückzuführen sein (Moe und Smith-Eriksen, 1986; Cameron und Reid; Abeles, 1973; Mayak und Halevy, 1971). Bei vielen Schnittblumen ist Wasserstress, der sich in einem frühzeitigen Welken von Blättern und Blüten äußert, der limitierende Faktor für das Vasenleben (van Doorn, 1997). Eine ausreichende Wasserversorgung während der gesamten

Vermarktungskette bis hin zum Endkonsumenten spielt deshalb eine maßgebliche Rolle für die Lebensdauer von Schnittblumen. Für Kultivateur und Blumenhändler spielen auch noch zahlreiche andere Faktoren eine Rolle für die Qualitätsbeurteilung von Schnittblumen und stellen damit ein wichtiges Selektionskriterium dar. Dazu zählen unter anderem die

- Kultivarspezifischen Ansprüche an die Wachstumsfaktoren in der Produktionsphase
- Manipulierbarkeit der Blüte (Anwendung von Öffnungslösungen, Ethylenempfindlichkeit und Inhibitionsmöglichkeit der Ethylenwirkung)
- Kühlbarkeit, Reaktion auf Lagerungsverfahren, potentielle Lagerdauer
- Transportierbarkeit
- Lagerungseignung und Haltbarkeit beim Wiederverkäufer, Floristen („shelf-life“)
- Anfälligkeit für Krankheiten

(Hass-Tschirke, 1996; Korz, 1996)

2.4 Messung von Qualität

Qualitätstests werden heute bei der Vermarktung von Schnittblumen standardmäßig durchgeführt. Die Qualitätseinstufung von Schnittblumen erfolgt im internationalen Handel visuell aufgrund des generellen Erscheinungsbildes, anhand von Eigenschaften wie Stängellänge, Durchmesser der Blüte, Gewicht und Anzahl der Blüten pro Infloreszenz, Frische und Gesundheitszustand der Pflanze. Obwohl spezialisierte Maschinen diese physikalischen Messungen durchführen können ist das menschliche Auge nach wie vor essentiell für die Qualitätseinschätzung und kann nicht ersetzt werden (Salunkhe et al., 1990). Es existieren zahlreiche Kriterien zur Einschätzung der äußeren Produktqualität, aber kaum Tests zur Beurteilung der inneren Qualität wie z.B. des potentiellen Vasenlebens von Schnittblumen (Hendriks et al., 2005). Während jahrzehntelanger gartenbaulicher Forschung wurden verschiedene Ansätze zur Quantifizierung der inneren Qualität von Schnittblumen verfolgt, wie zum Beispiel die Chlorophyllfluoreszenztechnik, einer zerstörungsfreien Untersuchungsmethode für die Beurteilung der Effektivität der Photosynthese von lebenden Pflanzen, oder Ultraschalltechniken zur Messung von Kavitationen des wasserleitenden Systems für die Beschreibung des Wasserstatus. Ansätze von Reid et al. (1996), verschiedene Parameter des Wasserhaushaltes in ein mathematisches Modell zusammenzufassen, um damit die Haltbarkeit zu prognostizieren, wurden nicht weiter verfolgt und nicht evaluiert. Untersuchungen von Volz (2007) zur Bedeutung des Kohlenhydratgehaltes für die Haltbarkeit von Schnittrosen konnten keinen systematischen Zusammenhang zwischen den verschiedenen

Kohlenhydratvorräten und der Haltbarkeit feststellen. Eine weitere Möglichkeit zur Qualitätsprüfung stellen Stresstests dar, in denen Schnittblumen gezielt standardisierten, zeitlich begrenzten Stresssituationen, wie z.B. Dunkel-, Temperatur- und Trockenstress, ausgesetzt werden. Die Beurteilung der inneren Qualität erfolgt häufig in Form von Haltbarkeitsprüfungen, die in Aufblührefräumen unter standardisierten, raumklimatischen Bedingungen durchgeführt werden. Diese Tests sind sehr zeitaufwendig, weswegen die Ergebnisse nicht in eine marktrelevante Produktbewertung einfließen können, da die geprüften Chargen bereits die weitere Handelskette durchlaufen haben. Ihre Berechtigung und ihren Wert haben sie jedoch in der Sortenentwicklung, als Kriterium zur Beurteilung pflanzenbaulicher und nacherntetechnischer Maßnahmen und zur Bewertung von Blumenfrischhaltungsmitteln.

3 Seneszenz

Seneszenz ist ein integraler Bestandteil des normalen Entwicklungszyklus von Pflanzen und kann auf Zell-, Gewebe- oder Organebene betrachtet werden (Shari, 2011). Es ist das finale Ereignis im Leben vieler pflanzlicher Gewebe und ist ein hoch organisierter Prozess der strukturelle, biochemische und molekulare Veränderungen mit sich bringt, die in vielen Fällen Anzeichen von programmiertem Zelltod (PCD) zeigen (Shari, 2011). Sacher (1973) definierte Seneszenz als die finale Phase in der Ontogenie eines Organes, in welcher eine Reihe von normalerweise irreversiblen Ereignissen in Gang gesetzt werden, die zu zellulärem Zusammenbruch und Tod des Organes führen. Leopold (1961) bezeichnete die Seneszenz von pflanzlichen Zellen als einen Abbauprozess, der die natürliche Ursache des Todes ist. Altern umfasst im Gegensatz dazu alle degenerativen Veränderungen, die über die Zeit in einem Organismus akkumulieren, jedoch nicht zwangsläufig zum natürlichen Tod führen (Nooden und Leopold, 1988). Nooden (2004) beschränkte den Begriff Seneszenz auf den Entwicklungsprozess in dem die Symptome, die den nahenden Tod ankündigen, wie das Vergilben der Blätter, das Welken der Petalen und das Welken der gesamten Pflanze am Ende ihrer Lebensspanne, mit freiem Auge sichtbar werden. Die Seneszenz, obwohl ein terminales Entwicklungsstadium, kann durch eine Reihe von sowohl biotischen als auch abiotischen Faktoren wie Licht, Temperatur, Nährstoffe, Ethylen, Pathogene und Bestäubung beschleunigt werden (van Doorn und Woltering, 2005). Es ist ein dynamischer und genau regulierter Entwicklungsprozess der hoch koordinierte Änderungen in der Genexpression beinhaltet und erfordert aktive Gentranskription und Proteintranslation (Shari und Tahir, 2010d). Ein genetisch kontrolliertes Seneszenzprogramm ermöglicht einen geordneten Abbau von

Organellen und Makromolekülen mit der Remobilisation von essentiellen Nährstoffen (Jones, 2008). Seneszenz ist im wesentlichen durch eine Beendigung der Photosynthese, der Auflösung der organellen Strukturen, dem intensiven Verlust von Chlorophyll und Proteinen, der Aktivierung von im Tonoplast lokalisierten Cytochromen, einem dramatischen Anstieg der Lipidperoxidation, der proteolytischen Aktivität, der Expression von Proteasegenen, der Aktivität von Polygalactouronidasen und Nucleasen, der nuklearen Degradation, der vakuolären Autophagie, dem Schwund von Membranen und dem Zerreißen von Zellmembranen, wodurch es zur zellulären Dekompartimentierung und dem Verlust von Gewebestruktur kommt, charakterisiert (Shari, 2011).

Die rasche Seneszenz von Blütenpetalen ist aus der Perspektive des Nachernteverhaltens ausgesprochen unerwünscht. Blüten haben eine artspezifische, begrenzte Lebensspanne mit einem irreversiblen Seneszenzprogramm, das von Umweltfaktoren weitgehend unabhängig abläuft, im Gegensatz zur Blattseneszenz, die viel mehr an externe Stimuli gekoppelt ist (Rogers, 2006). Die Lebensdauer von Blüten ist an die ökologischen Erfordernisse angepasst (Rogers, 2006). Dies ist notwendig um Energieverschwendung, aufgrund des Fortbestehens von Petalen über das notwendige Maß hinaus, zu vermeiden, und um Nährstoffe aus dem seneszenten Gewebe zurück zu gewinnen. (Ashmann und Schoen, 1994). Außerdem ist die Blüte aufgrund ihrer Architektur anfällig für Pathogene, die das Stigma als Eintrittspforte benutzen, wodurch die Blüte ein zusätzliches Risiko für einen Pathogenangriff darstellt (Shykogff et al., 1996). Die Bestäubung ist bei vielen Blumenarten ein wichtiger Trigger für den Tod von floralen Zellen (Rogers, 2006). Insbesondere Orchideenblüten verändern sich nach der Bestäubung in geradezu dramatischer Weise. Sie welken, nehmen andere Farben an, zeigen Gewebenekrosen und fallen meist sehr schnell in sich zusammen (Carow, 1981). Ethylen ist bei einigen Blumenarten ein wichtiger Regulator für die Petalenseneszenz (Stead und Van Doorn, 1994), während hingegen bei anderen Arten, wie *Hemerocallis* (Taglilien) und *Alstroemeria*, Ethylen nur eine geringe oder gar keine Rolle spielt (Woltering und van Doorn, 1988). Wie bei diesen Blumenarten die Petalenseneszenz gesteuert wird ist bis jetzt noch nicht bekannt (Rogers, 2006). Die Karotinoide und Anthocyane, zwei Hauptgruppen von Pigmenten, die für die unterschiedliche Ausfärbung der Blüten verantwortlich sind, verändern sich signifikant während der Entwicklung und Reifung der Pflanzenorgane (Salunkhe, 1990). Karotinoide bilden viele von den gelben, orangen und roten Pigmenten, während die Anthocyane und Flavonoide für die rote, purpurne und blaue Farbe der meisten Blumen verantwortlich sind (Tyrach, 1997), und zwar in Abhängigkeit vom jeweiligem pH-Wert. Anthocyane sind bei einem sauren pH-Wert (kleiner als 7) rot, bei einem pH-Wert von über 7

hingegen, tendieren sie dazu blau zu sein. Das ist der Grund für ein Phänomen das „Verblauen“ genannt wird, wobei eine Veränderung der Blüten von rot zu blau während des Alterungsprozesses erfolgt (Wills et al., 1998), resultierend aus einer Erschöpfung von Zuckern als Atmungssubstrat und einer Umstellung auf den Abbau von Proteinen (Estelle, 2001) mit einer Freisetzung von freien Aminogruppen, woraus sich eine Verschiebung zu einem mehr alkalischen pH-Wert Zelle ergibt..

Die Seneszenz der Blätter wird, obwohl Teil des natürlichen Lebenszyklus der Pflanze, durch Stressfaktoren (z.B. Salinität, Niedrig-Lichtbedingungen) getriggert und resultiert in einer Reihe von metabolischen Veränderungen, wie erhöhter Aktivität der Proteasen und Nucleasen, Absinken des Proteingehaltes und Chlorophyllgehaltes (Teixeira da Silva, 2003). Die Seneszenz der Blätter wird für das Auge üblicherweise aufgrund des Verlustes von Chlorophyll, dem Hauptpigment von grünem Blattmaterial, sichtbar (Teixeira da Silva, 2003). Während der Seneszenz kommt es zu einem Verlust der photosynthetischen Kapazität der Zellen (Teixeira da Silva 2003), beginnend mit einem geordnetem Abbau der Thylakoide, gefolgt von einem Anstieg von Zahl und Größe der Plastoglobuli sowie einem Abfall des Pigmentgehaltes (Arora, 2008). Der Abbau von Chloroplasten kann durch eine Behandlung mit Gibberelinsäure oder Cytokinin und erstaunlicherweise mit Thidiazuron, einem Entlaubungsmittel, das auch für eine Verzögerung der Blattseneszenz bei Lilien, Tulpen und Iris (Ferrante et al., 2002) verwendet wird, verlangsamt werden. Ethanol, Methanol und Paclobutrazol verzögern die Seneszenz und verbessern das Vasenleben von Schnittchrysanthenen, durch eine Begrenzung des Frischgewichtsverlustes und einer Erhöhung des Chlorophyllgehaltes, und bewirken eine Verbesserung des Verhältnisses von Chlorophyll a zu Chlorophyll b, was eine bessere Adaption des Photosyntheseapparates an schlechte Lichtbedingungen und Innenraumbedingungen ermöglicht (Petridou et al., 2001). Eine Umkehr oder das Stoppen des Vergilbens und ein Wiederergrünen des Laubes von Schnittblumen kann durch Eisenchelatoren erreicht werden (Thomas und Howarth, 2000).

4 Qualitätsbeeinflussende Faktoren

Zahlreiche Einflussfaktoren während der Kultivationsperiode, dem Erntevorgang und nach der Ernte, einschließlich genetischer Ausstattung, Klima und Umweltbedingungen (Licht, Temperatur, relative Luftfeuchtigkeit, Luftdruck und Zusammensetzung der Luft) sowie Managementfaktoren (Bodenbearbeitung, Ernährung, Düngung, Bewässerung, Pflanzenschutz u.a.) beeinflussen die Nacherntequalität und Langlebigkeit von Schnittblumen und anderen

Zierpflanzen (Halevy und Mayak, 1979). Die Kenntnis dieser Faktoren ist entscheidend für Entwicklung und Anwendung der optimalen Nachernteverfahren und -technologien.

4.1 Züchtung, Sorten

Die Auswahl der Sorte durch den Kultivateur sollte in jedem Fall das Kriterium Haltbarkeit in der Vase berücksichtigen (Kaminski, 1996). Die Verbesserung der Vasenhaltbarkeit von Schnittblumen ist mittlerweile fester Bestandteil von Züchtung und Prüfung von neuen Sorten. Die Langlebigkeit von Blumen ist genetisch bedingt und variiert auch zwischen den einzelnen Sorten innerhalb einer Art beträchtlich (Nowak und Rudnicki, 1990). So beträgt die Vasenhaltbarkeit der Nelkensorte „Pink Polka“ 16 Tage, die der Nelkensorte „Rolesta“ hingegen nur 7,5 Tage (Nowak und Rudnicki, 1990). Bei Zucht- und Sortenwahl sollte auf einen hohen natürlichen Cytokiningehalt, großes Speicherungsvermögen für Zucker (Saccharose), geringe Atmungsrate, hohe mechanische Belastbarkeit und hohe Resistenz gegen Wasserverluste geachtet werden (Carow, 1981). Untersuchungen von Grüning (1935) weisen darauf hin, dass zwischen Stängeldicke und Haltbarkeit eine Beziehung bestehen kann. Dickere Stängel verhindern das Biegen und Abbrechen von Stängeln und enthalten mehr respiratorische Substrate und verlängern deshalb das Vasenleben von Blumen (Nowak und Rudnicki, 1990). Rosensorten, die mehr Ethylen produzieren altern schneller als diejenigen Sorten, die eine geringere Ethylenproduktion aufweisen (Nowak und Rudnicki, 1990).

4.2 pre-harvest-factors

Vorerntefaktoren spielen eine entscheidende Rolle für die Qualität und Lebensdauer von Schnittblumen und Blattwerk (Celikel und Karaaly, 1995 a) und beeinflussen die Qualität von Schnittblumen in einer Größenordnung von 30 bis 70% (Halevy und Mayak, 1979).

4.2.1 Düngung

Sachgemäße Düngung wurde in der Praxis schon früh als ein wesentlicher Faktor für die Produktion von Schnittblumen von guter Qualität erkannt. Die Düngung spielt eine wichtige Rolle für die Inhaltsstoffe der Pflanze und beeinflusst damit die Haltbarkeit der Schnittblumen. Einseitige, mangelhafte oder überdosierte Ernährung bedingt ein ungünstiges Verhältnis der Nährstoffe zueinander (Carow, 1981). Unter den mit der Düngung zugeführten Mineralstoffen

scheinen N, K, Ca und Cl einen besonders starken Einfluß auf die Haltbarkeit auszuüben (Röber, 1996). Übermäßige Stickstoffdüngung verkürzt das Vasenleben von Schnittblumen, was auf den Verbrauch von Kohlenhydraten für die N-Assimilation, die verminderte Festigkeit der Gewebe und die erhöhte Anfälligkeit gegenüber Pilzkrankungen verursacht werden könnte (Röber, 1996). Eine optimale Kaliumernährung führt zu einer vermehrten Anreicherung von Kohlenhydraten und damit zur Bildung von durch die Schnittblume veratembare Substanz (Röber, 1996). Weiters ist bei günstiger K-Versorgung ein erhöhter Anteil an Stützgewebe zu finden, wodurch die Stabilität und Knickfestigkeit von Stängeln beeinflusst wird (Carow, 1981). K-Mangelpflanzen welken leichter, da sie das Wasser im Gewebe schlecht festhalten können (Carow, 1981). Da Ca^{2+} über die Vernetzung der Galakturonsäuren für die Festigkeit der Zellwände sorgt, kann Ca-Mangel zu einem Zusammenbruch der Zellmembranen führen (Röber, 1996). Die Versorgung der Pflanzen mit Cl-haltigen Düngemitteln und Wasser kann sich nachteilig auf die Haltbarkeit auswirken, indem der Abtransport von Kohlenhydraten aus den Blättern behindert wird (Röber, 1996). Hinzu kommt, dass Cl-Gaben den Blattabwurf fördern können. Dieser Blattabwurf steht in enger Beziehung zum Ethylen-Ausstoß der Pflanzen nach Cl-Applikation (Carow, 1981).

4.2.2 Bewässerung

Stress aufgrund von übermäßiger oder inadäquater Bewässerung reduziert die Qualität von Schnittblumen und verkürzt das Vasenleben. Schwankungen im Bodenwassergehalt, die zu außergewöhnlich hohen Salzkonzentrationen führen, beschleunigen die Seneszenz (Nowak und Rudnicki, 1990). Mayak und Kofranek (1976) stellten fest, dass Nelken der Sorte „Improved White Sim“ nach dem Schnitt eine bessere Haltbarkeit aufwiesen, wenn nicht regelmäßig gewässert wurde, sondern während des Wachstums relativ trocken kultiviert wurde. Relativ trockene Kultur begünstigt die Wurzelbildung, wodurch der Cytokiningehalt positiv beeinflusst wird und der Trockensubstanzgehalt erhöht wird (Carow, 1981).

4.2.3 Luftfeuchtigkeit

Eine zu hohe Luftfeuchtigkeit bietet Pilzen und bakteriellen Erkrankungen, vor allem Grauschimmel (*Botrytis cinerea*), günstige Wachstumsbedingungen, wodurch Verluste während Lagerung und Transport verursacht werden können. Infizierte Blumen zeigen einen höheren Wasserverlust und produzieren mehr Ethylen als gesunde Pflanzen (Nowak und

Rudnicki, 1990). Darüber hinaus wirkt sich die Luftfeuchtigkeit über die Transpiration auf den Wasser- und Wärmehaushalt, die Assimilationstätigkeit, die Reservestoffeinlagerung und die mit dem Transpirationsstrom transportierten Stoffe, wie Ca^{2+} oder die Cytokinine, der Pflanze aus (Röber, 1996). Die im Zuge dessen beobachtbaren Schäden sind Ca-Mangel, der in der Folge zum Nachlassen der Gewebefestigkeit und dem Abknicken der Blütenstiele führen kann (Röber, 1996). Das an der Sproßspitze fehlende Cytokinin bewirkt eine vorzeitige Alterung (Carow, 1981).

4.2.4 Temperaturführung

Die Temperatur während der Vegetationsperiode hat einen entscheidenden Einfluß auf die Nacherntequalität von Schnittblumen. Sehr hohe Temperaturen während der Kultivation reduzieren die Dauer des Vasenlebens und die Qualität von Schnittblumen, da es zu einem schnelleren Verbrauch, der in den pflanzlichen Geweben gespeicherten Kohlenhydraten und zu einem raschen Wasserverlust der gesamten Pflanze kommt. Bei Rosen und Chrysanthemen hat sich gezeigt, dass sowohl Temperaturabweichungen nach unten, wie auch nach oben, zu einer Haltbarkeitsminderung führen (Röber, 1996). Das Vasenleben von Rosen ist am längsten wenn sie bei 20 bis 21 Grad gezogen werden, das Vasenleben von Nelken hingegen bei einer Kultivationstemperatur von 25 Grad. Freesien, Iris und Tulpen sind von besserer Qualität wenn die Nachttemperaturen nahe bei 10 Grad liegen (Nowak und Rudnicki, 1990). Um Laubfall und Blütenmissbildungen zu reduzieren sollten große Temperaturänderungen und -schwankungen im Glashaus vermieden werden.

4.2.5 Licht

Die Lichtintensität hat einen direkten Einfluß auf die Effektivität der Photosynthese, die den Kohlenhydratgehalt von Blumen bestimmt (Teixeira da Silva, 2003). Der Einfluß der Beleuchtungsstärke auf die Assimilationstätigkeit der Pflanzen ist unter anderem auch an der unterschiedlichen Haltbarkeit von zu verschiedenen Jahreszeiten angezogenen Schnittblumen erkennbar. So sind im Frühjahr, Sommer und Frühherbst herangezogene Schnittblumen in der Regel haltbarer als solche, die im Winter unter Schwachlichtbedingungen kultiviert werden (Röber, 1996). Blumen, die einen höheren relativen Gehalt an Kohlenhydraten aufweisen, vor allem mobile Zucker, zeigen ein längeres Vasenleben (Teixeira da Silva, 2003). Stärke und Zucker, die im Stängel, Blättern und Petalen gespeichert sind, decken einen großen Teil der

Energie, die für die Knospenöffnung und das Vasenleben von Schnittblumen benötigt werden, ab (Nell und Reid, 2000). Die Petalenfarbe wird ebenfalls durch die Lichtintensität beeinflusst (Teixeira da Silva, 2003). Zu niedrige Lichtintensität während der Anthocyanbildung kann zur Verblauung von Rosenpetalen führen, während hingegen die Anhebung des CO₂ Gehaltes das Verblauen verhindert (Nowak und Rudnicki, 1990). Das lässt darauf schließen, dass die Farbintensität von Petalen von der Verfügbarkeit von Kohlehydraten im umgebenden Gewebe abhängt. Kommerzielle Frischhaltemittel enthalten Saccharose oder Glucose, um den Verlust von endogenen Kohlehydraten von Schnittblumen zu verhindern. Niedrige Lichtintensitäten resultieren in einer starken Verlängerung der Blumenstiele und verhindern das Verhärten der Stängel, wodurch das „Bent neck“ bei Rosen und das Verbiegen der Stängel bei Nelken und Gerbera verursacht werden können (Carow, 1981). Zu hohe Lichtintensitäten sind ebenfalls unvorteilhaft für die Blumenqualität und können die Rotfärbung von Geweben, Blattflecken, Verbräunung und Blattfall bewirken (Nowak und Rudnicki, 1990).

4.2.6 Kontrolle von Krankheiten und Schädlingen

Schädlinge und Krankheiten verursachen Verletzungen und Verfärbungen der Blüten und Blätter und vermindern die Qualität der Schnittblumen. Geschädigte Gewebe weisen einen schnelleren Wasserverlust als gesunde Gewebe auf, wodurch das Welken und die Ethylenproduktion gesteigert werden. Die Infektion von Pflanzen mit *Botrytis*, *Alternaria*, *Puccinia*, *Cryptosporella*, *Actinonema*, *Diplocarpon* und anderen Mikroorganismen stimuliert die Ethylenproduktion von Pflanzengeweben, sowie die Erzeugung von Ethylen durch die Mikroorganismen selbst, und beschleunigt in der Folge die Seneszenz sowie Blatt- und Blütenfall (Nowak und Rudnicki, 1990).

4.3 Maßnahmen während der Ernte

4.3.1 Entwicklungsstadium bei der Ernte

Schnittblumen zeigen eine längere Haltbarkeit wenn sie im richtigen Entwicklungszustand geerntet werden. Die optimale Entwicklungsphase für die Ernte ist von der Pflanzenart, der Saison, der Entfernung zum Ort der Vermarktung und den Präferenzen der Konsumenten abhängig. Die weitere Entwicklung der Schnittblumen und das Vasenleben nach der Ernte werden zu einem großen Ausmaß vom Gehalt an Kohlenhydraten und anderen Speicherstoffen

im Pflanzengewebe bedingt (Nowak und Rudnicki, 1990). Deswegen können viele Blumenarten (z.B. Nelken, Rosen, Chrysanthemen) im Sommer in einem früheren Entwicklungsstadium geerntet werden, als dies im Winter möglich ist. Das früheste Entwicklungsstadium zu dem Schnittblumen geerntet werden können, ist das Stadium in dem eine vollständige Knospenöffnung erfolgt und die Schnittblumen beim Endverbraucher eine zufrieden stellende Entwicklung in der Vase nehmen. Einige Blumen werden normalerweise im Knospenstadium geerntet (z.B. Rosen, Gladiolen, Iris), da sie ihre Entwicklung im Wasser nach dem Schnitt fortsetzen (Nowak et al., 1991). Diese Technik hat viele Vorteile, wie die Verkürzung der Kultivationsdauer, ein einfacheres Temperaturmanagement, eine verminderte Empfindlichkeit gegenüber mechanischen Beschädigungen und eine geringere Austrocknung (Nell und Reid, 2000). Viele andere Blumen wie Orchideen, Flamingoblumen und Gerbera werden vollreif geschnitten, da kein Öffnen der Knospen im Wasser erfolgt (Nowak et al., 1991). Bei zu früher Ernte fallen die Blüten schnell in sich zusammen, die Stiele knicken ab, und es erfolgt keine Knospenentwicklung. Die Knospen sind noch nicht stabil genug, da die Zucker zum Aufbau stabilisierender Strukturen und zur Unterstützung des Streckungswachstums fehlen (Carow, 1981). Die Behandlung mit Knospenöffnungslösungen ermöglicht bei einigen Arten, wie Nelken, Chrysanthemen und *Strelitzia reginae* eine Ernte im Knospenstadium (Nowak et al., 1991).

4.3.2 Durchführung der Ernte

Vor der Ernte muß entschieden werden zu welcher Tageszeit die Ernte erfolgen soll, ob geschnitten oder gebrochen wird, wo geschnitten wird und in welchem Stadium der Blütenentwicklung zu schneiden ist (Röber, 1996). Solange keine extremen Witterungsbedingungen herrschen und sofern die Blumen unmittelbar nach dem Schnitt in eine Frischhaltelösung eingestellt werden, ist die Tageszeit für die Beerntung von geringer Bedeutung (Nowak und Rudnicki, 1990). Die Haltbarkeit wird durch einen schrägen Anschnitt in der Mehrzahl der Fälle etwas verlängert, was vermutlich auf eine verbesserte Wasseraufnahmemöglichkeit zurückzuführen ist, und zwar vor allem bei verholzenden Pflanzen, da bei diesen die Wasseraufnahme nur über die Schnittfläche erfolgen kann (Carow, 1981). Das Quetschen des Stängels beim Schnitt sollte vermieden werden, weil dadurch das Austreten von zuckerhaltigem Zellsaft verursacht wird, wodurch die Entwicklung von Mikroorganismen begünstigt wird (Nowak und Rudnicki, 1990). Spezielle Aufmerksamkeit erfordern Blumenarten, die Milchsaft über die Anschnittfläche abgeben, wie *Papaver* oder

Euphorbia. Um zu verhindern, dass der ausfließende klebrige Saft die Anschnittfläche verstopft und die Wasseraufnahme verhindert, ist es sinnvoll die Stängelenden direkt nach dem Schnitt für einige Sekunden mit heißem Wasser (85-90 Grad) zu behandeln (Carow, 1981).

4.4 Maßnahmen nach der Ernte

4.4.1 Aufbereitung und Verpackung

Die Nacherntemaßnahmen beginnen mit der Aufbereitung des Erntegutes und umfassen Arbeiten, wie das Entfernen von Blättern und Stacheln im unteren Bereich der Stiele, das Nachschneiden oder das Eintauchen milchsaftführender Schnittblumen in warmes Wasser. Dabei sollte auf ein schnelles und vorsichtiges Arbeiten unter Vermeidung von Beschädigungen, die eine verstärkte Ethylenproduktion und ein erhöhtes Risiko für die Infektion mit Mikroorganismen zur Folge haben können, geachtet werden. Es existieren eine Vielzahl von unterschiedlichen Verpackungssystemen für Schnittblumen, die je nach Schnittblumenart, sowie der Lager- und Transportmethode ausgewählt werden. Alle Verpackungsmethoden dienen der Verminderung von mechanischen Schäden oder der Reduktion von Wasserverlust der Blumen während Lagerung und Transport (Nowak et al., 1991). Die beste Aufrechterhaltung der Turgeszenz und die effektivste Vermeidung von mechanischer Beschädigung, kann durch Nasslagerung oder Nasstransport erzielt werden, wobei die Stängelbasis der Blumen in Container mit Wasser oder Frischhaltemittel eingestellt werden. Im Falle der trockenen Lagerung oder des trockenen Transportes liegt das Augenmerk auf dem Schutz der Blumen gegen Wasserverlust. Der Wasserverlust wird durch eine Wachsbeschichtung der Innenwände der Boxen oder die Benutzung von Foliensystemen ermöglicht.



Abb. 1: Trockentransport
(Quelle: <http://myurbanpetals.files.wordpress.com/2012/10/263.jpg>, 18.07.2013)



Abb. 2: Nasstransport
(Quelle: https://fbcdn-sphotos-e-a.akamaihd.net/hphotos-ak-ash3/p480x480/486787_379246918847801_1917272773_n.jpg, 18.07.2013)

Für eine Langzeitlagerung oder einen Langstreckentransport ist die Verwendung von gasdichtem Material, wie Polyethylenfolien, zu empfehlen. (Nowak et al., 1991). Schnittblumen, die zu geotrophischem Verbiegen neigen (z.B. Galdiole, Löwenmaul, Lupine) sollten in aufrechter Position transportiert werden, da bei einem Transport in horizontaler Lage Verbiegungen des Stängels auftreten (Nowak und Rudnicki, 1990). Besonders empfindliche Blumen können durch Einwickeln in weiches Papier, Plastiknetze, das Platzieren in spezielle Plastikformen oder das Verpacken in mit Luft- oder Stickstoff gefüllten Säcke, geschützt werden. (Nowak und Rudnicki,1990).

4.4.2 Qualität des Lagergutes

Für das erfolgreiche Lagern und längere Transportstrecken kommen nur Erzeugnisse von hoher Qualität in Frage. Das Lagergut sollte frei von mechanischen Beschädigungen, Krankheits- und Schädlingsbefall sein und im optimalen Stadium der Knospenentwicklung geerntet werden. Blumen, die im überreifen Zustand geerntet werden sind weniger lange lagerfähig, zu früh geerntete Schnittblumen hingegen erreichen nach der Lagerung nicht das für die Vermarktung gewünschte Entwicklungsstadium. Pflanzen im Knospenstadium sind während der Lagerperiode weniger empfindlich gegenüber Verletzungen und den Auswirkungen von Ethylen als offene Blüten. Die Atmung der Knospen ist weniger intensiv als die Atmung von offenen Blüten, was eine langsameren Verbrauch von gespeicherten Nährstoffen bedingt und damit eine längere Lagerung erlaubt (Nowak und Rudnicki, 1990). Außerdem benötigen Blumen im Knospenstadium weniger Stauraum als offene Blüten.

4.4.3 Belichtung

Licht hat keinen signifikanten Einfluß auf die Qualität der meisten Schnittblumen während der Lagerperiode (Nowak und Rudnicki, 1990). Viele Schnittblumen können ohne nennenswerten Qualitätsverlust über einen Zeitraum von 5-14 Tagen bei Dunkelheit gelagert werden, einige Blumen, wie z.B. Nelken, sogar für einen erheblich längeren Zeitraum (Nowak und Rudnicki, 1990). Bei manchen Blumenarten, wie *Chrysanthemum*, *Alstroemeria* oder *Argyranthemum*, kann eine längere Dunkellagerung bei warmen Temperaturen zu einem Vergilben der Blätter führen (Nell und Reid, 2000). Das Belichten der Knospen während der Lagerung fördert die Intensität der Blütenausfärbung nach dem Öffnen und verhindert das Vergilben der Blätter während der Lagerperiode (Sacalis, 1993). Das Vergilben der Blätter von *Alstroemeria*, Lilien

und einigen anderen Blumenarten kann durch eine Behandlung mit Gibberellinsäure oder Benzyladeninen verhindert werden (Nowak und Rudnicki, 1990). Das Schwarzwerden der Blätter von geschnittenen *Protea nerifolia* kann durch eine Lagerung bei guter Belichtung oder einer Pulsbehandlung mit Zucker vermieden werden (Bieleski et al., 1992). Künstliche Beleuchtung während der Vasenperiode verbessert die Ausfärbung der Blätter (Durkin et al., 1991).

4.4.4 Temperatur

Da die Temperatur einer der wichtigsten Faktoren im Hinblick auf die Qualität und ein zufriedenstellendes Vasenleben von Schnittblumen in der Nacherntephase ist, kommt der Kühlung eine hohe Bedeutung zu (Teixeira da Silva, 2003). Viele leichtverderbliche gartenbauliche Produkte zeigen eine längere Haltbarkeit bei einer Lagerung von Temperaturen nahe 0 Grad, da niedrige Temperaturen sowohl die metabolischen Prozesse, wie auch die mikrobielle Wachstumsrate verlangsamen (van Doorn und de Witte, 1991). Temperaturen außerhalb der physiologischen Norm können Frost- oder Hitzeschäden verursachen und damit zu einem raschen Verfall der Schnittblumen führen (Joyce et al., 2000). Das Kühlen von Blumen verlangsamt den Alterungsprozess entscheidend und ermöglicht damit eine längere Lagerperiode (Nell und Reid, 2000). Schnittblumen sollten unmittelbar nach der Ernte in einem Kühlraum platziert werden. Höhere Temperaturen führen zu einer höheren Atmungsrate (Teixeira da Silva, 2003), wobei als Nebenprodukt Wärme erzeugt wird (Nell und Reid, 2000). Deswegen ist das rasche Herunterkühlen der Blumen, bei dem die sogenannte Feldwärme der Schnittblumen abgeführt wird, und die Organe selbst die Temperatur des Kühlraumes annehmen, besonders wichtig und verhindert den Verlust von Reservestoffen (Carow, 1981). Die optimale Lagertemperatur von Schnittblumen ist vom Entwicklungsstadium der Blumen, der Lagermethode und den Bedürfnissen der jeweiligen Schnittblumenart abhängig (Nowak und Rudnicki, 1990). Die niedrigste zu wählende Temperatur im Lagerraum hat sich nach der artspezifischen Toleranz zu richten (Röber, 1996). Es wird dabei von einem "Temperaturfenster" in Anpassung an die natürlichen Standorte und die daraus ableitbaren Temperaturen gesprochen (Reid, 1991). Die optimale Lagertemperatur für Blumen, die aus dem gemäßigten Klimaraum stammen, liegt knapp über dem Gefrierpunkt des Pflanzengewebes bei -2 bis -1 Grad (Nowak und Rudnicki, 1990). In der Praxis werden üblicherweise Temperaturen zwischen 0 und 1 Grad verwendet (Nowak et al., 1991). Blumen, die aus dem subtropischen oder tropischen Raum stammen, benötigen eine höhere Temperatur

(4 – 7 Grad bzw. 7 - 15 Grad), da niedrige Temperaturen Frostschäden verursachen (Nowak et al., 1991) wie, Verfärbungen der Blüten, nekrotische Läsionen von Blättern und Petalen und eine Verzögerung der Knospenentwicklung nach der Lagerperiode (Nowak und Rudnicki, 1990). Gute Resultate bei der Lagerung von Blumen werden nur dann erzielt wenn die Temperaturschwankungen im Kühlraum minimal sind. Temperaturschwankungen verursachen eine Veränderung der Luftfeuchtigkeit, wodurch es zur Kondensation von Wasser auf den Pflanzen kommt oder, wenn die Luftfeuchtigkeit zu niedrig ist, das Austrocknen der Pflanzen, zur Folge hat (Nowak und Rudnicki, 1990).

4.4.5 Luftfeuchtigkeit

Schnittblumen enthalten eine beachtliche Menge an Wasser in ihren Geweben. Eine niedrige Luftfeuchtigkeit, hohe Temperaturen sowie starke Luftbewegung verstärken die Transpiration und führen rasch zu einem beträchtlichen Wasserverlust. Bei der Kühlagerung ist eine relative Luftfeuchtigkeit von 90 bis 95% erforderlich um den Wasserverlust zu reduzieren und Welkeprozesse zu vermeiden (Nowak et al., 1991). Eine hohe Luftfeuchtigkeit ist besonders dann wichtig, wenn während der Lagerung keine wasserdichten Verpackungsmaterialien verwendet werden. Bei Verwendung von wasserdichter Verpackung ist die Atmosphäre aufgrund der Respiration genügend mit Feuchtigkeit gesättigt und die relative Luftfeuchtigkeit bei der Kühlagerung hat nur eine untergeordnete Bedeutung.

4.4.6 CA Lagerung/LPS Lagerung

Die CA Lagerung (CA = controlled atmosphere) bedeutet eine Lagerung von Pflanzenorganen in einer Atmosphäre mit präziser Kontrolle der Luftzusammensetzung, wobei der Kohlendioxidgehalt üblicherweise erhöht und der Sauerstoffgehalt reduziert wird. Diese Zusammensetzung der Atmosphäre reduziert die Respirationsrate, verlangsamt alle metabolischen Prozesse und verhindert die Ethylensynthese und Ethylenwirkung (Nowak et al., 1991). Unter der LPS Lagerung (LPS = low pressure storage) ist eine Kühlagerung unter subatmosphärischem Druck, kombiniert mit einer kontinuierlichen Belüftung mit frischer, feuchtigkeitsgesättigter Luft, zu verstehen. Diese Methode basiert auf der Idee, dass gasförmige Substanzen wie CO₂ und Ethylen, die während der Lagerung in pflanzlichen Organen produziert werden, bei reduziertem Druck rascher über die Stomata und Interzellularräume abgegeben werden, als bei normalem Druck (Nowak und Rudnicki, 1990). Die Verlängerung

der Lagerperiode unter LPS Bedingungen wird auf die ständige Entfernung von Ethylen und anderen gasförmigen Stoffen aus der Kühlkammer und der Reduktion des Sauerstoff- und Ethylengehaltes innerhalb der Pflanzengewebe zurückgeführt (Dilley et al., 1975).

4.4.7 Erkrankungen und Schädlinge

Beinahe alle floralen Produkte werden nicht als Nahrungsmittel konsumiert, was eine höhere Toleranz gegenüber chemischen Rückständen erlaubt (Teixeira da Silva, 2003). Die häufigsten Methoden, die zur Bekämpfung von Schädlingen angewendet werden, sind die händische Entfernung, Bestrahlung, Desinfektion, Insektizide, Kühlagerung, Heißwasserbehandlung, kontrollierte Atmosphäre und biologische Schädlingsbekämpfungsmittel (Hansen und Hara, 1994). Die Bestrahlung mit ionisierender Strahlung (Gammastrahlen) zerstört Schädlinge rasch und effektiv, kann allerdings auch die bestrahlten Pflanzen schädigen (Hayashi und Todoriki, 1995), wodurch es zu einer Verzögerung der Entwicklung der Knospen und Blüten, dem Aufhellen von Blättern und Petalen und einer Verkürzung des Vasenlebens kommen kann (Nowak und Rudnicki, 1990). Um die Entwicklung von Mikroorganismen im Wasser der Blumencontainer zu verhindern, werden dem Wasser Biozide oder Desinfektionsmittel, wie Natriumhypochlorit, Silberthiosulfat, Dichlorophen, Quaternäre Ammoniumkomponenten, 8-Hydroxychinolincitrat, 8-Hydroxychinolinsulfat und Zitronensäure zugesetzt (Teixeira da Silva, 2003).

4.4.8 Behandlung Stängelende

Treffen die Schnittblumen nach Lagerung und Transport beim Floristen ein, so ist es meistens nötig die Stiele, Blätter und Blüten wieder in einen turgeszenten, frischen Zustand zu versetzen. Eine traditionelle Maßnahme ist das Anbrennen und kurzfristige Kochen der Stielenden (Carow, 1981). Eine Heißwasserbehandlung, die unmittelbar vor dem Einstellen der Blumen in die Vase durchgeführt wird, entfernt die Gase aus den Stielen, verbessert die Wasseraufnahme und ist eine wirksame Desinfektionsmaßnahme (Teixeira da Silva, 2003). Das Eintauchen von Schnittblumen und Zwiebeln in heißes Wasser (43,3 - 48 Grad, 6 Minuten - 1 Stunde) bewirkt eine Vernichtung von bestimmten Insekten, bei gleichzeitiger Aufrechterhaltung der Produktqualität (Hara et al., 1994). Bei einigen Schnittblumenarten und Blätterwerk hat sich eine Behandlung mit heißem Wasserdampf für 1 bis 2 Stunden als sehr wirksame Methode zur Schädlingskontrolle erwiesen (Hansen et al., 1992). Die Stängelenden sollten vor dem

Einstellen in das Wasser schräg angeschnitten werden um die Kontaktfläche von Stängeloberfläche und Wasser zu vergrößern und damit die Wasseraufnahme zu verbessern. Der Anschnitt sollte unter Wasser erfolgen um das Eintreten von Luft in die Leitgefäße zu verhindern. Das Eintauchen der Stielenden von Schnittblumen, die Milchsaft in ihren Stängeln führen, in heißes Wasser, wie beispielsweise *Euphorbiaceae* und Mohn, verhindert das Ausfließen des Milchsaftes (Carow, 1981).

4.4.9 Ethylen

Blumen unterliegen nach der Ernte einem physiologischen Abbauprozess, was die Anwendung von geeigneten Behandlungstechniken erforderlich macht, um das „shelf-life“ bei gleichzeitiger Aufrechterhaltung einer ansprechenden Qualität zu verlängern (Owino und Ezura, 2008). Der Qualitätsverlust von Schnittblumen nach der Ernte ist unter anderem auf die schädigende Wirkung von endogenem und exogenem Ethylen zurückzuführen (Da Rocha Batista et al., 2009). Schon in der ersten Hälfte des letzten Jahrhunderts beobachtete man, dass Ethylen die Abszission von Früchten, sowie die Fruchtreife fördert. Seit 1934 ist bekannt, dass Ethylen auch von den Pflanzen selbst produziert wird (Carow, 1981). Ethylen, der einfachste, ungesättigte Kohlenwasserstoff, ist an der Kontrolle von Wachstums- und Entwicklungsprozessen von Pflanzen von der Keimung bis zur Seneszenz beteiligt (Lilievre et al., 1997). Das Phytohormon Ethylen reguliert eine Vielzahl von physiologischen Vorgängen und Entwicklungsprozessen in der Pflanze, wie die Seneszenz von Blättern und Blüten, das Reifen von Früchten, den Abfall von Pflanzenorganen und den Übertritt von der vegetativen in die reproduktive Phase und ist ebenso in Reaktionen von Pflanzen auf abiotischen und biotischen Stress involviert (Owino und Ezura, 2008). Man nimmt an, dass Ethylen an spezifische Rezeptormoleküle in der Zellmembran bindet, wodurch eine Signaltransduktionskaskade in Gang gesetzt wird, die zu einer Änderung des Genexpression-musters führt (Arora, 2008). Die Ethylenempfindlichkeit variiert in Abhängigkeit von der jeweiligen Schnittblumenart (Redman et al., 2002), wobei die Ethylensensitivität innerhalb einer Pflanzenfamilie generell vergleichbar ist (Woltering und Van Doorn, 1988). Eine große Empfindlichkeit der Petalen gegenüber Ethylen ist beispielsweise in der Familie der *Campanulaceae*, *Caryophyllaceae*, *Rosaceae*, und *Orchidaceae* zu finden, eine geringe Empfindlichkeit hingegen in der Familie der *Compositae*, *Liliaceae* und *Iridaceae* (Arora, 2008). Blumen werden traditionellerweise in klimakterische und nicht-klimakterische eingeteilt (Arora, 2008). Bei klimakterischen oder Ethylen-sensitiven Blumen wie Nelken, *Petunia*,

Gypsophila und Orchideen, kommt es während der Seneszenz zu einem plötzlichen, vorübergehenden Anstieg der Ethylenproduktion und Atmung, wobei durch exogenes Ethylen eine rasche Seneszenz der Petalen ausgelöst wird. Bei nicht klimakterischen Blumen, wie Gladiolen, Tulpen und Iris, kommt es dagegen zu keinem Anstieg der Ethylenproduktion und der Atmung während der Seneszenz und exogenes Ethylen hat nur einen geringen oder keinen Effekt auf die Petalenseneszenz (Arora, 2008). Die Kenntnis über die Ethylensensitivität der verschiedenen Blumenarten ist notwendig um die Effekte, die sich beispielsweise aus gemeinsamen Transport und Lagerung von Blumen und Früchten ergeben, vorherzusagen, den Nutzen von Antiethylen-Behandlungen einschätzen zu können und Zuchtprogramme für ein bessere Haltbarkeit in der Vase planen zu können. Die Verlängerung des „shelf-life“ durch eine Verzögerung der Biosynthese oder einer Minimierung der Wirkung des Pflanzenhormons Ethylen ist ein attraktives Forschungsgebiet für Nacherntephysiologen. Eine Verminderung der schädlichen Auswirkungen von Ethylen kann die Nachernteverluste von gartenbaulichen Produkten reduzieren, längere Transportstrecken und damit die Erschließung eines größeren Marktgebietes ermöglichen. Eine Veränderung der pflanzlichen Reaktion auf Ethylen kann durch eine Inhibition der pflanzeigenen Ethylenproduktion, einer Verhinderung der Rezeptorbindung oder einer Blockade der Reaktion der Pflanze nach bereits erfolgter Rezeptorbindung, erzielt werden (Arora, 2008). Ein erhöhter Kohlendioxidgehalt und eine reduzierte Sauerstoffkonzentration sind bekannte Antagonisten der Ethylenwirkung und verschiedene Verpackungs- und Lagermethoden (modified atmosphere, controlled atmosphere) für frische gartenbauliche Produkte basieren teilweise auf diesen Prinzipien. Eine Absenkung der Temperatur führt ebenfalls zu einer Reduktion der Ethyleneffekte (Arora, 2008). Bei Nelken bewirkt eine Temperaturabsenkung um 10 Grad, eine Verminderung der Ethylenwirkung um mehr als das 10-fache (Arora, 2008). Ein biotechnologischer Ansatz um Ethyleneffekte zu verhindern, besteht darin Pflanzen zu züchten, die einen mutanten Rezeptor ausbilden, an den keine Ethylenbindung erfolgt (Hall et al., 1999). Während der letzten Jahrzehnte wurden zahlreiche Chemikalien entdeckt, die die Ethylenwirkung reduzieren und einige davon werden in der Blumenindustrie erfolgreich angewendet. In den frühen 70iger Jahren untersuchten Sisler und Pian (1973) verschiedene Alkene auf ihre Wirkung als Ethylenantagonisten. Eine Dauerbehandlung von Nelken mit 2,5-Norbornadiene (NBD) verlängerte das Vasenleben deutlich, verzögerte das Einsetzen der klimakterischen Ethylenproduktion und reduzierte die Ethylenbindung in Nelkenblüten und -blättern erheblich (Sisler et al., 1986). NBD wirkt als kompetitiver Inhibitor, wodurch eine ständige Präsenz von NBD für eine wirkungsvolle Blockade des Ethyleneffektes erforderlich ist. Deswegen hat NBD

nur ein geringes Potential für die kommerzielle Nutzung (Sisler et al., 1990). Für eine Reihe von Jahren war Silberthiosulfat (STS) die einzige kommerziell genutzte Chemikalie um Zierpflanzen auf Rezeptorebene gegen die Ethylenwirkung zu schützen (Arora, 2008). Ethylenbindungsstudien mit radioaktiv markiertem Ethylen zeigten, dass STS die Bindung von Ethylen blockiert (Sisler et al., 1986). Jahre nach der Entdeckung von NBD und STS wurden neue chemische Substanzen für die Verbesserung der Nacherntequalität von Zierpflanzen getestet. Das gasförmige Diazocyclopentadiene (DCAP) erwies sich als starker Ethyleninhibitor (Sisler und Serek, 1997) ist aber aufgrund seiner Instabilität und seines explosiven Charakters nicht für den kommerziellen Gebrauch geeignet. Eine jüngere Generation chemischer Inhibitoren der Ethylenwirkung ist die Gruppe der Cyclopropene. 1-Methylcyclopropen (1-MCP) beispielsweise, ist ein sehr effektiver, nicht toxischer Ethyleninhibitor (Sisler und Serek, 1997) und schützt neben Obst und Gemüse auch viele Schnittblumen wirkungsvoll vor Ethyleneffekten.

4.4.10 Wasserversorgung der Schnittware

Wassermangel ist einer der häufigsten Gründe für die Begrenztheit des Vasenlebens von Schnittblumen (Jones und Hill, 1993). Schnittblumen werden nach der Ernte üblicherweise in Wasser oder Frischhaltelösungen eingestellt. Damit können Schnittblumen auch nach einem beachtlichen Wasserverlust, der sich im Zusammenhang mit Transport oder Lagerung ergeben hat, mit Hilfe der geeigneten Techniken wieder vollständig rehydratisiert werden (Nell und Reid, 2000) und der erlittene Turgeszenzverlust ausgeglichen werden. Wasserverlust beschleunigt die Entwicklung und die Seneszenz von Schnittblumen, und erhöht die Anfälligkeit für das Verbräunen und Kälteverletzungen (Teixeira da Silva, 2003). Eine Reduktion des Wasserverlustes kann durch das Aufrechterhalten einer hohen relativen Luftfeuchtigkeit (90 -98%), durch die Verwendung von geeignetem Verpackungsmaterial oder die Lagerung bei niedrigen Temperaturen erzielt werden (Teixeira da Silva, 2003). Das Bewahren der Turgeszenz hat höchste Priorität für Schnittblumen und ist für die Entwicklung der Blütenknospen bis zum vollständigen Öffnen und die Weiterführung der normalen metabolischen Aktivitäten erforderlich (Rogers, 1973). Die Turgeszenz von Schnittblumen ist von der Balance zwischen Wasserverlust bzw. -nutzung und der Wasserversorgung abhängig (Rogers, 1973). Die Wasserverhältnisse in Schnittblumen stellen einer der Hauptfaktoren dar, von denen die Langlebigkeit von Schnittblumen abhängig ist (Van Doorn, 1997; Mayak, 1981). Der Wasserstatus von Schnittblumen resultiert aus der Interaktion einer Vielzahl von Faktoren

und ist primär eine Funktion von Transpiration und Wasseraufnahme (van Meeteren et al., 2001). Schnittblumen nehmen Wasser und Lösungen ohne Schwierigkeiten auf, sofern keine Behinderungen des Wasserstromes im Stängel bestehen (Nell und Reid, 2000). Bei einer Blockade der Leitgefäße im Stängel führt die weiterhin stattfindende Transpiration zu einem Nettogewichtsverlust der Blüten- und Stängelgewebe (Knee, 2000). Die Okklusionen im Stängel können durch verschiedene Faktoren, wie Exsudation von Latex, Gummen, Schleimstoffen und Harzen an der Schnittstelle, der Deposition von Material in den wasserleitenden Gefäßen (Tannine, Lignin, Gummen) und der Formation von Tylosen (Ausstülpungen von lebenden Zellen in das Lumen von Xylemleitgefäßen) in den leitenden Gefäßen des Xylems bedingt sein (van Doorn, 1999). Neben diesen physiologischen Reaktionen des Stängels auf den Schnittvorgang können vaskuläre Blockaden als Folge von bakteriellem Wachstum und aufgrund der Bildung von Gasembolien entstehen (van Doorn, 1997). Einige Autoren vermuten, dass die Okklusionen Teil einer komplexen Wundreaktion sind (Aarts, 1957a; Marousky, 1969; 1971a; Fujino et al., 1983). Viele Blumen verfügen über einen oder mehreren Mechanismen um jeden Schnitt in den Geweben zu verschließen, und so den Angriff von Mikroorganismen abzuwehren. Die Hauptfunktion von exsudiertem Latex, Gummi und Harz ist die Abdichtung von Läsionen zum Schutz der Pflanze (Sen und Chawan, 1972). Bei Schnittblumen können diese physiologischen Mechanismen zu einer ernsthaften Behinderung der Wasseraufnahme führen. Über die Schnittfläche der Blumenstängel wird der Inhalt, der beim Schnitt verletzten Zellen, wie Proteine, Aminosäuren, Zucker und Mineralien, in das Vasenwasser abgegeben. Diese Inhaltstoffe stellen einen optimalen Nährboden für Bakterien, Hefen und Pilzen dar und führen zu einem raschen Wachstum dieser Mikroorganismen, die mit dem aufgenommenem Wasser in den Stängel eingebracht werden. Arnold (1930) war vermutlich einer der ersten Wissenschaftler, der die niedrige Wasseraufnahme in Schnittblumen, auf eine durch Bakterien und deren Abbauprodukte verursachte Blockade zurückführte. Bei zahlreichen Schnittblumenarten bewirkt ein Anstieg der Bakterien im Vasenwasser eine Reduktion der Wasseraufnahme (van Doorn, 1997) und ein Absinken der hydraulischen Leitfähigkeit im Stängel, wobei die basalen Teile des Stängels besonders betroffen sind (Aarts, 1957). Bei einem pH-Wert von 4 bis 7 kommt es zu einer raschen Entwicklung von Bakterien auf der Schnittfläche und in den Leitgefäßen des Xylems (van Doorn et al., 1991b). Vasensolutionen sollten immer ein Biozid enthalten, eine Chemikalie, die das Wachstum von Bakterien, Hefen und Pilzen verhindert. Häufig verwendete Biozide sind Calciumhypochlorit, Aluminiumsulfat und Salze von 8-Hydroxychinolin (Nell und Reid, 2000). Während der Schnittmaßnahmen fließt Luft in die Xylemgefäße der Blumen

(Teixeira da Silva, 2003). Beim Einstellen in das Wasser nach dem Schnitt presst das Wasser die Luft in die offenen Leitgefäße, wobei in der Folge Luftembolien gebildet werden (Teixeira da Silva, 2003), die reversible Blockaden des Wassertransportes im Stängel der Schnittblumen verursachen (De Vries, 1973). Das ausreichende Entfernen der Luftembolien ist eine Voraussetzung für die Wiederherstellung der Wasseraufnahme und eine positive Wasserbilanz während des Vasenlebens (Durkin, 1979,1980; van Doorn, 1990; van Meeteren, 1992; van Meeteren und van Gelder, 1999) und hängt stark von der Xylemanatomie nahe der Schnittfläche ab. Größere Xylemgefäße neigen stärker zu Embolien als kleinere Gefäße (van Ieperen et al., 2001) und die Reparatur erfolgt erheblich langsamer (van Ieperen, 2002). Luftembolien können auf mehrere Arten beseitigt werden, wie das Nachschneiden der Stängel unter Wasser, die Einstellung des pH-Wertes zwischen 3 und 4, das Einstellen der Schnittblumen in eine auf 40 Grad erwärmte Vasensolution oder eine gekühlte Vasenlösung (0 Grad) oder eine Pulsbehandlung mit einem Detergens (Reid et al., 1999). Die unterschiedliche Zusammensetzung des Leitungswassers kann die Qualität von Schnittblumen während des Vasenlebens (Staby und Erwin, 1978; Staden und Molenaar, 1975), sowie die Effizienz von chemischen Solutionen beeinflussen, die für die Frischhaltung, das Pulsen oder als Knospenöffnungslösungen, verwendet werden (Brecheisen et al., 1995; Halevy und Mayak, 1981). Hartes Wasser enthält häufig Mineralien, die den pH-Wert des Wassers in den alkalischen Bereich verschieben, wodurch die Bewegung des Wassers im Blumenstängel stark reduziert wird. Dieses Problem kann durch Entfernung der Mineralien mittels Deionisation oder durch die Absenkung des pH-Wertes in den sauren Bereich gelöst werden (Nell und Reid, 2000). Ein niedriger pH-Wert erleichtert die Wasseraufnahme und hilft eine mögliche Blockade des Xylems durch Luftblasen zu verhindern (Armitage, 1993). Halevy und Mayak (1981) stellten fest, dass die meisten Ionen im Leitungswasser toxisch für Schnittblumen sind und die Wasseraufnahme reduzieren. Fluorid, eine Mineral, das in Leitungswasser enthalten ist, kann bei einigen Blumenarten das Vergilben von Blättern und die Entfärbung der Petalen verursachen (Wills et al., 1998). Erwin (1978) zeigte, dass das Vasenleben von *Chrysanthemum* durch die Verwendung von deionisiertem oder destilliertem Wasser, im Vergleich zu Leitungswasser, verlängert werden konnte. Halevy und Mayak (1981) berichteten aber auch von positiven Effekten einiger spezifischer Ionen, wie Calcium, Aluminium, Bor, Silber, Nickel, Zink und Kupfer, auf die Qualität zahlreicher Schnittblumen. Goszyzyska und Rudnicki (1988) stellten einen positiven Effekt von Calciumnitrat auf das Vasenleben von Rosen fest. Nagarajaiah und Reddy (1991) berichteten von einer Reduktion des Wasserverlustes und einer Verlängerung des Vasenlebens von Rosen nach der Applikation von

Calciumchlorid. Van Meeteren et al. (1999) wiesen nach, dass Kupfer das Bakterienwachstum im Vasenwasser von Chrysanthemen reduzierte.

5 Chemische Behandlung

Die Behandlung von Schnittblumen mit chemischen Lösungen, die in der gängigen Praxis zur Qualitätsverbesserung angewendet werden, verfolgt eine Reihe von unterschiedlichen Zielen.

5.1 Konditionieren

Konditionieren dient der Wiederherstellung des Turgors nach dem Schnitt und erhöht die Stressresistenz und Haltbarkeit der Schnittblumen. Zur Rehydration werden die frisch geernteten Schnittblumen für mehrere Stunden in eine Lösung aus demineralisiertem Wasser, der Germizide und Zitronensäure, zur Absenkung des pH-Wertes auf einen Wert von 4 - 4,5 (Nowak und Rudnicki, 1990) und ein Mittel zur Herabsetzung der Oberflächenspannung (Nell und Reid, 2000) zugesetzt wurde, eingestellt.

5.2 Pulsen

Unter Pulsen versteht man das Einstellen von frisch geernteten Blumen in Lösungen, deren Formulierung auf die jeweilige Blumenart individuell abgestimmt ist, über einen relativ kurzen Zeitraum (einige Sekunden bis einige Stunden) mit dem Ziel die Lagerperiode und das Vasenleben zu verlängern. Pulslösungen werden dazu verwendet um zusätzlichen Zucker zur Verfügung zu stellen (z.B. Gladiolen), das Vasenleben von Ethylen-sensitiven Blumen (z.B. Nelken) zu verlängern und das Vergilben von Blattwerk zu verhindern (z.B. Alstroemerien) (Nell und Reid, 2000). Kurzes Pulsen (10 Minuten) mit Lösungen, die Silbernitrat beinhalten (Konzentration 1000 ppm), ein Vorgang der Imprägnation genannt wird (Kofranek, 1975), wird zur Verzögerung von Bakterienwachstum eingesetzt (Nell und Reid, 2000) und verhindert eine Blockade der wasserleitenden Gefäße im Stiel (Carow, 1981). Diese Behandlung zeigt günstige Auswirkungen auf Astern, Gerbera, Nelken, Gladiolen, Chrysanthemen, *Phalaenopsis* und Löwenmäulchen (Nowak und Rudnicki, 1990).

5.3 Öffnungslösungen

Mit Hilfe von Öffnungslösungen kann das Öffnen der Knospen von Blumen, die im Knospenstadium geschnitten werden, erzielt werden, bevor sie zum Verkauf angeboten werden. Öffnungslösungen enthalten Nährstoffe, und zwar vor allem Zucker, da der Energiebedarf für das Öffnen der Knospen besonders hoch ist, hormonelle Komponenten (Wachstumsregulatoren) und Germizide, die das Wachstum von Mikroorganismen im Stängel verhindern (Nowak und Rudnicki, 1990).

5.4 Färbung

Die künstliche Coloration von Schnittblumen kann auf 2 Arten erzielt werden: die Applikation der Färbelösung kann über den Stiel, durch das Einstellen in entsprechende Lösungen (Saugfarben, z.B. Nelken), oder durch das Eintauchen der Blüten in Farblösungen (Tauchfarben, z.B. Gänseblumen), erfolgen (Nell und Reid, 2000).

5.5 Blumenfrischhaltungsmittel

5.5.1 Definition und rechtliche Voraussetzungen

Als Blumenfrischhaltungsmitteln bezeichnet man im Handel befindliche Fertigpräparate, die dem Wasser zugegeben werden und die Haltbarkeit der eingestellten Schnittblumen verlängern. Unter Frischhaltung versteht man nach Carow (1981) Maßnahmen zur Entwicklung und/oder Erhaltung von Frischblumen. Es ist nicht nur von Interesse Schnittblumen in dem Zustand zu erhalten, wie er zur Zeit der Ernte vorliegt, sondern darüber hinaus sollen z.B. knospig geschnittene Blumen auch aufblühen, d.h. sie sollen sich entwickeln. Erst nach der Blütenentwicklung soll der Zustand „aufgeblüht“ beibehalten werden. Blumenfrischhaltungsmittel (BFHM) werden als tablettenartige oder pulverige Festsubstanzen, konzentrierte Lösungen oder an eine Trägersubstanz gebunden, sowohl für den Einsatz beim Professionisten, wie auch für den Gebrauch im Handel angeboten. Carow (1981) definiert die Anforderungen an ein BFHM wie folgt:

- Hemmung von Mikroorganismen und deren Enzyme
- Hemmung pflanzeigener Enzyme, die abbauende Funktion haben

- pH-senkend
- Ausfällung von Schadstoffen
- von der Wasserqualität unabhängige Wirksamkeit
- Transpirationshemmend
- Ethylenbremsend
- Sauerstoffadsorbierend
- Förderung der Lebensprozesse
- Erhöhung der Lösungsoberflächenspannung
- Energiespendend

Im österreichischen Gesetz gelten Blumenfrischhaltemittel als Düngemittel und werden unter der Bezeichnung "Pflanzenhilfsmittel" durch die rechtlichen Bestimmungen des Düngemittelgesetzes (1994) und die korrespondierende Düngemittelverordnung (2004) geregelt. Pflanzenhilfsmittel sind Stoffe ohne wesentlichen Nährstoffgehalt, die dazu bestimmt sind, auf die Pflanzen einzuwirken, die Widerstandsfähigkeit von Pflanzen zu erhöhen oder die Aufbereitung organischer Stoffe zu beeinflussen. Blumenfrischhaltemittel unterliegen in Österreich keiner Kontrolle wie Pflanzenschutzmittel und ein Nachweis der Wirksamkeit wie bei Pflanzenschutzmitteln ist nicht erforderlich.

5.5.2 Anwendung von Blumenfrischhaltemitteln

Um die zum Zeitpunkt der Ernte bestehende Qualität der Schnittblumen bestmöglich zu bewahren und die Widerstandsfähigkeit gegenüber sich verändernden Umweltbedingungen zu erhöhen, ist die Applikation von Blumenfrischhaltemitteln empfehlenswert (Nowak und Rudnicki, 1990). Die Anwendung von Blumenfrischhaltemitteln ist die ökonomisch sinnvollste und am besten praktikable Methode um die Haltbarkeit von Schnittblumen zu verlängern (Salunkhe et al., 1990). Blumenfrischhaltemittel können während der gesamten Vermarktungskette vom Züchter, Großhändler, Detailverkäufer (Floristen) und dem Endverbraucher angewendet werden. Carow (1981) empfiehlt BFHM am besten sofort nach der Ernte einzusetzen, da dann die Leitgefäße noch nicht blockiert sind und die Blumen eine gute Kondition aufweisen. Blumenfrischhaltemittel haben einen positiven Einfluss auf die Qualität von Schnittblumen, da sie eine Verlängerung des Vasenlebens, eine Erhöhung der Blütengröße und einer besseren Aufrechterhaltung der Farbe von Blättern und Petalen bewirken (Nowak u. Rudnicki, 1990). Kommerzielle Blumenfrischhaltemittel sind laut der

Instruktion des Beipacktextes zuzubereiten. Eine exakte Dosierung ist erforderlich, da Überdosierungen oftmals Schäden verursachen, während hingegen Unterdosierungen eine mangelhafte Wirkung des BFHM zur Folge haben (Carow, 1981). Je nach Zusammensetzung eignen sich die Präparate für viele Schnittblumenarten oder auch nur für spezielle Zwecke, wie z.B. Nelkenknospen-Chrysal. Sofern laut Packungsinstruktion nicht die Verwendung von demineralisiertem Wasser empfohlen wird, können kommerzielle Blumenfrischhaltemittel in Leitungswasser gelöst werden. Leitungswasser kann allerdings Verunreinigungen enthalten, die mit den Komponenten des Blumenfrischhaltemittels reagieren und dessen Wirksamkeit abschwächen können. Blumenfrischhaltemittel, die Silbersalze enthalten, sollten ausschließlich in deionisiertem oder destilliertem Wasser gelöst werden. Leitungswasser, dem Chlor oder Fluor zugesetzt wurde, verursacht eine Ausfällung der Silbersalze und eine Deaktivierung des Frischhaltemittels. Da die Anwendung mancher Blumenfrischhaltemittel ein Verbrauen der Stängelenden verursacht, sollten Schnittblumen nicht tiefer als 5-7 cm in die Vasenlösung eingestellt werden. Sofern Blumenfrischhaltemittel eingesetzt werden, ist es nicht erforderlich das Vasenwasser täglich zu wechseln, da die Wirkung der Frischhaltemittel mehrere Tage anhält und das Vasenwasser erst bei beginnender Trübung ersetzt werden sollte (Nowak und Rudnicki, 1990).

5.5.3 Hauptkomponenten von Blumenfrischhaltemitteln

Das Vasenleben von Schnittblumen und Blattwerk kann durch die chemische Zusammensetzung der Vasenlösung in hohem Maß beeinflusst werden. Um die Haltbarkeit in der Vase zu verlängern, wurde dem Vasenwasser im Laufe der Zeit eine unübersehbare Fülle von Mitteln zugesetzt, wie etwa Aspirin, Kochsalz, Soda, Holzkohle, Spülmittel oder Kaliumpermanganat. Es zeigte sich jedoch bei genauer Prüfung, dass die meisten dieser Hausmittel wenig bzw. gar nicht wirksam waren und mitunter sogar Schäden oder vorzeitige Seneszenz verursachten (Carow, 1981).

Die meisten Blumenfrischhaltemittel enthalten Zucker als Nahrungsquelle, ein Biozid um das Wachstum von Mikroorganismen zu kontrollieren, Säuren um den pH-Wert zu senken, Wachstumsregulatoren oder Ethyleninhibitoren, sowie Wirkstoffe zur Ausfällung von Salzen, Schmutz und Pflanzenresten (Nell und Reid, 2000). Bei korrekter Anwendung können Frischhaltelösungen das Vasenleben von Schnittblumen um 25% bis 75% oder sogar noch mehr verlängern (Nell und Reid, 2000). Blumenfrischhaltemittel können nur einen Wirkstoff enthalten, wie z.B. einen universellen Mikroorganismenhemmer, meist befinden sich darin aber

eine Kombination mehrerer Substanzen. Als die wichtigsten günstigen Einflüsse von Wasseradditiven nennt Carow (1981), die Veränderung der Atmungsrate, eine Verminderung der Transpiration, das Bremsen von aktiven Leitbahn-Blockaden, die Hemmung von Mikroorganismen und Ethylenbildung, und die Erhaltung oder Verbesserung eines günstigen Hormonspiegels.

5.5.3.1 Kohlenhydrate

Die Lebensdauer von Blumen wurde seit den späten 1950er Jahren mit ihrem Zuckergehalt in Verbindung gebracht (Aarts, 1957). Das Vasenleben von Blumen mit einem höheren Zuckergehalt war von längerer Dauer, als das von Blumen mit einem niedrigeren Zuckergehalt (Holly, 1963). Schnittblumen sind nach der Abtrennung von der Mutterpflanze von der Versorgung mit Nährstoffen, Hormonen und der Wasserversorgung abgeschnitten und ab dem Zeitpunkt der Ernte ausschließlich von den in der Pflanze gespeicherten Nährstoffen und der Zufuhr von exogenen Zuckern abhängig. Kohlenhydrate sind die wichtigste Nahrungsquelle für Schnittblumen und sind als Energiequelle für die Aufrechterhaltung aller biochemischen und physiologischen Prozesse nach der Separation von der Mutterpflanze erforderlich (Nowak und Rudnicki, 1990). Der positive Effekt von Zuckern, im Sinne einer Verlängerung des Vasenlebens von Schnittblumen, kann nach derzeitigem Stand des Wissens darauf zurückgeführt werden, dass Zucker zusätzliches Substrat für die Atmung bereitstellen, die Wasserbalance verbessern, die Ethylenproduktion verzögern und die Sensitivität gegenüber Ethylen verringern (Pun und Ichimura, 2003). Zucker unterstützen Prozesse die von grundlegender Bedeutung für ein langes Vasenleben sind, wie die Aufrechterhaltung von Struktur und Funktion der Mitochondrien, die Verbesserung der Wasserbalance durch die Regelung der Transpiration und eine Erhöhung der Wasseraufnahme (Nowak und Rudnicki, 1990). Die positive Wirkung exogener Zuckerezufuhr wird auch von Garcia Victoria et al. (2003) beschrieben: die Autoren benennen als Gründe für die günstigen Effekte von exogenen Kohlenhydraten unter anderem die Faktoren Substratwirkung, Erhalt des osmotischen Potentials, der Membranstabilität und der Blütenfarbe, sowie die Förderung des Stomataschlusses.

Die positive Wirkung der exogenen Kohlenhydrat-Zufuhr auf die Haltbarkeit von Schnittblumen ist in der Literatur gut beschrieben. Zahlreiche Untersuchungen belegen eine Verlängerung des Vasenlebens durch exogene Zucker bei unterschiedlichen Schnittblumenarten, wie Spraynelken, Rosen, *Delphinium*, *Eustoma*, *Oncidium*, *Limonium*,

Gentiana oder Löwenmaul (Pun und Ichimura, 2003). Zusammenhänge zwischen Kohlenhydraten und der Haltbarkeit lassen sich auch aus der Arbeit von Son et al. (1997) ableiten, die durch den Zusatz von zuckerhaltigen Blumenfrischhaltemitteln zur Vasenlösung eine Zunahme der Atmungsrate, sowie eine deutliche Verlängerung der Haltbarkeit von Schnittrosen erzielen konnten. Noordegraaf (1999) stuft den Erhalt der Kohlenhydratreserven als eine wichtige Maßnahme zur Qualitätssicherung ein. Zucker liefern Materialien für den Strukturaufbau in Pflanzenorganen und tragen zur Zellwandsynthese bei (Pun und Ichimura, 2003). Unter den verschiedenen Typen von Zuckern, hat sich Saccharose als der meist verwendete Zucker für die Verlängerung des Vasenlebens herausgestellt (Pun und Ichimura, 2003). Saccharose kann sowohl als Pulslösung in einer Konzentration von 0,5% bis 25% über eine Zeitspanne von wenigen Stunden bis zu 2 Tagen, wie auch als Vasenlösung für eine Dauerbehandlung in einer Konzentration von 0,5% bis 7% (Goszczyńska und Rudnicki, 1988) eingesetzt werden. Zucker fördern das Öffnen der Knospen bei vielen Schnittblumen (Kuiper et al., 1995). Während der Phase der Knospenöffnung versorgen Zucker die Blume mit Energie und Bausteinen für das Kohlenstoffgerüst, welches für die florale Struktur benötigt wird (Doi und Reid, 1995). Da die Kohlenstoffquellen für Schnittblumen limitiert sind, ist der Zusatz von Zuckern, wie Saccharose und Glucose, zum Vasenwasser ein sehr effektives Mittel um das Öffnen der Blüten zu fördern (Han, 1992). Mayak und Tirosh (1995) stellten fest, dass mit steigender Saccharosekonzentration in der Nährlösung, die Konzentration der löslichen Zucker in Blütenknospen anstieg und zu einer Qualitätsverbesserung der Blumen führte. Bei Gerbera bewirken exogene Zucker eine nachhaltige Erhöhung der Stielfestigkeit aufgrund einer durch den Zuckereinsatz ausgelösten Zellwandverdickung und Lignifizierung der Phloemzellen (Steinitz, 1982). Darüber hinaus wird die Ausfärbung der Blüten durch eine Behandlung mit Zuckern bei einigen Schnittblumen, wie *Dianthus* (Koyama und Uda, 1994), *Rosa* (Gilman und Steponkus, 1972), *Lathyrus* (Ichimura und Hiraya, 1999) und *Eustoma* (Ichimura und Korenga, 1998) verbessert.

Die Verlängerung des Vasenlebens von Schnittblumen durch die Anwendung von Zucker wurde auch auf den Anstieg der Wasseraufnahme durch die Blumen zurückgeführt (Pun und Ichimura, 2003). Eine Untersuchung von Bravdo et al. (1974) zeigte, dass Saccharose in niedrigen Konzentrationen bei Gladiolen zu einer Zunahme der Wasseraufnahme führte und das Vasenleben verlängerte, während höhere Zuckerkonzentrationen die Wasseraufnahme anscheinend behinderten. Es besteht die Vermutung, dass der Anstieg der Wasseraufnahme durch die Behandlung mit Saccharose, auf eine Erhöhung der osmotischen Konzentration in Blüten und Blätter zurückgeführt werden kann (Pun und Ichimura, 2003). Im Gegensatz dazu

kam es bei *Grevillea* Blumen (Ligawa et al., 1997), mit Ausnahme des ersten Tages, zu keinem Anstieg der Aufnahme von Saccharosehaltiger Lösung. Eine Behandlung der Rosensorte „Cara Mia“ mit Saccharose während der initialen Hydratation führte ebenfalls zu einer Reduktion der Flüssigkeitsaufnahme (Durkin, 1979). Bravdo et al. (1974) belegten, dass Saccharose den Wasserverlust von Gladiolenblättern reduziert und auf diese Weise eine positive Wasserbilanz aufrechterhalten werden kann. Der Zusatz von Glucose oder Saccharose zur Vasenlösung reduziert die Transpirationsrate der Schnittblumenarten *Nigella damascena*, *Lathyrus odoratus* und *Petunia*-Arten um 10% und von *Antirrhinum* um 7% (Arnold, 1931). Marousky (1972) zeigte, dass eine Saccharose- bzw. Glucosehaltige Vasenlösung die Transpirationsrate von Rosen verminderte, woraus er den Schluss zog, dass Saccharose das Schließen der Stomata induziert, und folglich die Transpiration und damit der Wasserverlust verringert. Diese Ergebnisse deuten darauf hin, dass die Aufrechterhaltung einer adäquaten Wasserbilanz in Schnittblumen durch eine Reduktion des Wasserverlustes und nicht durch eine Erhöhung der Wasseraufnahme bedingt ist (Durkin, 1979).

Neuere Untersuchungen führen die positive Wirkung von Zuckern während der Seneszenz auf eine Verzögerung der klimakterischen Ethylenproduktion und eine Verminderung der Ethylensensitivität zurück (Pun und Ichimura, 2003). Zucker verzögern die Ethylenproduktion von verschiedenen Schnittblumenarten, wie Gartenwicke (Ichimura und Suto, 1999), *Delphinium* (Ichimura et al., 2000), *Gentiana* (Zhang und Leung, 2001), Löwenmaul (Ichimura und Hisamatsu 1999), Nelken (Dilley und Carpenter, 1975), Rosen (Liao et al., 2000) und *Oncidium* (Chen et al., 2001). Die Art der Wirkungsweise der Zucker bei der Verzögerung der Ethylenbiosynthese ist noch unklar (O'Donoghue et al., 2002). Es besteht die Vermutung, dass Saccharose eine zeitlich begrenzte Verminderung der Aktivität von Enzymen, die an der Ethylen Biosynthese beteiligt sind, wie der ACC Synthase oder der ACC Oxidase, bewirkt und in der Folge die Ethylenproduktion verzögert und das Vasenleben verlängert wird (Pun und Ichimura, 2003). Es ist bekannt, dass Zucker die Ethylensensitivität reduziert und deswegen das Welken von ethylenempfindlichen Blumen verlangsamt wird (van Doorn, 1999). Der Abwurf von ethylensensitiven Petalen, wie z.B. bei *Lathyrus odoratus* kann durch Zucker verzögert werden (Aarts, 1957a). Mayak und Dilley (1976) belegten, dass durch eine Saccharosebehandlung die Ethylensensitivität von Nelken vermindert wird. Dieselbe Wirkung zeigte eine Behandlung mit Glucose und Mannitol bei *Delphinium* (Ichimura et al., 2000). Vermutlich ist die Reduktion der Ethylensensitivität auf eine Akkumulation von Kohlenhydraten zurückzuführen und wird nicht alleine durch die Erhöhung der Osmolarität

oder die Suppression der Expression von Genen, die für die Ethylensensitivität verantwortlich sind, bedingt (Ichimura et al., 2000).

Die aktuelle Forschung konzentriert sich auf Vorerntefaktoren wie das Licht, das bekannt dafür ist den Zuckergehalt von Blumen während der Wachstumsperiode zu beeinflussen und demzufolge auch die Lebensdauer nach der Ernte. Die Verlängerung des Vasenlebens von Schnittblumen, die bei hoher Lichtintensität herangezogen wurden, wurde mit einem Anstieg des Kohlenhydratgehaltes in Zusammenhang gebracht (Nowak und Rudnicki, 1990). Untersuchungen an Nelken (Mayak und Dilley, 1976) und Chrysanthemen (Kofranek et al., 1972) zeigten, dass Blumen die bei hoher Lichteintensität kultiviert wurden, eine verlängerte Lebensdauer aufwiesen. Haltbarkeitsunterschiede im Zusammenhang mit verschiedenen Belichtungsstufen lassen sich durch eine Zufuhr exogener Zucker aufheben, woraus man schließen kann, dass die mit zunehmendem Lichtangebot steigende Haltbarkeit im Zusammenhang zum Kohlenhydrat-Status der Pflanze steht (Fjeld et al., 1994). Eine Zusatzbeleuchtung während der Wachstumsperiode beeinflusste Qualität und Öffnungsverhalten von Glockenblumen (*Campanula carpatica*) und reduzierte die endogene Ethylenproduktion (Serek, 1991). Diese Faktoren sprechen für die Existenz von bestimmten Zusammenhängen zwischen Zuckern und Ethylenproduktion während der Seneszenz von Blumen.

Saccharose in Frischhaltemitteln kann allerdings auch schädliche Auswirkungen haben und wie eine Untersuchung von Markhart und Harper (1995) zeigte, das Blattkräuseln von Schnittrosen verursachen. Die Reduktion der Saccharosekonzentration oder die Zugabe von Abscisinsäure zur Vasenlösung konnte diese schädliche Auswirkung von Saccharose reduzieren (Markhart und Harper, 1995). Die optimale Zuckerkonzentration in Frischhaltemitteln variiert zwischen den verschiedenen Blumenarten und sogar zwischen den einzelnen Kultivaren innerhalb einer Art (Nowak und Rudnicki, 1990). So liegt zum Beispiel für die Knospenöffnung der Chrysanthemensorte „Bright Golden Anne“ die optimale Zuckerkonzentration bei 30%, für die Sorte „Albatros“ hingegen bei 2% (Kofranek und Halevy, 1972). Eine überhöhte Konzentration von Zuckern in Blumenfrischhaltemitteln kann, vor allem auf Blätter und Petalen, schädliche Wirkungen haben, während hingegen eine zu niedrige Konzentration, die optimale Wirkung der Frischhaltemittel verhindert (Nowak und Rudnicki, 1990). Bei Schnittblumen mit empfindlichem Blattwerk, wie Rosen und Chrysanthemen, sollte das Pulsen mit Zuckern in einer niedrigen Konzentration erfolgen, um Blattschäden zu vermeiden (Halevy und Mayak, 1981). Eine Vasenlösung mit 1% Saccharose verzögerte den Beginn der Blattverbräunung bei *Protea neriifolia* Infloreszenzen, aber Saccharosekonzentrationen über 1% schädigten die

Blätter und verstärkten das Verbräunen der Blätter (Brink und Swardt, 1986). Alle Zucker in Blumenfrischhaltemitteln stellen ein optimales Medium für das Wachstum von Mikroorganismen dar, wodurch es zu einer Verstopfung der wasserleitenden Gefäß kommt. Deswegen ist eine Kombination von Zuckern mit Germiziden in der Formulierung der Frischhaltemittel erforderlich (Nowak und Rudnicki, 1990).

5.5.3.2 Germizide

Mikroorganismen, die sich im Vasenwasser entwickeln, wie Bakterien, Schimmelpilze und Hefen, führen zu Blockaden des Xylems und produzieren Ethylen und Toxine, welche die Seneszenz beschleunigen (Nowak und Rudnicki, 1990). Es ist hinreichend bekannt, dass das Wachstum von Bakterien im Vasenwasser zu einer Verkürzung des Vasenlebens von Schnittblumen führt (van Doorn et al., 1989). Bakterien, die endogen in Pflanzengewebe leben, können die Empfindlichkeit von Blumen gegenüber niedrigen Temperaturen während der Kühlung erhöhen, indem sie Angriffsflächen für die Eiskristallbildung darstellen, die zu einer Zerstörung der Zellwände führt. Die Ausscheidungen, die beim Anschnitt der Schnittblumen aus den dabei beschädigten Zellen in das Vasenwasser gelangen, wie Proteine, Aminosäuren, Zucker und Mineralien, stellen eine ideale Nahrungsquelle für Bakterien, Schimmelpilze und Hefen dar, die sich im anaeroben Milieu der Vase rasch entwickeln können. Um das Wachstum von Mikroorganismen zu kontrollieren werden verschiedene Germizide als alleinige Behandlung oder als Bestandteile von Blumenfrischhaltemitteln verwendet (Nowak und Rudnicki, 1990). Biozide, die für eine Behandlung von Schnittblumen eingesetzt werden, enthalten oftmals 8-Hydroxychinolinsulfat (200-600 ppm), Silbernitrat (25-50 ppm), Aluminiumsulfat (100-300 ppm), Zitronensäure (50-1000 ppm), Chlorverbindungen und quarternäre Ammoniumsalze (50-200 ppm) (Arora und Singh, 2002).

- Silberthiosulfat

Silberthiosulfat (STS) entfaltet neben seiner Wirkung als Ethyleninhibitor, zusätzlich eine antimikrobielle Wirkung im Pflanzengewebe, jedoch nicht im Vasenwasser (Nowak und Rudnicki, 1990). Aufgrund der Bindung in einem negativ geladenen Silberthiosulfat-Komplex werden viele anwendungstechnische Nachteile des Silbers als positiv geladenes Ion aufgehoben und der Transport im Stängel erfolgt etwa 70-mal schneller (Carow, 1981). Allerdings stellt STS aufgrund des Silbergehaltes, das zu den Schwermetallen zählt, eine potentielle Gefahr für

die Umwelt dar, was spezielle Entsorgungsmethoden für STS-haltige Frischhaltemittel erforderlich macht. Das Pulsen mit STS verhindert die Produktion und Wirkung von Ethylen in Schnittblumen, was vorteilhaft für Ethylensensitive Blumen wie Nelken, Lilien, Löwenmäulchen und Gartenwicken ist (Nowak und Rudnicki, 1990). Die Verwendung von silberhaltigen Lösungen für Schnittblumen, die nicht zu den Ethylensensitiven Arten zählen, ist hingegen nicht von Nutzen (Eason und De Vré, 1995). Es zeigte sich, dass mit Hilfe von STS der Abfall von Blüten bei einigen Schnittblumensorten verhindert werden kann (Cameron und Reid, 1981,1983). Davis et al. (1995) und Mackay et al. (1996) berichteten, dass STS das Abrechen der Blütenständen von *Lupinus havardii* vollständig verhinderte. Elhindi (2012) belegte, dass das Pulsen von Gartenwicken (*Lathyrus odoratus*) mit Silberthiosulfat, gefolgt von einer Behandlung mit einer 2%igen Saccharoselösung, die Anthocyankonzentration während des Nacherntperiode erhöhte. Untersuchungen von Sexton et al. (1995) und Ichimura und Hiraya (1999) zeigten, dass eine Pulsbehandlung mit Zucker und/oder STS eine effektive Behandlungsmethode für die Verlängerung des Vasenlebens von Gartenwicken ist. Aus den Untersuchungsergebnissen von Jowkar und Kafi (2005) ist ersichtlich, dass das Pulsen von *Narcissus tazetta* („Shiraz“) mit STS eine signifikante Verlängerung des Vasenlebens bewirkte, das Erscheinungsbild von dehydrierten Blütenständen verbesserte und das Verbräunen der Petalen verhinderte. Silberthiosulfat zeigt einen Dosisseffekt. Wird eine Dosis von 5 µmol Ag/Nelke überschritten, so wirkt die Verbindung phytotoxisch (Reid et al., 1980). Naidu und Reid (1989) und Waithaka et al. (2001) beobachteten eine Reduktion der Aufnahme von Vasenlösung bei Tuberose Schnittblumen nach einer Pulsbehandlung mit STS, was zu einer beschleunigten Seneszenz der Blüten führte. Jowkar und Salehi (2005) untersuchten die Effekte unterschiedlicher Blumenfrischhaltemittel auf das Vasenleben und stellten fest, dass Blumen die mit STS (0,4, 0,8 und 1,2 mM) behandelt wurden, Anzeichen von Ag+ Toxizität, wie Verbrennungen der Blütenstände, und eine verkürzte Haltbarkeit aufwiesen. Untersuchungen an Strelitzien (Finger et al., 1999), Gladiolen (Mor et al., 1981), Laternenblumen (Eason und De Vré, 1995) und Tuberose Schnittblumen (Alvarez et al., 1994) ergaben ebenfalls eine Verkürzung der Vasenhaltbarkeit nach einer Behandlung mit STS.

- Silbernitrat

Alle Blumenfrischhaltemittel beinhalten zumindest eine Substanz mit germizider Wirkung. Der günstige Effekt von Silbernitrat (AgNO₃) auf die Qualität von Schnittblumen ist schon seit längerer Zeit bekannt und beruht zum einen darauf, dass es bakterizid und fungizid wirksam ist,

und zum anderen auf einer Herabsetzung der Ethylenwirkung (Carow, 1981). In der Regel wird AgNO_3 nur als Zusatz zum Containerwasser verwendet, es kann aber auch in Form einer Sprühapplikation die Vergilbung von Laubblättern hemmen (Carow und Bahnemann, 1980). Aarts (1957a) bezeichnete Silbernitrat und Silberacetat (10 bis 50 ppm) als die zwei wirksamsten Bakterizide in Blumenfrischhaltemitteln. Die Konzentration des Silbernitrats sollte bei einer Anwendung als Dauerbehandlung zwischen 25 bis 50 mg/l liegen (Penningsfeld und Forchhammer, 1966). Für die kurzfristige Imprägnierung von Stielenden werden Konzentrationen bis zu 1000 mg/l Silbernitrat verwendet. Silber dringt in das Xylem und Mark von Schnittblumen ein und erhöht die Widerstandsfähigkeit des Gewebes gegenüber Mikroorganismen (Kofranek und Paul, 1975). Silbernitrat hat den Nachteil, dass es mit eventuell im Vasenwasser vorhandenem Chlor unter Bildung eines schwarzen Niederschlages reagiert, bei Lichtexposition oxidiert wird und als relativ giftig anzusehen ist.

- Aluminiumsulfat

Die Applikation von Aluminiumsulfat ($\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$) hat einen günstigen Effekt auf die Qualität von einigen Schnittblumenarten während des Vasenlebens (van Doorn, 1997). Aluminiumsulfat inhibiert das mikrobielle Wachstum in der Vasenlösung (Bravdo et al., 1974). Untersuchungen von Schnabl und Ziegler (1974) zeigten, dass Aluminiumsulfat die Wasserbilanz von Rosen verbesserte. Liao et al. (2001) stellten fest, dass nach der Applikation von Aluminiumsulfat eine deutliche Verlängerung des Vasenlebens von geschnittenen *Eustoma grandiflorum* („Hei Hou“) erzielt werden konnte. Der Wasserverlust, der mit Aluminiumsulfat behandelten Variante, war niedriger als der Flüssigkeitsverlust der unbehandelten Kontrollgruppe, woraus Liao et al. den Schluß zogen, dass die Wirkung von Aluminiumsulfat in einer Inhibition der Transpiration bestanden hat. Jowkar et al. (2012) kamen zum Ergebnis, dass durch den Einsatz von Aluminiumsulfat das Vasenleben von Schnittrosen der Sorte „Cherry Brandy“ verlängert und das mikrobielle Wachstum in der Vasenlösung effektiv kontrolliert werden konnte.

- 8-HQS (8-Hydroxychinolinsulfat), 8-HQC (8-Hydroxychinolincitrat)

Die Germizide 8-Hydroxychinolinsulfat (8-HQS) und 8-Hydroxychinolincitrat (8-HQC) zählen zu den wichtigsten Frischhaltemitteln, die in der Blumenindustrie zur Anwendung kommen. 8-HQS wirkt antibakteriell (Ketsa et al., 1995) und verbessert die Wasseraufnahme durch eine

Verhinderung von physiologischen Stängelblockaden (Reddy et al., 1996). Darüber hinaus ist bekannt, daß 8-HQS die Ethylensynthese hemmt (van Doorn et al., 1989) und das Auftreten von „Bent-neck“ bei Schnittrosen verhindert (Halevy und Mayak, 1981). Serek et al. (1995) belegten, daß 8-HQS (100 ppm) und Saccharose (25 g/l) in der Vasenlösung das Vasenleben von Gladiolen verlängerte. Eine Studie von Elhindi (2012) zeigte, daß eine Behandlung mit HQS (200 ppm) und Saccharose (2%) das Vasenleben von geschnittenen Gartenwicken verlängerte, die Wasseraufnahme und die Wasserbalance verbesserte und das Frischgewicht erhöhte. Darüber hinaus reduzierte diese Frischhaltelösung den Chlorophyllabbau und sorgte für das Aufrechterhalten des Kohlehydratgehaltes während der Vasenperiode. Liao et al. (2000) wiesen nach, dass bei der Rosensorte „Diana“ durch eine Impulsbehandlung mit Saccharose und HQS (10 h) eine bessere Haltbarkeit, sowie ein größerer Blütendurchmesser erzielt werden konnte. Eine Untersuchung an Nelken ergab, dass eine Kombination von HQC mit Zucker eine deutliche Steigerung des Wasserdurchsatzes bewirkte, wodurch mehr Zucker in die Pflanze eingeschleust werden konnte (Carow, 1981). HQC ist in der Lage die Öffnungsweite der Stomata vermindern (Marousky, 1969) und wirkt daher in der Nacherntephase auch als Antitranspirant. Marousky (1972) berichtete, dass die Blütenöffnung, Lebensdauer und Turgeszenz von *Gypsophila* durch die Verwendung eines Blumenfrischhaltemittels, das 8-HQC und Saccharose enthielt, verbessert wurde.

5.5.3.3 Wachstumsregulatoren (Hormone)

Wachstumsregulatoren können verschiedene biochemische und physiologische Prozesse in Pflanzen initiieren, beschleunigen oder verhindern. Mit Hilfe von Pflanzenhormonen oder synthetischen Wachstumsregulatoren ist es möglich die Seneszenz von Blumen zu verzögern (Nowak und Rudnicki, 1990). Die Seneszenz ist ein aktiver Prozess, der nach einem definierten genetischen Programm abläuft und von Veränderungen im endogenen Ethylengehalt, sowie der Konzentration von Abscisinsäure (ABA) und Cytokinin begleitet wird (Arora, 2008).

- Cytokinine

Im Gegensatz zur Wirkung von Ethylen und Abscisinsäure verzögern Cytokinine die Seneszenz in vegetativen und floralen Geweben (Van Staden et al., 1988). Bei manchen Blumen besteht eine inverse Beziehung zwischen Cytokiningehalt und Seneszenz (van Staden et al., 1988). Der Cytokiningehalt von Rosen (Mayak et al., 1972), Nelken (van Staden und

Dimalla, 1980) und *Cosmos sulphureus* (Saha et al., 1985) ist in jungen Blumen am höchsten und sinkt während der Öffnung der Corolla und mit fortschreitender Entwicklung. Rosensorten mit längerem Vasenleben enthalten mehr Cytokinine, als jene Sorten die ein kürzeres Vasenleben aufweisen (Mayak und Halevy, 1970). Die Auswirkungen der exogenen Anwendung von Cytokinin in Vasenlösungen sind unterschiedlich (Baker, 1983). Die Applikation von Cytokinin verzögert die Seneszenz von Nelken (Upfold und van Staden, 1990), Rosen (Mayak und Halevy, 1974), Gerbera (van Meeteren, 1979) und Petunien (*Petunia x hybrida*; Taverner et al., 1999), wobei die Reaktion allerdings von Konzentration und Art der verwendeten Cytokinine, sowie dem Entwicklungsstadium der Blumen zum Zeitpunkt der Anwendung, abhängt. Cook et al. (1985) führten die Verzögerung der Seneszenz von Nelken nach der Anwendung von Cytokinin auf eine verminderte Ethylenbiosynthese und eine reduzierte Sensitivität gegenüber Ethylen zurück. Cytokinine verlangsamen den Prozess der Seneszenz möglicherweise aufgrund ihrer Fähigkeit Transport, Akkumulation und Retention von Metaboliten in Geweben und Organen zu fördern; darüber hinaus werden die Membrane gegenüber Abbauprozesse geschützt (Lesham, 1988; Beckman und Ingram, 1994). Eine Behandlung mit Benzyladenin in Sprayform oder als Tauchlösung bewirkte eine Verkürzung des Vasenlebens von *Strelitzia reginae* (Paull und Chantrachit, 2001). Exogene applizierte Cytokinine sind bekannt dafür das Öffnen der Stomata zu induzieren und das Welken zu beschleunigen (Livne und Vaadia, 1972). Cytokinine verbessern die Toleranz von Anthurien gegenüber niedrigen Temperaturen (Shirakawa et. al., 1964). Cytokinine in Sprayform oder als Tauchbehandlung verhindern das Vergilben der Blätter von Levkojen, Mini-Gladiolen und *Ixia* (Halevy und Mayak, 1981). Die Anwendung von Cytokinin ist vor allem vor längeren Lagerperioden oder Transporten zu empfehlen, um den Chlorophyllverlust bei Dunkelheit zu vermindern (Nowak und Rudnicki, 1990). Die Anwendung von Kinetin verzögert den Verlust von Trockengewicht während der Seneszenz von Blumen (Mayak und Halevy, 1974).

- Auxine

Auxine werden in Blumenfrischhaltemitteln nur selten eingesetzt. Bei Nelken beschleunigen Auxine die Ethylenproduktion und verursachen rasche Seneszenz (Nowak und Rudnicki, 1990). Auxine spielen eine zentrale Rolle bei der Regulation der Seneszenz von Poinsettien und sind in der Lage den Seneszenzprozess und den Abfall von Blüten zu verzögern (Gilbart und Sink, 1971). Gilbart und Sink (1971) beobachteten ein rascheres Absinken der

Auxinkonzentration bei kurzlebigen Poinsettiansorten als bei den Kultivaren mit längerer Lebensdauer.

- Gibberelline

Durch eine Behandlung mit Gibberellinen (GA) kann das Auftreten von Blattchlorosen bei verschiedenen Schnittblumenarten, wie *Alstroemeria* (Arora, 2008) und Lilien (Nowak und Mynett, 1985) verzögert und damit die Nacherntequalität erhalten werden. Im Gegensatz dazu berichtete Halevy (1989), dass Gibberellinsäure die Blattseneszenz der meisten Pflanzenarten nicht verzögert und die Höhe des Gibberellinsäuregehaltes im Pflanzengewebe in keinem Zusammenhang mit dem Seneszenzprozeß steht. Gibberellinsäure beschleunigt das Öffnen der Blüten von Nelken (Cywinska-Smoter et al., 1978) und Gladiolen (Ramanuja Rao und Mohan Ram, 1979) im Kospfenstadium. Lukaszewska (1997) berichtete, dass GA3 die Qualität von geschnittenen *Nerine* durch eine Förderung des Transportes von Saccharose in die Blütenstände verbessert. Gibberellinsäure bewirkt eine Vergrößerung der Blüten von Nelken und eine Verlängerung der Lebensdauer (Garrod und Harris, 1978). Sabehat und Zieslin (1995) zeigten, dass eine Behandlung mit GA3 das Frisch- und Trockengewicht von abgetrennten Rosenpetalen erhöht. Der Abfall der Fluidität der Zellmembran nach der Ernte, der zu einem Ionenverlust der Petalenzellen und dem Abbau von Proteinen, verbunden mit Seneszenz führt, kann in Folge einer Behandlung mit GA3 unterdrückt werden (Sabehat und Zieslin, 1995). Das Einstellen von Schnittgerbera in eine Vasenlösung der Gibberellinsäure (GA3) zugesetzt wurde, erhöhte den Wassergehalt von Blüten und Stängel, bewirkte eine bessere Aufrechterhaltung der Turgeszenz, eine Reduktion von „Bent-neck“ und Blüten-seneszenz und verbesserte die Qualität (Emongor, 2004). Laut einer Studie von Eason (2002) konnte durch eine Nacherntbehandlung von geschnittenen *Sandersonia* mit GA3 das Vasenleben durch eine Verbesserung der Ausfärbung der Tepalen und einer Verzögerung von Seneszenzerscheinungen, wie dem Verblässen der Farbe und dem Welken der Blüte, verlängert werden.

- Abscisinsäure

Das Phytohormon Abscisinsäure (ABA) ist als starker Wachstumsinhibitor und die Seneszenz stimulierender Faktor bekannt (Arora, 2008). In vegetativen Pflanzengeweben ist ABA an der Reaktion und Anpassung der Pflanzen an umweltbedingten Stress, und zwar besonders an

Trockenheit, Salinität und Kälte (wie z.B. Kältestreß, der während der Kühlagerung von Schnittblumen stattfinden kann) beteiligt (Arora, 2008). Mittels exogener Anwendung von ABA kann die Kältetoleranz von Pflanzen erhöht werden (Arora, 2008). Obwohl ABA generell als seneszenzförderndes Phytohormon betrachtet wird (Ferrante et al., 2004) kann die exogene Applikation von ABA als Pulslösung oder in Form einer Dauerbehandlung als Vasenlösung, den Wasserverlust durch eine Induktion des Stomataschlusses reduzieren (Pompodakis und Joyce, 2003). Bei Chrysanthenen wurde, wie Gay und Nichols (1977) nachwies, durch den Zusatz von ABA (10mg/l) zur Vasenlösung, das Schließen der Stomata ausgelöst. Eine Behandlung mit ABA verlängerte das Vasenleben von Schnittrosen mit Blattwerk, verkürzte es aber bei entblätterten Rosen (Halevy et al., 1974), was darauf hindeutet, dass der Effekt von ABA auf die Unterdrückung der Transpiration zurückzuführen ist (Ichimura und Shimizu-Yumoto, 2007). Das Hinzufügen von ABA zur Vasenlösung reduziert die benötigte Menge von Vasenlösung und verlängert das Vasenleben (Arora, 2008). Die exogene Anwendung von ABA als Spray, Pulslösung oder Vasenlösung bewirkte eine verbesserte Aufrechterhaltung des Frischgewichtes von *Chamaelucium uncinatum*, reduzierte die Aufnahme von Vasenlösung, und verlängerte das Vasenleben (Joyce und Jones, 1992). ABA verbesserte die Wasserbalance der Schnittrosensorten „Baccara“ und „Golden Wave“ durch eine Reduktion des Wasserverlustes und einer verminderten Aufnahme von Vasenlösung (Halevy und Mayak, 1974). Das Welken der Petalen der Rosensorte „Forever Yours“ konnte durch das Pulsen mit ABA um 3 Tage verzögert werden (Khol und Rundle, 1972). ABA in einer Konzentration von 100µM beschleunigte das Vergilben des Blattwerkes von geschnittenen Levkojen (*Mattiola incana*) (Ferrante et al., 2004). Bei ethylsensitiven Blumen wie Nelken (*Dianthus caryophyllus*) beschleunigt ABA die Seneszenz durch eine Steigerung der endogenen Produktion von Ethylen (Ronen und Mayak, 1981).

- Jasmonsäure

Das natürliche Phytohormon Jasmonsäure und sein Derivat Methyljasmonat sind dafür bekannt pflanzliche Abwehrmaßnahmen zu induzieren (Creelmann und Mullet, 1995) und das „shelf-life“ von verschiedenen Handelswaren zu verlängern (Buta und Moline, 1998). Jasmonsäure und Methyljasmonat üben eine direkte antifungale Wirkung aus und führen bei exogener Anwendung zu einer Aktivierung von zahlreichen antifungal wirksamen Komponenten in Pflanzengewebe (Arora, 2008). Eine Reihe von Untersuchungen belegten, daß Jasmonsäure die Vasenhaltbarkeit einiger Schnittblumenarten, wie Freesien (Darras et al.,

2005), Rosen (Meir et al., 2005) und Pfingstrosen (Gast, 2001) durch die Unterdrückung von *Botrytis cinerea*, verbessert. Eine Behandlung mit Methyljasmonat verzögerte das Verblässen der Petalenfarbe von Schnittrosen (Meir et al., 2005) durch eine Stimulation der Akkumulation von Anthocyanen in den Petalen (Tamari et al., 1995).

5.5.3.4 Säuren (Azidität der Vasenlösung)

Um die Zahl der Mikroben in der Vasenlösung zu reduzieren, enthalten die meisten Frischhaltemittel eine Säurekomponente, wobei Zitronensäure am häufigsten eingesetzt wird (Jowkar, 2012). Zitronensäure senkt den pH-Wert des Wassers, verbessert die Wasserbalance der Blumen und reduziert Stängelblockaden (Nowak und Rudnicki, 1990). Eine Absenkung und Abpufferung des pH-Wertes auf 3 inhibiert das Wachstum von Bakterien in Rosenstielen (van Doorn und Perik, 1990). Eine Studie von Jowkar (2012) belegte, dass Zitronensäure den Chlorophyllgehalt der Blätter von Schnittrosen erhöhte. Jokwar und Salehi (2005) untersuchten den Einfluss von verschiedenen Frischhaltemitteln auf das Vasenleben von geschnittenen Tuberosen und stellten fest, dass Blumen die mit Zitronensäurelösung behandelt wurden ein längeres Vasenleben zeigten, als diejenigen die in eine Vasenlösung mit Saccharose, Silberthiosulfat und Silbernitrat eingestellt wurden. Kazemi et al. (2010) stellten fest, dass der Zusatz von Apfelsäure zur Vasenlösung von Schnittnelken (*Dianthus caryophyllus*), die Bakterienzahl in der Vasenlösung reduzierte, die ACC-Oxidase Aktivität inhibierte und das Vasenleben verlängerte. Durch die Inhibierung der ACC-Oxidase Aktivität wurde der Beginn der Hydrolyse von strukturellen Zellkomponenten verzögert und die Ethylenproduktion und Ethylensensitivität reduziert (Kazemi et al., 2010).

5.5.3.5 Mineralische Komponenten in der Vasenlösung

Calcium, in Kombination mit anderen Chemikalien, wird zur Verlängerung der Lebensdauer von vielen Schnittblumen verwendet (Halevy und Mayak, 1981). Bhaskar et al. (2003) untersuchten den Einfluss von Mineralsalzen auf physiologische und biochemische Veränderungen während des Vasenlebens von Schnittrosen (*Rosa x Hybrida*) und stellten fest, dass Rosen die mit Calciumnitrat und Aluminiumsulfat in einer niedrigen Konzentration, sowie mit STS behandelt wurden, im Vergleich zur Kontrollgruppe eine Erhöhung der Permeabilität der Zellmembran und eine Reduktion von peroxidativen Veränderungen aufwiesen. Der Zusatz von Kobalt zur Vasenlösung verhindert vaskuläre Blockaden in Stielen von Schnittrosen,

verbessert die Wasserdurchflussrate im Stängel und bewirkt eine höhere Wasseraufnahme. Zusätzlich führt Kobalt zu einem teilweisen Verschluss der Stomata und bewirkt das Aufrechterhalten eines hohen Wasserpotentials und eines hohen Frischgewichtes (Reddy, 1988). Der Zusatz von Magnesium beeinflusst weder die Blumenqualität noch das Vasenleben, sondern lediglich die Größe der Blätter (Shima et al., 1995). Van Meeteren et al. (1999) berichteten, daß Kupfer das Wachstum von Bakterien im Vasenwasser von Chrysanthemen verzögerte. Kupfer kann den Anstieg des hydraulischen Widerstandes an der Schnittfläche und in den unteren Stängelanteilen von Schnittblumen verzögern (van Meeteren et al., 1999). Joyce und Jones (1992) erbrachten den Nachweis, dass die Lebensdauer des Blattwerkes von geschnittenen *Chamelaucium uncinatum* (Geraldton Wax Flower) durch den Zusatz von Kaliumchlorid zur Vasenlösung verlängert wurde, was auf einen verbesserten Wasserstatus der Blätter zurückgeführt wurde. Nickel-Ionen haben aufgrund der Bildung eines Enzym-Metall-Komplexes einen inhibierenden Effekt auf die ACC-Oxidase (Smith und Woodburn, 1984).

5.5.3.6 Andere Substanzen

Viele andere Substanzen fördern die Haltbarkeit von Schnittblumen, indem sie entweder die Ethylenproduktion erniedrigen wie z.B. Cycloheximid, SADH, Natriumphytat (Dilley und Carpenter, 1975) und Benzylisothiocyanat (Parups, 1975) oder das Mikroorganismenwachstum unterdrücken wie z.B. Phyan-20 (Farnham et al., 1978), Chlorhexidin und Allylalkohol (Carow, 1981). Thiabendazol verschiebt die autokatalytische Ethylenproduktion und erhöht die Widerstandskraft von Pflanzen gegenüber exogenem Ethylen. Es ist aus dieser Sicht 8-HQS deutlich überlegen (Apfelbaum und Katchansky, 1977). Liu et al. (2009) wiesen nach, daß nach einer Behandlung von Schnittnelken mit dem Bakterizid Natrium-Dichlorisocyanurat (DICA) das Vasenleben verlängert und das Absinken der hydraulischen Leitfähigkeit verzögert wurde, ein besseres Aufrechterhalten der Wasseraufnahme und des Frischgewichtes erzielt wurde und darüber hinaus das Wachstum von Mikroorganismen in der Vasenlösung verhindert wurde. Wachstumsverzögerer, wie Daminozid oder Chlormequat, werden oft dazu benutzt um das Vasenleben von Schnittblumen zu verlängern, in dem sie die Biosynthese von Gibberellinen und andere metabolische Prozesse in Pflanzen inhibieren und die Toleranz der Blumen gegenüber Umweltstress erhöhen (Nowak und Rudnicki, 1990). Nacherntebehandlungen mit Ethanol haben eine positive Wirkung auf Schnittnelken, da sie die Haltbarkeit verlängern und darüber hinaus die Ethylenproduktion kontrollieren (Pun et al., 2001). Shanan (2012) untersuchte die antimikrobielle Wirkung verschiedener essentieller Öle

auf Schnittrosen und stellte fest, dass Lavendel-, Geranium- und Anisöl das Vasenleben signifikant verlängerten, das Frischgewicht und die Wasseraufnahme erhöhten, sowie die Blockade von Xylemgefäßen, durch die Reduktion der Anzahl von Bakterien und Pilzen in der Vasensolution, verhinderten. Saponine der Teesamen erwiesen sich laut einer Studie von Ichimura et al. (2005) als geeignet, die Transpiration von Rosenblättern zu inhibieren und den Abfall der hydraulischen Leitfähigkeit im Stiel zu unterdrücken. Netzmittel und Detergentien reduzieren die Oberflächenspannung und fördern die Wasseraufnahme von Schnittblumen nach einem trockenem Transport (Tsegaw et al., 2011). Durkin (1981) betonte die Wichtigkeit einer schnellen Rehydratation von Schnittblumen nach der Ernte um das Abreißen der Wassersäule im Xylem zu verhindern, und fand heraus, dass Netzmittel die Rehydratation von Rosen und Chrysanthemen durch eine Herabsetzung der Oberflächenspannung unterstützten, den lateralen Wasserstrom und das Aufrechterhalten einer kontinuierlichen Wassersäule in den Leitgefäßen verbesserten, und damit das Embolierisiko minimiert wurde. Van Doorn et al. (1993) beobachteten, dass eine Behandlung mit Netzmitteln, wie Tween-20, Tween-80 oder Triton X-100 vor der Trockenlagerung, eine schnellere Wiederherstellung der Turgeszenz von *Bouvardia* and *Astilbe* nach einer Lagerperiode, zur Folge hatte.

6 Zielsetzung und Fragestellung

Das Ziel der vorliegenden Arbeit war die Feststellung der Wirkung verschiedener kommerzieller Blumenfrischhaltungsmittel auf das Vasenleben und die Nacherntequalität unterschiedlicher Schnittblumenarten. Die Evaluation von Wirkungsrichtung und Effizienz der Applikation der Vasenlösungen wurde anhand von ausgewählten pflanzenphysiologischen Parametern durchgeführt, die auf ihre Eignung zur quantitativen Darstellung von Haltbarkeit und Nacherntequalität überprüft wurden. Die Charakterisierung des Nachernteverhaltens erfolgte aufgrund von Bonituren und Messungen unter Wohnraumbedingungen, wobei der Effekt von Blumenfrischhaltungsmitteln auf folgende qualitätsrelevante Parameter untersucht wurde:

- Dauer des Vasenlebens (Std.)
- Chlorophyllfluoreszenz
- Farbe/Pigmentierung ($L^*a^*b^*$, CIE)
- Brixwert des Petalenpresssaftes
- Frisch- und Trockengewicht (gr)
- Verbrauch von Vasenlösung (ml)

7 Methoden

7.1 Chlorophyllfluoreszenz

Die Chlorophyllfluoreszenz ist ein Phänomen des Absorptions- und Emissionsverhaltens von Chlorophyll. Die Absorption von blauem oder rotem Licht bewirkt im Chlorophyllmolekül die Anhebung eines Elektrons aus dem Grundzustand in einen angeregten Zustand (Harbinson und Rosenqvist, 2003). Beim Übergang des angeregten Systems in den energieärmeren Grundzustand wird die freiwerdende Energie an die Elektronen der Elektronentransportkette zum Betreiben der Photosynthese weitergegeben, in Form von Wärme deaktiviert oder als Fluoreszenzlicht abgestrahlt (Bolhar-Nordenkamp et al., 1989). Diese drei Prozesse stehen in Konkurrenz zueinander, so daß jeder Anstieg der Leistung eines Parameters, gleichzeitig einen Abfall der Leistung der beiden anderen Parameter zur Folge hat (Maxwell und Johnson, 2000). Die Chlorophyllfluoreszenz ist ein Teil des im wesentlichen vom Photosystem II absorbierten Sonnenlichtes, der nicht für die Produktion von Assimilationskraft zur CO₂-Fixierung verwendet wird (Bolhar-Nordenkamp et al., 1989). Bei Raumtemperatur erfolgt die Emission des Fluoreszenzlichtes mit 695 nm hauptsächlich von den Chlorophyll-a-Molekülen im Photosystem II der Elektronentransportkette, welche Lichtenergie in chemische Energie umwandelt (Bolhar-Nordenkamp et al., 1989). Durch die Messung der Höhe der Chlorophyllfluoreszenz kann Information über Veränderungen der Effizienz der Photosynthese und der Wärmeabgabe gewonnen werden (Maxwell und Johnson, 2000). In einem theoretisch optimalen Zustand werden ungefähr 80% der absorbierten Energie photochemisch genützt, wobei als 19,5% Wärme und 0,5% als Fluoreszenzlicht verloren gehen. Ist die Nutzung der Energie in der photosynthetischen CO₂-Fixierung nicht möglich, werden z. B. 97,5% als Wärme und 2,5% als Fluoreszenz abgestrahlt (Bolhar-Nordenkamp et al., 1989). Die Technik der Chlorophyllfluoreszenzmessung hat eine relativ kurze Geschichte und begann mit den Beobachtungen von Kautzky (Kautzky und Hirsch, 1931). Die Forschungsarbeiten von Kautzky (Kautzky et al., 1960) ergaben, dass es bei dunkeladaptierten Blättern, nach einer Belichtung für einen Zeitraum von ca. 1 Sekunde zu einem Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz kommt. Dieser Anstieg wurde damit erklärt, daß die Elektronenakzeptoren des Photosystem II (vor allem Plastochinon) vollständig reduziert vorliegen, das heißt die Elektronentransportkette kann keine Elektronen mehr aufnehmen und die einfallende Lichtenergie wird nur über Wärme und Fluoreszenz deaktiviert und kann nicht photochemisch genutzt werden. Man spricht in diesem Zusammenhang davon, dass die Reaktionszentren des Photosystem II „geschlossen sind“. Im Anschluss daran sinkt die Fluoreszenzintensität während einer Zeitspanne von

wenigen Minuten wieder ab. Dieses Phänomen wird als Fluoreszenzlöschung („quenching“) bezeichnet und kann auf 2 Arten erklärt werden. Zum einen kommt es zu einem Anstieg der Elektronentransportrate, also zu einer photochemischen Nutzung der Energie. Das ist hauptsächlich auf die lichtinduzierte Aktivierung von Enzymen, die an der CO₂-Fixierung und dem Öffnen der Stomata beteiligt sind, zurückzuführen. Diese Art der Fluoreszenzlöschung wird als „photochemisches quenching“ bezeichnet. Zum anderen wird die Fluoreszenzlöschung durch eine vermehrte Umwandlung der Energie in Wärme bedingt, das sogenannte „nicht-photochemische quenching“. Durch die Analyse der Fluoreszenzlöschung kann das Verhältnis der beiden konkurrierenden Mechanismen der Energiedesaktivierung, Wärme und Fluoreszenz, erfasst werden (Hipkins und Baker, 1986). Dadurch ist eine Aufgliederung in photochemische Fluoreszenzlöschung und nicht-photochemische Fluoreszenzlöschung möglich, welche indirekt Aufschluß über die Aktivität der CO₂-Fixierung gibt (Bolhar-Nordenkampf et al., 1989).

Während der letzten Jahre hat sich die Chlorophyllfluoreszenz-Analyse zu einem der am meist verbreiteten Untersuchungstechniken für Pflanzenphysiologen und Ökophysiologen entwickelt. Dieser Trend wurde zu einem hohen Grad durch die Entwicklung einer Zahl von benutzerfreundlichen, tragbaren Chlorophyllfluorometern unterstützt. Die Einführung von modulierten Meßsystemen (PAM-Fluometrie) hat die Anwendungsmöglichkeiten der Chlorophyllfluoreszenzmessung beträchtlich erweitert (Maxwell und Johnson, 2000). Diese Meßsysteme verwenden eine intermittierende Beleuchtung für die Anregung der Chlorophyllfluoreszenz und detektieren nur die Fluoreszenz, die durch das Messlicht angeregt wird (Maxwell und Johnson, 2000). Im Gegensatz zu früheren Untersuchungsansätzen, die auf der Messung der Chlorophyllinduktionskurve nach Vorverdunkelung (Kautzky-Kurve) beruhen, ermöglicht die Sättigungspulsmethode eine Messung der Chlorophyllfluoreszenz bei natürlicher Beleuchtung (Maxwell und Johnson, 2000). Die Messung der Chlorophyllfluoreszenz dient jedoch nicht nur der photosynthetischen Grundlagenforschung, sondern hat sich auch zu einem brauchbaren Werkzeug entwickelt um Störungen im photosynthetischen Geschehen, hervorgerufen durch die natürlichen Stressoren Kälte, Licht, Hitze, Trockenheit und Wind, aber auch durch Luftschadstoffe und Herbizide, zu erfassen (Bolhar-Nordenkampf et al., 1989). Die Chlorophyllfluoreszenz gibt Hinweise auf die Fähigkeit von Pflanzen Umweltstress zu tolerieren und zeigt an in welchem Maß diese Stressoren den Photosyntheseapparat geschädigt haben. Üblicherweise sind die Auswirkungen von physiologischem Stress auf Pflanzen in der Anfangsphase oft nicht sichtbar und mit dem Auftreten der ersten Symptome ist die Pflanzenqualität bereits stark beeinträchtigt. Deswegen ist es für die Industrie von Interesse schnelle und nicht destruktive Meßmethoden zu

entwickeln, die eine frühzeitige Erfassung von Streßbedingungen bereits während und unmittelbar nach Lagerung und Transport, ermöglichen. Mit Hilfe der Fluoreszenztechnik können Frostschäden bei Bananen (Smillie et al., 1987), Mango (Smillie et al., 1987), Gurke (van Kooten et al., 1992) und grünen Paprikabeeren (Lurie et al., 1994) festgestellt werden. Tian et al. (1996) berichteten, daß die Chlorophyllfluoreszenz ein empfindlicher Indikator für die Reaktion von Brokkoli auf eine Heißwasserbehandlung sein könnte, noch bevor Veränderungen visuell festgestellt werden können. Mittels Erfassung der Chlorophyllfluoreszenz können die Auswirkungen von niedrigem O₂ und hohem CO₂ Gehalt auf Äpfeln während der Langzeitlagerung festgestellt werden (DeEll et al., 1995). Der Abfall der Chlorophyllfluoreszenzparameter (Fo, Fv, Fv/Fm) im Laufe der Kühlung von Äpfeln korreliert mit Änderungen der Grundfarbe und Fruchthärte (Song et al., 1997). DeEll (DeEll und Toivonen, 2003) kam nach einem Studium der vorliegenden Literatur zu dem Schluss, dass die Technik der Chlorophyllfluoreszenzmessung das Potential besitzt nach der Ernte auftretenden atmosphärischen Stress und Temperaturstress (Kühlen, Frieren, Hitze) bei chlorophyllhaltigen Früchten und Gemüse anzuzeigen. Die Technik hat allerdings nur eine begrenzte Fähigkeit, mit Ausnahme bei Gurken, das „shelf-life“ vorherzusagen. Die gleiche Unsicherheit gilt auch für eine Prognose der Entwicklung von Lagerschäden. Generell gilt, dass die Chlorophyllfluoreszenz am nützlichsten für die Anzeige von akuten Stressreaktionen ist und erheblich weniger geeignet für die Feststellung von chronischen oder Langzeitveränderungen ist, wie sie im Zuge des Alterungsprozesses auftreten. In der vorliegenden Arbeit wurde die Messung der Chlorophyllfluoreszenz mit Hilfe des MINI-PAM (Walz, Deutschland) einem tragbaren Chlorophyllfluorometer, das puls-amplituden-modulierte (PAM) Chlorophyllfluoreszenz erfasst, durchgeführt.



Abb. 3: Chlorophyllfluorometer

(Quelle: http://1.2.3.9/bmi/www.walz.com/images/mini-pam/intro/mini-pam_4xl.jpg, 18.07.2013)

Mit der „Sättigungspulsanalyse“ kann die Effizienz der photochemischen Nutzung von Strahlung durch das Photosystem II bestimmt werden. Wird das MINI-PAM-Chlorophyllfluorometer zusammen mit einer 2030-B-Blattklammer betrieben, kann die auf ein

Blatt wirkende Flussdichte photosynthetischer Quanten gemessen werden. Mit diesen Messungen und der photochemischen Effizienz von Photosystem II ist es möglich, die photosynthetische Elektronentransportrate abzuschätzen. Das MINI-PAM besteht aus einer (Steuer)Kontrolleinheit und Glasfaseroptiken, die die Probe mit der Emitter-Detektor-Einheit verbinden. Ein zusätzliches Glasfaserbündel erlaubt eine Erregerbeleuchtung über eine Miniatur Halogenlampe (8 V/20 W), die sowohl als Lichtquelle für die Lichtsättigungspulse, wie auch als kontinuierliche, aktinische (die Photosynthese antreibende) Erregerbeleuchtung dient. Die Fluoreszenz des Untersuchungsobjektes wird durch Lichtpulse mit einer Dauer von 3 μ s, die von einer LED Leuchtemmissionsdiode mit maximaler Emission bei 650 nm in einer Frequenz von 0,6 oder 20 khz ausgesendet werden, angeregt. Das Messlicht passiert einen Kurzpassfilter um langwelliges Rotlicht abzuhalten. Die angeregten Fluoreszenzsignale werden von einer, durch einen Langpassfilter vor kurzwelligem Streulicht geschützten, Photodiode aufgenommen und in zwei Schritten über einen Pulsverstärker und einen selektiven „window amplifier“ verstärkt. Die Messungen werden mit Hilfe der Steuereinheit durch Betätigung einzelner Operationstasten gestartet, die am Display ausgewiesenen Messergebnisse werden automatisch abgespeichert. Nach Einschalten des Messlichtes wird die minimale Fluoreszenz gemessen (F_0). Als F_0 -Level wird jene minimale Fluoreszenzrate bezeichnet, welche bei maximal oxidiertem QA (Plastochinon A = primärer Quencher des Photosystem II) eine optimale photochemische Nutzung des einfallenden Lichtes ermöglicht. Ein Licht-Sättigungspuls bewirkt kurzzeitig eine vollständige Reduktion aller Reaktionszentren (simulierter ‚knock-out‘ der Photosynthese) und erlaubt dadurch die Messung des maximalen Fluoreszenz-Levels im Dunkel-adaptierten (F_m) Zustand. Dann folgt eine Beleuchtung mit aktinischem Licht und in definierten Zeitintervallen folgen weitere saturierte Lichtblitze, die eine Messung der maximalen Fluoreszenz im Licht-adaptierten Zustand (F_m') ermöglichen. Bei Beleuchtung wird das Fluoreszenzsignal unmittelbar vor einem Licht-Sättigungsblitz F_t genannt. Nach dem Ausschalten von aktinischem Licht und der Gabe von ‚far-red‘ Licht, kann die minimale Fluoreszenz der Licht-adaptierten Probe (F_0') ermittelt werden. Basierend auf den grundlegenden Parametern F_m bzw. F_m' und F_0 bzw. F_t wurden eine Reihe von weiteren Parametern definiert, die sich als nützlich für die Beschreibung der Photosyntheseaktivität erwiesen haben. Eine aussagekräftige Darstellung der Photosyntheseaktivität ergeben sich aus der Definition der maximalen Quantenausbeute des Photosystem II von Dunkel-adaptierten Proben, $F_v/F_m = (F_m - F_0)/F_m$ (Kitajima und Butler, 1975) und dem Ausmaß der nicht-photosynthetischen Chlorophyllfluoreszenzlöschung $NPQ = (F_m - F_m')/F_m'$ (Bilger und Björkmann, 1990). Ein Durchbruch in der Anwendung der Chlorophyllfluoreszenztechnik

gelang mit der Entdeckung des Zusammenhanges zwischen der Elektronentransportrate und der Chlorophyllfluoreszenz bei belichteten Proben (Genty et al., 1989). Der Parameter Quantenausbeute des Photosystem II, $PS II = (Fm' - Ft) / Fm'$, misst den Anteil des vom Chlorophyll absorbierten Lichtes in PSII, der in photochemische Energie umgewandelt wird. Er dient somit als Maß für die lineare Elektronentransportrate und erlaubt eine Abschätzung der gesamten Photosyntheseaktivität. Unter Laborbedingungen besteht ein starker linearer Zusammenhang zwischen diesem Parameter und der Effizienz der Kohlenstofffixierung (Maxwell und Johnson, 2000).

7.2 Farbmessung ($L^*a^*b^*$, CIE)

Die Beurteilung von Farben findet unter dem Einfluß von persönlicher Empfindung und Erfahrung statt, wodurch eine einheitliche Bewertung unmöglich ist. In der Vergangenheit wurden verschiedenste Methoden vorgeschlagen, um Farben zu „bemaßen“ und damit die Verständigung über Farbe leichter und genauer zu machen. Ziel war es Farben in Zahlenwerten ausdrücken zu können. Munsell stellte 1905 ein System für den visuellen Farbvergleich zwischen der zu bestimmenden Farbe und zahlreichen Referenzfarben vor, die entsprechend ihres Farbtones, ihrer Helligkeit und Sättigung bzw. Buntheit (Munsell Bezeichnungen: Hue, Value und Chroma) auf Farbtafeln angeordnet waren. Andere Methoden wurden von der Internationalen Beleuchtungskommission (*CIE – Commission internationale de l'éclairage*) entwickelt. Die beiden bekanntesten sind das Yxy-Farbsystem (1931), das auf den Normfarbwerten XYZ beruht, sowie der $L^*a^*b^*$ -Farbraum (1976, auch CIELAB-System genannt), der zu den sogenannten gleichabständigen Farbräumen zählt und das heute gebräuchlichste System für die Farbmessung darstellt. In diesem Farbmodell sollen die geometrisch berechenbaren Abstände zweier Farbborte den visuell wahrgenommenen Farbabständen entsprechen, was näherungsweise auch gelingt. Ein weiterer Vorteil neben der visuellen Gleichabständigkeit ist die Geräteunabhängigkeit des $L^*a^*b^*$ -Farbmodells, das heißt, die Farben werden unabhängig von der Art ihrer Erzeugung und Wiedergabetechnik definiert. Der $L^*a^*b^*$ -Farbraum ist ein Messraum, in dem alle wahrnehmbaren Farben enthalten sind, wobei jede wahrnehmbare Farbe durch den Farbart mit den Koordinaten L^* , a^* und b^* definiert wird. $L^*a^*b^*$ -Farben bestehen aus der Luminanz- oder Helligkeitskomponente L^* und den Farbkoordinaten a^* und b^* , die gleichzeitig den Buntton und die Buntheit einer Farbe (vergleichbar mit der Eigenschaft der Farbsättigung) angeben. Der $L^*a^*b^*$ Farbraum wird durch ein dreidimensionales Koordinatensystem beschrieben und ist auf Grundlage der Gegenfarbentheorie konstruiert. Die a^* -Achse beschreibt den Grün- oder Rotanteil einer Farbe,

wobei negative Werte für Grün, und positive Werte für Rot stehen. Die b^* -Achse beschreibt den Blau- oder Gelbanteil einer Farbe, wobei negative Werte für Blau und positive Werte für Gelb stehen. Im Koordinatenursprung (Achsenschnittpunkt) befindet sich ein neutrales Grau ohne jede Buntheit. Mit wachsenden a^*b^* -Werten, je weiter also der Farbort von der Mitte entfernt liegt, wird die Buntheit größer. Die L^* -Achse steht auf diese Ebene senkrecht und beschreibt die Helligkeit der Farben. Die L^* -Achse kann auch als Neutralgrauachse bezeichnet werden, da sie die Endpunkte Schwarz ($L=0$, keine Reflexion) und Weiß ($L=100$, vollständige Reflexion) besitzt und die Zwischenwerte auf dieser Achse die unbunten Grautöne sind.

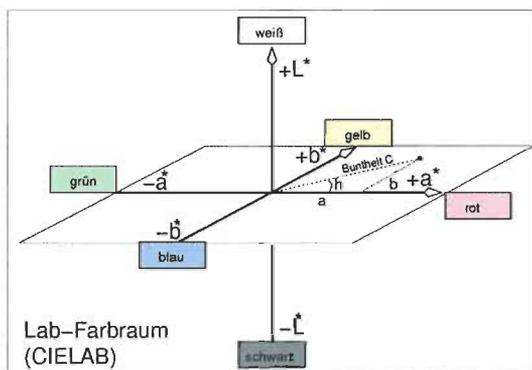


Abb. 4 : $L^*a^*b^*$ -Farbraum (CIELAB)

(Quelle: http://ruby.chemie.uni-freiburg.de/Vorlesung/Gif_bilder/Pigmente/lab_farbraum.png, 18.07.2013)

Der CIE-LCh-Farbraum entspricht dem CIE-Lab-Farbraum, wobei anstelle der kartesischen Koordinaten a^* , b^* die Zylinderkoordinaten C^* (Buntheit, relative Farbsättigung, Entfernung von der L-Achse, englisch *chroma*) und h° (Bunntonwinkel, Winkel des Farbtons im CIELab-Farbkreis, engl. hue angle) angegeben werden. Die CIE-Lab-Helligkeit L^* (engl. lightness) bleibt dabei unverändert. Der Wert für die Buntheit beträgt 0 im unbunten Koordinatenursprung und wächst mit dem Abstand zur Mitte (Radius). Der Bunntonwinkel h wird von der $+a^*$ Achse ausgehend in Grad angegeben. Bei $+a^*$ (Rot) beträgt der Winkel 0 Grad, bei $+b^*$ (Gelb) 90 Grad, bei $-a^*$ (Grün) 180 Grad und bei $-b^*$ (Blau) 270 Grad. Die Umrechnung von a^* und b^* in C^* und h° erfolgt nach folgenden Formeln:

$$\text{Buntheit: } h_{ab}^\circ = \arctan \frac{b^*}{a^*}$$

$$\text{Farbtonwinkel: } C_{ab}^* = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2}$$

$$\text{Helligkeit: } L_{Lab}^* = L_{LCh}^*$$

Farbveränderungen sind hauptsächlich auf den Abbau von Chlorophyll und die Synthese von Anthocyanen und Karotinoiden zurückzuführen. Die Farbwerte von Blättern und Petalen wurden in der vorliegenden Arbeit mit Hilfe eines Chromameters erfasst und im CIE $L^*a^*b^*$ Farbsystem dargestellt. Für die Messungen kam das Chromameter CR-400 der Firma Minolta zum Einsatz.



Abb. 5: Chromameter
(Quelle: http://www.konicaminolta.eu/uploads/pics/CR-400_410.jpg, 18.07.2013)

Es handelt sich dabei um ein Remissionsfarbmessgerät zur Messung von Körperfarben nach dem Dreibereichsverfahren. Das Farbmessgerät liefert numerische Ergebnisse auf der Basis von international genormten Standards. Dies erlaubt die eindeutige Verständigung über die Farbe. Die Messungen werden stets mit der gleichen, eingebauten Lichtquelle und unter gleichen Beleuchtungsbedingungen durchgeführt. Die Messbedingungen sind damit immer gleich. Farben werden nach folgenden Merkmalen klassifiziert: Farbton, Helligkeit und Sättigung. Das Dreibereichsverfahren benutzt zur Messung des vom Objekt zurückgeworfenen Lichts drei Sensoren, die so gefiltert sind, dass sie den Augenempfindlichkeitskurven entsprechen. Aus den Sensorsignalen werden von einem Microcomputer die Normfarbwerte X, Y, Z ermittelt und in andere Farbsysteme umgerechnet. Die Ausleuchtung der Messfläche mit 8 mm Durchmesser erfolgt mit einer Hochleistungs-Xenon-Blitzröhre diffus aus allen Blickwinkeln bei einer Betrachtung unter 0 Grad. Nach einer Kalibrierung gegen einen Weiß-Standard erfolgen die Messungen unter der CIE-Normlichtart für Tageslicht D65 (Farbtemperatur von 6504 k). Das Gerät gibt für jede einzelne Messung die Parameter Helligkeit L^* (Achse schwarz-weiß), Farbton a^* (Achse rot-grün) sowie Farbton b^* (Achse blau-gelb) aus (Minolta, 1994).

7.3 Brixwert des Petalenpresssaftes

Zur Bestimmung der löslichen Trockensubstanz der Petalen kam ein digitales Hand-Refraktrometer (PR 101, Atago, Japan) zur Anwendung.



Abb. 6: Refraktrometer

Das Maß für die lösliche Trockensubstanz in einer Flüssigkeit (und damit annähernd der Zuckergehalt) wird üblicherweise in "Grad Brix" angegeben. Die Petalenblätter wurden nach dem Ausscheiden der jeweiligen Schnittblume aus dem Versuch tiefgefroren und vor Durchführung der Messung auf kalter Unterlage aufgetaut. Für die Messung wurden einige Tropfen des unverdünnten Petalenpresssaftes auf das Meßprisma des Refraktometers aufgebracht und gleichmäßig verstrichen. Die durch die Probeflüssigkeit bzw. die darin gelöste Trockensubstanz veränderte Lichtbrechung kann auf einer entsprechend kalibrierten Skala direkt in Grad Brix abgelesen werden.

7.4 Frischgewicht, Trockengewicht, Verbrauch von Vasenlösung

Die Seneszenz von Schnittblumen ist für gewöhnlich mit sukzessiver Austrocknung verbunden. Die Veränderung von Frischgewicht, Trockengewicht und der Verbrauch von Vasenlösung im Versuchsverlauf wurden mit einer elektronischen Waage (Sartorius L2200 S Balance) auf zwei Nachkommastellen genau in Gramm bestimmt.

Zur Erhebung des aktuellen Frischgewichtes wurde die einzelne Schnittblume aus der Vase entnommen, mit saugfähigem Papier trocken getupft, und zur Wägung in eine trockene 500 ml Mensur eingestellt.

Das Trockengewicht wurde separat für die pflanzlichen Organe Blüte, Blatt und Stängel erhoben. Dazu wurden die Schnittblumen mit Hilfe eines Messers in Blüte, Blattwerk und Stängel zerteilt und zerkleinert. Die Teilproben wurden für die Ermittlung des Frischgewichtes in vorgewogenen, beschrifteten Aluminiumschalen eingewogen. Im Anschluß daran erfolgte die Trocknung in einem belüfteten EHRET Trockenschrank bei einer Temperatur von 105 Grad für 2 Stunden und in der Folge bei 85 Grad für 72 Stunden. Nach Beendigung der Trocknung wurde eine erneute Einwaage der Teilproben vorgenommen. Das Trockengewicht

wurde am Beginn des Versuches für 3 zufällig ausgewählte Blumen, stellvertretend für die Gesamtheit der Stichprobe ermittelt, und im Vergleich mit den am Versuche für die einzelnen Versuchsobjekte ermittelten Trockengewichtswerten, betrachtet. Das Trockengewicht wurde in Relation zum Frischgewicht angegeben und wie folgt berechnet: $(\text{Trockengewicht}/\text{Frischgewicht}) \times 100 = \% \text{ Trockengewicht}$

Zur Bestimmung der während der Untersuchung verbrauchten Vasenlösung wurde am Versuche, nach Entfernung der eingestellten Schnittblumen, das Gewicht der im Erlenmeyerkolben verbliebenen Restflüssigkeit, abzüglich des Leergewichtes des Erlenmeyerkolbens bestimmt. Unter der Annahme von gleichen Klimabedingungen in der kontrollierten Atmosphäre der Aufblürräume, wurde die Verdunstung von Vasenlösung über die Flüssigkeitsoberfläche als eine konstante Größe für das gesamte Pflanzenmaterial betrachtet, und fand demgemäß keine Berücksichtigung.

7.5 Herstellung der Vasenlösungen

Die Frischhaltelösungen wurden unmittelbar vor Versuchsbeginn frisch zubereitet. Zur Herstellung der Vasenlösungen wurden die untersuchten Blumenfrischhalttemittel mit Hilfe einer 0,5-5,0 ml Socorex Swiss Pipette in Erlenmeyerkolben (500 ml), die als Blumenvasen dienten, pipettiert und mit Leitungswasser bzw. destilliertem Wasser auf 300 ml aufgefüllt. Der Vasenzusatz Saccharose wurde eingewogen und unter ständigem Rühren in Lösung gebracht. Die Vasenlösungen wurden während des Versuches weder gewechselt, noch aufgerührt und verbrauchte Lösung wurden nicht ergänzt. Im Zuge der Haltbarkeitsprüfungen kamen folgende Frischhalttemittel zur Anwendung:

- Plantasalva: Mikroorganismenextrakt
- Biovin: biologisches Huminstoff-Präparat (Heißrottekompost aus Traubentrester)
- Flora 2000: Aluminiumsulfat-Lösung
- Chrysal clear: Zitronensäure (wirksamer Inhaltsstoff)

7.6 Bestimmung der Dauer des Vasenlebens

Die Vasenhaltbarkeit wurde als Verweildauer der Schnittblumen in der Vase ab dem Einstellen bis zur Beendigung des Versuches in ganzen Stunden erhoben. Das optische Erscheinungsbild der Schnittblumen wurde einer täglichen Qualitätsbeurteilung unterzogen. Als Ende des Vasenlebens wurde ein subjektiver Zeitpunkt bestimmt zu dem die Blumen gemäß „gutem Hausgebrauch“ vom Endverbraucher aufgrund des unzureichenden dekorativen Wertes

üblicherweise entsorgt werden und dieser als „Lebensdauer“ angenommen. Folgende Ereignisse galten als Grund für den Abbruch des Vasenlebens: Verblühen, deutliche Blatt- bzw. Petalenwelke, Petalen- bzw. Blattabszission, starke Farbveränderung der Blüte, sowie „bent neck“ ab 45 Grad-Neigung des Pedunkels.

7.7 Räumlichkeiten

Die Versuche wurden an der Abteilung für Gartenbau der Universität für Bodenkultur in Wien und der Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit in Wien durchgeführt. Für die Haltbarkeitsuntersuchungen standen klimatisierte Räume zur Verfügung, die entsprechend den Empfehlungen von Systema (1975a) folgende Raumklimafaktoren aufwiesen: 20 - 22 Grad Lufttemperatur, relative Luftfeuchtigkeit 60 – 80%, Licht 1000 bis 2500 Lux bei einer Beleuchtungszeit von 12 Stunden. Die Aufstellung der Vasen erfolgte auf Tischen in Reihen in Form eines Blockdesigns.



Abb. 7: Aufblühraum

7.8 Angewandte statistische Methoden

Die Auswertung der Versuchsdaten erfolgte mit der Statistik Software SPSS 17 sowie mit Excel 2007. Da keine Normalverteilung der Versuchsdaten vorlag, wurde die Varianzanalyse mittels Kruskal-Wallis-Test durchgeführt. Der Kruskal-Wallis-Test für unabhängige Stichproben ist ein nichtparametrischer Test zur Überprüfung ob sich die zentralen Tendenzen von mehr als zwei verschiedenen Stichproben signifikant voneinander unterscheiden. Als Kontrolle wurde ein Post-Hoc-Test durchgeführt. Hierfür wurden paarweise Mittelwertsvergleiche nach Mann-Whitney gerechnet. Das Vorliegen eines Zusammenhanges zwischen den betrachteten Variablen wurde mit Hilfe des Pearsonschen Korrelationskoeffizienten geprüft. Das Signifikanzniveau wurde mit einem Wert von $p < 0,05$

definiert. Das Datenmaterial der Versuche 3 und 5 wurde aufgrund der geringen Stichprobengröße durch die Berechnung von Mittelwert und Standardabweichung ausgewertet.

8 Ergebnisse und Diskussion

8.1 Versuch1 Sonnenblume (2011)

Der Haltbarkeitsversuch fand im Juni 2011 in einer Klimakammer der AGES (Wien, 22) statt. Die Sonnenblumen (*Helianthus annuus*, „Sunrich Orange“) wurden in der Blumenhandlung Hoschky angekauft. Nach dem Transport an die AGES, trocken verpackt in einem Karton, wurden die Blätter, mit Ausnahme eines Blattes entfernt. Die Einvasung erfolgte am selben Tag, wozu die Sonnenblumen einzeln in Erlenmeyerkolben (500 ml) mit einer Vorlage von 300 ml Vasenlösung eingestellt wurden. Folgende Frischhaltelösungen wurden in Form einer Dauerbehandlung appliziert: Plantasalva, (1%, 5%), Flora 2000 (0,1%), Detergens AC Extrakt (0,1%) und Leitungswasser (Kontrollgruppe). Die Behandlungen wurden mit 9 Wiederholungen pro Variante durchgeführt. Die Qualität der Schnittblumen wurde täglich beurteilt und nach dem Auftreten von deutlicher Petalenwelke bzw. -abszission für beendet erklärt. Die Dauer des Vasenlebens wurde in Form von Stunden erhoben. Die Messung der Chlorophyllfluoreszenz wurde aufgrund starker Welkeerscheinungen der Blätter am Versuchstag 5 beendet.

8.1.1 Dauer Vasenleben

Die mittlere Dauer des Vasenlebens bewegte sich in einem Bereich von 149 bis 198 Stunden. Die Applikation des Frischhaltmittels Flora verlängerte die Lebensdauer, im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser, welche die kürzeste Lebensdauer aller Varianten aufwies, um 49 Stunden, auf den Höchstwert von 198 Stunden. Das Einstellen in Plantasalva 1% konnte das Vasenleben im Vergleich zur unbehandelten Kontrollgruppe nur geringfügig verlängern. Die mit einem Detergens und mit Plantasalva 5% behandelten Sonnenblumen wiesen in etwa die gleiche Lebensdauer wie die Kontrollgruppe auf. Die statistische Überprüfung mittels Kruskal-Wallis-Test ergab keine statistisch signifikanten Auswirkungen der unterschiedlichen Frischhaltelösungen auf die Haltbarkeit.

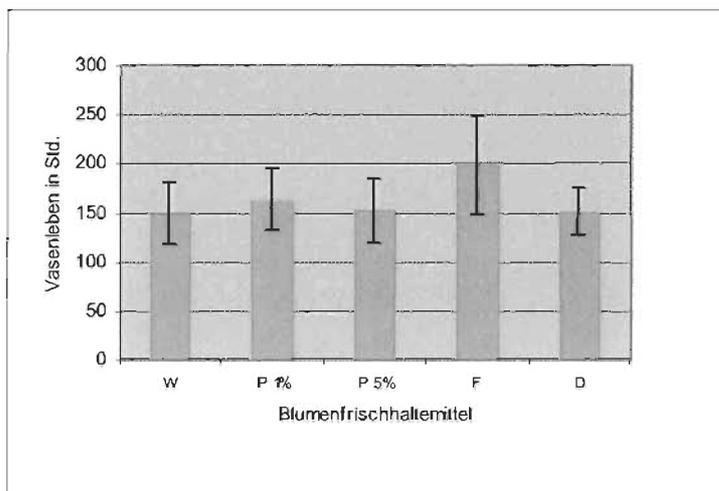


Abb 8: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Plantasalva (P), Flora (F) und eines Detergens (D) auf die Dauer des Vasenlebens der Sonnenblumensorte „Sunrich Orange“ (Mittelwert \pm Standardabweichung, $n = 9$)

Während der letzten Jahre hat die wirtschaftliche Bedeutung der Sonnenblumen (*Helianthus annuus*), sowohl als Schnittblume wie auch als Topfpflanze, zugenommen (Devecchi, 2005). Das Vasenleben von Sonnenblumen ist aufgrund des frühen Welkens der Laubblätter und der Blütenblätter limitiert (Mensuali-Sodi und Ferrante, 2005).

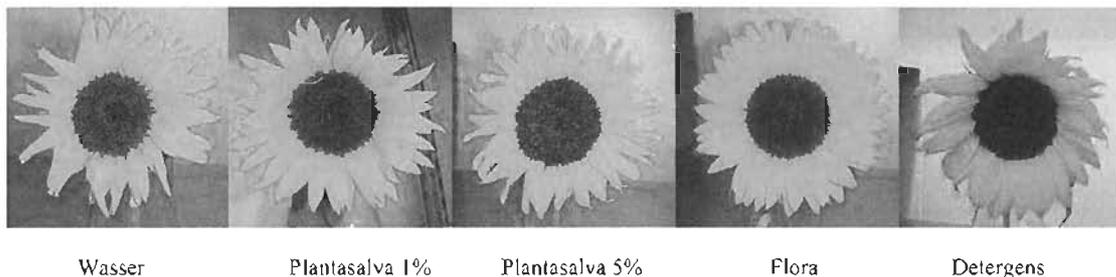


Abb. 9: Petalenwelke der Sonnenblumensorte „Sunrich orange“ (Tag 5)

Die Seneszenz der basalen Blätter von Sonnenblumen setzt bereits vor der Anthese ein (Rousseaux et al., 2000). Bei der Sorte „Golden Glory“ wurde ein rasches Verbräunen der Blätter, innerhalb von 2 Tagen nach dem Einstellen in kommerzielle Frischhaltmittel beobachtet (Gast, 2002). Im vorliegenden Versuch war bereits ab dem zweiten Versuchstag eine beginnende Blattwelke festzustellen, die mit dem fünften Versuchstag so stark fortgeschritten war, dass die Messung der Chlorophyllfluoreszenz der Blätter beendet werden musste. Die Dauer des Vasenlebens von Sonnenblumen ist in Abhängigkeit von der jeweiligen Sorte sehr unterschiedlich (Mensuali-Sodi und Ferrante, 2005) und bewegt sich zwischen 4 und 13 Tagen (Gast, 1995). Der wichtigste Einflussfaktor auf die Nacherntequalität ist eine rasche

Rehydratation nach der Ernte (Holstead, 1993). Manche Autoren betrachten den Einsatz von Frischhaltelösungen, neben einer unbedingt erforderlichen raschen Rehydratation, als nicht notwendig (Papst, 1993). Das Vasenleben von Sonnenblumen beträgt bei Verwendung von Blumenfrischhaltemitteln durchschnittlich 8,5 Tage (Stevens et al., 1993) und variiert zwischen den unterschiedlichen Sorten von 5,3 Tagen bis zu 14,7 Tagen (Devecchi, 2005). Gast (1995) stellte für die Sonnenblumensorte „Sunrich Orange“ ein Vasenleben von 11,9 Tagen fest. In der vorliegenden Untersuchung betrug das Vasenleben der Sorte „Sunrich Orange“ nach einer Dauerbehandlung mit dem Blumenfrischhaltmittel Flora 8,3 Tage. Mensuali-Sodi und Ferrante (2005) untersuchten die Auswirkungen von Pulsbehandlungen (24 Std.) mit unterschiedlichen Chemikalien auf das Vasenleben von Sonnenblumen. Die Ergebnisse ergaben eine signifikante Verlängerung des Vasenlebens von Sonnenblumen nach einer Behandlung mit Zitronensäure (150 mg L⁻¹). Durch die Applikation von 8-Hydroxychinolinsulfat (8-HQS, 150mg L⁻¹) konnte keine Verlängerung des Vasenlebens erzielt werden. Eine Behandlung mit Saccharose (2%) in Kombination mit Zitronensäure (150mg L⁻¹) oder 8-HQS (150mg L⁻¹) verkürzte das Vasenleben. Die Experimente von Gast (1997), der die Effekte von Blumenfrischhaltemitteln, mit und ohne die Komponente STS (Silberthiosulfat), auf unterschiedlichen Sonnenblumensorten getestet hat, zeigten mit Ausnahme für die Sorte „Sunbright“, durchwegs zufrieden stellende Ergebnisse. In der vorliegenden Arbeit konnte durch den Einsatz der Frischhaltemittel Flora und Plantasalva 1% die Haltbarkeit der Sonnenblumen im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser verlängert werden, wobei die erzielte Verlängerung statistisch nicht signifikant war. Redman und Dole (1994) berichteten, dass der Zusatz von Hydroxychinolincitrat und Silberthiosulfat zur Vasenlösung, eine Verlängerung des Vasenlebens von Sonnenblumen, verglichen mit der Kontrollgruppe (Wasser) bewirkte. Ein Pulsen mit einem nicht-ionischen Detergens (Triton-100 X, 1 Stunde, 0,01%) vor der Lagerung oder dem Transport erhöhte laut den Untersuchungsergebnissen von Jones et al. (1993) die Wasseraufnahme von Sonnenblumen signifikant und verlängerte in der Folge das Vasenleben. Untersuchungen von Devecchi (2005) zeigten, dass das Vasenleben von Sonnenblumen durch Applikation einer Frischhaltelösung, dem eine Netzmittel (Irol) zugesetzt wurde, im Vergleich zur Kontrollgruppe die mit deionisiertem Wasser behandelt wurde, um 30% verlängert werden konnte. Im Gegensatz dazu führte die Dauerbehandlung mit einem Detergens in der vorliegenden Untersuchung zu keiner Veränderung der Lebensdauer im Vergleich zur unbehandelten Kontrollgruppe.

8.2 Versuch 2 Tulpe (2011)

Die Untersuchung wurde im April 2011 in einer Klimakammer der AGES (Wien, 22) durchgeführt. Die Tulpen (*Tulipa gesneriana*, „Golden Apeldoorn“, gelbblühend, Van Eijk“, rosablühend) wurden am 15.4.11 in der Gärtnerei DI Gerhard Wirth angekauft. Die geschnittenen, gebündelten und gewässerten Schnittblumen wurden am selben Tag an die Universität für Bodenkultur transportiert und in eine Kühlzelle verbracht, wo sie bis zum weiteren Transport an die AGES am 20.4.11, bei einer Temperatur von 2- 4 Grad Celsius nass gelagert wurden. Vor der Einvasung am 21.4.11 wurden alle Blätter bis auf ein Blatt pro Stiel durch Abziehen entfernt und je 2 Tulpen in einen Erlenmeyerkolben (500 ml) mit einer Vorlage von 300 ml Blumenfrischhaltelösung eingestellt. Die Tulpen wurden einer Dauerbehandlung mit den Blumenfrischhaltmitteln Plantasalva (1%, 3%, 5%), Flora 2000 (0,1%) und Leitungswasser (Kontrollgruppe) unterzogen. Es wurden 5 Wiederholungen pro Behandlungsvariante (getrennt nach Sorten) durchgeführt. Die Chlorophyllfluoreszenz wurde am Versuchsbeginn, in der Mitte des Vasenlebens und beim Ausscheiden jeder einzelnen Schnittblume aus dem Versuch erhoben. Die Messung wurden mit einem Chlorophyll-Fluorometer mittels eines leafclips an 3 willkürlich gewählten Messpunkten, jeweils an der Spitze, im Mittelbereich und an der Basis eines Blattes, erhoben. Der Brixwert der Petalen am Ende des Vasenlebens wurde mittels Refraktrometer bestimmt. Die Qualität der Schnittblumen wurde täglich hinsichtlich ihres optischen Erscheinungsbildes beurteilt. Das Vasenleben wurde mit dem Auftreten von deutlicher Petalenwelke, Abszission von Petalen und starken Farbveränderungen der Petalen beendet und in Form von Stunden erhoben.

8.2.1 Dauer Vasenleben

Die mittlere Lebensdauer der gelbblühenden Tulpensorte „Golden Apeldoorn“ betrug zwischen 138 und 159 Stunden, wobei das längste Vasenleben bei der Kontrollgruppe Wasser festzustellen war. Das Vasenleben der rosablühenden Sorte „Van Eijk“ war bei allen Behandlungsvarianten kürzer als das der Sorte „Golden Apeldooren“ und bewegte sich zwischen 120 Stunden bei der Variante Plantasalva 3% und 134 Stunden bei der Variante Flora. Ein Vergleich der Lebensdauer zwischen den beiden Tulpensorten ergab statistisch signifikante Unterschiede für die jeweiligen Behandlungsvarianten Wasser, Plantasalva 1%, Plantasalva, 3% und Plantasalva 5% ($p < 0,05$).

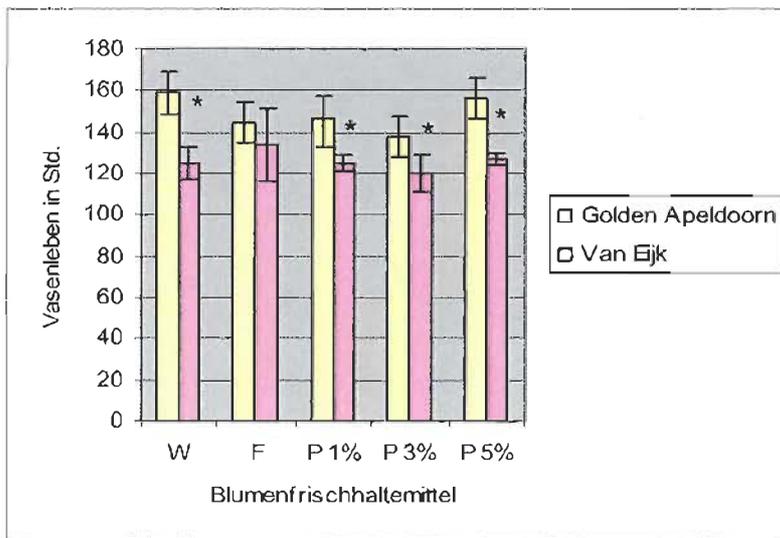


Abb. 10a: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P) auf die Dauer des Vasenlebens der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“ und Van Eijk“, (Mittelwert \pm Standardabweichung, $n = 5$, * = signifikante Differenz, $p < 0,05$)

Bei der Tulpensorte „Van Eijk“ zeigten sich keine statistisch nachweisbaren Effekte der unterschiedlichen Frischhaltmittel auf die Lebensdauer der Blumen. Im Gegensatz dazu führte eine Behandlung mit Flora, Plantasalva 1% und Plantasalva 3% bei der Sorte „Golden Apeldoorn“ zu einer signifikanten Verkürzung des Vasenlebens ($p < 0,05$) im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser.

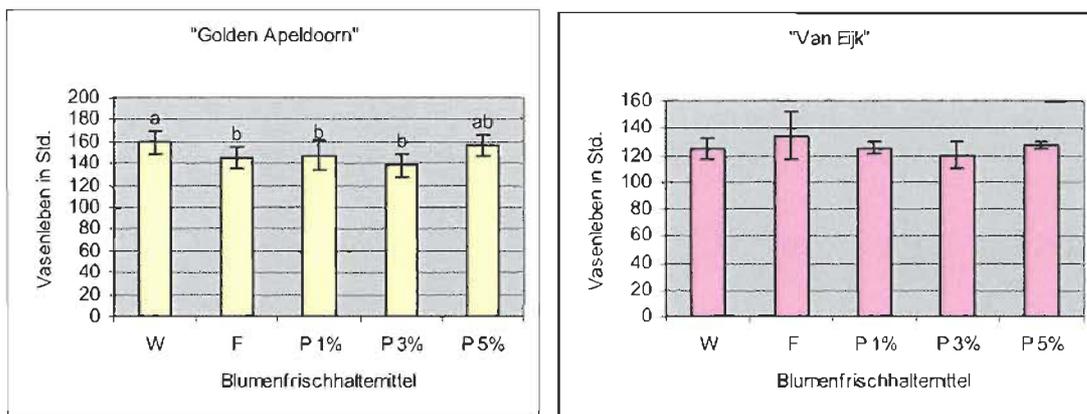


Abb. 10a+b: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P) auf die Dauer des Vasenlebens der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“ und Van Eijk“, (Mittelwert \pm Standardabweichung, $n = 5$)

Tulpen (*Tulipa gesneriana*) zählen zu den attraktivsten Frühlingsblumen in Europa und finden sowohl als Gartenpflanzen wie auch als Topflanzen und Schnittblumen Verwendung. In den letzten Jahren hat die Tulpe aufgrund der kurzen Haltbarkeit und des raschen Qualitätsverlustes

jedoch an Popularität verloren. Das Vasenleben von Schnitttulpen wird durch eine Kombination von qualitätsbestimmenden Faktoren wie Blattvergilbung, Seneszenz der Tepalen und Abszission der Tepalen limitiert (van Doorn et al., 2011). Darüber hinaus wachsen Tulpen nach der Ernte im Vasenwasser, in Abhängigkeit von der jeweiligen Sorte, mehr oder minder stark weiter (Rudnicki, 1991). Während das Blütenwachstum erwünscht ist, führt das außergewöhnlich große Längenwachstum zu unerwünschten Erscheinungen wie z.B. zum Umbiegen des Stängels und dem damit verbundenen „Auseinanderfallen“ eines Tulpenstraußes. Kommerzielle Sorten, die für die Schnittblumenproduktion verwendet werden, sollen eine Mindesthaltbarkeit von 5 bis 6 Tagen bei Zimmertemperatur aufweisen (Carow, 1981). Mit einer Lebensdauer zwischen 5 und 6,6 Tagen wurde diese Forderung bei allen im Rahmen dieses Experimentes untersuchten Tulpen erfüllt. Der Nutzen von Blumenfrischhaltungsmitteln für Tulpen variiert. Im Allgemeinen reagieren Schnitttulpen nur wenig auf Blumenfrischhaltungsmittel oder chemische Behandlungen (Salunkhe, 1990). Im vorliegenden Versuch konnte das Vasenleben der Tulpen durch die Applikation von Frischhaltungsmitteln im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser nicht verlängert werden. Die Wirksamkeit der Frischhaltungsmittel variierte in Abhängigkeit von der jeweiligen Sorte. Während auf die Lebensdauer der Sorte „Van Eijk“ kein Effekt nachzuweisen war, wurde das Vasenleben der Tulpensorte „Golden Apeldoorn“ durch eine Behandlung mit Flora, sowie Plantasalva 1% und Plantasalva 3%, statistisch signifikant verkürzt. Jones und Hill (1993) stellten fest, dass die Lebensdauer der Tulpensorte „Apeldoorn“ durch die Anwendung des Bakterizides Natriumdichlorisocyanurat (DICA) reduziert wurde. Van Doorn et al. (2011) untersuchten die Wirkung unterschiedlicher Chemikalien auf das Vasenleben von Tulpen. Die Ergebnisse belegten, dass durch eine Kombinationsbehandlung von Hormonen (Etephon, Gibberelinsäure GA3 und Benzyladenin) und Calcium das frühzeitige Verbiegen der Stängel, das vorzeitige Vergilben der Blätter, der frühe Abwurf und die Seneszenz von Petalen verhindert werden konnte, wobei das Öffnen der Blüten dadurch nicht beeinträchtigt wurde.

8.2.2 Brixwert

Die Brixwerte von „Golden Apeldoorn“ waren beim Ausscheiden aus dem Versuch bei allen Behandlungsvarianten, mit Ausnahme der Variante Flora, höher als die der Sorte „Van Eijk“. Für die Kontrollgruppe Wasser und die Variante Plantasalva 3% waren die Unterschiede zwischen den jeweiligen Behandlungsgruppen statistisch signifikant ($p < 0,05$). Die niedrigsten Brixwerte am Ende des Vasenlebens waren für beide Sorten, mit einem Wert von 4,3 gr, nach dem Einstellen in die Frischhaltungslösung Flora festzustellen. Bei „Golden Apeldoorn“ wurden

die höchsten Brixwerte mit jeweils 5,2 gr, bei der unbehandelten Kontrollgruppe und der Variante Plantasalva 3% gemessen, bei der Sorte „Van Eijk“, mit 4,7 gr, nach einer Behandlung mit Plantasalva 3 %.

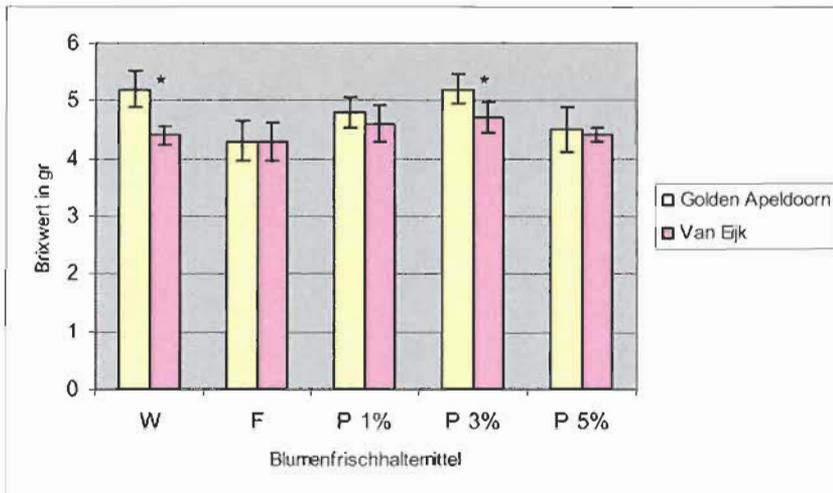


Abb. 11a: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P), auf den Brixwert der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, Van Eijk“, (Ende Vasenleben, Mittelwert ± Standardabweichung, n = 5, * = signifikante Differenz p < 0,05)

Nach der Applikation von Flora, Plantasalva 1% und Plantasalva 5% wurden bei „Golden Apeldoorn“ beim Ausscheiden aus dem Versuch signifikant niedrigere Brixwerte als bei der Kontrollgruppe Wasser (p < 0,05) gemessen. Bei der Sorte „Van Eijk“ waren die Brixwerte der Behandlungsvariante Plantasalva 3% signifikant höher als die der Kontrollgruppe Wasser (p < 0,05).

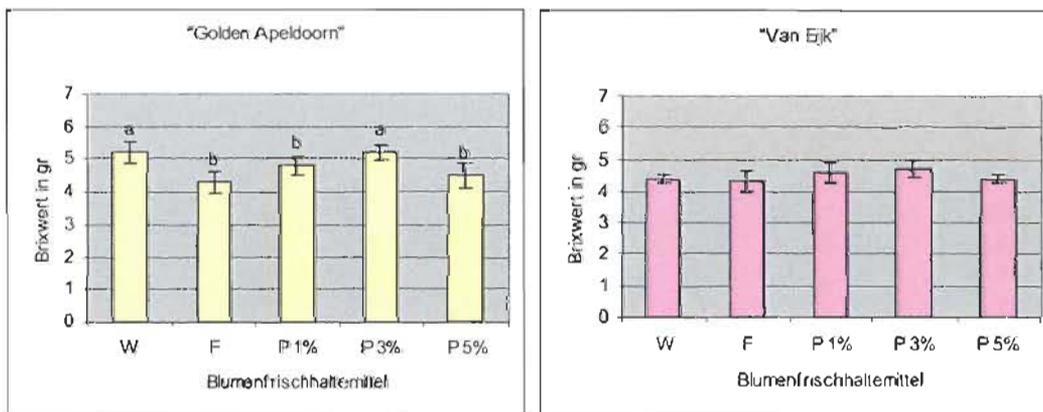


Abb. 11b+c: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P), auf den Brixwert der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, Van Eijk“, (Ende Vasenleben, Mittelwert ± Standardabweichung, n = 5)

Eine Gegenüberstellung von Brixwerten und Dauer des Vasenlebens von „Golden Apeldoorn“ ließ erkennen, dass die Kontrollgruppe Wasser, sowohl bei der Dauer des Vasenlebens, wie auch bei dem Brixwert mit den höchsten Werten aller Behandlungsvarianten aufwies. Die Behandlungsvariante Plantasalva 3% zeigte hingegen eine kurze Lebensdauer, aber einen hohen Brixwert. Die Behandlungsvariante Plantasalva 5% befand sich hinsichtlich Lebensdauer im oberen Bereich, wies aber einen niedrigen Brixwert auf. Ein Zusammenhang zwischen der Dauer des Vasenlebens und dem Brixwert war demnach nicht erkennbar (siehe Anhang Tabelle 5). Der Vergleich von Vasenhaltbarkeit und Brixwert der Sorte „Van Eijk“ lieferte ebenfalls keinen Hinweis auf einen bestehenden Zusammenhang, was auch durch das Ergebnis der Korrelationsanalyse (siehe Anhang Tabelle 6) bestätigt wurde.

Volz (2007) untersuchte die Bedeutung der endogenen Kohlenhydrat-Vorräte für die Haltbarkeit von Schnittrosen. Die Kohlenhydrat-Gehalte nahmen während des Vasenlebens rasch ab und wurden durch die Lagerungsdauer, die Sorte bzw. die Produktionsbedingungen beeinflusst. Systematische Zusammenhänge zwischen den verschiedenen Kohlenhydrat-Fractionen und der Haltbarkeit der Rosen konnten nicht festgestellt werden. Hettiarachchi (2003) konnte bei *Kniphofia uvaria* L. eine negative Korrelation zwischen der Höhe des Brixwertes der Blüten und der Dauer des Vasenlebens feststellen. Weiters wurde gezeigt, dass die Behandlung von *Anthurium andraeanum* L. mit unterschiedlichen Frischhaltemitteln, keinen Effekt auf die Höhe des Brixwertes hatte. Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung ließen keinen Zusammenhang zwischen der Höhe des Zuckergehaltes der Petalen am Ende des Vasenlebens und der Lebensdauer der Tulpen erkennen. Der physiologische Parameter Brixwert lieferte keine Hinweise auf das Haltbarkeitspotential der untersuchten Tulpen. Aus Arbeiten zum Aufblühverhalten von *Dendrobium* schließen Ketsa et al. (2001), daß die Kohlenhydrat-Gehalte die Haltbarkeit der offenen Blüten limitieren und daß offene Blüten möglicherweise Kohlenhydrate aus dem Stiel beziehen. Blumenfrischhaltemittel enthalten Zucker, die den Gehalt an löslichen Zuckern in den Geweben von Blumen erhöhen und das osmotische Potential von Zellen verringern, wodurch der Wassereinstrom gefördert und in der Folge die Zellexpansion unterstützt wird (Evans und Reid, 1986). Van Doorn (2001) betrachtet das Vorhandensein von Kohlenhydraten in bereits welkenden Blüten äußerst kritisch, denn er stellte fest, dass die Lebensdauer von Blumen durch exogene Zuckernahrung zwar verlängert wird, aber die Gehalte löslicher Zucker in welkenden Blumen oft noch immer hoch sind. Dies scheint mit dem positiven Effekt exogener Zucker unvereinbar.

8.2.3 Chlorophyllfluoreszenz

Die Chlorophyllfluoreszenzwerte zeigten bereits bei der Versuchsmitte einen Abfall im Vergleich zu den initialen Werten und erreichten am Ende des Vasenlebens ihre niedrigsten Werte. Einzig die Behandlungsvariante Plantasalva 3% der rosafarbenen Tulpen ließ bis zur Versuchsmitte einen geringgradigen Anstieg der Fluoreszenzwerte erkennen. Bei den rosablühenden Tulpen war bei den mit Flora und Plantasalva 5% behandelten Blumen beim Ausscheiden aus dem Versuch die niedrigste Chlorophyllfluoreszenz festzustellen, während hingegen bei den gelben Tulpen nach einer Behandlung mit Flora am Versuche die höchsten Fluoreszenzwerte gemessen wurden.

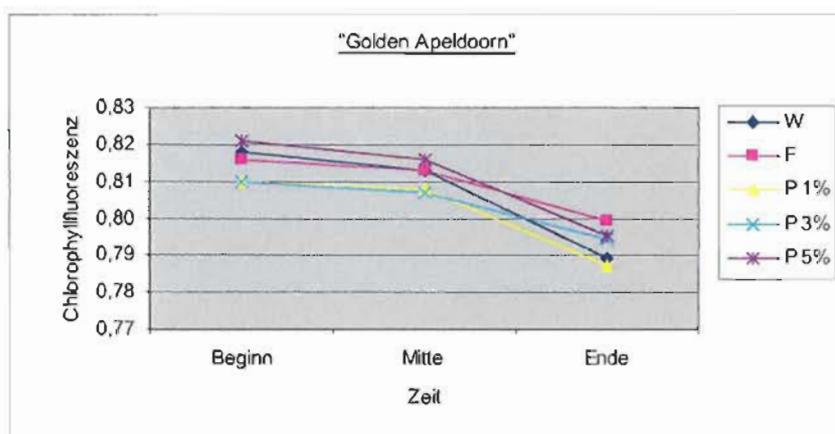


Abb. 12 a: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P), auf die Chlorophyllfluoreszenz der Tulpensorte „Golden Apeldoorn“, (Mittelwert, n = 5)

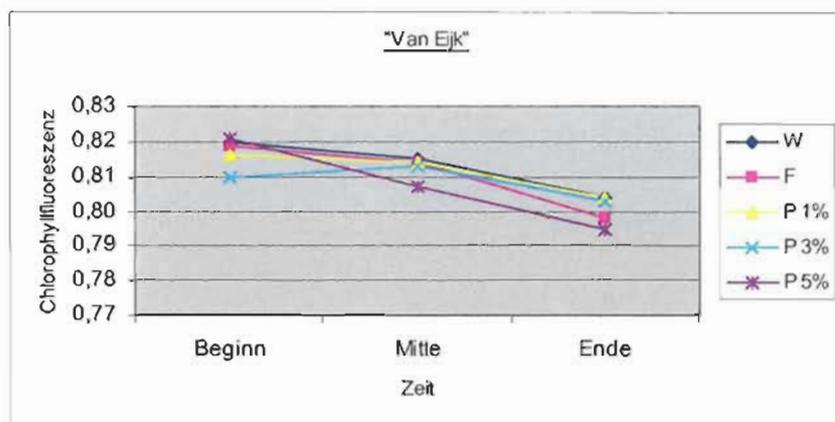
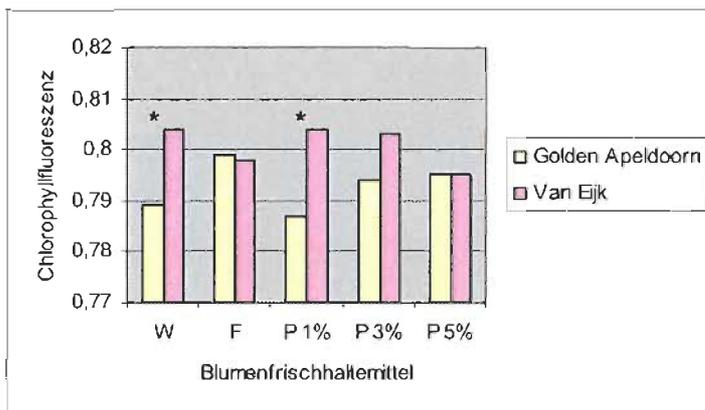


Abb. 12 b: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P), auf die Chlorophyllfluoreszenz der Tulpensorte „Van Eijk“, (Mittelwert, n = 5)

Die Chlorophyllfluoreszenzwerte der verschiedenen Behandlungsgruppen wiesen am Ende des Vasenlebens, weder bei den gelben noch bei den rosafarbenen Tulpen, signifikante Unterschiede auf. Ein Vergleich der rosafarbenen und gelben Tulpen ergab, dass die Kontrollgruppe Wasser und die Variante Plantasalva 1% der rosablühenden Tulpen am Ende des Vasenlebens signifikant höhere Fluoreszenzwerte als die gelben Tulpen der gleichen Varianten zeigten ($p < 0,05$). Zwischen der Dauer des Vasenlebens und der Höhe der Chlorophyllfluoreszenz am Ende des Versuches konnte kein Zusammenhang festgestellt werden (siehe Anhang Tabelle 5,6)



Grafik 12c: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P), auf die Chlorophyllfluoreszenz der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, „Van Eijk“, (Ende Vasenleben, Mittelwert, $n = 5$, * = signifikante Differenz $p < 0,05$,)

Der ökonomische Wert vieler Zierpflanzen korreliert direkt mit der Farbe der Blätter, da Schnittblumen mit vergilbten Blättern nicht vermarktet werden können. Das Absinken des Chlorophyllgehaltes der Blätter führt zu einem Vergilben der Blätter als einem sichtbaren Zeichen der Seneszenz (Ferrante et al., 2004).



Abb. 13: Blattvergilbung der Tulpensorte „Van Eijk“, (Variante Plantasalva 5%, Tag 1 links, Tag 5 rechts)

Die Messung der Chlorophyllfluoreszenz wird als ein schnelles, nicht - invasives und nicht-destruktives Verfahren betrachtet, mit dessen Hilfe die Photosynthese an lebendem pflanzlichem Gewebe evaluiert werden kann (Schreiber et al., 1994). Die Stressphysiologen interessieren sich für die Photosynthese hauptsächlich deswegen, weil sie ein guter Indikator der generellen Fitness einer Pflanze ist (Fracheboud und Leipner, 2003). Einer der ersten Antworten von Pflanzen auf ungünstige Umweltbedingungen ist ein Abfall der Photosyntheserate (Fracheboud und Leipner, 2003). Der empfindlichste Teil des Photosyntheseapparates ist das Photosystem II, dessen Schädigung sich sehr oft als die ersten Anzeichen von Stress am Blatt manifestieren (Maxwell und Johnson, 2000). Untersuchungen von Hettiarachchi (2003) belegten einen positiven Zusammenhang zwischen der Höhe der Chlorophyllfluoreszenz und der Dauer des Vasenlebens bei Tulpen. Darüber hinaus wurden signifikante Unterschiede in der Wirksamkeit verschiedener Blumenfrischhaltungsmittel auf die Höhe der Chlorophyllfluoreszenz nachgewiesen. Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung zeigten, dass die Chlorophyllfluoreszenz in keinem Zusammenhang zur Dauer des Vasenlebens stand und demnach nicht geeignet war um das Vasenleben der untersuchten Tulpen zu charakterisieren (siehe Anhang Tabellen 5, 6).

8.3 Versuch 3 Tulpe (2012)

Der Versuch wurde im Februar 2012 an der Abteilung Gartenbau der Universität für Bodenkultur in Wien durchgeführt. Die Tulpen (*Tulipa gesneriana*, „Pink Impression“) wurden am 3.2.12 in der Blumenhandlung Sykora (Wien 23) angekauft und nach dem Transport an die Universität für Bodenkultur in einer Kühlzelle bei 2 bis 4 Grad bis zum 6.2.12 gelagert. Die Nasslagerung erfolgte bei der Hälfte der Tulpen in Leitungswasser, die andere Hälfte der Schnitttulpen wurde einer Vorbehandlung mit Chrysal (10 gr/l) unterzogen. Am 6.2.12 erfolgte, nach dem Entfernen der Blätter bis auf ein Blatt, die Einvasung von je 3 Tulpen in einen Erlenmeyerkolben mit einer Vorlage von 300 ml folgender Frischhaltelösungen: Plantasalva (1%,3%) mit und ohne Saccharose (1%), Plantasalva salzarm (1%,3%) mit und ohne Saccharose (1%), Chrysal (10 gr/l) und destilliertes Wasser (Kontrollgruppe). Die Behandlungen wurden mit 3 Wiederholungen pro Variante durchgeführt. Am Versuchstag 1, 4 und 8 wurde die Chlorophyllfluoreszenz an 3 willkürlich gewählten Messpunkten an der Blattoberfläche mittels Chlorophyllfluorometer gemessen. Die Farbpigmente der Petalen wurde am Versuchstag 1, 4 und 8 mit Hilfe eines Chromameters an 3 willkürlich gewählten Messpunkten an der Innenseite der Petalen erhoben. Des Weiteren wurde der Verbrauch an Vasenflüssigkeit und die Veränderung des Trockengewichtes von Blättern, Blüte und Stiel im

Versuchsverlauf bestimmt. Der Versuch wurde für alle Tulpen gleichzeitig am Versuchstag 8 mit dem Auftreten der ersten Seneszenzsymptome, wie beginnende Welke der Petalen, Farbveränderungen der Petalen und dem Verbiegen der Stiele beendet. Diese Haltbarkeitsprüfung wurde als Tastversuch, um Datenmaterial für nachfolgende Untersuchungen zu liefern, durchgeführt.

8.3.1 Verbrauch Vasenflüssigkeit

Der Verbrauch von Vasenlösung im Versuchsverlauf bewegte sich in einem Bereich von 53 ml bis 154 ml. Der höchste Verbrauch an Vasenflüssigkeit konnte bei der Kontrollgruppe Wasser beobachtet werden, wobei eine Vorbehandlung mit dem Frischhaltemittel Chrysal zu einer Reduktion des Flüssigkeitsverbrauches führte. Die Applikation der getesteten Blumenfrischhaltemittel bewirkte im Vergleich zur unbehandelten Kontrollgruppe eine Verminderung der Flüssigkeitsaufnahme. Die geringste Flüssigkeitsaufnahme war nach einer Behandlung mit Plantasalva 3% in Kombination mit Saccharose festzustellen. Ein Vergleich des Flüssigkeitsverbrauches der beiden Gruppen „mit“ bzw. „ohne Vorbehandlung“ mit Chrysal ließ keinen eindeutigen Effekt der Pulsbehandlung erkennen. Die Behandlungsvarianten Plantasalva und Plantasalva + Saccharose zeigten nach der Pulsbehandlung fast keine Veränderung des Flüssigkeitsverbrauches, die mit Chrysal, Plantasalva salzarm und Plantasalzarm + Saccharose behandelten Tulpen reagierten hingegen mit einer Erhöhung der Flüssigkeitsaufnahme. Die in Wasser eingestellte Kontrollgruppe zeigte nach dem Pulsen einen geringeren Verbrauch von Vasenlösung. Das Frischhaltemittel Plantasalva bewirkte in der niedrigeren Konzentration 1% eine höhere Flüssigkeitsaufnahme als die Applikation von Plantasalva in der höheren Konzentration 3%. Die Kombination von Saccharose und Plantasalva reduzierte den Flüssigkeitsverbrauch. Der Zusatz von Saccharose zum Frischhaltemittel Plantasalva salzarm ließ keine eindeutige Wirkung erkennen.

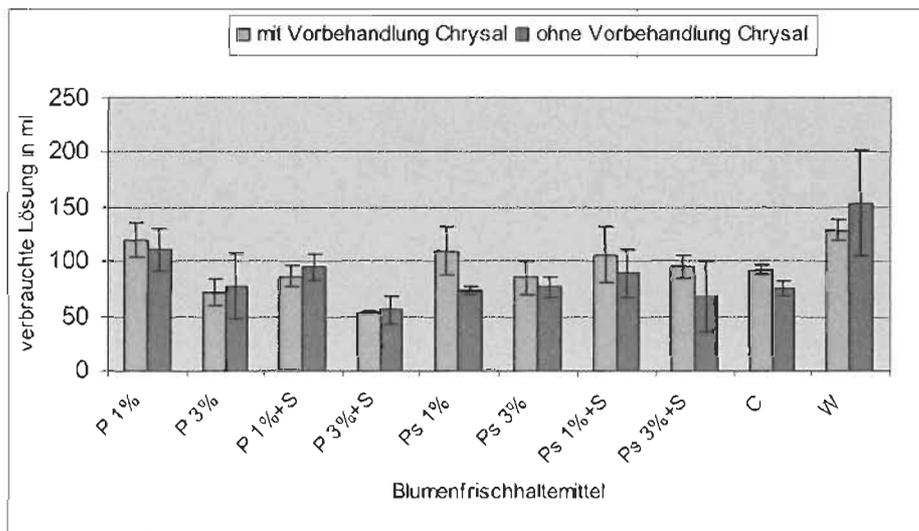


Abb. 14: Effekt der Frischhaltemittel Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf den Verbrauch der Vasenlösung der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tastversuch, Mittelwert \pm Standardabweichung, n = 3)

Die schnellste Aufnahme von Vasenlösung durch Tulpen erfolgt innerhalb der ersten 24 Stunden nach der Einvasung (Salunkhe, 1990). Ein Nachschneiden der Stängel vor dem Einstellen der Tulpen in Wasser kann die Wasseraufnahme der Stiele stark verbessern. Wasserverhältnis und Wasserbalance spielen eine wichtige Rolle für die Nacherntequalität und Langlebigkeit von Schnittblumen (Lu et al., 2010) und Wasserstress ist oftmals die Ursache für ein kurzes Vasenleben von Schnittblumen (Van Doorn, 1997). Eine Untersuchung von Iwaya-Inoue und Takata (2001) zeigte, daß das Vasenleben von Tulpen durch eine Behandlung mit CAP (Chloramphenicol) und Trehalose verlängert werden konnte, ohne gleichzeitig zu einem Abwurf der Petalen, Wasserverlust oder einer Verlängerung der Tepalenzellen zu führen. Eine geringgradige Vergilbung der Blätter war als einzige Nebenwirkung festzustellen. Khan et al. (2007) belegten, dass der Zusatz von Saccharose, Aluminiumsulfat und Zitronensäure zur Vasenlösung verschiedene physiologische Eigenschaften der Tulpensorte „Apeldoorn“ wie Frischgewicht, Chlorophyllgehalt der Blätter, relativen Wassergehalt von Blatt und Petalen, Stabilitätsindex der Membran und Zucker- und Proteingehalt von Blatt und Petalen signifikant beeinflusste, die Qualität verbesserte und das Vasenleben im Vergleich zur Kontrollgruppe (destilliertes Wasser) um 4 Tage verlängerte. Die Applikation von Blumenfrischhaltemitteln hatte bei vorliegendem Versuch eine Verminderung des Verbrauches von Vasenlösung im Vergleich zur unbehandelten Kontrollgruppe zur Folge. Es ist bekannt, dass Zucker wie Saccharose oder Glucose, wichtig für das Vasenleben von Schnittblumen sind und die Applikation von exogenen Kohlehydraten ist eine gängige Praxis um die Lebensdauer von

Schnittblumen zu verlängern (Halevy und Mayak, 1979). Im Zuge der vorliegenden Arbeit war nach der Kombination des Frischhaltemittels Plantasalava mit Saccharose eine reduzierte Aufnahme von Vasenlösung festzustellen.

8.3.2 Chlorophyllfluoreszenz

Bei der Mehrheit der Behandlungsvarianten war zunächst ein Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz festzustellen, ab der Versuchsmitte kam es zu einem Abfall der Messwerte. Die mit Chrysal behandelten Blumen zeigten, entgegen der allgemeinen Tendenz, einen kontinuierlichen Abfall der Chlorophyllfluoreszenz während des gesamten Versuches. Bei Beendigung des Versuches wies die Kontrollgruppe Wasser die höchsten Chlorophyllfluoreszenzwerte auf, wobei diese sogar geringfügig über den Ausgangswerten lagen. Die niedrigsten Werte wurden bei den in das Frischhaltemittel Chrysal eingestellten Tulpen gemessen. Die Vorbehandlung mit Chrysal, sowie der Zusatz von Saccharose, zeigten keine eindeutig erkennbare Wirkung im Sinne einer Erhöhung bzw. Verminderung der Chlorophyllfluoreszenzwerte. Die Applikation von Plantasalva führte im Vergleich mit Plantasalva salzarm zu tendenziell niedrigeren Chlorophyllfluoreszenzwerten. Eine Behandlung mit Plantasalva bzw. Plantasalva salzarm in den Konzentrationen 1%, hatte tendenziell höhere Fluoreszenzwerte, als bei den 3%igen Varianten zur Folge.

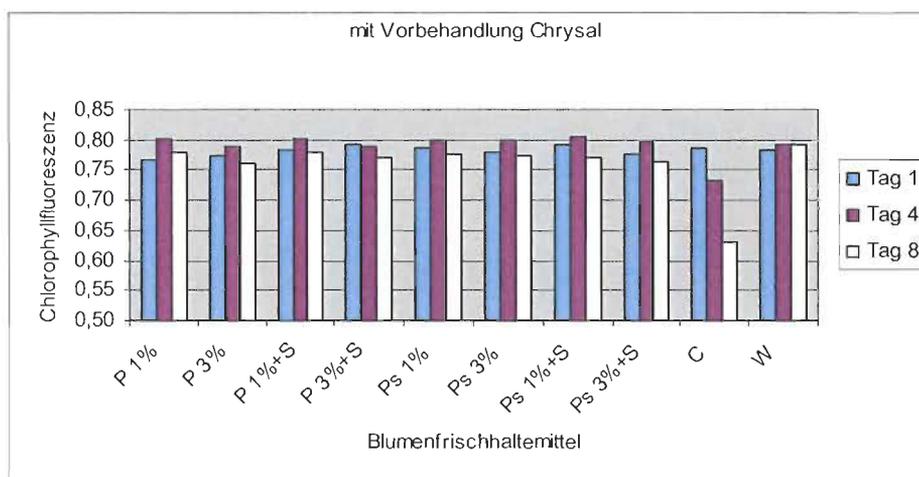


Abb. 15 a: Effekt der Frischhaltemittel Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf die Chlorophyllfluoreszenz der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 3, mit Vorbehandlung Chrysal)

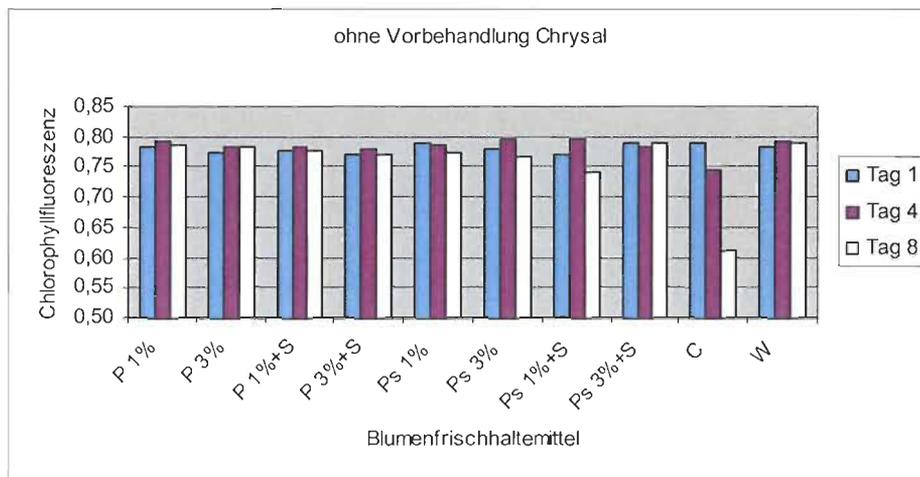


Abb. 15 b: Effekt der Frischhaltmittel Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf die Chlorophyllfluoreszenz der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 3, ohne Vorbehandlung Chrysal)

In der Literatur ist belegt, dass der Chlorophyllgehalt von Blättern während der Seneszenz abnimmt (Tang et al., 2005; Ferrante et al., 2009, Guiboileau et al., 2010). Die Messung der Chlorophyllfluoreszenz ermöglicht das Studium der Auswirkung von Umweltfaktoren auf die Effizienz der Photosynthese (Lichtenthaler und Rinderle, 1988). Die Reduktion der Chlorophyllfluoreszenz während der Vasenperiode scheint ein Indikator für den Verlust der Funktion der Chloroplasten mit fortschreitender Seneszenz zu sein (Mir et al., 1998a). Die Verzögerung der Seneszenz und des Chlorophyllabbaus kann durch verschiedene Komponenten, die meist als Wachstumsregulatoren wirken, erreicht werden, wie z.B.: Gibberellinsäure (Ferrante et al., 2009), Benzyladenin (Petridou et al., 2001) und Thidiazuron (Ferrante, 2009). Während des vorliegenden Versuches konnte bis zur Versuchsmitte, mit Ausnahme der Variante Chrysal, ein Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz festgestellt werden, was auf die im Zuge der Einvasung einwirkenden Stressoren zurückzuführen sein könnte. Danach war mit fortschreitender Seneszenz ein Abfall der Messwerte zu beobachten. Die Tatsache, dass bei der unbehandelten Kontrollgruppe am Ende des Versuches die höchsten Chlorophyll-fluoreszenzwerte gemessen wurde, scheint darauf hinzudeuten, dass die angewendeten Frischhaltmittel nicht dazu geeignet sind den Abfall der Chlorophyllfluoreszenz zu verlangsamen.

8.3.3 Trockengewicht

Die Blüten zeigten am Ende des Versuches, mit Ausnahme der Kontrollgruppe Wasser und den Behandlungsvarianten Chrysal sowie Plantasalva salzarm 3%+Saccharose (ohne

Vorbehandlung), verglichen mit der initialen Messung einen Anstieg der Trockensubstanz. Eine besonders deutliche Zunahme wurde nach der Applikation von Plantasalva 3%+Saccharose und Plantasalva 1% salzarm festgestellt, wobei die Gewichtszunahme zwischen 33 und 58% betrug. Die Vorbehandlung mit Chrysal ließ, ebenso wie der Zusatz von Saccharose, keinen Schluß auf einen möglichen Effekt auf die Entwicklung des Trockengewichtes zu.

Die Erhebung des Trockengewichtes der Blätter am Versuchende ergab für alle Behandlungsgruppen einen Gewichtsanstieg. Der größte Anstieg, wobei das Endgewicht mehr als doppelt so hoch wie das Initialgewicht war, resultierte aus der Anwendung des Frischhaltemittels Chrysal. Tulpen, die einer Vorbehandlung mit Chrysal unterzogen wurden, wiesen ein etwas höheres Initialgewicht auf, was aber keine Auswirkung auf den weiteren Gewichtsverlauf hatte. Saccharose bewirkte, mit Ausnahme bei der Variante Plantasalva salzarm 3% (mit Vorbehandlung), eine leichte Verstärkung der Zunahme des Trockengewichtes. Beim Stängel war bei allen Behandlungsvarianten, ausgenommen der Kontrollgruppe Wasser (ohne Vorbehandlung.) und der Variante Plantasalva salzarm 3% (ohne Vorbehandlung) ein Anstieg des Trockengewichtes zu beobachten, der nach der Applikation von Chrysal am größten ausfiel. Saccharose führte zu einer tendenziellen Steigerung der Zunahme des Trockengewichtes.

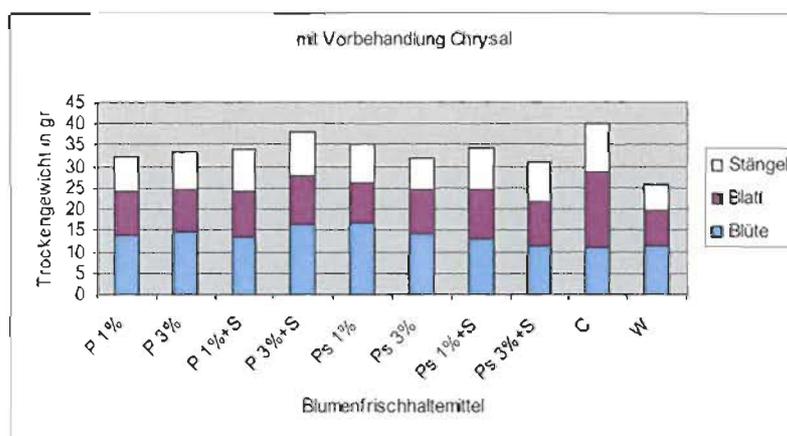


Abb 16a: Effekt der Frischhaltemittel Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf das Trockengewicht der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 3, mit Vorbehandlung Chrysal)

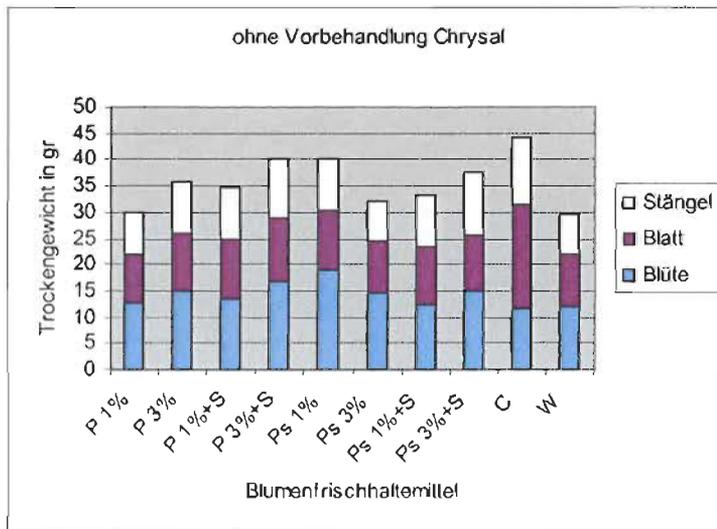


Abb. 16b: Effekt der Frischhalte Mittel Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf das Trockengewicht der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 3, ohne Vorbehandlung Chrysal)

Das ideale Frischhalte Mittel unterstützt die Absorption von Wasser durch das pflanzliche Gewebe (Salunkhe et al., 1990). Die Wasserabsorption aus der Frischhalte Lösung sorgt für das Aufrechterhalten der Wasserbalance und bewahrt die Frische der Blumen (Reddy und Singh, 1996). Jokwar et al. (2012) zeigten, dass das relative Frischgewicht der Schnittrosensorte „Cherry Brandy“ während der ersten 5 Tage des Experimentes bei allen Behandlungsvarianten einen Anstieg zeigte. Danach war bei allen Varianten ein Abfall zu erkennen. Eine Arbeit von Hettiarachchi (2003) belegte, dass die Anwendung der Frischhalte Mittel Chrysal clear, Flower fresh und Flora 2000 zu einem signifikanten Anstieg des Trockengewichtes der Blüten der Tulpensorte „Apeldoorn“ führte. Alle von Hettiarachchi (2003) untersuchten Vasenlösungen waren in der Lage bis zur Mitte des Vasenlebens eine positive Wasserbilanz aufrecht zu erhalten, während die Wasserbilanz am Ende des Vasenlebens negativ ausfiel. Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung lassen eine Erhöhung des Trockengewichtes der Pflanzenorgane als Folge des Flüssigkeitsverlustes im Zuge der Seneszenz erkennen. Nach der Applikation der Frischhalte Mittel Plantasalva und Plantasalva salzarm war, im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser, ein stärkerer Anstieg des Trockengewichtes von Blüte, Blatt und Stängel zu beobachten. Das Frischhalte Mittel Chrysal konnte den Feuchtigkeitsgehalt der Blüten im Versuchsverlauf auf konstanter Höhe halten, bei Blättern und Stiel war hingegen eine starke Zunahme des Trockengewichtsanteils, der höher als bei der unbehandelten Kontrollgruppe Wasser ausfiel, zu verzeichnen. Knee (2000) beobachtete, dass einige Biocide keinen Anstieg des Frischgewichtes bewirkten bzw. eine Gewichtszunahme verhinderten. Van Meeteren et al.

(2000) beobachteten einen Abfall des Frischgewichtes von Schnittblumen der Kontrollgruppe (deionisiertes Wasser) während Tag 1 - 3 des Vasenlebens. Es ist allgemein bekannt, dass die exogene Versorgung mit Zuckern, wie Saccharose und Glucose, das Welken vieler Blumen verzögert (Lü et al., 2010). Saccharose kann als Energiequelle (Moalem-Beno et al., 1997) und als osmotischer Regulator (Bieleski, 1993) fungieren und beeinflusst auf diesem Weg das Öffnen der Blüten und die Regulation der Wasserbalance (Kuiper et al., 1995). Bei der vorliegenden Untersuchung konnte die Kombination von Saccharose mit Plantasalva salzarm den Feuchtigkeitsverlust der Blüten, verglichen mit der alleinigen Anwendung des Frischhaltemittels, während des Vasenlebens reduzieren. Der Zusatz von Saccharose schien die Zunahme des Trockengewichtes des Stängels bei allen Varianten zu verstärken. Eine tendenzielle Erhöhung des Feuchtigkeitsverlustes nach dem Zusatz von Saccharose war, außer bei der Behandlungsvariante Plantasalva salzarm 3% (mit Vorbehandlung), auch bei den Blättern zu beobachten.

8.3.4 Ausfärbung Petalen

Die L*-Werte (Helligkeit) zeigten am Ende des Versuches bei allen Varianten einen Abfall im Vergleich zur Messung am ersten Versuchstag. Die stärkste Reduktion war nach Applikation des Frischhaltemittels Plantasalva 3% in Kombination mit Saccharose festzustellen. Hohe L*-Werte wurden hingegen bei den in Chrysal und Plantasalva 1% eingestellten Tulpen, sowie der Kontrollgruppe Wasser gemessen. Der Zusatz von Saccharose zum Frischhaltemittel Plantasalva führte zu einem verstärkten Abfall der L*-Werte. Bei Plantasalva salzarm, mit Ausnahme der Variante Plantasalva 3% (mit Vorbehandlung), war der gegenteilige Effekt zu beobachten. Nach der Vorbehandlung mit Chrysal war kein eindeutiger Trend bezüglich Höhe und Entwicklung der L*-Werte zu erkennen.

Die Messung der a*-Werte am Versuchende ließ einen erheblichen Abfall (Verschiebung der Farbachse von rot nach grün) im Vergleich zur initialen Messung erkennen. Besonders deutlich ausgeprägt war der Abfall nach der Applikation der Frischhaltemittel Plantasalva und Plantasalva salzarm. Einzig bei den mit Chrysal behandelten Tulpen ohne vorangegangene Pulsbehandlung, zeigte sich entgegen dem allgemeinen Trend ein leichter Anstieg der a*-Werte, mit vorangestellter Pulsbehandlung war lediglich ein leichtes Absinken zu beobachten. Der Zusatz von Saccharose konnte den Abfall des a*-Wertes vermindern. Die Vorbehandlung mit Chrysal hatte keinen erkennbaren Effekt auf die Höhe der a*-Werte der untersuchten Tulpen.

Bei den b^* -Werten konnte im Versuchsverlauf, mit Ausnahme der Variante Chrysal, ein deutlicher Abfall (Verschiebung der Farbachse von gelb nach blau) beobachtet werden, wobei am Versuche eine sehr hohe Streuung der Messwerte zu festzustellen war. Tulpen, die mit Plantasalva bzw. Plantasalva salzarm behandelt wurden, wiesen erheblich niedrigere Messwerte auf als die Tulpen, die in Chrysal eingestellt waren. Saccharose bewirkte eine deutlich erkennbare Verminderung des Abfalles der b^* -Werte. Eine Vorbehandlung mit Chrysal schien den Abfall der b^* -Werte tendenziell zu verlangsamen, was sich bei der Mehrheit der Varianten in etwas höheren Messwerten zu Versuchsbeginn zeigte, ein Trend der auch am Ende des Versuches zu erkennen war.

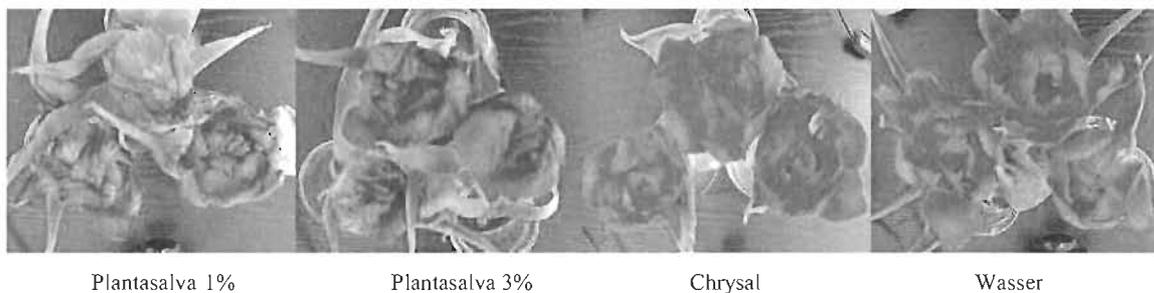


Abb. 17: Verblauung der Petalen der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tag 8)

Der aus den Werten a^* und b^* errechnete Messwert Chroma (Buntheit) zeigte im Laufe des Versuches eine Reduktion, die nach der Applikation von Chrysal deutlich geringer als bei den Frischhaltungsmitteln Plantasalva und Plantasalva salzarm ausfiel. Der Zusatz von Saccharose sorgte mehrheitlich zu einer etwas besseren Aufrechterhaltung der Chroma-Werte während des Vasenlebens. Die Hue-Werte (Buntonwinkelwinkel) erhöhten sich nach der Anwendung von Chrysal, während bei den Varianten Plantasalva und Plantasalva salzarm ein Abfall festzustellen war, der durch die Kombination mit Saccharose reduziert werden konnte. Eine Vorbehandlung mit Chrysal ließ bei Hue- und Chromawerten keinen eindeutigen Wirkungstrend erkennen.

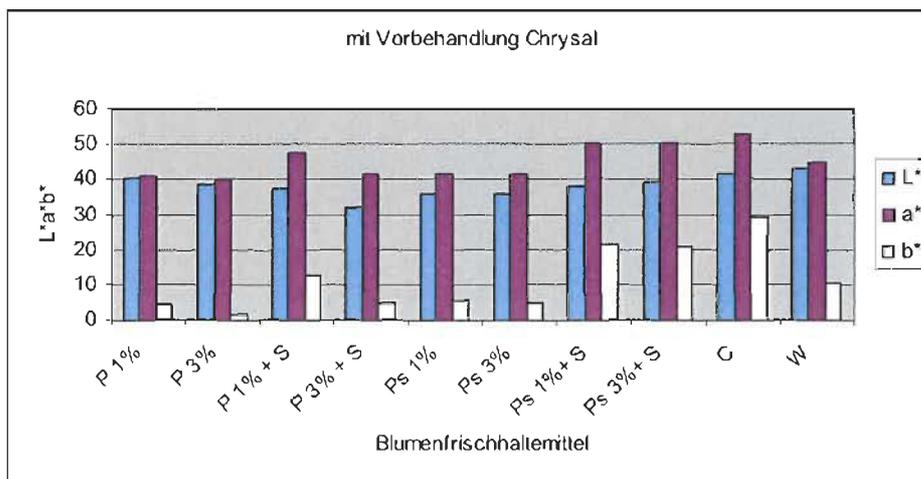


Abb. 18 a: Effekt der Frischhaltmittel Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf die Farbpigmente der Petalen der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 3, mit Vorbehandlung Chrysal)

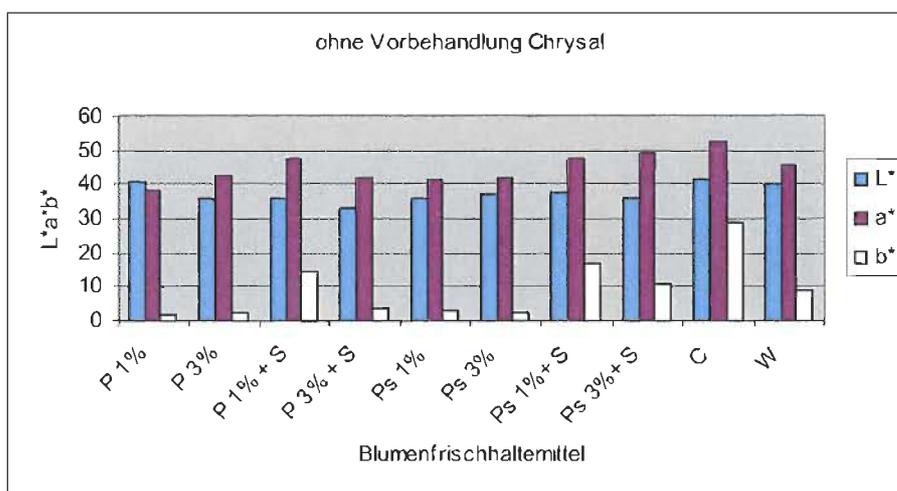


Abb. 18 b: Effekt der Frischhaltmittel Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf die Farbpigmente der Petalen der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 3, ohne Vorbehandlung Chrysal)

Die Veränderung der Farbe von Petalen und Blättern während des Vasenlebens sind wichtige Faktoren im Hinblick auf den ästhetischen Wert von Schnittblumen und haben großen Einfluss auf die Dauer der kommerziellen Lebensspanne. Visuelle Beurteilungen anhand von Farbtafeln mangelt es an Objektivität, und zwar ganz besonders dann, wenn die Beurteilungen über einen längeren Zeitraum von verschiedenen Beurteilern durchgeführt werden (Boesman und Flamee, 1975; Halevy, 1989). Das CIELAB System ist eine empfindliche, quantitative Methode für die objektive und reproduzierbare Evaluation von Veränderungen der Petalenfarbe während des Vasenlebens (Taylor und Hill, 1992). Taylor und Hill (1992) untersuchten die Veränderung der Petalenfarbe der Schnittnelke „Santorini“ und stellten einen leichten Anstieg des L*-Wertes

während der ersten 6 Tage des Vasenlebens fest, gefolgt von einem signifikanten Abfall zwischen Versuchstag 9 und 12. Die a^* - und b^* -Werte sanken zwischen Tag 0 und 9, während zwischen Tag 9 bis 12 ein Anstieg gemessen wurde. Hettiarachchi (2005) untersuchte den Einfluss von Blumenfrischhaltelösungen auf Vasenleben und Qualitätskomponenten von Schnitttulpen der Sorte „Apeldoorn“ und stellte fest, dass der Einsatz von Frischhaltemitteln den Abfall der L^* -Werte während des Vasenlebens im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser verminderte. Die Behandlung mit Chrysal clear konnte die L^* -Werte während der gesamten Versuchsdauer auf konstanter Höhe halten. In der vorliegenden Arbeit war ein Abfall der L^* -Werte während des Vasenlebens zu beobachten, wobei nach Applikation der Frischhaltemittel Chrysal und Plantasalva 1%, neben der Kontrollgruppe Wasser, die geringste Reduktion erfolgte. Die initiale Aufhellung der Farbe von Blatt und Blüte, die sich als Anstieg der L^* -Werte äußert, könnte auf eine Verdünnung der Anthocyane in den sich ausdehnenden Zellen zurückzuführen sein, während die Verdunklung der gesamten Farbe, angezeigt durch einen Abfall der L^* -Werte, durch eine Erhöhung der Konzentration der Pigmente aufgrund des fortschreitenden Wasserverlustes verursacht werden könnte (Oren-Shamir, 2001). Ein Anstieg der a^* -Werte kann in Verbindung mit der beginnenden Petalenwelke gebracht werden, wobei mit steigender Dehydration die Konzentration des Anthocyangehaltes im Petalengewebe zunimmt (Proctor und Yeo, 1979). Die hier untersuchten Tulpen zeigten einen deutlichen Abfall der a^* -Werte, was eine Reduktion des Rotanteils bedeutet und als ein Verblässen der Farbe zu beobachten war. Das Frischhaltemittel Chrysal konnte den a^* -Wert bis zum Versuchende auf relativ konstanter Höhe halten. Die b^* -Werte sanken im Versuchsverlauf ebenfalls ab, was als eine leichte Verblauung der Petalen sichtbar wurde. Lediglich die mit Chrysal behandelten Tulpen zeigten einen Anstieg des b^* -Wertes. Der b^* -Wert repräsentiert die sekundäre oder komplementäre Farbe der Petalen und ein Abfall des b^* - Wertes, zeigt eine Verminderung der gelben Pigmentanteile der Petalen an. Es ist wahrscheinlich, dass Änderungen der b^* -Werte Veränderungen in der Konzentration der Anthoxanthine (wie Quercetagenin) reflektieren, die als Co-Pigment zu den Anthocyanen Pelargonidin und Cyanidin fungieren (Proctor und Yeo, 1979; Tyrach, 1997) und die Photodegradation von Anthocyanen und Anthoxanthinen anzeigen (Teixeira da Silva, 2003). Hue angle ist ein Winkelmaß, das in einem Bereich von 0 bis 100 Grad variiert (purpur rot bis gelb). Es kann mit 2 Pigmentsystemen in Verbindung gebracht werden, wobei die roten Farbtöne im Zusammenhang mit dem Vorhandensein von Anthocyanen stehen, die gelben Farbwerte mit der Präsenz von Karotinoiden (Forkmann, 1991). Chroma ist ein Maß für die Farbintensität eines Objektes. Hohe Chroma-Werte signalisieren helle, starke oder tiefe Farben und geringe

Chroma-Werte blasse, schwache oder dunkle Farben von Objekten (Tourjee et al., 1993). Die bereits zitierte Untersuchung von Hettiarachchi (2005) an Tulpen zeigte, dass der Chroma-Wert der Petalen nach einem anfänglichen Zuwachs, ab dem Versuchstag 4 bei allen Behandlungsvarianten absank. Der im Zuge dieses Experimentes erkennbare Abfall von Hue- und Chroma-Werten der Tulpen konnte durch die Behandlung mit dem Frischhaltemittel Chrysal verringert bzw. verhindert werden.

8.4 Versuch 4 Rosen (2011)

Die Haltbarkeitsprüfung wurde im Juni 2011 in einer Klimakammer der AGES (Wien 22) durchgeführt. Die Rosen (*Rosa x Hybrida*, „Passion“, rotblühend) wurden in der Blumenhandlung Regina angekauft und in unmittelbarer Folge nass gelagert an die AGES transportiert. Nach trockenem Einkürzen der Stiele auf ca. 30 cm und Entlaubung bis auf ein Blatt, erfolgte die Einvasung von je 3 Rosen in Erlenmeyerkolben (500 ml) mit einer Vorlage (300 ml) folgender Vasenlösungen: Flora 2000 (0,1%) mit und ohne Saccharose (1%), Plantasalva (1%) mit und ohne Saccharose (1%), Flora 2000 (1 Tag)/Plantasalva 1%, Plantasalva (1%) (1 Tag)/Flora 2000, Leitungswasser (Kontrollgruppe). Die Behandlungen wurden mit 3 Wiederholungen pro Variante appliziert. Die Rosen wurden im Verlaufe des Versuchs nicht nachgeschnitten. Das Frischgewicht der Rosen wurde am Versuchstag 1, 2 und 3 sowie am Tag der Versuchsbeendigung gewogen. Die Chlorophyllfluoreszenz der Blätter wurde am Versuchsbeginn, in der Mitte des Vasenlebens und beim Ausscheiden aus dem Versuch erhoben. Die Messung erfolgte mittels Chlorophyllfluorometer und leafclip an einem willkürlich gewählten Punkt im Mittelbereich der Blattoberfläche. Blatt- und Blütenpigmente wurden zu Beginn, in der Mitte und beim Ausscheiden aus dem Versuch mit einem Chromameter erfasst. Die Pigmentmessung erfolgte an der Oberseite der Blätter bzw. an der Innenseite der Petalen an einem willkürlich gewählten Punkt. Das optische Erscheinungsbild wurde einmal pro Tag beurteilt und beim Auftreten von deutlicher Welke oder Abszission der Petalen, Farbveränderungen der Petalen oder „bent neck“ für beendet erklärt. Die Dauer des Vasenlebens wurde in Stunden erhoben.

8.4.1 Dauer Vasenleben

Die Vasenhaltbarkeit der untersuchten Rosen zeigte erhebliche Unterschiede zwischen den Behandlungsvarianten und betrug zwischen 104 und 288 Stunden. Die Applikation von Flora

und Plantasalva/Flora bewirkte eine signifikante Verlängerung des Vasenlebens im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser und den anderen Behandlungsvarianten. Nach einer Behandlung mit Plantasalva, Flora/Plantasalva und Saccharose/Plantasalva war ein signifikant kürzeres Vasenleben als bei der Kontrollgruppe Wasser zu beobachten. Der Zusatz von Saccharose zum Frischhaltemittel Flora hatte eine signifikante Verkürzung der Lebensdauer, verglichen mit der alleinigen Anwendung von Flora, zur Folge.

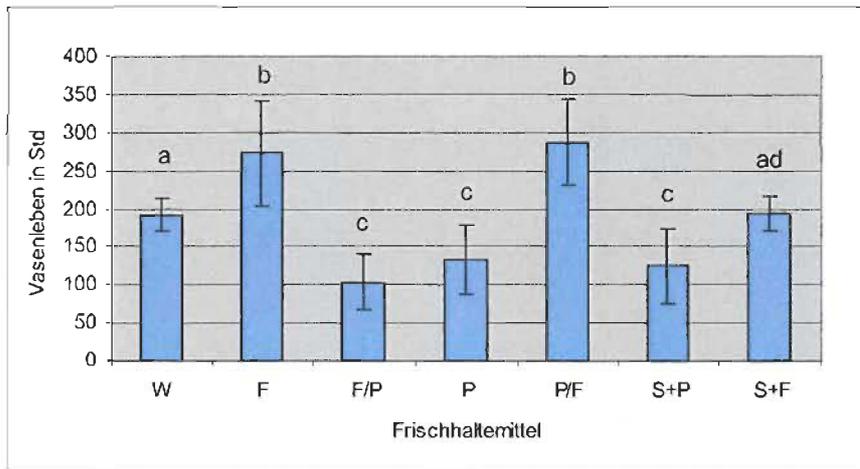
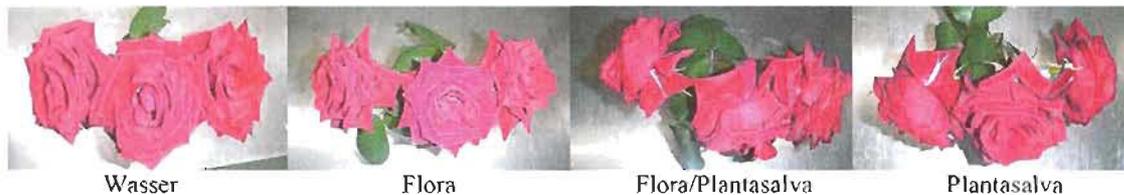


Abb. 19: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), Flora 1 Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F) auf die Dauer des Vasenlebens der Rosensorte „Passion“ Mittelwert \pm Standardabweichung, n = 9)



sortenspezifischen Haltbarkeitsunterschiede bei Schnittrosen sind gut dokumentiert und schwanken je nach Sortenspektrum zwischen 10 und 16 Tagen (Mortensen und Gislerod, 1997) bzw. 12 und 22 Tagen (Nordegraaf, 1999). Chemische Zusätze sind in der Lage das Vasenleben von Schnittrosen verlängern und die Nacherntequalität zu verbessern, aber die Effekte variieren und hängen von der jeweiligen Sorte ab (Rezvanypour und Osfoori, 2011). Bei der vorliegenden Arbeit konnte das Vasenleben der Schnittrosen durch die Anwendung des Blumenfrischhaltemittels Flora um 3,4 Tage und mit vorangestellter Pulsbehandlung mit

8.4.2 Frischgewicht

Bis zur vierten Messung war bei allen Behandlungsvarianten ein Anstieg des Frischgewichtes festzustellen, wobei zu diesem Zeitpunkt keine signifikanten Unterschiede zwischen den Versuchsgruppen bestanden. Danach erfolgte ein Abfall des Frischgewichtes bis zu einem Endgewicht, das zwischen 68% und 81% des initialen Gewichtes betrug. Die in Flora und

allen Behandlungsvarianten zunächst einen Anstieg verzeichnete, um im weiteren Versuchsverlauf wieder abzufallen. Durch die Applikation von Nanosilber wurde das Auftreten von vaskulären Blockaden aufgrund von bakterieller Kontamination verzögert, die Wasserbalance verbessert und eine signifikante Verlängerung des Vasenlebens um 11,8 Tage im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser erzielt. Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung ließen ebenfalls einen initialen Anstieg des Frischgewichtes erkennen, wobei sich die Frischhaltemittel im Hinblick auf die Höhe des Gewichtsanstieges weder untereinander noch im Vergleich zur unbehandelten Kontrollgruppe unterschieden. Im weiteren Versuchsverlauf erfolgte bei allen Behandlungsgruppen ein Abfall des Frischgewichtes. Es konnte allerdings kein Zusammenhang zwischen der Lebensdauer und der Höhe des Frischgewichtes am Ende des Vasenlebens festgestellt werden. Der Parameter Frischgewicht war nicht dafür geeignet Aussagen über Vasenleben und möglich Haltbarkeit der Schnittrosen zu treffen. Schnittrosen werden oftmals im Knospentadium geerntet und in der Folge wird eine große Menge an löslichen Kohlenhydraten für das Öffnen der Blüten benötigt (Rezvanypour und Osfoori, 2011). Eine Behandlung mit Saccharose fördert das Entfalten der Petalen und unterdrückt einen Abfall des Frischgewichtes von Schnittblumen (Ichimura et al., 2003). Der initiale Anstieg des Frischgewichtes konnte bei den im Rahmen dieser Arbeit getesteten Schnittrosen durch den Einsatz von Saccharose nicht beeinflusst werden. Laut Ichimura und Suto (1999) werden die applizierten Zucker von Schnittblumen rasch verbraucht, sodass ihre geringe Wirksamkeit auf eine ungenügende Aufnahme zurückgeführt werden könnte. Die Aufnahme von Zucker durch Schnittblumen kann durch eine Behandlung mit höheren Konzentrationen verbessert werden (Ichimura und Shimizu-Yumoto, 2007).

8.4.3 Chlorophyllfluoreszenz

Zur Versuchsmitte war, mit Ausnahme der Behandlungsvarianten Plantasalva und Plantasalva/Flora, ein Abfall der Chlorophyllfluoreszenzwerte im Vergleich zur initialen Messung zu beobachten. Zwischen den Behandlungsvarianten waren keine signifikanten Unterschiede in der Höhe der Chlorophyllfluoreszenz festzustellen. Im weiteren Versuchsverlauf blieben die Fluoreszenzwerte bei der Kontrollgruppe Wasser und bei den mit dem Frischhaltemittel Flora behandelten Blumen bis zum Ende des Vasenlebens auf konstanter Höhe. Bei den anderen Versuchgruppen konnte mit fortschreitender Versuchsdauer eine Verringerung der Chlorophyllfluoreszenz festgestellt werden. Die Fluoreszenzwerte der Varianten Flora/Plantasalva, Saccharose+Plantasalva und Plantasalva waren am Ende des

Vasenlebens signifikant höher als die der Kontrollgruppe Wasser und der Varianten Flora und Plantasalva/Flora. Eine Korrelationsanalyse ergab einen signifikant negativen Zusammenhang zwischen der Dauer des Vasenlebens und der Höhe der Chlorophyllfluoreszenzwerte am Versuchende. Des Weiteren war eine positive Korrelation zwischen der Höhe der Chlorophyllfluoreszenz und dem Frischgewicht am Ende des Vasenlebens festzustellen (siehe Anhang Tabelle 16).

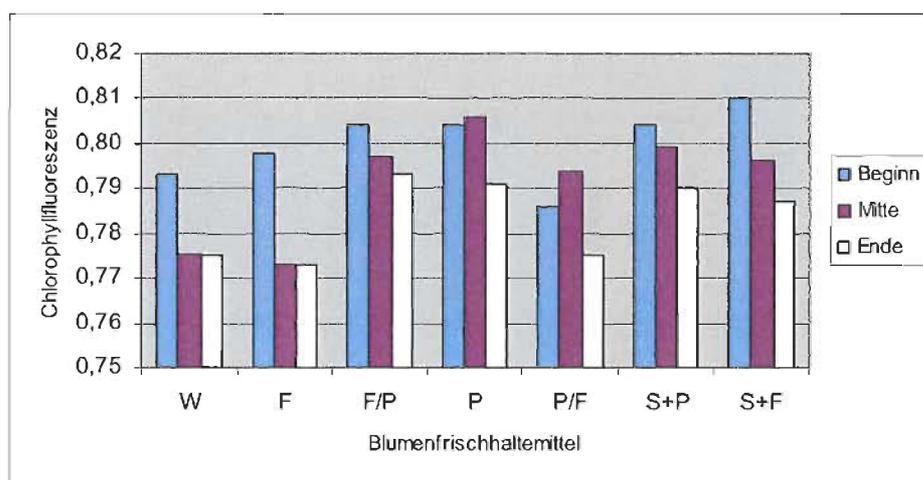


Abb. 22: Effekt der Frischhalttemittel Wasser (W), Flora 1Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), auf die Chlorophyllfluoreszenz der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

In der Blumenwirtschaft wird die Chlorophyllfluoreszenz dazu benutzt um die Qualität von Topfpflanzen und Schnittblumen während des Transportes zu überwachen und die Effekte von unterschiedlichen Frischhaltmaßnahmen, wie chemischen Behandlungen, zu erfassen (Ferrante et al., 2009). Jokwar et al. (2012) stellten fest, dass die Chlorophyllfluoreszenz der Blätter der Rosensorte „Cherry Brandy“ während des Vasenlebens absank und bei allen Behandlungsvarianten die niedrigsten Werte am Ende des Vasenlebens erreicht wurden, was auf einen sukzessiven Verlust der Photosyntheseaktivität hindeutet. Niewadoksa et al. (2009) zeigten ebenfalls, dass die Quantenausbeute des Photosystem II während der Seneszenz von Tabakblättern stark absank. Im Rahmen der vorliegenden Untersuchung konnte ein Abfall der Chlorophyllfluoreszenz mit fortschreitender Dauer des Experimentes beobachtet werden, wobei ein signifikant negativer Zusammenhang zwischen Lebensdauer und Höhe der Chlorophyllfluoreszenz am Ende des Vasenlebens festzustellen war. Im Gegensatz dazu konnten Pompodakis et al. (2005) keinen Zusammenhang zwischen der relativen Reduktion der Chlorophyllfluoreszenz und einer Verminderung der Dauer des Vasenlebens der kühl

gelagerten Rosensorten „First Red“ und „Akito“ feststellen, was auf Kälteschäden durch niedrige Temperaturen zurückgeführt werden könnte.

8.4.4 Farbpigmente

8.4.4.1 Pigmente Blatt

Bis zur Mitte des Vasenlebens war bei allen Varianten ein leichter Anstieg der L*-Werte der Blätter festzustellen, wobei der Zuwachs mit 11% im Vergleich zum Ausgangswert bei der Kontrollgruppe Wasser am höchsten ausfiel. Im weiteren Versuchsverlauf blieben die L*-Werte beinahe auf gleicher Höhe und lagen am Ende des Vasenlebens bei allen Behandlungsgruppen geringfügig über den zu Versuchbeginn gemessenen Werten.

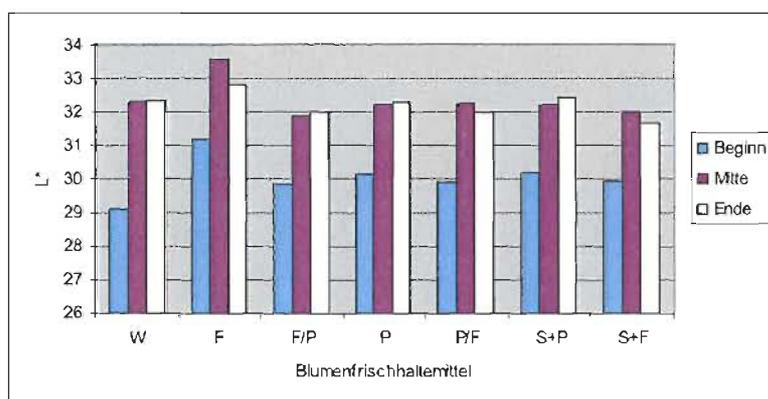


Abb. 23: Effekt der Frischhalte Mittel Wasser (W), Flora 1Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), auf die Pigmentkomponente L* (Blatt) der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Die a*- und b*- Werte, sowie die daraus errechneten Werte für Chroma und Hue angle, zeigten bei allen Behandlungsvarianten über die gesamte Versuchsdauer keine nennenswerten Veränderungen.

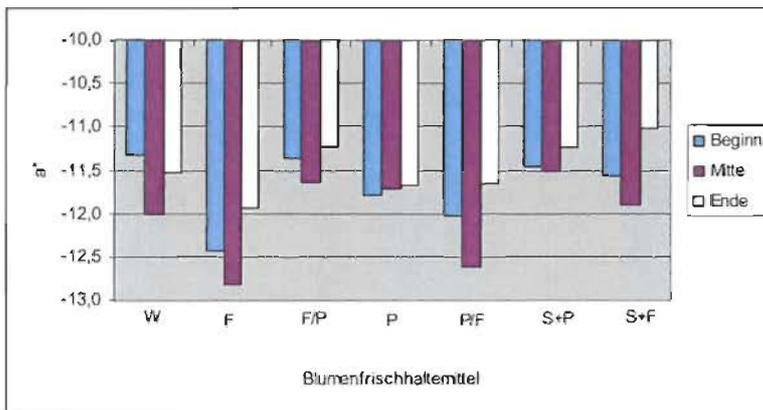


Abb. 24: Effekt der Frischhaltungsmittel Wasser (W), Flora 1Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), auf den Pigmentkomponente a* (Blatt) der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

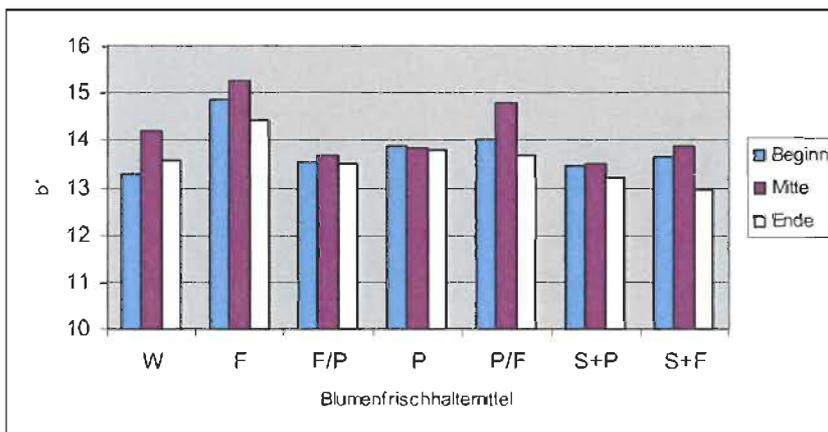


Abb. 25: Effekt der Frischhaltungsmittel Wasser (W), Flora 1Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), auf die Pigmentkomponente b* (Blatt) der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Für alle genannten Farbparameter konnte am Ende des Vasenlebens keine signifikanten Unterschiede zwischen den Varianten festgestellt werden.

8.4.4.2 Pigmente Blüte

Bei allen Behandlungsgruppen konnte im Laufe des Versuches ein kontinuierlicher Abfall der L*-Werte beobachtet werden. Alle Varianten wiesen beim Ausscheiden aus dem Versuch höhere L*-Werte als die unbehandelte Kontrollgruppe Wasser auf, wobei die mit Flora/Plantasalva behandelten Rosen signifikant höhere Messwerte als die unbehandelte Kontrollgruppe zeigte.

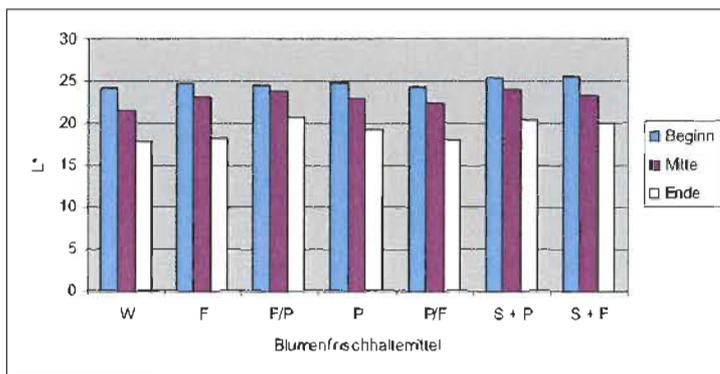


Abb. 26: Effekt der Frischhalte Mittel Wasser (W), Flora 1 Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), auf die Pigmentkomponente L* (Blüte) der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Mit Ausnahme der Behandlungsvariante Flora/Plantasalva, die bis zur Versuchsmitte kein Absinken des a^* -Wertes aufwies, zeigte sich auch bei den a^* -Werten ein fortschreitender Abfall während des Vasenlebens. Die a^* -Werte lagen, außer bei den mit Flora und Plantasalva/Flora behandelten Rosen, beim Ausscheiden aus dem Versuch über den Messwerten der unbehandelten Kontrollgruppe. Für die in Flora/Plantasalva eingestellten Blumen konnten signifikant höhere a^* -Werte als für die Variante Plantasalva/Flora festgestellt werden.

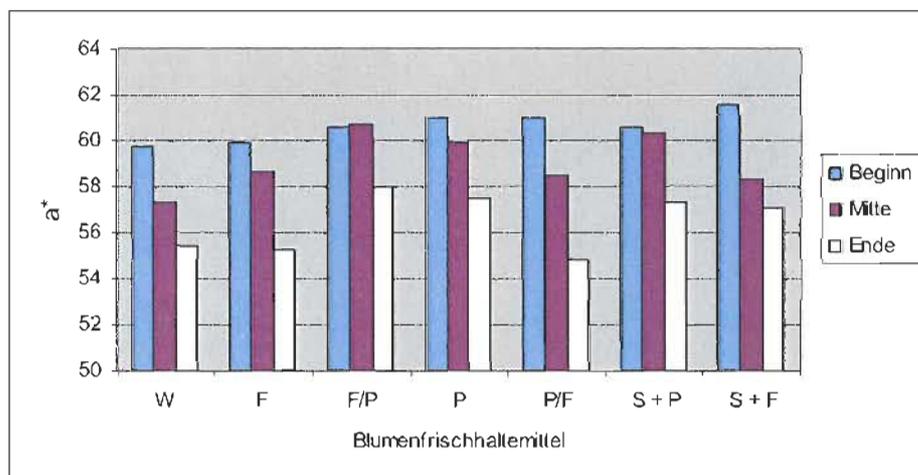


Abb. 27: Effekt der Frischhalte Mittel Wasser (W), Flora 1 Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), auf die Pigmentkomponente a^* (Blüte) der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Durch die Behandlung mit Flora/Plantasalva und Plantasalva+Saccharose konnten die b^* -Werte bis zur Mitte des Vasenlebens nahezu auf konstanter Höhe gehalten werden. Ansonsten zeigten die b^* -Werte eine sukzessive Verminderung im Zuge des Versuches. Die Varianten Flora/Plantasalva und Plantasalva+Saccharose zeigten am Versuche signifikant höhere b^* -

Werte als die Kontrollgruppe Wasser und die mit Flora und Plantasalva/Flora behandelten Rosen.

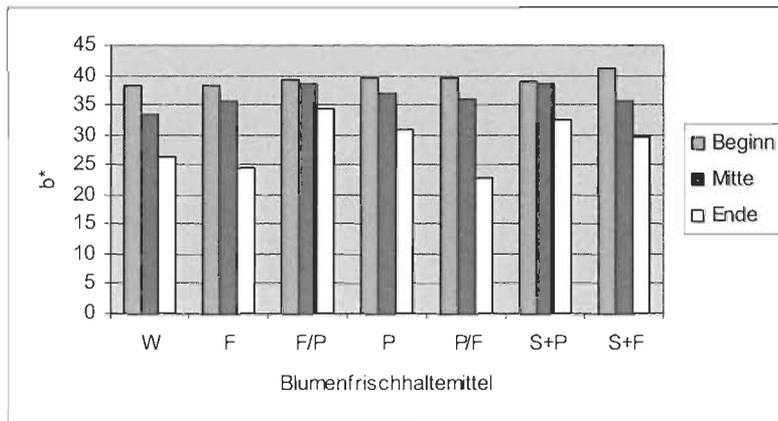


Abb. 28: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora 1Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), auf die Pigmentkomponente b* (Blüte) der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Die Chroma-Werte und die Werte für Hue angle zeigten einen kontinuierlichen Abfall im Laufe der Versuchsdauer. Die Pigmentkomponente Chroma war bei den Varianten Flora/Plantasalva und Plantasalva+Saccharose beim Ausscheiden aus dem Versuch signifikant höher als bei den Varianten Flora und Plantasalva/Flora. Die mit Flora/Plantasalva behandelten Rosen wiesen am Versuchende signifikant höhere Messwerte für Hue angle auf als die Varianten Plantasalva/Flora und Flora.

Die Korrelationsanalyse ergab einen signifikant negativen Zusammenhang zwischen der Dauer des Vasenlebens und den Pigmentwerten der Blüte zum Zeitpunkt des Ausscheidens aus dem Versuch. Weiters konnte eine positive Korrelation zwischen der Chlorophyllfluoreszenz und den Pigmentwerten der Blüte am Ende des Vasenlebens festgestellt werden. Mit Ausnahme der Pigmentkomponente a* der Blüte bestand darüber hinaus ein positiver Zusammenhang zwischen Pigmentwerten der Blüte und dem Frischgewicht bei Beendigung des Versuches (siehe Anhang Tabelle 16).

Die ersten Einbußen des optischen Erscheinungsbildes während des Vasenlebens sind häufig auf Veränderungen der Blüten zurückzuführen, und zwar vor allem auf das Verblässen der Blütenfarbe, beginnende Welke, Veränderungen der Form der Blüte und der Einheitlichkeit der Farbe (Voss, 1992). Mit Hilfe eines Chromameters kann die Farbe von Petalen und Blättern zum Zeitpunkt der Ernte, während des Vasenlebens und im Laufe der Produktionssaison beurteilt werden und damit das Risiko der Variabilität der Farbwahrnehmung bei unterschiedlichen Lichtbedingungen reduziert und die Subjektivität der Beurteilungen

ausgeschaltet werden (Voss, 1992). Das Minolta Chromameter misst Blüten- und Blattfarbe nach dem CIELAB Farbsystem, welches die vom menschlichen Auge wahrgenommene Farbe sehr gut repräsentiert. Vor allem bei roten Rosensorten kann im Laufe der Entwicklung und fortschreitender Seneszenz eine sichtbare Veränderung der Ausfärbung der Blüte beobachtet werden (Schmitzer et al., 2009). Die intensive Ausfärbung der Rosenknospe verändert sich über die feinere Farbgebung der voll geöffneten Blüte bis hin zu einer blauerer Ausfärbung der seneszenten Petalen. Dieses Phänomen wird auf unterschiedliche Faktoren zurückgeführt, wie auf eine Veränderung des Gehaltes verschiedener phenolischer Komponenten und dem Anstieg des pH-Wertes des Zellsaftes (Schmitzer et al., 2010). Schmitzer et al. (2010) untersuchten die Farbveränderungen von Groundcover Rosen und konnten einen signifikanten Trend feststellen: während der Entwicklung vom Knospenstadium bis zum seneszenten Stadium kam es zu einem Anstieg der Helligkeit (L^*), was optisch als ein Verblässen der Petalenfarbe sichtbar wurde. Bei allen untersuchten Rosensorten wurde im Laufe des Vasenlebens ein fortschreitender Abfall der b^* -Werte beobachtet und bei den roten und rosafarbenen Sorten ein Abfall der a^* -Werte. Im Gegensatz zu obgenannter Untersuchung, zeigten die L^* -Werte der Blüten der im Rahmen dieses Experimentes untersuchten Rosen, einen kontinuierlichen Abfall während des Vasenlebens. Bei a^* - und b^* -Werten der Blüten konnte in Übereinstimmung mit Schmitzer et al. (2010) ein Abfall im Laufe des Experimentes festgestellt werden, was in Form einer Verblauung der Petalen im finalen Stadium des Versuches sichtbar wurde. Eine Korrelationsanalyse zeigte, dass ein längeres Vasenleben mit geringeren Pigmentwerten am Versuchende einherging. Die Pigmentwerte der Blätter veränderten im Laufe der Vasenperiode nur geringfügig, was sich mit dem optischen Eindruck deckte, dass sich die Blattfarbe im Laufe des Versuches nicht wahrnehmbar veränderte. Der Parameter a^* wird mit dem Ausmaß der Rotfärbung in Rosenpetalen in Verbindung gebracht (Biolley und Jay, 1993). Der hohe Grad an Verblauung von roten Rosenpetalen im Wasser oder Frischhaltungsmitteln ist teilweise auf einen Anstieg des pH-Wertes, verursacht durch den Anstieg an freiem Ammonium, zurückzuführen. Höhere pH-Werte verursachen eine strukturelle Veränderung der Anthocyane, wodurch es zu einer blauen Ausfärbung kommt (Asen et al., 1971), was sich in einem Abfall des b^* -Wertes äußert. Ähnliche Veränderungen der Farbparameter wurden von Schmitzer et al., (2009) bei einer Studie an der roten Rosensorte KORcriset festgestellt, sowie von Itzhaki et al. (1990) und Oren-Shamis et al. (2001) für die Rosensorte „Mercedes“, wo in der späten Seneszenz eine optische Farbveränderung der Petalen in Form eines Ausbleichen der Farbe hin zu einer erkennbaren Verblauung festgestellt werden konnte.

8.5 Versuch 5 Rose (2012)

Der Versuch fand im Februar 2012 in der Abteilung Gartenbau an der Universität für Bodenkultur in Wien statt. Die Rosen (*Rosa x Hybrida*, „Avalanche“, weißblühend) wurden unmittelbar nach dem Ankauf im Holland Blumenmark nass gelagert an die Universität für Bodenkultur transportiert. Die Rosen wurden auf eine Länge von ca. 30 cm trocken eingekürzt und das Blattwerk mit Ausnahme von 1 Blatt entfernt. Danach wurden die Rosen einzeln in Erlenmeyerkolben (500 ml), die mit den folgenden Vasenlösungen (300 ml) befüllten waren, eingestellt: Flora 2000 (0,1%) mit und ohne Saccharose (1%), Chrysal (10 gr/l), Biovin (0,1%) mit und ohne Saccharose (1%), Plantasalva (1%) mit und ohne Saccharose (1%), Plantasalva salzarm (1%) mit und ohne Saccharose (1%), destilliertes Wasser (Kontrollgruppe). Die Behandlungen wurden mit 5 Wiederholungen pro Variante durchgeführt. Die Rosen wurden während des Versuches nicht nachgeschnitten. Das Frischgewicht der Rosen wurde am Versuchstag 1, 3 und 7 eingewogen. Das Trockengewicht von Blättern, Blüte und Stiel wurde am Beginn (an 3 Rosen als Vergleichswert) und am Ende des Versuches (gesamte Stichprobe) bestimmt. Weiters wurde der Verbrauch von Vasenlösung vom Tag der Einvasung bis zum Zeitpunkt der Beendigung des Versuches erhoben. Die Chlorophyllfluoreszenz wurde am Versuchstag 1, 3 und 7 an einer willkürlich gewählten Messstelle im Mittelbereich von je drei Blättern einer Rose mittels Chlorophyllfluorometer und leaf clip gemessen. Der Versuch wurde für die gesamte Stichprobe gleichzeitig am Versuchstag 7 mit dem Auftreten der ersten Seneszenzsymptome, wie beginnende Welke der Petalen, Farbveränderungen der Petalen sowie „bent neck“ beendet. Diese Haltbarkeitsprüfung wurde als Tastversuch, um Datenmaterial für nachfolgende Untersuchungen zu liefern, durchgeführt.

8.5.1 Verbrauch Vasenflüssigkeit

Der höchste Verbrauch von Vasenlösung während der Versuchsperiode war mit 90,02 ml für die Kontrollgruppe Wasser zu beobachten. Die Applikation von Blumenfrischhaltemitteln führte bei allen eingesetzten Mitteln zu einer Reduktion der Flüssigkeitsaufnahme, wobei die Behandlungsvarianten Chrysal, Plantasalva salzarm+Saccharose und Plantasalva 1%+Saccharose die mit Abstand niedrigsten Werte aufwiesen. Der Zusatz von Saccharose führte, verglichen mit der alleinigen Anwendung der untersuchten Frischhaltemittel, zu einer weiteren Verringerung der Aufnahme von Vasenlösung.

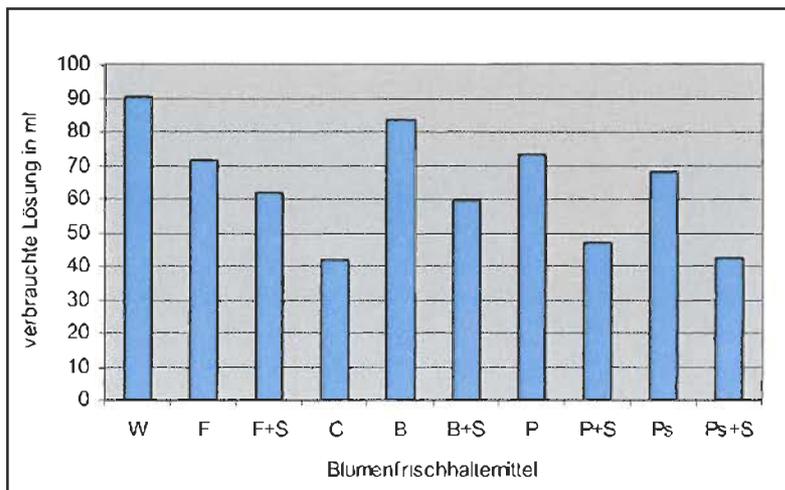


Abb. 29: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf den Verbrauch der Vasenflüssigkeit der Rosensorte „Avalanche“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 5)

Rosen zählen zu den Schnittblumenarten mit der größten wirtschaftlichen Bedeutung, weswegen sich viele Untersuchungen mit der Nachreife-Qualität von Rosen beschäftigt haben (Yamada et al., 2007). Das Vasenleben von Schnittrosen ist oftmals sehr kurz und durch ein frühzeitiges Welken (Lü et al., 2010) und dem Verbiegen der Stiele knapp unter dem Blütenkopf („bent neck“), als einem besonders anschaulichem Beispiel für die gestörten Wasserverhältnisse in Schnittblumen, charakterisiert (Carow, 1981). Die Entwicklung dieser Symptome wird durch vaskuläre Okklusionen verursacht (Teixeira da Silva, 2003), die vor allem in den basalen Stängelenden lokalisiert sind (Burdett, 1970). Mikrobielle Kontaminationen werden als die häufigsten Ursachen von Stängelblockaden betrachtet (van Meeteren, 1978). Eine Reihe von Wirkstoffen, wie Silbernitrat, Aluminiumsulfat und 8-Hydroxychinolinsulfat, werden als Zusätze in Vasenlösungen für Schnittblumen verwendet, mit dem Ziel das Vasenleben zu verlängern und die Wasseraufnahme zu verbessern (Lü et al., 2010). Rezvaupour und Osfoori (2011) zeigten, dass die Wasseraufnahme der Rosensorten „Bouing“, „Sena“ und „Creamly“ durch eine Behandlung mit Silberthiosulfat in Kombination mit Saccharose gesteigert werden konnte. Die Applikation von Aluminiumsulfat + Saccharose führte bei der Rosensorte „Bouing“ hingegen zu einer Reduktion der Wasseraufnahme, die sogar niedriger als die der unbehandelten Kontrollgruppe war. In der vorliegenden Untersuchung konnte die Wasseraufnahme durch die Applikation unterschiedlicher Frischhaltmittel im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser nicht verbessert werden, es kam im Gegenteil zu einer Verschlechterung der Flüssigkeitsaufnahme. Der Zusatz von Saccharose bewirkte eine Verminderung der Aufnahme von Vasenlösung.

8.5.2 Frischgewicht

Die Erhebung des Frischgewichtes am dritten Versuchstag zeigte, dass bei allen Versuchsvarianten, mit Ausnahme der mit Chrysal behandelten Rosen, ein Verlust von Frischgewicht statt gefunden hat. Der Gewichtverlust betrug zwischen 11% und 0,7% des Ausgangsgewichtes, wobei die höchsten Verluste nach der Applikation von Plantasalva und Plantasalva+Saccharose zu beobachten waren. Die Gewichtsverluste am Ende des Versuches variierten stark und bewegten sich in einem Bereich von 26% bis zu 1% des Ausgangsgewichtes. Der höchste Gewichtsverlust wurde nach einer Behandlung mit Plantasalva+Saccharose sowie Plantasalva salzarm+Saccharose gemessen. Die in die Frischhalte-mittel Chrysal, Flora 2000 und Biovin eingestellten Blumen wiesen ein höheres Frischgewicht als die Kontrollgruppe Wasser auf. Nach der Anwendung des Frischhaltemittels Chrysal trat nahezu keine Gewichtsreduktion während des Vasenlebens auf. Der Zusatz von Saccharose führte zu einer leichten Verstärkung des Gewichtsverlustes.

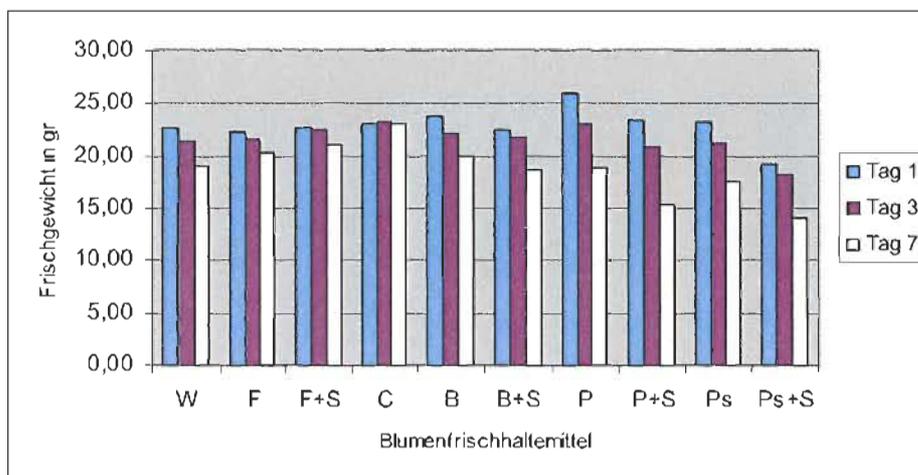


Abb. 30: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf Frischgewicht der Rosensorte „Avalanche“ (Tastversuch, Mittelwert in gr, n = 5)

Die Gewichtsabnahme von Schnittblumen nach der Ernte ist ein allgemeines Phänomen (Aarts, 1957). Das Frischgewicht ist ein Maß für den Frischezustand der Blume und unter Umständen auch ein Maß für die noch zu erwartende Haltbarkeit. Störungen im Wasserhaushalt von Rosen verursachen neben der Verkürzung des Vasenlebens auch physiologische Störungen wie „bent neck“ (Van Doorn und Perik, 1990), mangelhaftes Öffnen der Blüten (Bleeksma und Van Doorn, 2003) und das Welken der Blätter begleitet von unvollständigem Öffnen und Welken

der Blüten (Torre und Fjeld, 2001). Bei vielen Schnittblumen sinkt die Wasseraufnahme nach dem Einstellen in Vasenlösungen rasch auf ein sehr niedriges Niveau. Wenn die Transpiration die Wasseraufnahme übersteigt verlieren Schnittrosen rasch an Gewicht und welken (Burdett, 1970). Lü et al. (2010) wiesen bei einer Untersuchung von Schnittrosen nach, dass durch eine Behandlung mit Nanosilber das mikrobielle Wachstum inhibiert wurde, die Transpirationsrate reduziert, der Wasserverlust vermindert und somit das Aufrechterhalten einer optimalen Wasserbalance verbessert und das Vasenleben verlängert werden konnte. Eine Pulsbehandlung mit 2-Hydroxy-3-Ionene Chloride Polymer (HICP) verlängerte das Vasenleben von Schnittrosen durch die Inhibition der Transpiration der Blätter und der Herabsetzung der Oberflächenspannung des Wassers (Ueyama und Ichimura, 1998). Chand et al. (2012) zeigten, dass durch eine Behandlung mit 8-Hydroxychinolin (100 ppm und 200 ppm) das Frischgewicht, der Blütendurchmesser und die Wasseraufnahme von Schnittrosen erhöht, sowie das Vasenleben verlängert werden konnte. Rogers (1963) berichtete, dass sich das Frischgewicht von geschnittenen Löwenmäulchen nach einem bestimmten Muster veränderte: zunächst kam es zu einem starken Anstieg des Gewichtes, der mit der Zeit zunehmend verflachte, um am Ende des Vasenlebens wieder abzufallen. Ein Verlust von 10% des Ausgangsgewichtes beendete das Vasenleben der blühenden Löwenmäulchen. Die im Rahmen der vorliegenden Untersuchung mit Plantasalva und Plantasalva salzarm behandelten Rosen zeigten am Versuchende ein niedrigeres Frischgewicht, sowie einen geringeren Verbrauch an Vasenlösung als die unbehandelte Kontrollgruppe, konnten die Wasserbalance also nicht positiv beeinflussen. Die mit Chrysal behandelten Rosen wiesen fast keinen Gewichtsverlust im Laufe des Vasenlebens auf, zeigten aber gleichzeitig einen geringen Verbrauch an Vasenlösung, woraus man schließen könnte, dass die Erhaltung des Frischgewichtes auf eine Transpirationshemmende Wirkung des Frischhaltungsmittels zurückzuführen sein könnte.

8.5.3 Trockengewicht

Bei allen Behandlungsvarianten war ein Anstieg des Trockengewichtes der Blüten im Verlaufsverlauf zu beobachten. Das Trockengewicht betrug am Ende des Versuches zwischen 108% und 176% des am Versuchstag 1 erhobenen Vergleichswertes. Den höchsten Gewichtszuwachs zeigten die mit Plantasalva+Saccharose und Plantasalva salzarm+Saccharose behandelten Rosen. Die Applikation der Frischhaltungsmittel Flora 2000, Chrysal und Biovin führten zu einem vergleichsweise niedrigen Anstieg des Trockengewichtes der Blüten, der niedriger als bei der unbehandelten Kontrollgruppe ausfiel. Der Zusatz von Saccharose

bewirkte, im Vergleich zur alleinigen Anwendung des jeweiligen Frischhaltemittels, einen verstärkten Anstieg des Trockengewichtes.

Die Erhebung des Trockengewichtes der Blätter ergab, mit Ausnahme der Behandlungsvariante Biovin, ebenfalls eine Zunahme des Gewichtes, der sich zwischen 6% und 52%, verglichen mit dem Ausgangsgewicht, bewegte. Ein starker Anstieg des Trockengewichtes wurde nach der Anwendung von Chrysal, Flora 2000 und Plantasalva+Saccharose gemessen. Das Frischhaltemittel Biovin bewirkte einen leichten Abfall des Trockengewichtes. Saccharose führte, außer bei Flora 2000, auch bei den Blättern zu einer leichten Verstärkung der Gewichtszunahme.

Die Entwicklung des Trockengewichtes der Stängel im Versuchsverlauf ließ keinen eindeutigen Trend erkennen. So kam es bei einem Teil der Behandlungsvarianten zu einer Zunahme des Trockengewichtes, bei einigen Varianten hingegen zu einer Abnahme des Gewichtes. Das Trockengewicht der mit Flora 2000 behandelten Rosen betrug am Ende des Versuches 91% des Ausgangsgewichtes, das Trockengewicht der in Plantasalva+Saccharose eingestellten Blumen, 117%.

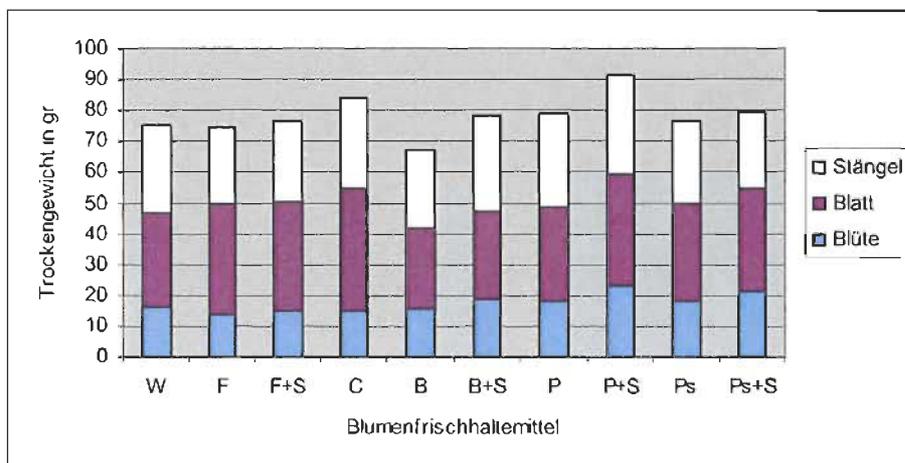


Abb. 31: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf das Trockengewicht der Rosensorte „Avalanche“ (Tastversuch, Mittelwert in gr, n = 5)

Ein kurzes Vasenleben nach der Ernte ist eines der wichtigsten Probleme bei der Vermarktung von Schnittblumen (Zamani et al., 2011). Die Seneszenz von Schnittblumen wird durch verschiedene Faktoren wie Wasserstress, Erschöpfung der Kohlenhydratreserven, Mikroorganismen und Ethyleneffekte, induziert (Zamani et al., 2011). Bei vielen Schnittblumen ist der wichtigste Faktor für die Begrenztheit des Vasenlebens ein Netto-Verlust von Wasser, der dadurch zustande kommt, dass die Wasseraufnahmerate niedriger ist als die Transpiration (van Doorn, 2012). Das Aufrechterhalten eines geeigneten Feuchtigkeitsgehaltes

ist essentiell für ein maximales Vasenleben von Schnittblumen (Marousky und Raulston, 1970). Untersuchungen von Sacalis (1972) zu den Wasser-verhältnissen zeigten, dass ein Anstieg der Wasseraufnahme zu einer Verlängerung des Vasenlebens und geringerem Auftreten von „bent neck“ führte. Durkin und Kue (1966) vermuteten, dass der Wasserstress durch den Gebrauch von Chemikalien, die dazu geeignet sind die Blockade der Leitgefäße im Stängel zu verhindern und/oder die Transpiration zu reduzieren, überwunden werden kann. Bei der vorliegenden Untersuchung konnten die Frischhaltemittel Biovin, Chrysal und Flora 2000 den Feuchtigkeitsverlust der Rosenblüten im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser etwas vermindern. Das Frischhaltemittel Biovin konnte das Trockengewicht der Blätter über die Versuchsdauer konstant halten und den Feuchtigkeitsverlust der Blätter verhindern. Zucker vermindert den Wasserstress von Schnittblumen durch eine Verminderung der Öffnungsweite der Stomata der Blätter (Marousky, 1968). Saccharose führte bei den im Rahmen dieser Arbeit untersuchten Rosen zu einer leichten Verstärkung der Zunahme des Trockenmasseanteils verglichen mit der alleinigen Anwendung der jeweiligen Frischhaltemittel.

8.5.4 Chlorophyllfluoreszenz

Bei allen Versuchsvarianten konnte zunächst ein Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz beobachtet werden. Die höchsten Chlorophyllfluoreszenzwerte bei der Messung am Versuchstag 3 wurden nach einer Behandlung mit Chrysal, Biovin sowie der Kontrollgruppe Wasser festgestellt. Die niedrigsten Werte wurden nach der Anwendung von Flora 2000+ Saccharose und Plantasalva+Saccharose gemessen. Während der zweiten Versuchshälfte war, außer bei Biovin+Saccharose und Plantasalva, ein Abfall der Fluoreszenzwerte festzustellen. Am Versuchende waren die Fluoreszenzwerte zumindest gleich hoch wie bei der initialen Messung oder lagen mehrheitlich sogar über den Ausgangswerten. Die Varianten Biovin, Biovin+Saccharose und Plantasalva wiesen am Versuchende ähnlich hohe Chlorophyllfluoreszenzwerte wie die Kontrollgruppe Wasser auf, die anderen Behandlungsgruppen lagen unter den Werten der Kontrollgruppe. Die Kombination von Saccharose mit Plantasalva bewirkte einen etwas stärkeren Abfall der Fluoreszenzwerte.

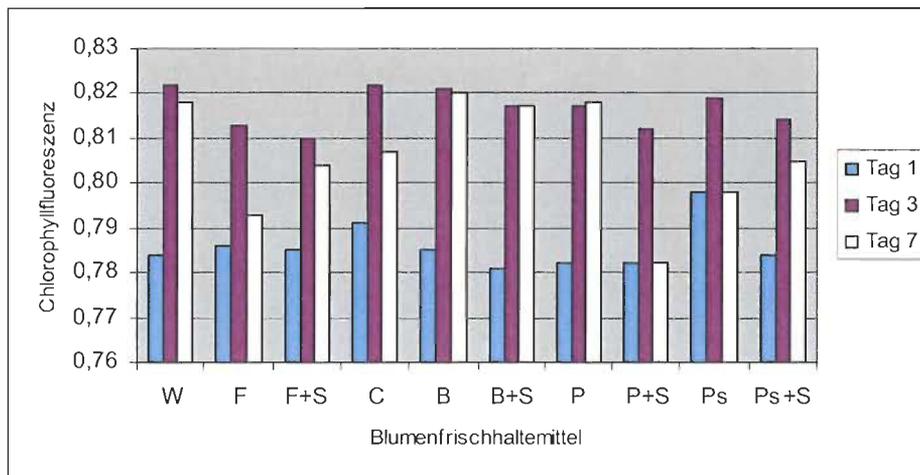


Abb. 32: Effekt der Frischhaltmittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf die Chlorophyllfluoreszenz der Rosensorte „Avalanche“ (Tastversuch, Mittelwert, n = 5)

Die Chlorophyllfluoreszenz wird zuerst beeinträchtigt wenn Pflanzen ungünstigen Umweltbedingungen ausgesetzt sind und dies gilt auch für Stressoren denen Pflanzen in der Nachernte- oder Nachproduktionsphase ausgesetzt sind (deEll et al., 1999). Die Chlorophyllfluoreszenzmessung in der Nacherntephase von Zierpflanzen kam zuerst bei Topfpflanzen wie *Ficus benjamina* L., *Dieffenbachia picta* Schott., *Codiaeum variegatum* L. sowie bei Schnittrosen zur Anwendung (deEll et al., 1999). Bei Schnittgrün wurde die Chlorophyllfluoreszenz dazu genutzt um die besten Lagerbedingungen für den Erhalt der Qualität und der Maximierung des Vasenlebens herauszufinden (Pacifici et al., 2008). Die Messung der Chlorophyllfluoreszenz wurde auch im Zuge von Untersuchungen der Auswirkungen von Frischhaltelösungen auf die Nacherntequalität von Schnittblumen wie *Bougainvillea* (Hossain et al., 2007; Balas et al., 2006) und Levkojen verwendet (Ferrante et al., 2009). Ferrante et al. (2012) stellten fest, dass Levkojen, die mit Thidiazuron und Gibberellinsäure (GA3) behandelt wurden, im Gegensatz zur Kontrollgruppe, keinen signifikanten Abfall der Chlorophyllfluoreszenz (Fv/Fm) während des Vasenlebens aufwiesen. Im Verlauf des vorliegenden Versuches war zunächst ein Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz festzustellen, wobei die niedrigeren Initialwerte vermutlich auf die Stressbedingungen im Zuge des Transportes und der Einvasung zurückzuführen waren. Die Frischhaltelösungen Biovin und Plantasalva zeigten eine etwas bessere Eignung das Absinken der Chlorophyllfluoreszenz während der zweiten Versuchshälfte zu verzögern als die Frischhaltelösungen Flora, Chrysal und Plantasalva salzarm. Durch den Einsatz von Blumenfrischhaltelösungen konnte die Entwicklung der Chlorophyllfluoreszenz während des Vasenlebens, verglichen mit der unbehandelten Kontrollgruppe, nicht positiv beeinflusst werden.

8.6 Diskussion

Versuch 1 (*Helianthus annuus*, „Sunrich Orange“): Die Frischhaltemittel Flora und Plantasalva 1% verlängerten das Vasenleben der Sonnenblumen im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser, wobei die haltbarkeitsverlängernde Wirkung allerdings statistisch nicht signifikant war.

Versuch 2 (*Tulipa gesneriana*, „Golden Apeldoorn“, „Van Eijk“ (2011): Die Applikation der Blumenfrischhaltemittel Flora und Plantasalva 1% bzw. 3% bewirkte eine signifikante Verkürzung der Haltbarkeit der gelbblühenden Tulpen im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser, während auf das Vasenleben der rosablühenden Tulpen keine Wirkung festzustellen war. Die physiologischen Parameter Chlorophyllfluoreszenz und Brixwert standen in keinem Zusammenhang zur Dauer des Vasenlebens und erwiesen sich demnach als ungeeignet um das Vasenleben der untersuchten Tulpen zu charakterisieren.

Versuch 3 (*Tulipa gesneriana*, „Pink Impression“, 2012): Der Abfall der Chlorophyllfluoreszenz konnte durch die untersuchten Blumenfrischhaltemittel nicht verzögert werden. Der Verbrauch von Vasenlösung wurde nach der Applikation der Frischhaltemittel, verglichen mit der unbehandelten Kontrollgruppe, reduziert. Die Frischhaltemittel Plantasalva und Plantasalva salzarm bewirkten, im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser, einen stärkeren Anstieg des Trockengewichtes von Blüte, Blatt und Stängel. Das Frischhaltemittel Chrysal konnte den Feuchtigkeitsverlust der Blüten im Versuchsverlauf verhindern. Die Farbpigmentwerte a^* und b^* der Petalen konnten mit Hilfe des Frischhaltemittels Chrysal, im Unterschied zu den Frischhaltemitteln Plantasalva und Plantasalva salzarm, bis zum Ende des Versuches auf relativ konstanter Höhe gehalten werden.

Versuch 4 (*Rosa x Hybrida*, „Passion“, 2011): Die Behandlung mit Flora und Plantasalva/Flora bewirkte eine signifikante Verlängerung des Vasenlebens im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser, während die Frischhaltelösungen Plantasalva, Flora/Plantasalva und Saccharose/Plantasalva zu einer signifikanten Verkürzung des Vasenlebens führten. Die Korrelationsanalyse ergab einen signifikant negativen Zusammenhang zwischen der Dauer des Vasenlebens und der Höhe der Chlorophyllfluoreszenzwerte sowie den Pigmentwerten der Blüte beim Ausscheiden aus dem Versuch. Zwischen Frischgewicht und Vasenhaltbarkeit wurde kein Zusammenhang festgestellt.

Versuch 5 (*Rosa x Hybrida*, „Avalanche“,2012): Die Frischhaltemittel Plantasalva und Plantasalva salzarm hatten, verglichen mit der unbehandelten Kontrollgruppe, eine Reduktion von Frischgewicht und Verbrauch an Vasenlösung zur Folge, konnten die Wasserbalance also nicht positiv beeinflussen. Die mit Chrysal behandelten Rosen zeigten im Laufe des Vasenlebens fast keinen Frischgewichtsverlust, bei gleichzeitig geringen Verbrauch an Vasenlösung, woraus man schließen könnte, dass die Erhaltung des Frischgewichtes auf eine Transpirationshemmende Wirkung zurückzuführen sein könnte. Biovin, Chrysal und Flora 2000 konnten den Anstieg des Trockengewichtes der Blüten im Vergleich zur Kontrollgruppe Wasser tendenziell vermindern. Das Frischhaltemittel Biovin verhinderte den Feuchtigkeitsverlust der Blätter bis zum Versuchende. Die Entwicklung der Chlorophyllfluoreszenz wurde durch die Applikation der Blumenfrischhaltemittel nicht positiv beeinflusst.

Aufgrund der vorliegenden Versuchsergebnisse kann die Anwendung der Blumenfrischhaltemittel Plantasalva und Plantasalva salzarm für *Rosa x Hybrida* und *Tulipa gesneriana* nicht empfohlen werden. Die Wirksamkeit auf die Nacherntequalität von *Helianthus annuus* sollte anhand einer größeren Stichprobe einer weiteren Überprüfung unterzogen werden, wobei neben der Dauer des Vasenlebens auch noch andere qualitätsrelevante Parameter in die Untersuchung mit einbezogen werden sollten. Das Frischhaltemittel Flora erwies sich als eine wirkungsvolle Maßnahme um die Vasenhaltbarkeit von *Rosa x Hybrida* zu verlängern, während das Vasenleben von *Tulipa gesneriana* verkürzt wurde. Die Untersuchungsergebnisse deuten darauf hin, dass das Frischhaltemittel Chrysal eine günstige Wirkung auf den Wasserstatus von Schnittrosen und Tulpen hat und des weiteren die seneszenzbedingten Farbveränderungen von Tulpenblüten verlangsamt. Die pflanzenphysiologischen Parameter Chlorophyllfluoreszenz und Farbpigmente (Blüte) scheinen dazu geeignet die Nacherntequalität von *Rosa x Hybrida* zu beschreiben.

9 Literaturverzeichnis

- Aarts, J.F.T. 1957a. On the Keepability of Cut Flowers. Meded. Landbouwhogesch. Wageningen. 57 (9): 1-62.
- aid infodienst. 2008. Die Welt der Schnittblumen. Bonn. 1523: 4
- Algera, L. 1968. Topple Disease of Tulips. Phytopath. Z. 62: 251-261.
- Al-Humaid, A. 2004. Silver Thiosulfate Prolongs Vase Life and Improves Quality of Cut Gladiolus and Rose Flowers. Journal of Food Agriculture and Environment 2: 266-300.
- Apelbaum, A., Katchansky, M. Improving Quality and Prolonging Vase Life of Bud Cut Flowers by Pretreatment with Thiabendazole. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 102: 623-625.
- Armitage, A.M. 1993. Specialty Cut Flowers: The Production on Annuals, Perennials, Bulbs and Woody Plants for Fresh and Dried Cut Flowers. Portland, OR: Varsity Press
- Arnold, Z. 1930. Einige orientierende Versuche zur Frage der künstlichen Frischhaltung der Schnittblumen. Gartenbauwissenschaft 5: 255-266.
- Arnold, Z. 1931. Weitere Versuche zur Frage der künstlichen Frischhaltung der Schnittblumen. Gartenbauwissenschaft 5: 255-266
- Arora, A. 2008. Biochemistry of Flower Senescence. In: Postharvest Biology and Technology of Fruits, Vegetables, and Flowers. Wiley-Blackwell. Iowa, USA. 4: 41-85.
- Arora, A. 2008. Programmed Cell Death During Plant Senescence. In: Paliyath, G., Murr, D. P., Handa, A.K., Lurie, S. (eds.). Postharvest Biology and Technology of Fruits, Vegetables, and Flowers. Wiley-Blackwell. Iowa, USA: 86-124.
- Arora, J.S., Singh, K. 2002. Pre- and Post Harvest Management of Cut Flowers. J. Indian Horticulture. Jan-Mar: 20-23.
- Arthey, V.D. 1975. Quality of Horticultural Products. Butterworth and Co Ltd, London: 1-23.
- Asen, S., Norris, K.H. und Stewart, R.N. 1971. Effect of pH and Concentration of the Anthocyanin-Flavanol Co-pigment Complex on the Color of 'Better Times' Roses. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 96: 770-773.
- Ashman, T-L. und Schoen, D.J. 1994. How Long Should Flowers Live? Nature 371:788-791.
- Baker, J.E. 1983. Preservation of Cut Flowers. In: Plant Growth Regulating Chemicals (ed. L.G. Nickell). CRC Press. Boca Raton: FL 177-191.
- Balas, J., Coronado, P.A.G., Teixeira da Silva, J.A.T. und Jayatilleke, M.P. 2006. Supporting Post-Harvest Performance of Cut-Flowers Using Fresh-Flower-Refreshments and Other Vase-Water-Additives. In: Teixeira da Silva JT, (ed.) Floriculture, Ornamental and Plant Biotechnology: Advances and Topical Issues. Vol. 1. Global Science Books: 612-629.

- Beckman, K.B. und Ingram, D.S. 1994. The Inhibition of the Hypersensitive Response of Potato Tuber by Cytokinins: Similarities between Senescence and Plant Defence Mechanisms. *Physiological and Molecular Plant Pathology*. 45: 229-246.
- Bhaskar, V.V, Rao, P.V. und Reddy, Y.N. 2003. Effects of Certain Chemicals on Vase Life of Cut Rose. *Journal of Ornamental Horticulture* 6 (2): 113-118.
- Bieleski, R.L. 1993. Fructan Hydrolysis Drives Petal Expansion in the Ephemeral Daylily Flower. *Plant Physiol*. 103: 213-219.
- Bieleski, R.L, Ripperda, J., Newman, J.P. und Reid, M.S. 1992. Carbohydrate Changes and Leaf Blackening of *Protea eximia*. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 117: 124-127.
- Bilger, W. und Björkmann, O. 1990. Role of the Xanthophyll Cycle in Photoprotection Elucidated by Measurements of Light-Induced Absorbance Changes, Fluorescence and Photoynthesis in *Hedera canariensis*. *Photosynthesis Reserach* 25: 173-185.
- Biolley, J.P. und Jay, M. 1993. Anthocyanins in Modern Roses: Chemical and Colorimetric Features in Relation to the Color Range. *J. Expt. Bot.* 44: 1725–1734.
- Biran, I., Enoch, H.Z., Zieslin, N. und Halevy, A.H. 1983. The Influence of Light Intensity, Temperature and Carbon Dioxide Concentration on Anthocyanin Content and Blueing of „Baccara“ Roses. *Sci. Hortic.* 1: 157-164.
- Biran, I. und Halevy, A.H. 1974a. Effects of Short-Term Heat and Shade Treatments of Petal Colour of „Baccara“Roses. *Physiol. Plant.* 31: 180-185.
- Biran, I. und Halevy, A.H. 1974ab. Effects of Varying Light Intensities and Temperature Treatments Applied to Whole Plants, or Locally to Leaves or Flower Buds, on Growth and Pigmentation of „Baccara“ Roses. *Physiol. Plant.* 31: 175-179.
- Bleeksma, H.C. und Van Doorn, W.G. 2003. Embolism in Rose Stems as a Result of Vascular Occlusion by Bacteria. *Postharvest Biology and Technology* 29: 334-340.
- Boesman, G. und Flamee, M. 1975. Quality Evaluation of Cut Flowers by Means of Objective Colour Measurement. *Acta Hort.* 41:227-233.
- Bolhar-Nordenkamp, H.R., Long, S. und Lechner, E.G. 1989. Die Bestimmung der Photosynthesekapazität über die Chlorophyllfluoreszenz als Maß für die Streßbelastung von Bäumen. *Phyton (Austria)* 29 (1): 119-135.
- Borochoy, A. und Woodsen, W.R. 1989. Physiology and Biochemistry of Flower Petal Senescence. *Hort. Rev.* 11: 15-43.
- Bravdo, B., Mayak, S. und Gravrieli, Y. 1974. Sucrose and Water Uptake from Concentrated Sucrose Solutions by Gladiolus Shoots and the Effect of these Treatments on Floret Life. *Can. J. Bot.* 52: 1271-1281.
- Burdett, A.N. 1970. The Cause of Bent Neck in Cut Roses. *J.Amer.Soc.Hort.Sci.* 95: 427-431.

- Buta, J.G. und Moline, H.E. 1998. Methyl Jasmonat Extends Shelf Life and Reduces Contamination of Fresh Cut Celery and Peppers. *J. Agri. Food Chem.* 46: 243-302
- Butler, W.L. und Kitajima, M. 1975. A Tripartite Model for Chloroplast Fluorescence. In: Avron, M. (ed.). *Proceedings of the Third International Congress on Photosynthesis*. Elsevier. Amsterdam: 13-24.
- Cameron, A.C. und Reid, M.S. 1983. Use of Silver Thiosulfate to Prevent Flower Abscission from Potted Plants. *Scientia Hort.* 19: 373-378.
- Carow, B. 1981. *Frischhalten von Schnittblumen*. 2. Aufl. Ulmer Verlag. Stuttgart: 203 S
- Carow, B. und Bahnemann, K. 1980. Einfluß von Silbernitrat, Kinetin und Benzylaminopurin auf das Vergilben von Pelargonium-Zonale-Stecklingen. *Gartenbauwissenschaft* 45: 273-278.
- Cellikel, F. G. und Karaaly, Y. 1995a. Effect of Preharvest Factors on Flower Quality and Longevity of Cut Carnations (*Dianthus caryophyllus* L.). *Acta Hort.* 405: 156-163.
- Chand, S., Kumar, V., und Kumar, J. 2012. Effect of AgNO₃ and 8-HQC on Vase Life of Cut Roses. *HortFlora Reserach Spectrum* 1(4): 380-382.
- Chen, W. S., Liao, L. J., Chen, C. Y. und Huang, K. L. (2001). Kinetin, Gibberellic Acid and Sucrose Affect Vase Life in *Oncidium* spp. *Acta Bot. Gallica.* 148: 177-181.
- Cook, D., Rasche, M. und Eisinger, W. 1985. Regulation of Ethylene Biosynthesis and Action in Cut Carnation Flower Senescence of Cytokinins. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 110: 24-27.
- Coronado, P. 2005. Effects of Bioactive Compounds on Vase Life of Cut Roses. Master Thesis. Universität für Bodenkultur. Wien: 1-76.
- Creelman, R. und Mullet, J.E. 1995. Jasmonic Acid Action and Distribution in Plants: Regulation during Development and Responses to Biotic and Abiotic Stresses. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* .92: 4114-4119.
- Cywinska-Smoter, K., Rudnicki, R.M. und Goszczynska, D. 1978. The Effects of Gibberellin and Sucrose in Opening Tight Carnation Buds. *Scientia Hort.* 9: 155-165.
- Da Rocha Batista, R.J., Grossi, A.A.S., Ribeiro Junior, J.I., Barbosa, J.G. und Finger, F.L. 2009. Rose Flower Longevity in Response to Ethylene and 1-Methylcyclopropene (1-MCP). *Acta Hort.* 847: 363-375.
- Darras, A.I., Terry, L.A. und Joyce, D.C. 2005. Methyl Jasmonat Vapour Treatment Supresses Specking Caused by *Botrytis cinerea* on Cut *Freesia hybrida* L. Flowers. *Postahrvest Biol. Technol.* 38: 175-182.
- De Ell, J.R., Prange, R.K. und Murr, D.P. 1995. Chlorophyll Fluorescence as a Potential Indicator of Controlled-Atmosphere Disorders in "Marshall" McIntosh Apples. *HortScience.* 30: 1084-1085

- De Ell, J.R. und Toivonen, P.M.A. 2003. Use of Chlorophyll Fluorescence in Postharvest Quality Assessments of Fruits and Vegetables. In: Practical Applications of Chlorophyll Fluorescence in Plant Biology. Kluwer Academic Publishers. USA. 7: 204 – 242.
- De Ell, J.R., van Kooten, O., Prange, R.K. und Murr, D.P. 1999. Applications of Chlorophyll Fluorescence Techniques in Postharvest Physiology. Hort. Reviews 23: 69-107.
- Devecchi, M. 2005. Post-Harvest Physiology of Cut Flowers of Sunflowers „Sunrich Orange“ (*Helianthus annuus*): First Experimental Results. Acta Hort. 669:381-393.
- Dilley, D.R. und Carpenter, W.J. 1975. The Role of Chemical Adjuvants and Ethylene Synthesis on Cut Flower Longevity. Acta Hort. 4:117-132.
- Dilley, D.R., Carpenter, W.J. und Burg, S.P. 1975. Principles and Application of Hypobaric Storage of Cut Flowers. Acta Hort. 41: 249-268.
- Doi, M. und Reid, M.S. 1995. Sucrose Improves the Postharvest Life of Cut Flowers of a Hybrid *Limonium*. HortScience. 30: 1085-1060.
- Durkin, D.J. 1979. Effect of Millipore Filtration, Citric Acid and Sucrose on Peduncle Water Potential of Cut Rose Flower. J .Am. Soc. Hort. Sci. 104: 860-863.
- Durkin, D.J.1981. Factors Affecting Rehydration of Cut Flowers. Acta Hort. 113: 109-117.
- Durkin, D., Barthe, P., Vaillant,V. und Arene, L. 1991. Effect of Preservative Solutions on Some Indicators of Senescence in Cut Roses. Acta Hort. 298: 141-144.
- Durkin, D.J. und Kue, R.H. 1966. Vascular Blockage and Senescence of the Cut Rose Flower. Proc. Am. Soc. Hort. Sci. 89: 683-688.
- Eason, J.R. 2002. *Sandersonia aurantiaca*: an Evaluation of Postharvest Pulsing Solutions to Maximise Cut Flower Quality. NZ. J. Crop. Hort. Sci. 30: 69-78.
- Einert, A.E. 1971. Reduction in Last Internode Elongation of Cut Tulips by Growth Retardants. HortScience 6: 459-460.
- Elgimabi, M. 2011. Vase Life Extension of Rose Cut Flowers (*Rosa hybrida*) as Influenced by Silver Nitrate and Sucrose Pulsing. American Journal of Agricultural and Biological Sciences 6 (1): 128-133.
- Elhindi, K.M. 2012. Evaluation of Several Holding Solutions for Prolonging Vase-Life and Keeping Quality of Cut Sweet Pea Flowers (*Lathyrus odoratus* L.). Saudi Journal of Biological Sciences 19(2): 195-202.
- Emongor, E. 2004. Effects of Gibberellic Acid on Postharvest Quality and Vaselife of Gerbera Cut Flowers (*Gerbera jamesonii*). Journal of Agronomy, 3: 191-195.
- Estelle, M. 2001. Proteases and Cellular Regulation in Plants. Curr. Opin. Pl. Biol. 4: 254-260.
- Evans, R.Y. und Reid, M.S. 1986: Control of Petal Expansion During Diurnal Opening of Roses. Acta Hort. 181: 48-51.

- Farnham, D.S., Kofranek, A.M. und Kubota, J. 1978. Bud Opening of *Gypsophila paniculata* L. cv. Perfecta with Physan 20. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 103: 382-384.
- Ferrante, A., Hunter, D.A., Hackett, W.P. und Reid, M.S. 2002. Thidiazuron – a Potent Inhibitor of Leaf Senescence in *Alstroemeria*. Postharvest Biol. Tech. 25: 333-338.
- Ferrante, A., Mensuali-Sodi, A. und Serra, G. 2009. Effect of Thidiazuron and Gibberellic Acid on Leaf Yellowing of Cut Stock Flowers. Central European Journal of Biology. 4 (4): 461-468.
- Ferrante, A., Trivellini, A., Borghesi, E. und Vernieri, P. 2012. Chlorophyll a Fluorescence as a Tool in Evaluating the Effects of ABA Content and Ethylene Inhibitors on Quality of Flowering Potted *Bougainvillea*. The Scientific World Journal. Article ID 684747. 11 S
- Ferrante, A., Vernieri, P., Serra, G. und Tognoni, F. 2004. Changes in Abscic Acid During Leaf Yellowing of Cut Stock Flowers. Plant Growth regulation. 43: 127-134.
- Fjeld, T., Gislerod, H.R., Revhaug, V. und Mortensen, L.M. 1994. Keeping Quality of Cut Roses as Affected by High Supplementary Irradiation. Scientia Hort. 57: 157-164.
- Forkmann, G. 1991. Flavonoids as Flower Pigments: The Formation of the Natural Spectrum and its Extension by Genetic Engineering. Plant breeding. 106: 1-26.
- Fracheboud, Y. und Leipner, J. 2003. The Application of Chlorophyll Fluorescence to Study Light, Temperature, and Drought Stress. Practical Applications of Chlorophyll Fluorescence in Plant Biology. Kluwer Academic Publishers. USA. 4: 126-150.
- Fujino, D.W., Reid, M.S. und Vandermolten, G.E. 1983. Identification of Vascular Blockage of Cut Maidenhair (*Adiantum raddianum*) Fronds. Scientia Hort. 21: 381-388.
- Garrod, J.F. und Harris, G.P. 1978. Effects of Gibberellic Acid on Senescence of Isolated Petals of Carnation. Ann. Appl. Biol. 88: 309.
- Garcia Victoria, N., Marissen, N. und van Meeteren, U. 2003. Effect of Supplemental Carbohydrates. Roberts, A., Debener, T. und Gudin, S. (Herausg.). Encyclopedia of Rose Science. 1. Aufl. Elsevier Academic Press. Amsterdam: 549-554.
- Gast, K.L.B. 1995. Production and Postharvest Evaluation of Fresh-Cut Sunflowers. Agricultural Experiment Station. Kansas University. Report of Progress. 751: 1-9.
- Gast, K.L.B. 1997. Evaluation of Postharvest Life of Perennial Fresh-Cut Flowers. Agricultural Experiment Station and Cooperative Extension Service. Kansas State University. Report of Progress. 805: 1-7.
- Gast, K.L.B. 2001. Methyl Jasmonat and Long Term Storage of Fresh Cut Peony Flowers. Acta Hort. 543: 327-330.
- Gast, K.L.B. 2002. Sunflower Vaselife. Greenhouse Management & Production. Kansas State University. 22(11): 8-9.

Gay, A.P. und Nichols, R.1977. The Effects of Some Chemical Treatments on Leaf Water Conductance of Cut Flowering Stems of *Chrysanthemum morifolium*. Sci. Hort. 6:167-177.

Genty, B., Briantais, J-M. und Baker, N.R. 1989. The Relationship Between Quantum Yield of Photosynthesis Electron Transport and Quenching of Chlorophyll Fluorescence. Biochemica et Biophysica Acta. 990: 87-92.

Gilbart, D.A. und Sink, K.C.1971. Regulation of Endogenous Indoleacetic Acid and Keeping Quality of *Poinsettia*. J. Am. Soc. Hort.Sci. 96: 3.

Gilman, K.F. und Steponkus, P.L. 1972. Vascular Blockage in Cut Roses. J. Am. Soc. Hort. Sci. 97: 662-667.

Gindin, E., Tirosh, T. und Mayak, S. 1988. Transient Water Flooding and Apparent Memory in *Chrysanthemum* Flowers. Acta Hort. 261: 171-184.

Goszczyńska, D.M. und Rudnicki, R.M. 1988. Storage of Cut Flowers. In: Janick, J. (Hrsg.). AVI Publ. Co. Westport. Conn. Hort. Rev. 10: 35-62.

Grüning, U. 1935. Beiträge zur sachgemäßen Behandlung von Schnittblumen. Diss. Math.-Nat. Fak. Univ. Hamburg

Guiboileau, A., Sormani, R., Meyer, C. und Masclaux-Daubresse, C. 2010. Senescence and Death of Plant Organs: Nutrient Recycling and Developmental Regulation. Comptes Rendus Biologies 333: 382-391.

Halevy, A.H. 1989. Objective and Subjective Parameters of Quality Evaluation of Cut Flowers. Act. Hort. 261: 227-231.

Halevy, A.H. und Mayak, S. 1979, 1981. Senescence and Postharvest Physiology of Cut Flowers. Part 1 und Part 2. Horticultural Reviews. 1: 204 -236 und 3: 59-143.

Halevy, A.H., Mayak, S., Tirosh, T., Spiegelstein, H. und Kofranek, A.M. 1974. Opposing Effects of Abscic Acid on Senescence of Rose Flowers. Plant Cell Physiol. 15: 813-821

Halevy, A.H und Zieslin, N. 1969. The Development and Causes of Petal Blackening and Malformation of Baccara Rose Flowers. Acta Hort. 15: 149-156.

Hall, A.E., Chen, Q.G., Findell, J.L., Schaller, G.E. und Bleecker, A.B. 1999. The Relationship Between Ethylene Binding and Dominant Insensitivity Conferred by Mutant Forms of the ETR1 Ethylene Receptor. Plant. Physiol. 121: 291-299.

Han, S.S. 1992. Role of Sucrose in Bud Development and Vase Life of Cut *Liatris Spicata* L. Willd. HortScience 27: 1198-1200.

Hansen, J.D. und Hara, A.H.1994. A Review of Postharvest Disinfestations of Cut Flowers and Foliage with Special Reference to Tropicals. Postharvest Biol. Tech. 4: 193-212.

Hansen, J.D., Hara, A.H. und Tenbrink, V.L. 1992. Vapour Heat: a Potential Treatment to Disinfect Tropical Cut Flowers and Fruits. HortScience 27 (2): 139-142.

- Hara, A., Tsang, M. und Hata, T. 1994. Postharvest Treatment Alternatives for Flowers and Foliage. In: Annual International Research Conference on Methyl Bromide Alternatives and Emissions Reductions. November 13-16: 74-1 bis 74-2.
- Harbinson, J. und Rosenqvist, E. 2003. An Introduction to Chlorophyll Fluorescence. Practical Applications of Chlorophyll Fluorescence in Plant Biology. Kluwer Academic Publishers. USA. 1: 2-29.
- Hass-Tschirschke, I. 1996. Qualitätssicherung von Schnittblumen. Deutscher Gartenbau 11/96: 660-663.
- Hayashi, T. und Todoriki, S. 1995. Prevention of Radiation-Induced Damage of Chrysanthemums With Vase Solution. Food Irr. Jap. 30: 28-31.
- Hendriks, L., Spinarova, S. und Bormann, M. 2005. Acoustic Emission Profiles of Cut Roses as a Prognosis Component for Vase Life. Acta Hort. 669: 35-41.
- Hipkins, M.F. und Baker, N.R. 1986. Spectroscopy. In: Hipkins, M.F. und Baker, N.R. (eds). Photosynthesis – Energy Transduction: A Practical Approach. IRL Press. Oxford: 51-101.
- Holly, W.D. 1963. Grow Keeping Quality into our Flowers. In: Rogers, M.N (ed.). Living Flowers that Last. Univ. Missouri. Columbia. USA: 9-18.
- Holstead, C. 1993. Sunflowers. Florist's review. 148 (8): 34
- Hossain, A.B.M.S., Boyce, A.N. und Osman, N. 2007. Postharvest Quality, Vase life and Photosynthetic Yield (Chlorophyll Fluorescence) of *Bougainvillea* Flower by Applying Ethanol. Australian Journal of Basic and Applied Sciences. 1: 733–740.
- Ichimura, K., Fujiwara, T., Ymauchi, Y., Horie, H. und Kohata, K. 2005. Effects of Tea-Seed-Saponins on the Vase life, Hydraulic Conductance and Transpiration of Cut Rose Flowers. JARQ 39:115-119
- Ichimura, K. und Hiraya, T. 1999. Effect of Silver Thiosulphate Complex (STS) in Combination with Sucrose on the Vase Life of Cut Sweet Pea Flowers. J. Jpn. Soc. Hort. Sci. 68: 23-27.
- Ichimura, K. und Hisamatsu, T. 1999. Effects of Continuous Treatment with Sucrose on the Vase Life, Soluble Carbohydrate Concentrations and Ethylene Production of Cut Snapdragon Flowers. J. Jpn. Soc. Hort. Sci. 86: 61-66.
- Ichimura, K., Kawabata, Y., Kishimoto, M., Goto, R. und Yamada, K. 2003. Shortage of Soluble Carbohydrates is Largely Responsible for Short Vase Life of Cut „Sonia“ Rose Flowers. Journal of Japan Society of Horticultural Science 72: 292-298.
- Ichimura, K., Kohata, K. und Goto, R. 2000. Soluble Carbohydrates in *Delphinium* and their Influence on Sepal Abscission in Cut Flowers. Physiol. Plant. 108: 307-313.
- Ichimura, K., Kojima und K., Goto, R. 1999. Effects of Temperature, 8-Hydroxyquinoline Sulphate and Sucrose on the Vase Life of Cut Rose Flowers. Postharv. Biol. Technol. 15: 33-40.

- Ichimura, K. und Korenaga, M. 1998. Improvement of Vase Life and Petal Color Expression in Several of Cut Eustoma Flowers Using Sucrose with 8-Hydroxyquinoline Sulphate. *Bull. Natl. Ornament. Plants and Tea. Japan.* 13: 31-39.
- Ichimura, K. und Shimizu-Yumoto, H. 2007. Extension of the Vase Life of Cut Roses by Treatment with Sucrose Before and During Stimulated Transport. *Bull. Natl. Inst. Flor. Sci.* 7: 17-27.
- Ichimura, K. und Suto, K. 1999. Effects of the Time of Sucrose Treatment on Vase Life, Soluble Carbohydrate Concentrations and Ethylene Production in Cut Sweet Pea Flowers. *Plant Growth Regul.* 28: 117-122.
- Ichimura, K., Taguchi, M. und Norikoshi, R. 2006. Extension of Vase Life in Cut Roses by treatment with Glucose, Isothiazolinonic Germicide Citric Acid and Aluminium Sulphate Solution. *Japan Agricultural Research Quarterly* 40: 264-269.
- Iwaya-Inoue, M. und Takata, M. 2001. Trehalose Plus Chloramphenicol Prolong the Vase Life of Tulip Flowers. *HortScience.* 36(5): 946-950.
- Johnson, G.N., Young, A.J., Scholes, J.D. und Horton, P. 1993. The Dissipation of Excess Excitation Energy in British Plant Species. *Plant, Cell and Environment.* 16: 673-679.
- Jones, M. 2008. Ethylene Signalling is Required for Pollination-Accelerated Senescence in *Petunia*. *Plant. Sci.* 175: 190-196
- Jones, R.B. und Hill, M. 1993. The Effect of Germicides on the Longevity of Cut Flowers. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 118: 350-354.
- Jones, R.B., Serek, M. und Reid, M.S. 1993. Pulsing With Triton X-100 Improves Hydration and Vase Life of Cut Sunflowers (*Helianthus annuus* L.). *Hort. Science.* 28 (12): 1178-1179.
- Jowkar, M.M. 2006. Water Relations and Microbial Proliferation in Vase Solutions of *Narcissus tazetta* L. cv. „Shahla-e-Shiraz“ as Affected by Biocide Compounds. *J. Hort. Sci. Biotech.* 81: 656-660.
- Jowkar, M.M., Kafi, M., Khalifi, A. und Hassanzadeh, N. 2012. Reconsideration in Using Citric Acid as Vase Solution Preservative for Cut Rose Flowers. *Current Research Journal of Biological Sciences* 4(4): 427-436.
- Jowkar, M., Kafi, M., Khalifi, A. und Hassanzadeh, N. 2012. Evaluation of Aluminium Sulfate as Vase Solution Viocide on Postharvest Microbial and Physiological Properties of „Cherry Brand“ Rose. *Annals of Biological Research* 3(2): 1132-1144.
- Jowkar, M.M. und Salehi, H. 2005. Effects of Different Preservative Solutions on the Vase Life of Cut Tuberose Flowers at Usual Home Conditions. *Acta Hort.* 669: 411-415.
- Joyce, D.C. und Jones, P. N. 1992. Water Balance of the Foliage of Cut Geraldton Wax Flower. *Postharvest Biol. Technol.* 2: 31-39.

- Kaminski, R. (1969). Rosen. In: Hinweise zur Qualitätsproduktion von Zierpflanzen. Wartberg, S. Sächsische Landesanstalt für Landwirtschaft. Dresden Pillnitz
- Kautzky, H., Appel, W. und Amann, H. 1960. Chlorophyllfluoreszenz und Kohlensäureassimilation. *Biochemische Zeitschrift*. 322: 277-292.
- Kautsky, H. und Hirsch, A. (1931). Neue Versuche zur Kohlensäureassimilation. *Naturwissenschaften* 19: 964.
- Kazemi, M., Hadavi, E. und Hekmati, J. 2010. The Effects of Malic Acid on the Bacteria Populations of Cut Flowers of Carnations Vase Solution. *World Applied Sciences Journal* 10(7): 737-740.
- Ketsa, S., Piyasaengthong, Y. und Parthuangwong, S. 1995. Mode of Action of AgNO₃ in Maximizing Case-Life of *Dendrobium Pompadour* Flowers. *Post-Harvest Biol. Technol.* 5: 109–117.
- Ketsa, S., Uthairatanakij, A. und Prayurawong, A. 2001. Senescence of Diploid and Tetraploid Cut Inflorescences of *Dendrobium „Caesar“*. *Scientia Hort.* 91: 133-141.
- Khan, F. U., Khan, F. A., Hayat, N. und Bhat, S. A. 2007. Influence of Certain Chemicals on Vase Life of Cut Tulip. *Indian Journal of Plant Physiology* 12 (2): 127-132.
- Khol, H.C. und Rundle, D.L. 1972. Decreasing Water Loss in Cut Roses with Abscic Acid. *HortScience* 7: 249.
- Knee, M. 2000. Selection of Biocides for Use in Floral Biocides. *Postharvest Biol. Technol.* 18: 227-234.
- Kofranek, A.M. und Halevy, A.H. 1972. Conditions for Opening Cut Chrysanthemum Flower Buds. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97: 578-584.
- Kofranek, A.M. und Paul, J.L. 1975. The Value of Impregnation Cut Stems with High Concentrations of Silver Nitrat. *Acta Hort.* 41: 199-206.
- Kofranek, A.M, Shepard, P. und Kubota, J. 1972. Seasonal Bud Opening of Albatros Mums. *Florist's Rev.* 151: 22-23, 59-61.
- Korz, J. 1996. Innere Qualität auf dem Prüfstand. *Deutscher Gartenbau* 12/96: 731.
- Kramer, A. 1973. Impact of Changing Quality Requirements. *HortScience* 8 (2): 106-109.
- Kramer, A. und Twigg, B.A. 1970. *Quality Control for the Food Industry*. Vol.1. AVI Publishing Co. Westport, CT.
- Koyama, Y. und Uda, A. 1994. Effects of Temperature, Light Intensity and Sucrose Concentration on Bud Forcing and Camation Flower Quality. *J. Jpn. Soc. Hort. Sci.* 63: 203-209 (Japanisch mit englischem Abstract).

- Kuiper, D., Ribot, S., van Reenen, H.S. und Marissen, N. 1995. The Effect of Sucrose on the Flower Bud Opening of Madelon Cut Roses. *Scientia Hort.* 60: 325-336.
- Laurie, A. 1936. Studies of the Keeping Quality of Cut Flowers. *Proc. Am. Soc. Hort. Sci.* 34: 595-597.
- Leopold, A.C. 1961. Senescence in Plant Development. *Science.* 134: 1727-1734.
- Lesham, Y.Y. 1988: Plant Senescence Processes and Free Radicals. *Free Radical and Biology and Medicine* 5: 39-49.
- Liao, L.J., Lin, Y.H., Huang, K.L. und Chen, W.S. 2001. Vase Life of *Eustoma grandiflorum* as Affected by Aluminum Sulfate. *Bot. Bull. Acad. Sin.* 42: 35-38.
- Liao, L.J., Lin, Y.H., Huang, K.L., Chen, W.S. und Cheng Y.N. 2000. Postharvest Life of Cut Rose Flowers as Affected by Silver Thiosulfate and Sucrose. *Bot. Bull. Acad. Sin.* 41: 299-303
- Ligawa, J.K., Joyce, D.C. und Hetherington, S.E. 1997. Exogenously Supplied Sucrose Improves the Postharvest Quality of Grevillea „Sylvia“ Inflorescences. *Aust. J. Exp. Agric.* 37: 809-816.
- Lilievre, J-M., Latche, A., Jones, B., Bouzayen, M. und Pech, J.C. 1997. Ethylene and Fruit Ripening. *Physiol. Plant.* 101: 727-739.
- Lindenbaum, S., Ginzberg, C. und Halevy, A.H. 1975. A Morphological Study of Bullhead Malformation in the Baccara Rose. *Ann. Bot.* 39: 219-223.
- Liu, J., He, S., Lü, P., Cao, J., Sheng, A. und Zhang, Z. 2009. Effect of Sodium Dichloroisocyanurate on Preservation of Cut Carnation *Dianthus caryophyllus* L.). *Acta Hort. Sinica* 36(1): 121-126.
- Livne, A. und Vaadia, Y. 1972. Water Deficits and Hormone Relations. Academic Press. New York: 255-276.
- Lu, P., Cao, J., He, S., Liu, J., Li, H., Cheng, G., Ding, Y., Joyce, D.C. 2010. Nano-Silver Pulse Treatments Improve Water Relations of Cut Rose cv. Movie Star Flowers. *Postharvest Biol. Technol.* 57: 196-202.
- Lü, P., He, S., Li, H., Cao, J. und Xu, H-L. 2010. Effects of Nano-Silver Treatment on Vase Life of Cut Rose cv. Movie Star Flowers. *Journal of Food, Agriculture & Environment* Vol. 8 (2): 1118-1122.
- Lukaszewska, A.J. 1997. Improving Keeping Qualities of *Nerine* Cut Flowers with Preservatives. *Acta Hort.* 430: 439-445.
- Lurie, S., Ronen, R. und Meier, S. 1994. Determining Chilling Injury Induction in Green Peppers Using Non-Destructive Pulse Amplitude Modulated (PAM) Fluorometry. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 119: 59-62.
- Macnish, A.J., de Theije, A. und Reid, M.S. 2009. An Alternative Postharvest Handling Strategy for Cut Flowers – Dry Handling After Harvest. *Acta Hort.* 847: 215-221.

- Markhart, A.H. und Harper, M.S. 1995. Deleterious Effects of Sucrose in Preservative Solutions on Leaves of Cut Roses. *HortScience* 30: 1429-1432.
- Marousky, F.J. 1969. Vascular Blockage, Water Absorption, Stomatal Opening and Respiration of Cut „Better times“ Roses Treated with 8-HQC and Sucrose. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 94: 223-226
- Marousky, F.J. 1971. Inhibition of Vascular Blockage and Increased Moisture Retention in Cut Roses Induced by pH, 8-HQC and Sucrose. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96: 38-41.
- Marousky, F.J. 1972. Water Relations, Effects of Floral Preservatives on Bud Opening and Keeping Quality of Cut Flowers. *HortScience*.7: 114-116.
- Marousky, F.J. und Carlyle, T.C. 1985. Postharvest Color Changes in Red Rose Petals. *Proc. Florida State Hort. Soc.* 98: 137–139.
- Marousky, F.J. und Rualston, J.C. Interaction of Flower Preservative Components and Light on Fresh Weight and Longevity of Cut Snapdragon Flowers. *Proc. Florida State Horticultural Society*: 445-448.
- Mayak, S. und Dilley, D.R. 1976. Effect of Sucrose on Response of Cut Carnation to Kinetin, Ethylene and Abscisic Acid. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 101: 583-585.
- Mayak, S. und Halevy, A.H. 1970. Cytokinin Activity in Rose Petals and its Relation to Senescence. *Plant Physiol.* 46: 497-499.
- Mayak, S. und Halevy, A.H. 1971. Water Stress as the Cause for Failure of Flower Bud Opening in Iris. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96: 482-483.
- Mayak, S. und Halevy, A.H. 1974. The Action of Kinetin in Improving the Water Balance and Delaying Senescence Processes of Cut Rose Flowers. *Physiol. Plant* 32: 330-36.
- Mayak, S., Halevy, A.H. und Katz, M. 1972. Correlative Changes in Phytohormones in Relation to Senescence Processes in Rose Petals. *Physiol. Plant.* 27:1-4.
- Mayak, S. und Kofranek, A.M. 1976. Altering the Sensitivity of Carnation Flowers (*Dianthus caryophyllus* L.) to Ethylene. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 101: 503-506
- Mayak, S. und Tirosh, T. 1995. An Approach to Control the Quality of Postharvest Treatments. *Acta Hort.* 405: 22-27.
- Maxwell, K. und Johnson, G.N. 2000. Chlorophyll Fluorescence – a Practical Guide. *J. of Exp. Bot.* Vol. 51 (345): 659-668.
- McGuire, R.G. 1992. Reporting of Objective Color Measurements. *HortScience* 27: 1254-1255.
- Meir, S., Droby, S., Kochanek, B., Salim, S. und Philosoph-Hadas, S. 2005. Use of Methyl Jasmonat for Suppression of Botrytis Rot in Various Cultivars of Cut Rose Flowers. *Acta Hort.* 669: 91-98.

Meir, S., Philosoph-Hadas, S. und Aharoni, N. 1992. Ethylene Increased Accumulation of Fluorescent Lipid-Peroxidation Products during Senescence of Parsley Leaves. J. Am. Soc. Hort. Sci. 117: 128-132.

Mensuali-Sodi, A. und Ferrante, A. 2005. Physiological Changes during Postharvest Life of Cut Sunflowers. Acta Hort. 669: 219-224.

Minolta. 1987. Exakte Farbkommunikation – Vom Farbgefühl bis zur objektiven Messung. Firmenschrift. Ahrensburg, Deutschland. 1-49.

Mir, N., Wendorf, M., Perez, R. und Beaudry, R. 1998a. Chlorophyll Fluorescence and Whole Fruit Senescence in Apple. Acta Hort.

Mir, N.A., Wendorf, M., Perez, R. und Beaudry, R. 1998. Chlorophyll Fluorescence as Affected by Some Superficial Defects in Stored Apple. J. Hort. Sci. Biotech. 73(6): 846-850.

Moalem-Beno, D., Tamari, G., Leitner-Dagan, Y., Borochoy, A. und Weiss, D. 1997. Sugar-Dependent Gibberelin-Induced Chalcone Synthase Gene Expression in *Petunia* Corollas. Plant Physiol. 103: 213-219.

Moe, R. und Smith-Eriksen, A. 1986. The Effect of Ethephone and STS Treatment on Flower Malformation and Flower Bud Abscission in *Begonia cheimantha* cv. "Everet". Acta Hort. 181: 155-159.

Mortazavi, N., Naderi, R., Khalighi, A., Babalar, M. und Allizadeh, H. 2007. The Effect of Cytokinin and Calcium on Cut Flowers Quality in Rose (*Rosa hybrida* L.) cv. Illona. Journal of Food Agriculture and Environment 5 (3&4): 311-313.

Mortensen, L.M., und Gislerod, H.R. 1997. Effects of Air Humidity and Air Movement on the Growth and Keeping Quality of Roses. Gartenbauwissenschaft 62 (6): 273-277.

Nagarajaiah, C. und Reddy, T.U. 1991. Effects of Calcium, Zinc and Sucrose on the Post-Harvest Behaviour of Cut "Queen Elizabeth" Roses. J. Mahara. Agric. Univ. 16: 161-164

Nell, A.T und Reid, M.S. 2000. Flower & Plant Care. The 21ST Century Approach. Society of American Florists. Alexandria. VA, USA .11-44.

Nichols, R. 1973. Senescence of the Cut Carnation Flower: Respiration and Sugar Status. Journal of Horticultural Science. 48: 111-121.

Niewiadomska, E., Polzien, L., Desel, C., Rozpadek, P., Miszalski, Z. und Krupinska, K., 2009. Spatial Patterns of Senescence and Development-Dependent Distribution of Reactive Oxygen Species in Tobacco (*Nicotiana tabacum*) Leaves. J. Plant Physiol. 166: 1057-1068.

Nijssse, J., van Meeteren, U. und Keijzer, C.J. 2000. Air in Xylem Vessels of Cut Flowers. Acta Hort. 517: 479-486.

Nooden, L.D. 2004. Introduction. In: Plant Cell Death Processes. Nooden, L.D. (Ed.) Elsevier. Amsterdam. 1-18.

- Nooden, L.D. und Leopold, A.C. 1988. The Phenomenon of Senescence and Aging. In: Senescence and Aging in Plants. Nooden, L.D. und Leopold, A.C. (Eds.). Academic Press. San Diego. 2-50.
- Leopold, A.C. 1975. Aging, Senescence and Turn Over in Plants. *Bioscience* 25:659
- Noordegraaf, C.V. 1999. Problems of Postharvest Management in Cut Flowers. *Acta Horticulturae* 482:53-58
- Nordegraaf, C. V. 1994. Production and Marketing of High Quality Plants. *Acta Hort.* 353: 135-148.
- Nordegraaf, C.V. 1999. Problems of Postharvest Management in Cut Flowers. *Acta Horticulturae* 482:53-58
- Nowak, J. 1979. Carbohydrate Content of Gerbera (*Gerbera jamesonii*) Influencing during Senescence. *Proceeding Institutu Weskiorinie Wicach B.* 4: 113-118.
- Nowak, J., Goszczynska, D.M. und Rudnicki, R.M. 1991. Storage of Cut Flowers and Ornamental Plants: Present Status and Future Prospects. *Postharvest News and Information.* Vol. 2 (4): 255-260.
- Nowak, J. und Mynett, K. 1985. The Effect of Growth Regulators on Postharvest Characteristics of Cut *Lilium* „Prima“ Inflorescences. *Acta Hort.* 167: 109-116.
- Nowak, J. und Rudnicki, R.M. 1990. Postharvest Handling and Storage of Cut Flowers, Florist Greens, and Potted Plants. Chapman and Hall. London. 210S
- O'Donoghue, E.M., Somerfield, S.D. und Heyes, J.A. 2002. Vase Solutions Containing Sucrose Result in Changes to Cell Walls of Sandersonia (*Sandersonia aurantiaca*) Flowers. *Postharvest Biol. Technol.* 26: 285-294.
- Oren-Shamir, M., Dela, G., Ovadia, R., Nissim-Levi, A., Philosoph-Hadas, S. und Meir, S. 2001. Differentiation Between Petal Blueing and Senescence of Cut 'Mercedes' Rose Flowers. *J. Hort. Sci. Biotechnol.* 76: 195–200.
- Owino, W.O und Ezura, H. 2008. Ethylene Perception and Gene Expression. *Postharvest Biology and Technology of Fruits, Vegetables, and Flowers.* Wiley-Blackwell. Iowa. 125-138.
- Pacifici, S., Mensuali-Sodi, A., Serra, G. und Ferrante, A. 2008. Comparison Between Conventional and Vacuum Storage System in Cut Foliage. *Acta Hort.* 801: 1197–1203.
- Papst, G. 1993. Getting the Best Performance from Sunflowers and Larkspur. *Link.* 16 (7): 36-38.
- Parups, E.V. 1975. Inhibition of Ethylene Synthesis by Benzylisothiocyanate and its Use to Delay Senescence of Carnations. *HortScience* 10: 221-222.
- Paull, R.E. und Chantrachit, T. 2001. Benzyladenine and the Vase Life of Tropical Ornamentals. *Postharvest Biol. Technol.* 21: 303-310.

Penningsfeld, F., und Forchthammer, L. 1966. Silbernitrat verbessert die Haltbarkeit geschnittener Gerbera. Gartenwelt 66: 226-228.

Petridou, M., Voyiatzi, C. und Voyiatzis, D. 2001. Methanol, Ethanol and Other Compounds Retard Leaf Senescence and Improve the Vase Life and Quality of Cut Chrysanthemum Flowers. Postharvest Biol. Technol. 23: 79-83.

Pompodakis, N.E. und Joyce, D.C. 2003. Abscicic Acid Analogue Effects on the Vase Life and Leaf Crisping of Cut Baccara Rose. Aust. J. Exp. Agric. 43: 425-428.

Pompodakis, N.E., Terry, L.A., Joyce, D.C., Lydakakis, D.E. und Papadimitriou, M.D. 2005. Effect of Seasonal Variation and Storage Temperature on Leaf Chlorophyll Fluorescence and Vase Life of Cut Roses. Postharvest Biol. Technol. 36: 1-8.

Proctor, M.C.F und Yeo, P.F. 1979. The Pollination of Flowers. Collins. London. UK.

Pun, U.K und Ichimura, K. 2003. Role of Sugars in Senescence and Biosynthesis of Ethylene in Cut Flowers. JARQ. 37 (4): 219-224.

Pun, U.K., Rowrath, J.S., Barens, M.F. und Heyes, J.A. 2001. The Role of Ethanol or Acetaldehyde in the Biosynthesis of Ethylene in Carnation (*Dianthus caryophyllus* L.) cv. Yellow Candy. Postharvest Biology and Technology 21: 235-239.

Ramanuja Rao, I.V. und Mohan Ram, H.Y. 1979. Interaction of Gibberellin and Sucrose in Flower Bud Opening of Gladiolus. Indian J. Expt. Biol. 17: 447-448.

Ranwala, A.P. und Miller, W.B. 2009. Comparison of the Dynamics of Non-Structural Carbohydrate Pools in Cut Tulip Stems Supplied with Sucrose or Trehalose. Postharvest Biol. Technol. 52: 91-96.

Rattanawisalanon, C., Ketsa, S. und van Doorn, W.G. 2003. Effect of Aminoxyacetic Acid and Sugars on the Vase Life of *Dendrobium* Flowers. Postharvest Biol. Technol. 29: 93-100.

Reddy, T.V. 1988. Mode of Action of Cobalt Extending the Vase Life of Cut Roses. Sci. Hort. 36: 303-314.

Reddy, B.S. und Singh, K. 1996. Effects of Selected Chemicals on Vase Life of Tuberose Cut Flowers. J. Maharashtra Agricultural Univ. 21: 201-203.

Reddy, B.S., Singh, K. und Singh, A. 1996. Effect of Sucrose, Citric Acid and 8-Hydroxyquinoline Sulphate on the Postharvest Physiology of Tuberose cv. Single. Adv. Agric. Res. India, 3 (10): 161-167.

Redman, P.B. und Dole, J.M. 1994. Vase-Life Determination of Six Specialty Cut Flower Species. HortScience. 29 (5): 480-481

Redman, P.B., Dole, J.M., Maness, N.O. und Anderson, J.A. 2002. Postharvest Handling of Nine Specialty Cut Flowers Species. Sci. Hort. 92: 293-303.

Reid, M.S. 1991. Effect of Low Temperatures on Ornamental Plants. Acta Hort. 298: 215-223.

- Reid, M., Doge, L., Celikel, F. und Valle, R. 1999. 1-MCP, a Breakthrough in Ethylene Protection. *Flora Cultural International*. 36-40.
- Reid, M.S., Mokhtari, M., Lieth, J.H., van Doorn, W.G. und Evans, R.Y. 1996. Modelling the Postharvest Life of Cut Roses. *Acta Hort.* 424: 137-144.
- Reid, M.S., van Doorn, W.G. und Newman, J.P. 1988. Leaf Blackening in Protea. *Act. Hort.* 261: 8.
- Renger, G. und Schreiber, U. 1986. Practical Applications of Fluorimetric Methods to Algae and Higher Plants Research. In: Govindjee, A.J. und Fork, D.C. (eds.). *Lights Emission by Plants and Bacteria*. Academic Press. New York. 587-619.
- Rezvanypour, S. und Osfoori, M. 2011. Effect of Chemical Treatments and Sucrose on Vase Life of Three Cut Rose Cultivars. *Journal of Research in Agricultural Science* 7 (2): 133-139.
- Röber, R. 1996. Frischhaltung und Lagerung. In: *Zierpflanzenbau*. Horn, W. Blackwell Wissenschaftsverlag. Berlin, Wien. 195-206.
- Rogers, H.J. 2006. Programmed Cell Death in Floral Organs: How and Why do Flowers Die? *Annals of Botany* 97: 309-315.
- Rogers, M. 1963. Factors Affecting Water Loss and Water Uptake. In: *Living Flowers that Last – A National Symposium*. M. Rogers (ed.). University of Missouri. Columbia. Missouri. 93-100.
- Ronen, M. und Mayak, S. 1981. Interrelationship between Abscic Acid and Ethylene in the Control of Senescence Processes in Carnation Flowers. *J. Exp. Bot.* 32: 759-765.
- Rosenqvist, E. und van Kooten, O. 2003. Chlorophyll Fluorescence: A General Description and Nomenclature. In: *Practical Applications of Chlorophyll Fluorescence in Plant Biology*. Kluwer Academic Publishers. USA. 2: 31-78.
- Rousseaux, M.C, Hall, A.J. und Sanchez, R.A. 2000. Basal Leaf Senescence in a Sunflower (*Helianthus annuus*) Canopy: Responses to Increased r/fr Ratio. *Physiol. Plant.* 110: 477-482.
- Sabehat, A. und Zieslin, N. 1995. Promotion of Postharvest Increase in Weight of Rose (*Rosa x hybrida* cv. Mercedes) Petals by Gibberellin. *J. Plant Physiology* 145: 296-298.
- Sacalis, J.N. 1973. Vascular Blockage and its Inhibition in Cut Rose Flowers. *Acta Hort.* 41: 159-170.
- Sacalis, J.N. 1993. *Cut Flowers: Prolonging Freshness*. 2nd ed. Ball Publishing. Batavia. III
- Sacher, J.A. 1973. Senescence and Postharvest Physiology. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 24: 197.
- Saha, S., Nagar, P.K. und Sircar, P.K. 1985. Changes in Cytokinin Activity During Flower Development of *Cosmos sulphureus* Cav. *Plant Growth Regul.* 3: 27-35.
- Salunkhe, D.K., Bhat, N.R. und Desai, B.B. 1990. *Postharvest Biotechnology of Flowers and Ornamental Plants*. Springer-Verlag. Berlin, Heidelberg. 192 S.

- Sankhla, N., Mackay, W.A. und Davis, T.D. 2001. Extension of Vase Life and Prevention of Ethylen-Induced Flower Shattering in *Lupinus havardii* by 1-Methylcyclopropene. *Acta Hort.* 543: 75-78.
- Schayer, R., Shor, Y. und Raviv, M. 1987. UV Radiation Effect on Low-Temperature-Induced Blackening of Rose Petals. (Hebrew). *Hassadeh* 68: 518-520.
- Schmitzer, V., Veberic, R., Osterc, G. und Stampar, F. 2009. Changes in the Phenolic Concentration during Flower Development of Rose 'KORcrisett'. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 134: 491-496.
- Schmitzer, V., Veberic, R., Osterc, G. und Stampar, V. 2010. Color and Phenolic Content Changes during Flower Development in Groundcover Rose. *Journal of the American Society of Horticultural Science*. 135 (3): 195-202.
- Schreiber, U., Bilger, W. und Neubauer, C. 1994. Chlorophyll Fluorescence as a Non-Intrusive Indicator for Rapid Assessment of in Vivo Photosynthesis. *Ecological Studies*. 100: 49-70.
- Sen, D.N. und Chawan, D.D. 1972. Leafless *Euphorbia* on Rajasthan Rocks. IV: Water Relations of Seedlings and Adult Plants. *Vegetatio* 24: 193-214.
- Serek, M. 1991. Postharvest Characteristics of *Campanula carpatica*: Influence of Temperature Programming. *Gartenbauwissenschaft*. 56: 71-74.
- Serek, M., Jones R.B. und Reid, M.S. 1995. Physiology of Flower Senescence in *Gladiolus*. *Acta Hort.* 455: 16-21.
- Shanan, N.T. 2012. Applications of Essential Oils to Prolong the Vase Life of Rose (*Rosa hybrida* L.cv. "Grand") Cut Flowers. *Journal of Horticultural Science & Ornamental Plants*. 4(1): 66-74.
- Shari, W. 2011. Senescence: Concepts and Synonyms. *Asian Journal of Plant Sciences*. 10(1): 24-28.
- Shari, W. und Tahir, I. 2010d. Effect of Cycloheximide on Senescence and Postharvest Performance on *Ranunculus asiaticus* Flowers. *Pak. J.Bot.* 42 (5).
- Shima, K., Kageyama, Y. und Konishi, K. 1995. Effect of Magnesium Levels in Culture Solution on Growth and Cut Flower Quality of *Chrysanthemum*. *J. Jap. Soc. Hort. Sci.* 64: 177-184.
- Shimamura, M., Ito, A., Suto, K., Okabayashi, H. und Ichimura, K. 1997. Effects of Alpha-Aminoisobutyric Acid and Sucrose on Vase Life of Hybrid *Limonium*. *Postharvest Biol. Technol.* 12: 247-253.
- Singh, A.K. und Tiwari, A.K. 2002. Effect of Pulsing on Postharvest Life of Rose v. Doris Tystermann. *South-Indian-Hort.* 50: 140-144.

Shirakawa, T., Dedolph, R.R. und Watson, D.P. 1964. N6-Benzyladenine Effects on Chilling Injury, Respiration, and Keeping Quality of *Anthurium andreanum*. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 85: 642-646.

Shykoff, J.A., Bucheli, E. und Kaltz, O. 1996. Flower Life Span and Disease Risk. Nature 379: 779-780.

Sisler, E.C., Blankenship, S.M. und Guest, M. Competition of Cyclooctenes and Cyclooctadienes for Ethylen Binding and Activity in Plants. Plant Growth Regul. 9: 157-164

Sisler, E.C und Pian, A. 1973. Effect of Ethylene and Cyclic Olefins on Tobacco Leaves. Tob. Sci. 17: 68-72.

Sisler, E.C., Reid, M.S. und Yang, S.F. 1986. Effect of Antagonists of Ethylen Action on Binding of Ethylene Action in Cut Carnations. Plant Growth Regul. 4: 213-218.

Sisler, E.C. und Serek, M. 1997. Inhibitors of Ethylene Responses in Plants at the Receptor Level: Recent Developements. Physiol.Plant. 100: 577-582.

Smillie, R.M., Hetherington, R., Nott, R., Chaplin, G.R. und Wade, N.L.1987. Application of Chlorophyll Fluorescence to Postharvest Physiology and Storage of Mango and Banana Fruit and the Chilling Tolerance of Mango Cultivars. Asian Food J. 3: 55-59.

Smith, N.G und Woodburn, J. 1984. Nickel and Ethylene Involvement in the Senescence of Leaves and Flowers. Natur Wiss. 71(4). 210-211.

Song, K.C., Byoun, H.J. und Kim, M.K. 1997. Effect of Ethionine on the Photosynthesis, Respiration and Transpiration of Leaf of Cut Rose (cv. Red Sandra) during Vase Life. Journal of the Korean Society for Horticultural Science. 38(8): 297-302.

Song, J., Deng, W., Beaudry, R.M. und Armstrong, P.A. 1997. Changes in Chlorophyll Fluorescence of Apple Fruit During Maturation, Ripening, and Senescence. HortScience 32: 891-896.

Staby, G.L und Erwin, T.D. 1978. Water Quality, Preservative, Grower Source and *Chrysanthemum* Flower Vase Life. HortScience 13:185-187.

Staby G.L und Robertson, J.L. 1982. International Movement of Cut Flowers. HortScience 17: 729.

Stead, A.D., van Doorn, W.G., Wagstaff, C. und Jones, M.L. 1994. Strategies of Flower Senescence – a Review. In: Scott, R.J., Stead, A.D. (eds.). Molecular and Cellular Aspects of Plant Reproduction. Cambridge. Cambridge University Press. 215-238.

Steinitz, B. 1982. The Role of Sucrose in the Stabilization of Cut Gerbera Flower Stalks. Gartenbauwissenschaft 47(2): 22-81.

Stevens, S., Stevens, A.B., Gast, K.B.L., O'Mara, J.A., Tisserat, N. und Bauernfeind, R. 1993. Commercial Speciality Cut Flower Production. Sunflowers. Cooperative Extension Service. Manhattan. Kansas University. 1-7.

- Tamari, G., Borochoy, A., Atzorn, R. und Weiss, D. 1995. Methyl Jasmonate Induces Pigmentation and Flavonoid Gene Expression in *Petunia* Corollas: A Possible Role in Wound Response. *Physiol. Plant.* 94: 45-50.
- Tang, T., Wen und X., Lu, C. 2005. Differential Changes in Degradation of Chlorophyll-Protein Complexes of Photosystem I and Photosystem II During Flag Leaf Senescence of Rice. *Plant Physiol. Bioche.* 43: 193-201.
- Taverner, E., Letham, S.S., Wang, J., Cornish, E. und Willcocks, D.A. 1999. Influence of Ethylene on Cytokinin Metabolism in Relation to *Petunia* Corolla Senescence. *Phytochemistry.* 51:3 41-347.
- Taylor, R.D. und Hill, J. 2009. Assessment of Petal Colour Change in Cut –Flower Carnation „Santorini“ During Vase Life. *Acta Hort.* 847: 223-227.
- Teixeira da Silva, J.A. 2003. The Cut Flower: Postharvest Considerations. *Online Journal of Biological Sciences.* 3 (4): 406-442.
- Thomas, H. und Howarth, C.J. 2000. Five Ways to Stay Green. *J. Exp. Bot.* 51: 329-337.
- Tian, M.S., Woolf, A.B., Bowen, J.H., und Ferguson, I.B. 1996. Changes in Colour and Chlorophyll Fluorescence of Broccoli Florets Following Hot Water Treatment. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 121: 310-313.
- Torre, S. und Fjeld, 2001. Water Loss and Postharvest Characteristics of Cut Roses Grown at High or Moderate Relative Air Humidity. *Scientia Hort.* 89: 217-226.
- Tourjee, K.R., Harding, J. und Byrne, T.G. 1993. Colorimetric Analysis Flowers of *Gerbera* Flowers. *HortScience* 28 (7): 735-737.
- Tsegaw, T., Tilahun, S. und Humphries, G. 2011. Influence of Pulsing Biocides and Preservative Solution Treatment on the Vase Life of Cut Rose (*Rosa hybrida* L.) Varieties. *Ethiop. J. Appl. Sci. Technol.* 2(2): 1 – 18.
- Tyrach, A.W.H. 1997. Inheritance of Flower Colour and Flavonoid Pigments in *Gerbera*. *Plant Breed.* 116: 377-381.
- Ueyama, S. und Ichimura, K. 1998. Effects of 2-Hydroxy-3-Ionene Chloride Polymer on the Vase Life of Cut Rose Flowers. *Postharvest Biol. Technol.* 14: 65-70.
- Upfield, S.J. und van Staden, J. 1990. Cytokinins in Cut Carnation Flowers: VII. The Effect of Zeatin and Dihydrozeatin Derivatives on Flower Longevity. *Plant Growth Regul.* 9: 77-81.
- Van de Pol, P.A., Schiet, F.T. und Frijters, J.E.R. 1986. A Preliminary Investigation of Color Changes in Cut and Intact Roses. *Acta Hort.* 189: 215-220.
- Van Doorn, W.G. 1997. Water Relations of Cut Flowers. *Hort. Rev.* 18: 1-85.
- Van Doorn, W.G. 1999. Vascular Occlusion in Cut Flowers. I. General Principles and Recent Advances. *Acta Hort.* 482: 59-63

- Van Doorn, W.G. 2001. Role of Soluble Carbohydrates in Flower Senescence: a Survey. *Acta Hort.* 543: 179-183.
- Van Doorn, W.G., 2012. Water Relations in Cut Flowers: an Update. *Horticultural Reviews* 40. Wiley-Blackwell. New Jersey. 55-106.
- Van Doorn, W.G und Perik, R.R.1990. Hydroxycholine Citrate and Low pH Prevent Vascular Blockage in Stem of Cut Rose Flowers by Reducing the Number of Bacteria. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*115: 979-981.
- Van Doorn, W.G., Perik, R.R., Abadie, P. und Harkema, H. 2011. A Treatment to Improve the Vase Life of Cut Tulips: Effects on Tepal Senescence, Tepal Abscission, Leaf Yellowing and Stem Elongation. *Postharvest Biology and Technology*, Volume 61 (1): 56-63.
- Van Doorn, W.G., Perik, R.R. und Beld, P.J.M. 1993. Effects of Surfactants on the Longevity of Dry-Stored Cut Flowering Stems of Rose, *Bouvardia*, and *Astilbe*. *Postharvest Biology and Technology* 3 (1): 69-76.
- Van Doorn, W.G., Schurer, K., de Witte, Y. und Perik, R.R. 1989. Role of Endogenous Bacteria in Vascular Blockage of Cut Rose Flowers. *J. Plant Physiol.* 134: 375-381.
- Van Doorn, W.G. und de Witte, Y. 1991. Effect of Dry Storage on Bacterial Counts in Stems of Cut Rose Flowers. *J. Physiol. Plant.* 31: 15-22.
- Van Doorn, W.G. und Woltering, E.J. 2005. Many Ways to Exit? Cell Death Categories in Plants. *Trends Plant Sci.* 10: 117-122.
- Van Doorn, W. G. und Woltering, E.J. 2008. Physiology and Molecular Biology of Petal Senescence. *J. Exp. Bot.* 59: 453-480.
- Van Ieperen, W., Nijse, J., Keijzer, C.J. und van Meeteren, U. 2001. Induction of Air Embolism in Xylem Conduits of Pre-Defined Diameter. *J. Exp. Bot.* 52: 981-991.
- Van Ieperen, W., van Meeteren, U. und Nijse, J. 2002. Embolism Repair in Cut Flower Stems: A Physical Approach. *Posth. Biol. Techn.* 25: 1-14.
- Van Kooten, O., Mensink, M.G.J., Otma, E.C., van Schaik, A.C.R. und Schouten, S.P. 1992. Chilling Damage of Dark Stored Cucumbers (*Cucumis sativus* L.) Affects the Maximum Quantum Yield of Photosystem 2 .In: N. Murata (ed.), *Progress in Photosynthesis Research*. Vol. IV. Kluwer Academic Press. Dordrecht. The Netherlands.161-164.
- Van Kooten, O., Mensink, M., Otma, E. und van Doorn, W. 1991. Determination of the Physiological State of Potted Plants and Cut Flowers by Modulated Chlorophyll Fluorescence. *Acta Hort.* 298: 83-92.
- Van Meeteren, U. 1978. Water Relations and Keeping Quality of Cut Gerbera Flowers: I.The Cause of Stem Break. *Sci. Hort.*8: 65-75.
- Van Meeteren, U. 1979. Water Relations and Keeping-Quality of Cut Gerbera Flowers: III. Water Content, Permeability and Dry Weight of Aging Petals. *Sci Hort.* 10: 261-269.

Van Meeteren, U., van de Peppel, A. und van Gelder, A. 2001. DOCIS: A Model to Simulate Carbohydrate Balance and Development of Inflorescence During Vase Life. *Acta Hort.* 359-365.

Van Meeteren, U., van Gelder, H. und van Ieperen, W. 1999. Reconsideration of Use of Water as Vase Water in Postharvest Experiments on Cut Flowers. *Postharv. Biol. Tech.* 17: 175-187.

Van Meeteren, U., van Gelder, V. und van Ieperen, W. 2000. Reconsideration of the Use of Deionized Water as Vase Water in Postharvest Experiments on Cut Flowers. *Postharvest Biol. Technol.* 18: 169-181.

Van Meeteren, U., van Gelder, A. und van Ieperen, W. 2005. Effect of Growth Conditions on Postharvest Rehydration Ability of Cut *Chrysanthemum* Flowers. *Acta Hort.* 669: 287-291.

Van Staden, J., Cook, E.L. und Nooden, L.D. 1988. Cytokinins and Senescence. In: *Senescence and Aging in Plants* (ed. J.D. Nooden). Academic Press. San Diego. 281-328.

Van Staden, J. und Dimalla, G.G. 1980. The Effect of Silver Thiosulfate Preservative on the Physiology of Cut Carnations: II. Influence of Endogenous Cytokinins. *Pflanzenphysiol.* 99: 19-26.

Volz, P. (2007). Bedeutung des Kohlenhydrat-Gehaltes als haltbarkeitsbeeinflussender Faktor bei Schnittrosen. Dissertation. Berlin.

Voss, D.H. 1992. Realigning Colorimeter Measurement of Plant Color to the Royal Horticultural Society Colour Chart. *HortScience* 27: 1256-1260.

Walz, H. GmbH. 1999. Photosynthesis Yield. Analyzer MINI-PAM. Portable Chlorophyll Fluorometer. Handbook of Operation. 2. Edition. 1-112.

Waters, W.E. 1967. Effects of Fertilization Schedules on Flower Production, Keeping Quality, Disease Susceptibility and Chemical Composition at Different Growth Stages of *Chrysanthemum morifolium*. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 91: 627-632.

Wills, R., McGlasson, B., Graham, D. und Joyce, D. 1998. *Postharvest: an Introduction to the Physiology and Handling of Fruit, Vegetables and Ornamentals*. 4th ed UNSW Press, Sydney.

Winkel-Shirley, B. 2001. Flavonoid Biosynthesis. A Colourful Model for Genetics, Biochemistry, Cell Biology and Biotechnology. *Plant Physiol.* 126: 485-493.

Woltering, E.J. und van Doorn, W.G. 1988. Role of Ethylene in Senescence of Petals: Morphological and Taxonomical Relationships. *J. Exp. Bot.* 39: 1605-1616.

Yamada, K., Ito, M., Oyama, T., Nakada, M., Maesaka, M. und Yamaki, S. 2007. Analysis of Sucrose Metabolism During Petal Growth of Cut Roses. *Postharvest Biol. Technol.* 43: 174-177.

Zamani, S., Kazemi, M. und Aran, M. 2011. Postharvest Life of Cut Rose Flowers as Affected by Salicylic Acid and Glutamin. *World Applied Sciences Journal.* 12(9): 1621-1624.

Zhang, Z. und Leung, D.W.M. 2001. Elevation of Soluble Sugar Levels by Silver Thiosulphate is Associated with Vase Life Improvement of Cut *Gentiana* Flowers. J. Appl. Bot. 75: 85-90.

Zieslin, N. und Halevy, A.H. 1969. Petal Blackening in „Baccara“ Roses. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 94: 629-631.

10 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Trockentransport.....	16
Abb. 2: Nasstransport	16
Abb. 3: Chlorophyllfluorometer.....	46
Abb. 4: L*a*b – Farbraum (CIELAB).....	49
Abb. 5: Chromameter.....	50
Abb. 6: Refraktrometer.....	51
Abb. 7: Aufblühraum.....	53
Abb. 8: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Dauer des Vasenlebens der Sonnenblumensorte „Sunrich Orange“.....	55
Abb. 9: Petalenwelke der Sonnenblumensorte „Sunrich orange“ (Tag 5).....	55
Abb. 10a+b: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Dauer des Vasenlebens der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, „Van Eijk“.....	58
Abb. 11a+b+c: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf den Brixwert der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, „Van Eijk“.....	60
Abb. 12a+b+c: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Chlorophyllfluoreszenz der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, „Van Eijk“.....	62
Abb. 13: Blattvergilbung der Tulpensorte „Van Eijk“.....	63
Abb. 14: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf den Verbrauch der Vasenlösung der Tulpensorte „Pink Impression“.....	66
Abb. 15a+b: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Chlorophyllfluoreszenz der Tulpensorte „Pink Impression“.....	67
Abb. 16a+b: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf das Trockengewicht der Tulpensorte „Pink Impression“.....	69
Abb. 17: Verblauung der Petalen der Tulpensorte „Pink Impression“ (Tag 8).....	71
Abb. 18a+b: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Farbpigmente der Petalen der Tulpensorte „Pink Impression“.....	73
Abb. 19: Effekt unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Dauer des Vasenlebens der Rosensorte „Passion“.....	76
Abb. 20: Seneszenzerscheinungen Rosensorte „Passion“ (Tag 4).....	76

Abb. 21: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf das Frischgewicht der Rosensorte „Passion“.....	78
Abb. 22: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Chlorophyllfluoreszenz der Rosensorte „Passion“.....	80
Abb. 23: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Pigmentkomponente L* (Blatt) der Rosensorte „Passion“.....	81
Abb. 24: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Pigmentkomponente a* (Blatt) der Rosensorte „Passion“.....	82
Abb. 25: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Pigmentkomponente b* (Blatt) der Rosensorte „Passion“.....	82
Abb. 26: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Pigmentkomponente L* (Blüte) der Rosensorte „Passion“.....	83
Abb. 27: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Pigmentkomponente a* (Blüte) der Rosensorte „Passion“.....	83
Abb. 28: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Pigmentkomponente b* (Blüte) der Rosensorte „Passion“.....	84
Abb. 29: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf den Verbrauch der Vasenflüssigkeit der Rosensorte „Avalanche“.....	87
Abb. 30: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf das Frischgewicht der Rosensorte „Avalanche“.....	88
Abb. 31: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf das Trockengewicht der Rosensorte „Avalanche“.....	90
Abb. 32: Effekt unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Chlorophyllfluoreszenz der Rosensorte „Avalanche“.....	92

11 Anhang

Versuch 1 Sonnenblume:

Tabelle 1: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Plantasalva (P), Flora (F) und eines Detergens (D) auf die Dauer des Vasenlebens der Sonnenblumensorte „Sunrich Orange“ (Mittelwert in Std. \pm Standardabweichung, n = 9)

Behandlung	Vasenleben
Wasser (W)	149 \pm 32
Plantasalva 1% (P 1%)	163 \pm 32
Plantasalva 5% (P 5%)	152 \pm 33
Flora (F)	198 \pm 51
Detergens (D)	151 \pm 24

Versuch 2 Tulpen (2011):

Tabelle 2: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P), auf die Dauer des Vasenlebens der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, Van Eijk“, (Mittelwert in Std. \pm Standardabweichung, n = 5)

Behandlung	Vasenleben „Golden Apeldoorn“	Vasenleben „Van Eijk“
Wasser (W)	159 \pm 10,5	125 \pm 7,8
Flora (F)	145 \pm 9,9	134 \pm 17,8
Plantasalva 1% (P 1%)	147 \pm 13,8	125 \pm 4,3
Plantasalva 3% (P 3%)	138 \pm 10,1	120 \pm 9,3
Plantasalva 5% (P 5%)	156 \pm 9,9	127 \pm 2,8

Tabelle 3: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P), auf den Brixwert der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, Van Eijk“, (Mittelwert in gr \pm Standardabweichung, n = 5)

Behandlung	Brixwert „Golden Apeldoorn“	Brixwert „Van Eijk“
Wasser (W)	5,2 \pm 0,32	4,4 \pm 0,16
Flora (F)	4,3 \pm 0,34	4,3 \pm 0,33
Plantasalva 1% (P 1%)	4,8 \pm 0,27	4,6 \pm 0,31
Plantasalva 3% (P 3%)	5,2 \pm 0,25	4,7 \pm 0,27
Plantasalva 5% (P 5%)	4,5 \pm 0,39	4,4 \pm 0,12

Tabelle 4: Effekte der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Plantasalva (P) auf die Chlorophyllfluoreszenz (CF) der Tulpensorten „Golden Apeldoorn“, Van Eijk“, (Mittelwert, n = 5)

Behandlung	CF „Golden Apeldoorn“ (Beginn)	CF „Golden Apeldoorn“ (Mitte)	CF „Golden Apeldoorn“ (Ende)	CF „Van Eijk“ (Beginn)	CF „Van Eijk“ (Mitte)	CF „Van Eijk“ (Ende)
Wasser (W)	0,818	0,813	0,789	0,820	0,815	0,804
Flora (F)	0,816	0,813	0,799	0,819	0,814	0,798
Plantasalva 1% (P 1%)	0,810	0,808	0,787	0,816	0,814	0,804
Plantasalva 3% (P 3%)	0,810	0,807	0,794	0,810	0,813	0,803
Plantasalva 5% (P 5%)	0,821	0,816	0,795	0,821	0,807	0,795

Tabelle 5: Korrelationsanalyse Tulpensorte „Golden Apeldoorn“

		CF Mitte	CF Ende	Vasenleben	Brixwert
Chlorophyll- fluoreszenz (CF) Mitte	Pearson Correlation	1	,218	,274	-,328*
	Sig. (2-tailed)		,129	,054	,020
	N	50	50	50	50
Chlorophyll- fluoreszenz (CF) Ende	Pearson Correlation	,218	1	,056	-,141
	Sig. (2-tailed)	,129		,700	,329
	N	50	50	50	50
Vasenleben	Pearson Correlation	,274	,056	1	-,237
	Sig. (2-tailed)	,054	,700		,097
	N	50	50	50	50
Brixwert	Pearson Correlation	-,328*	-,141	-,237	1
	Sig. (2-tailed)	,020	,329	,097	
	N	50	50	50	50

*. Correlation is significant at the 0.05 level (2-tailed).

Tabelle 6: Korrelationsanalyse Tulpensorte „Van Eijk“

		CF Mitte	CF Ende	Vasenleben	Brixwert
Chlorophyll- fluoreszenz (CF) Mitte	Pearson Correlation	1	,405**	,105	,142
	Sig. (2-tailed)		,004	,467	,326
	N	50	50	50	50
Chlorophyll- fluoreszenz (CF) Ende	Pearson Correlation	,405**	1	-,197	,122
	Sig. (2-tailed)	,004		,171	,399
	N	50	50	50	50
Vasenleben	Pearson Correlation	,105	-,197	1	-,009
	Sig. (2-tailed)	,467	,171		,949
	N	50	50	50	50
Brixwert	Pearson Correlation	,142	,122	-,009	1
	Sig. (2-tailed)	,326	,399	,949	
	N	50	50	50	50

** Correlation is significant at the 0.01 level (2-tailed).

Versuch 3 Tulpen (2012):

Tabelle 7: Effekt der Frischhaltemittel Plantasalva (P) und Plantasalvasalva salzarm (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf den Verbrauch der Vasenlösung der Tulpensorte „Pink Impression“ (Mittelwert in ml ± Standardabweichung, n = 3)

Behandlung	verbrauchte Lösung (mit Vorbehandlung Chrysal)	verbrauchte Lösung (ohne Vorbehandlung Chrysal)
Plantasalva 1% (P1%)	119 ± 16,0	111 ± 18,6
Plantasalva 3% (P3%)	72 ± 12,2	77 ± 30,2
Plantasalva 1% + Saccharose (P 1%+S)	87 ± 10,4	95 ± 12,5
Plantasalva 3% + Saccharose (P 3%+S)	53 ± 0,8	56 ± 12,9
Plantasalva 1% salzarm (Ps 1%)	110 ± 22,1	74 ± 4,3
Plantasalva 3% salzarm (Ps 3%)	86 ± 15,2	77 ± 9,4
Plantasalva 1% salzarm + Saccharose (Ps 1%+S)	106 ± 25,6	89 ± 21,5
Plantasalva 3% salzarm + Saccharose (Ps 3%+S)	95 ± 9,9	68 ± 32,9
Chrysal (C)	92 ± 4,8	75 ± 6,9
Wasser (W)	129 ± 10,1	154 ± 48,5

Tabelle 8: Effekt der Frischhaltemittel Plantasalva (P) und Plantasalvasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf die Chlorophyllfluoreszenz (CF) der Tulpensorte „Pink Impression“ (Mittelwert, n = 3)

Behandlung	CF (mit Vorbehandlung Chrysal)			CF (ohne Vorbehandlung Chrysal)		
	Tag 1	Tag 4	Tag 8	Tag 1	Tag 4	Tag 8
Plantasalva 1% (P1%)	0,766	0,801	0,780	0,784	0,792	0,787
Plantasalva 3% (P3%)	0,774	0,788	0,762	0,774	0,782	0,782
Plantasalva 1% + Saccharose (P 1%+S)	0,784	0,802	0,780	0,776	0,784	0,777
Plantasalva 3% + Saccharose (P 3%+S)	0,793	0,791	0,769	0,771	0,779	0,769
Plantasalva 1% salzarm (Ps 1%)	0,786	0,799	0,776	0,791	0,787	0,774
Plantasalva 3% salzarm (Ps 3%)	0,781	0,799	0,775	0,781	0,795	0,766
Plantasalva 1% salzarm+ Saccharose (Ps1%+S)	0,792	0,806	0,769	0,772	0,796	0,742
Plantaslava 3% salzarm+ Saccharose (Ps3%+S)	0,778	0,796	0,764	0,788	0,784	0,789
Chrysal (C)	0,787	0,731	0,630	0,788	0,745	0,612
Wasser (W)	0,782	0,794	0,792	0,783	0,792	0,791

Tabelle 9: Effekt der Frischhaltemittel Plantasalva (P) und Plantasalvasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C), Wasser (W) auf das Trockengewicht (TG) der Tulpensorte „Pink Impression“ (Mittelwert in gr, n = 3)

Behandlung	TG (mit Vorbehandlung Chrysal)			TG (ohne Vorbehandlung Chrysal)		
	Blüte (12,19)	Blatt (7,84)	Stängel (7,37)	Blüte (12,00)	Blatt (6,39)	Stängel (6,19)
Plantasalva 1% (P1%)	13,93	10,04	8,38	12,82	9,24	7,89
Plantasalva 3% (P3%)	14,57	9,99	9,03	14,84	11,10	10,00
Plantasalva 1% + Saccharose (P 1%+S)	13,34	10,99	9,43	13,54	11,29	9,73
Plantasalva 3% + Saccharose (P 3%+S)	16,25	11,46	10,31	16,92	12,05	11,05
Plantasalva 1% salzarm (Ps 1%)	16,76	9,53	9,02	18,92	11,43	9,74
Plantasalva 3% salzarm (Ps 3%)	14,19	10,31	7,27	14,46	10,04	7,57
Plantasalva 1% salzarm+ Saccharose (Ps1%+S)	13,01	11,42	9,74	12,51	10,73	9,90
Plantaslava 3% salzarm+ Saccharose (Ps3%+S)	11,51	10,20	9,49	14,83	10,64	12,05
Chrysal (C)	10,99	17,76	11,53	11,79	19,73	12,54
Wasser (W)	11,32	8,22	6,03	11,95	9,94	7,81

Tab. 10a: Effekte unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Farbpigmente der Petalen der Tulpensorte „Pink Impression“ (Mittelwert, n = 3)

Behandlung	Pigmente Versuchsbeginn (mit Vorbehandlung Chrysal)					Pigmente Versuchende (mit Vorbehandlung Chrysal)				
	L*	a*	b*	Chroma	hue	L*	a*	b*	Chroma	hue
P 1%	43,31	52,84	24,58	58,34	0,43	40,37	40,66	4,50	40,77	0,11
P 3%	41,90	53,60	26,39	59,75	0,46	38,28	39,70	1,55	39,74	0,04
P 1% + Saccharose	43,86	53,22	20,64	57,41	0,36	37,69	47,21	12,46	47,47	0,25
P 3% + Saccharose	42,64	55,81	28,85	62,85	0,48	31,79	41,54	4,80	41,66	0,11
P 1% salzarm	42,19	54,88	28,44	61,84	0,48	35,67	41,49	5,32	41,62	0,13
P 3% salzarm	43,17	54,35	25,04	59,86	0,43	35,88	41,43	4,70	41,54	0,11
P 1% salzarm + Saccharose	42,95	53,54	22,36	58,11	0,39	37,87	49,92	21,30	50,34	0,39
P 3% salzarm + Saccharose	43,00	55,40	27,55	61,91	0,46	39,24	50,33	20,82	50,74	0,39
Chrysal	42,72	55,06	27,55	61,65	0,46	41,12	52,65	29,29	53,20	0,50
Kontrollgruppe Wasser	44,06	54,18	23,64	59,13	0,41	42,85	44,68	10,58	44,91	0,22

Tab. 10b: Effekte unterschiedlicher Frischhaltemittel auf die Farbpigmente der Petalen der Tulpensorte „Pink Impression“, (Mittelwert, n = 3)

Behandlung	Pigmente Versuchsbeginn (ohne Vorbehandlung Chrysal)					Pigmente Versuchende (ohne Vorbehandlung Chrysal)				
	L*	a*	b*	Chroma	hue	L*	a*	b*	Chroma	hue
P 1%	44,56	51,44	21,57	55,82	0,39	40,96	38,66	1,66	38,70	0,04
P 3%	43,95	54,07	21,85	58,34	0,38	36,08	42,37	2,52	42,43	0,06
P 1% + Saccharose	42,66	54,38	23,96	59,44	0,41	35,72	47,29	14,38	47,58	0,28
P 3% + Saccharose	44,68	52,53	20,94	56,61	0,38	33,04	42,17	3,35	42,25	0,08
P 1% salzarm	43,29	54,97	26,29	60,94	0,45	35,93	41,33	3,23	41,41	0,08
P 3% salzarm	44,47	53,57	21,08	57,59	0,37	37,34	41,97	2,23	42,03	0,05
P 1% salzarm + Saccharose	42,54	53,89	26,55	60,14	0,46	37,51	47,67	16,88	48,03	0,34
P 3% salzarm + Saccharose	43,25	52,49	22,22	57,10	0,40	35,93	49,35	11,09	49,57	0,21
Chrysal	42,53	51,39	20,29	55,29	0,38	41,26	52,29	28,74	52,83	0,50
Kontrollgruppe Wasser	43,70	54,55	23,55	59,43	0,41	39,94	45,46	8,90	45,65	0,19

Versuch 4 Rosen (2011):

Tabelle 11: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), Flora 1 Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F) auf die Dauer des Vasculenlebens der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert in Std. ± Standardabweichung, n = 9)

Behandlung	Vasenleben
Wasser (W)	192 ± 22
Flora (F)	274 ± 69
Flora/Plantasalva (F/P)	104 ± 36
Plantasalva (P)	133 ± 45
Plantasalva/Flora (P/F)	288 ± 56
Saccharose+Plantasalva (S+P)	125 ± 49
Saccharose+Flora (S+F)	194 ± 23

Tabelle 12: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), Flora 1 Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F) auf das Frischgewicht der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert in gr, n = 9)

Behandlung	Gewicht 1	Gewicht 2	Gewicht 3	Gewicht 4	Gewicht 5	Gewicht 6
Wasser (W)	17,73	18,05	18,26	18,46	18,19	12,08 (68%)
Flora (F)	18,39	18,74	19,01	19,37	19,34	12,45 (68%)
Flora/Plantasalva (F/P)	18,46	18,83	19,00	19,16	18,61	14,95 (81%)
Plantasalva (P)	18,72	18,81	18,81	18,87	18,31	13,94 (74%)
Plantasalva/Flora (P/F)	18,99	19,18	19,34	19,64	19,63	12,99 (68%)
Saccharose+Plantasalva (S+P)	17,98	18,21	18,26	18,24	17,46	13,60 (76%)
Saccharose+Flora (S+F)	17,69	18,42	17,91	18,54	18,51	12,71 (72%)

Tabelle 13: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F) und Plantasalva (P) mit bzw. ohne Saccharose (S), Flora 1 Tag/Plantasalva (F/P), Plantasalva 1 Tag/Flora (P/F) auf die Chlorophyllfluoreszenz (CF) der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Behandlung	CF (Beginn)	CF (Mitte)	CF (Ende)
Wasser (W)	0,793	0,775	0,775
Flora (F)	0,798	0,773	0,773
Flora/Plantasalva (F/P)	0,804	0,797	0,793
Plantasalva (P)	0,804	0,806	0,791
Plantasalva/Flora (P/F)	0,786	0,794	0,775
Saccharose+Plantasalva (S+P)	0,804	0,799	0,790
Saccharose+Flora (S+F)	0,810	0,796	0,787

Tab. 14a: Effekte unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Farbpigmente der Blätter der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Behandlung Blatt	L* (Beginn)	L* (Mitte)	L* (Ende)	a* (Beginn)	a* (Mitte)	a* (Ende)	b* (Beginn)	b* (Mitte)	b* (Ende)
Wasser	29,09	32,28	32,32	-11,33	-12,01	-11,53	13,27	14,2	13,58
Flora	31,18	33,55	32,79	-12,43	-12,81	-11,93	14,85	15,27	14,41
Flora/Plantasalva	29,86	31,87	32,01	-11,37	-11,63	-11,23	13,53	13,69	13,49
Plantasalva	30,16	32,17	32,27	-11,78	-11,72	-11,68	13,85	13,83	13,79
Plantasalva/Flora	29,9	32,25	32	-12,02	-12,61	-11,65	14,02	14,77	13,68
Saccharose+Plantasalva	30,18	32,19	32,43	-11,46	-11,51	-11,23	13,45	13,48	13,22
Saccharose+Flora	29,93	31,94	31,67	-11,56	-11,9	-11,02	13,65	13,88	12,96

Tab. 14b: Effekte unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Farbpigmente der Blätter der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Behandlung Blatt	Chroma (Beginn)	Chroma (Mitte)	Chroma (Ende)	Hue (Beginn)	Hue (Mitte)	Hue (Ende)
Wasser	17,45	18,6	17,81	-0,861	-0,867	-0,865
Flora	19,37	19,93	18,71	-0,873	-0,872	-0,879
Flora/Plantasalva	17,68	17,96	17,56	-0,868	-0,864	-0,875
Plantasalva	18,18	18,13	18,08	-0,865	-0,868	-0,868
Plantasalva/Flora	18,47	19,42	17,97	-0,860	-0,862	-0,864
Saccharose+Plantasalva	17,67	17,73	17,35	-0,865	-0,863	-0,866
Saccharose+Flora	17,89	18,29	17,02	-0,868	-0,862	-0,866

Tab. 15a: Effekte unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Farbpigmente der Blüten der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Behandlung Blüte	L* (Beginn)	L* (Mitte)	L* (Ende)	a* (Beginn)	a* (Mitte)	a* (Ende)	b* (Beginn)	b* (Mitte)	b* (Ende)
Wasser	24,15	21,51	17,83	59,76	57,34	55,38	38,14	33,54	26,49
Flora	24,60	22,95	18,23	59,88	58,64	55,29	38,12	35,64	24,38
Flora/Plantasalva	24,42	23,80	20,70	60,56	60,64	58,00	39,11	38,69	34,38
Plantasalva	24,76	22,93	19,35	60,99	59,92	57,54	39,54	36,91	30,93
Plantasalva/Flora	24,36	22,31	18,08	60,99	58,47	54,85	39,46	36,11	22,73
Saccharose+Plantasalva	25,33	24,00	20,30	60,57	60,34	57,33	38,96	38,65	32,61
Saccharose+Flora	25,62	23,30	20,03	61,58	58,30	57,09	41,15	35,60	29,71

Tab. 15b: Effekte unterschiedlicher Frischhaltungsmittel auf die Farbpigmente der Blüten der Rosensorte „Passion“ (Mittelwert, n = 9)

Behandlung Blüte	Chroma (Beginn)	Chroma (Mitte)	Chroma (Ende)	Hue (Beginn)	Hue (Mitte)	Hue (Ende)
Wasser	70,91	66,48	61,47	0,568	0,527	0,443
Flora	70,99	68,63	60,54	0,566	0,546	0,412
Flora/Plantasalva	72,10	71,94	67,49	0,573	0,567	0,532
Plantasalva	72,69	70,39	65,43	0,575	0,551	0,490
Plantasalva/Flora	72,64	68,73	59,64	0,574	0,553	0,384
Saccharose+Plantasalva	72,03	71,67	66,04	0,571	0,569	0,515
Saccharose+Flora	74,08	68,32	64,40	0,589	0,548	0,479

Tab. 16: Korrelationsanalyse Rosensorte „Passion“

		Vasenleben	Frischgewicht Ende	CF Mitte	CF Ende	Blatt L* Ende	Blatt a* Ende	Blatt b* Ende	Blatt chroma Ende	Blatt hue angle Ende	Blüte L* Ende	Blüte a* Ende	Blüte b* Ende	Blüte chroma Ende	Blüte hue angle Ende
Vasenleben	Pearson Corr.	1	-,207	,077	-,648**	-,167	,111	-,126	-,123	,083	-,429**	-,570**	-,725**	-,688**	-,696**
	Sig. (2-tailed)		,103	,551	,000	,191	,388	,326	,336	,519	,000	,000	,000	,000	,000
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Frischgewicht Ende	Pearson Corr.	-,207	1	,052	,250	-,330**	,347**	-,381**	-,374**	,249	,261	,230	,334**	,303	,323**
	Sig. (2-tailed)	,103		,686	,048	,008	,005	,002	,003	,049	,039	,069	,007	,016	,010
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Chlorophyllfluoreszenz Mitte	Pearson Corr.	,077	,052	1	,313	-,348**	,344**	-,352**	-,354**	,158	,018	,021	-,006	-,001	,006
	Sig. (2-tailed)	,551	,686		,013	,005	,006	,005	,004	,217	,887	,872	,966	,993	,964
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Chlorophyllfluoreszenz Ende	Pearson Corr.	-,648**	,250	,313	1	-,018	,060	-,052	-,055	-,017	,352**	,458**	,509**	,518**	,463**
	Sig. (2-tailed)	,000	,048	,013		,888	,639	,686	,669	,896	,005	,000	,000	,000	,000
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blatt L* Ende	Pearson Corr.	-,167	-,330**	-,348**	-,018	1	-,671**	,790**	,759**	-,628**	-,021	,067	,022	,045	,013
	Sig. (2-tailed)	,191	,008	,005	,888		,000	,000	,000	,000	,872	,599	,863	,727	,920
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blatt a* Ende	Pearson Corr.	,111	,347**	,344**	,060	-,671**	1	-,937**	-,974**	,277	-,077	-,010	-,013	-,017	-,006
	Sig. (2-tailed)	,388	,005	,006	,639	,000		,000	,000	,028	,551	,938	,922	,896	,963
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blatt b* Ende	Pearson Corr.	-,126	-,381**	-,352**	-,052	,790**	-,937**	1	,992**	-,594**	,054	,018	,027	,031	,015
	Sig. (2-tailed)	,326	,002	,005	,686	,000	,000		,000	,000	,677	,888	,834	,808	,904
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blatt chroma Ende	Pearson Corr.	-,123	-,374**	-,354**	-,055	,759**	-,974**	,992**	1	-,488**	,063	,016	,023	,027	,013
	Sig. (2-tailed)	,336	,003	,004	,669	,000	,000	,000		,000	,621	,900	,859	,833	,920
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blatt hue Ende	Pearson Corr.	,083	,249	,158	-,017	-,628**	,277	-,594**	-,488**	1	,009	-,047	-,057	-,065	-,036
	Sig. (2-tailed)	,519	,049	,217	,896	,000	,028	,000	,000		,943	,714	,656	,614	,778
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blüte L* Ende	Pearson Corr.	-,429**	,261	,018	,352**	-,021	-,077	,054	,063	,009	1	,777**	,841**	,846**	,802**
	Sig. (2-tailed)	,000	,039	,887	,005	,872	,551	,677	,621	,943		,000	,000	,000	,000
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blüte a* Ende	Pearson Corr.	-,570**	,230	,021	,458**	,067	-,010	,018	,016	-,047	,777**	1	,866**	,958**	,798**
	Sig. (2-tailed)	,000	,069	,872	,000	,599	,938	,888	,900	,714	,000		,000	,000	,000
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blüte b* Ende	Pearson Corr.	-,725**	,334**	-,006	,509**	,022	-,013	,027	,023	-,057	,841**	,866**	1	,968**	,984**
	Sig. (2-tailed)	,000	,007	,966	,000	,863	,922	,834	,859	,656	,000	,000		,000	,000
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blüte chroma Ende	Pearson Corr.	-,688**	,303	-,001	,518**	,045	-,017	,031	,027	-,065	,846**	,958**	,968**	1	,916**
	Sig. (2-tailed)	,000	,016	,993	,000	,727	,896	,808	,833	,614	,000	,000	,000		,000
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63
Blüte hue angle Ende	Pearson Corr.	-,696**	,323**	,006	,463**	,013	-,006	,015	,013	-,036	,802**	,798**	,984**	,916**	1
	Sig. (2-tailed)	,000	,010	,964	,000	,920	,963	,904	,920	,778	,000	,000	,000	,000	
	N	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63	63

Versuch 5 Rosen (2012)

Tabelle 17: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf den Verbrauch der Vasenflüssigkeit der Rosensorte „Avalanche“ (Mittelwert in ml, n = 5)

Behandlung	verbrauchte Lösung
Wasser (W)	90,02
Flora (F)	71,32
Flora + Saccharose (F+S)	61,70
Chrysal (C)	41,83
Biovin (B)	83,66
Biovin + Saccharose (B+S)	59,34
Plantasalva 1% (P)	72,94
Plantasalva 1%+ Saccharose (P+S)	46,67
Plantasalva salzarm 1% (Ps)	67,79
Plantasalva salzarm 1%+ Saccharose (Ps+S)	42,34

Tabelle 18: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf das Frischgewicht der Rosensorte „Avalanche“ (Mittelwert in gr, n = 5)

Behandlung	Frischgewicht (Tag 1)	Frischgewicht (Tag 3)	Frischgewicht (Tag 7)
Wasser (W)	22,60	21,44	19,03
Flora (F)	22,27	21,65	20,26
Flora+Saccharose (F+S)	22,68	22,52	21,07
Chrysal (C)	23,10	23,27	23,06
Biovin (B)	23,81	22,17	19,86
Biovin+Saccharose (B+S)	22,41	21,82	18,68
Plantasalva 1% (P)	25,97	23,14	18,87
Plantasalva 1%+Saccharose (P+S)	23,36	20,85	15,36
Plantasalva salzarm 1% (Ps)	23,29	21,28	17,55
Plantasalva salzarm 1%+Saccharose (Ps+S)	19,25	18,16	14,12

Tabelle 19: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf das Trockengewicht (TG) der Rosensorte „Avalanche“ (Mittelwert in gr, n = 5)

Behandlung	Blüte TG (12,95)	Blatt TG (26,23)	Stängel TG (27,16)
Wasser (W)	16,00	30,85	28,31
Flora (F)	13,71	36,07	24,74
Flora + Saccharose (F+S)	14,89	35,31	26,34
Chrysal (C)	14,84	39,90	29,03
Biovin (B)	15,63	25,87	25,43
Biovin + Saccharose (B+S)	18,90	28,02	31,57
Plantasalva 1% (P)	17,87	30,55	30,32
Plantasalva 1%+Saccharose (P+S)	22,74	36,33	31,93
Plantasalva salzarm 1% (Ps)	18,23	31,27	26,78
Plantasalva salzarm 1%+Saccharose (Ps+S)	21,21	33,15	25,33

Tabelle 20: Effekt der Frischhaltemittel Wasser (W), Flora (F), Biovin (B), Plantasalva (P) und Plantasalva salzarm (Ps) mit bzw. ohne Saccharose (S), Chrysal (C) auf die Chlorophyllfluoreszenz (CF) der Rosensorte „Avalanche“ (Mittelwert, n = 5)

Behandlung	CF (Tag 1)	CF (Tag 3)	CF (Tag 7)
Wasser (W)	0,784	0,822	0,818
Flora (F)	0,786	0,813	0,793
Flora +Saccharose (F+S)	0,785	0,810	0,804
Chrysal (C)	0,791	0,822	0,807
Biovin (B)	0,785	0,821	0,820
Biovin +Saccharose (B+S)	0,781	0,817	0,817
Plantasalva 1% (P)	0,782	0,817	0,818
Plantasalva 1%+Saccharose (P+S)	0,782	0,812	0,782
Plantasalva salzarm 1% (Ps)	0,798	0,819	0,798
Plantasalva salzarm 1%+Saccharose (Ps+S)	0,784	0,814	0,805