universität wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

Einfluss der thermischen Stabilisierung
auf die Farbstabilität
von fruchtfleischhaltigem Erdbeernektar

angestrebter akademischer Grad

Magister der Naturwissenschaften (Mag. rer.nat.)

Verfasser:	Thomas Ullram
Matrikel-Nummer:	0147135
Studienrichtung /Studienzweig (lt. Studienblatt):	A474 Diplomstudium Ernährungswissenschaften
Betreuer:	Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. Emmerich Berghofer

Wien, im Februar 2009

DANKSAGUNG

Mein erster Dank gebührt Herrn Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. Emmerich Berghofer für die Vergabe des Diplomarbeitsthemas und für die Betreuung der Arbeit.

Herrn Prof. Dr. Karl Vogl möchte ich dafür danken, dass er mir in der Höheren Bundeslehranstalt und Bundesamt für Wein- und Obstbau in Klosterneuburg, den Platz, die Geräte und das Probengut für meine Diplomarbeit zur Verfügung gestellt hat.

Ein herzlicher Dank ergeht auch an die gesamte Abteilung Obstverarbeitung der Höheren Bundeslehranstalt und Bundesamt für Wein- und Obstbau in Klosterneuburg für das gute Arbeitsklima und die gute Zusammenarbeit, namentlich Frau Dipl.-Ing. Stefanie Berghold, Herrn Franz Lehner, Herrn Erich Friedrich, Herrn Thomas Lauer und Herrn Theodor Frings.

Ganz besonders möchte ich an dieser Stelle Herrn Dr. Manfred Gössinger, dem Leiter der Obstverarbeitung, danken, der mich durch seine wertvolle Beratung und Hilfestellung und durch zahlreiche Anregungen während der gesamten Zeit der Diplomarbeit tatkräftig unterstützt hat.

Zu guter Letzt danke ich auch meiner Familie, besonders meinen Eltern und Großeltern, die auch in den schwierigen Zeiten immer für mich da waren und eine Engelsgeduld mit mir bewiesen haben.

INHALTSVERZEICHNIS

INHALTSVERZEICHNIS I

1 EINLEITUNG 1

2 LITERATURÜBERSICHT 3

2.1 Allgemeines zur Erdbeere 3

2.2 Inhaltsstoffe des essbaren Anteils 5

2.3 Phenolzusammensetzung der Erdbeere 8

2.4 Die Erdbeerfarbe 11

2.4.1 Allgemeines über Anthocyane 11

2.4.2 Aufbau und Struktur der Anthocyane 15

2.4.3 Faktoren mit Einfluss auf die Stabilität der Erdbeerfarbe 22

2.4.3.1 pH-Wert und Struktur 22
2.4.3.2 Konzentration 22
2.4.3.3 Molekulare Komplexbildung 22
2.4.3.4 Enzyme 30
2.4.3.5 Temperatur 33
2.4.3.6 Sauerstoff 37
2.4.3.7 L-Ascorbinsäure 38
2.4.3.8 Licht 40
2.4.3.9 Saccharide 41

2.4.4 Anthocyane der Erdbeere 43

2.5 Sortenwahl 44

2.6 Erdbeernektar 45

3 AUFGABENSTELLUNG 47

4 MATERIAL UND METHODEN 47

4.1 Verwendete Rohstoffe 47

4.2 Analytische Methoden 48

4.2.1 Farbmessung 48

4.2.2 Festigkeitsbestimmung der Erdbeerstücke 49

4.2.3 Bestimmung der monomeren Anthocyane Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid 50

4.2.4 Bestimmung der L-Ascorbinsäure 53

4.2.5 Bestimmung des Sauerstoffgehaltes 56

4.2.6 Bestimmung des pH-Wertes 57

4.2.7 Bestimmung der Brixgrade 58

4.2.8 Bestimmung der titrierbaren Säure ... 58
4.2.9 Bestimmung des Redoxpotentials ... 59
4.2.10 Pasteurisationseinheiten ... 59

5 VERSUCHSDURCHFÜHRUNG ... 63
5.1 Überblick ... 63
5.2 Produktion des Erdbeernektars ... 67
5.2.1 Die Rohware ... 67
5.2.2 Die Herstellung des Erdbeermarkes ... 67
5.2.3 Das Ausmischen ... 68
5.3 Die Pasteurisation ... 70
5.3.1 Normalpasteurisation ... 70
5.3.2 Hochtemperaturkurzzeit-Pasteurisation (HTST-Pasteurisation) ... 72

6 VERSUCHSERGEBNISSE ... 74
6.1 Rohware ... 74
6.2 Versuchsplan 1 ... 79
6.2.1 Messbegleitende Parameter ... 79
6.2.2 Momomere Anthocyane ... 82
6.2.3 L-Ascorbinsäure ... 83
6.2.4 Einfluss der variierten Parameter ... 83
6.3 Versuchsplan 2 ... 99
6.3.1 Messbegleitende Parameter ... 99
6.3.2 Farbe ... 103
6.3.3 Monomere Anthocyane ... 104
6.3.4 L-Ascorbinsäure ... 107
6.4 Versuchsplan 3 ... 109
6.4.1 Messbegleitende Parameter ... 109
6.4.2 Monomere Anthocyane ... 111
6.4.3 L-Ascorbinsäure ... 112
6.4.4 Einfluss der variierten Parameter ... 112

7 DISKUSSION DER VERSUCHSERGEBNISSE ... 118
7.1 Einfluss der Rohware auf die Farbe ... 118
7.2 Pasteurisationsart (Normalpasteurisation vs. HTST-Pasteurisation) ... 120
7.2.1 Messbegleitende Parameter ... 120
7.2.2 Farbe ... 121
7.2.3 Monomere Anthocyane ... 122

7.2.4 L-Ascorbinsäure 123
7.3 Einfluss der weiteren in den Versuchsplänen variierten Parameter auf die Farbstabilität 124
7.3.1 Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung 124
7.3.2 Erhöhung des Fruchtgehalts 131
7.3.3 Pasteurisation 132
7.4 Einfluss der angewandten Parameter auf die monomeren Anthocyane 145
7.4.1 Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung 145
7.4.2 Erhöhung des Fruchtgehaltes 146
7.4.3 Pasteurisation 148
7.5 Einfluss der angewandten Parameter auf die L-Ascorbinsäure 150
7.5.1 Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung 150
7.5.2 Erhöhung des Fruchtgehaltes 150
7.5.3 Pasteurisation 151
7.6 Zusammenhang zwischen dem Gehalt der monomeren Anthocyane bzw. dem Gehalt der L-Ascorbinsäure und der Farbstabilität 153
7.6.1 Zusammenhang zwischen den monomeren Anthocyanen und der Farbstabilität 153
7.6.2 Zusammenhang zwischen der L-Ascorbinsäure und der Farbstabilität 154

8 SCHLUSSFOLGERUNGEN 155

9 ZUSAMMENFASSSUNG 158

10 ABSTRACT 159

11 LITERATURÜBERSICHT 160

12 ABBILDUNGSVERZEICHNIS 175

13 TABELLENVERZEICHNIS 178

14 TABELLENANHANG 182
14.1 Versuchsplan 1 182
14.2 Versuchsplan 2 210
14.3 Versuchsplan 3 221

1 EINLEITUNG

Der Mensch nimmt ungefähr 80 % aller Informationen über das Auge auf. Das führt dazu, dass ein Konsument bei einem Kaufentscheid einen großen Wert auf das Aussehen von Dingen legt. Dementsprechend stellt die Bewertung einer Sache oder eines Gutes nach deren Form, etwaigen Fehlern bzw. Unversehrtheit und auch nach deren Farbe einen ersten Schritt für die Beurteilung deren Gesamtqualität dar. Laut EN ISO 8402 wird Qualität definiert als die „Gesamtheit von Merkmalen (und Merkmalswerten) einer Einheit bezüglich ihrer Eignung, festgelegte und vorausgesetzte Erfordernisse zu erfüllen." Die ÖNORM/EN/ISO 9000: 2000 beschreibt Qualität als „Grad, in dem ein Satz inhärenter (einer Einheit innewohnender) Merkmale Anforderungen erfüllt."

Beim Nahrungseinkauf stellt besonders die Farbe eines der wichtigsten Merkmale für einen Kunden bei der Auswahl von Lebensmitteln dar, denn „das Auge isst mit" (HERRMANN, 1986). Bei deren Betrachtung, besonders der Farbe, schätzt der Konsument deren Geschmack, Bekömmlichkeit, Reifegrad und Frische und somit deren Qualität und Güte ein. Dabei wird ein Nahrungsmittel traditionellerweise umso besser bewertet, je mehr seine tatsächliche Farbe der im Unterbewusstsein der Kunden vorhandenen Vorstellung der dafür typischen Farbe entspricht. Diese Denkweise hat ihren Ursprung in der Zeit als diverse Lebensmittel nur saisonal angeboten werden konnten, wenn sie in den heimischen Regionen zur Reife gelangten. Damals machte diese aus einer langen Erfahrung stammende Beurteilung Sinn. Doch auch in heutiger Zeit, in der seit der Entwicklung und Erfindung neuer und schneller Transportmittel und der Vernetzung vieler Länder der Erde, praktisch das ganze Jahr frische Lebensmittel zum Verkauf angeboten werden, verlangen Konsumenten die von früher gewohnten attraktiven Farben. Zur Gruppe der davon besonders betroffenen Lebensmittel gehören vor allem Obst und Gemüse.

Deshalb muss jeder Lebensmittelproduzent bzw. –verarbeiter durch geeignete Maßnahmen dafür Sorge tragen, dass solche Lebensmittel, sowie daraus hergestellte Produkte zum Zeitpunkt des Verkaufes eine den Kundenerwartungen entsprechende Farbe aufweisen. Besonders schwierig erweist sich das bei jenen Obst- oder Gemüsesorten, die einerseits nach der Ernte ihre Farbe nicht mehr durch Nachreifung verändern, andererseits ihre Farbe aber durch Stabilitätsverlust sehr rasch verlieren. Dazu gehört die

Erdbeere. Das Problem liegt hierbei weniger bei den gleich nach der Ernte frisch angebotenen Erdbeerstücken, weil diese zumeist die vom Konsumenten akzeptierte rote Farbe aufweisen. Die Schwierigkeit besteht vielmehr darin, dass die von Obstbauern für den Verkauf angebauten Erdbeersorten nahezu alle zwischen Ende Mai und Anfang Juli reif werden. Dies führt zu einer starken Überproduktion an frischen Früchten. Die Bauern und Lebensmittelverarbeiter sind daher gezwungen einen Großteil der Erdbeeren zu Produkten, wie z.B. Saft, Marmelade und Nektar zu verarbeiten und kämpfen dabei mit der geringen Stabilität der Erdbeerfarbe (MAYER, 1993; BAKKER et al., 1992), besonders seit der früher praktizierte Zusatz künstlicher Farbstoffe verpönt und größtenteils verboten ist.

Deshalb ist man bestrebt geeignete technologische Maßnahmen zu finden, welche die Stabilität so erhöhen, dass diese Verarbeitungsprodukte länger die vom Kunden gewünschte typische rote Farbe beibehalten.

Während es für Erdbeersaft schon einige Untersuchungen gibt (z.B. RWABAHIZI und WROLSTAD, 1988; BAKKER und BRIDLE, 1992; BAKKER et al., 1992; BAKKER et al., 1994; GOLASZEWSKI et al., 1998; REIN und HEINONEN, 2004), ist das Thema Erdbeernektar weitgehend unerforscht. Da dieses Gebiet durch vermehrtes Angebot und steigende Nachfrage an Erdbeernektar aber immer wichtiger wird, bietet es sich auch hier an, vermehrt Forschung in diese Richtung zu betreiben. Diese Diplomarbeit dient diesem Ziel. Konkret soll der Einfluss von Pasteurisation (Normalpasteurisation und HTST-Pasteurisation) auf die Farbstabilität von Erdbeernektar untersucht werden.

2 LITERATURÜBERSICHT

In diesem Teil der Diplomarbeit soll ein kurzer Überblick über die für die Versuche relevante Literatur gegeben werden. Das Augenmerk wird speziell auf die Erdbeere und die wichtigsten mit ihr in Beziehung stehenden Informationen gelegt.

2.1 Allgemeines zur Erdbeere

Erdbeeren gehören zur Familie der *Rosaceae* (Rosengewächse), zur Unterfamilie der *Rosoideae*. Das ist an den zarten rosa oder weißen Blüten leicht erkennbar. Sie werden zu den Stauden gerechnet, sind also mehrjährige Pflanzen, bei denen die unterirdischen Pflanzenteile die kalte Jahreszeit überdauern. Als Rosettenpflanzen haben sie einen stark gestauchten Spross, der sich nur wenig über dem Boden erhebt (LEHARI, 2002).
Erdbeeren sind sehr leicht verderblich und empfänglich für mechanische Verletzungen, physiologischen Verderb, Wasserverlust und mikrobiologische Fäulnis (ZHENG et al., 2007). Sie zählen zu den nichtklimakterischen Früchten, sie reifen also nach der Ernte nicht mehr nach. Daher müssen sie vollreif geerntet werden, um beste Qualität zu erzielen (http://www.lebensmittellexikon.de/n0000180.php; Stand: 10. April 2008).
Botanisch gesehen sind die Erdbeeren jedoch gar keine echten Beeren. Sie zählen zu den Sammelnussfrüchten. Die winzigen, dem fleischigen Fruchtboden aufliegenden Kernchen sind die eigentlichen Früchte, die Nüsschen. Sie sind in mehr oder weniger tiefen Grübchen in das Fruchtfleisch eingebettet. Der rote essbare Anteil der Erdbeeren ist eigentlich nur eine fleischig verdickte Blütenachse (BUCHTER-WEISBRODT, 2004).
Erste Funde der Erdbeeren reichen bis in die Steinzeit zurück. Beschrieben wurden sie aber erst um Christi Geburt von den römischen Dichtern Vergil, Ovid und Plinius, die sie als „frega“ oder „fregum“ bezeichneten. Auch im Mittelalter erfreuten sie sich großer Beliebtheit. Um ca. 1330 entstand der noch heute in der Botanik gebräuchliche Gattungsname *Fragaria*, der sich vom lateinischen Wort „fragare“ (duften) ableitete (LEHARI, 2002).

Heute besteht die Gattung *Fragaria* aus 16 Arten und Hybriden, die entweder einen einfachen Chromosomensatz mit sieben Chromosomen oder einen doppelten (diploid), vierfachen (tetraploid), sechsfachen (hexaploid), achtfachen (oktoploid) bzw. zehnfachen (dekaploid) Chromosomensatz vorweisen (FOX et al., 2001).

Im Mittelalter jedoch kannte man nur die kleine diploide, bei uns auch als Walderdbeere bezeichnete Erdbeersorte, die später von Linné den Beinamen *vesca* bekam. Dieses lateinische Wort leitet sich entweder von „versusa“ (essbar) oder „vescus“ (zehrend) ab, was beides auf Eigenschaften der Walderdbeere hinweist (LEHARI, 2002).

Die heute bei uns bekannten Erdbeeren stammen aus einer Kreuzung von *Fragaria virginiana*, einer aus Virginia, USA stammenden Erdbeersorte mit kugelrunden, leuchtend roten, aromatischen Früchten und *Fragaria chiloensis*, einer chilenischen Erdbeersorte mit damals enorm empfundener Fruchtgröße, aber fadem Geschmack. Sie haben wie ihre beiden Vorfahren einen oktoploiden (achtfachen) Chromosomensatz und werden als *Fragaria x ananassa* bezeichnet (BUCHTER-WEISBRODT, 2004).

Die heute angebauten Erdbeeren sind recht empfindlich und können daher nicht lange gelagert werden. Schon bei zweitägiger Lagerung ist mit erheblichem Aromaverlust zu rechnen und die Früchte verderben schnell (LEHARI, 2002).

Die meisten Erdbeersorten sind einmaltragend und werden zwischen Mai und Juni reif. Sie liefern viele Früchte auf einmal. Es gibt auch sogenannte „remontierende“ Sorten, die fast den ganzen Sommer zu beernten sind. Sie liefern einen sehr großen Ertrag, es werden aber nur wenige Früchte auf einmal reif. Als dritte Sortengruppe gibt es noch die sogenannten „Monatserdbeeren“ (*Fragaria vesca* var. *semperflorens*). Das ist eine sehr anspruchslose Kulturform der Walderdbeere, die kleine aromatische Früchte hervorbringt und vom Frühjahr bis in den Herbst Früchte trägt (LEHARI, 2002).

In Österreich erfreut sich die Erdbeere immer größerer Beliebtheit. Im Versorgungszeitraum 2005/06 wurden hierzulande knapp über 35000 Tonnen Erdbeeren verwendet, wovon das meiste (über 31500 Tonnen) der Bevölkerung zum Verzehr zur Verfügung stand. In der untersuchten Periode verzehrte jeder österreichische Einwohner durchschnittlich 3,8 kg Erdbeeren, aufgeteilt auf Frischsubstanz und verarbeitete Produkte. Der Selbstversorgungsgrad, also der Anteil der von der heimischen Landwirtschaft geleisteten Erzeugung (über 16000 Tonnen) betrug 46 % des Verbrauchs. Der Großteil davon (fast 14000 Tonnen) wurde jedoch exportiert (STATISTIK AUSTRIA, 2005/06).

Das zeigt, dass der österreichische Konsument vermehrt auf importierte, ausländische Erdbeeren und daraus hergestellte Produkte zurückgreift. Ein möglicher Grund könnte einerseits die längere Verfügbarkeit ausländischer Erdbeerstücke im österreichischen Handel sein, welche nicht auf den für die inländischen Sorten typischen Erntezeitraum von Mai bis Juli beschränkt ist. Andererseits werden viele Erdbeeren enthaltende oder aus Erdbeeren produzierte Produkte von Lebensmittelfirmen an im Ausland befindlichen Standorten hergestellt, wobei dann meistens natürlich auch keine heimischen Sorten verwendet werden.

Im Kalenderjahr 2007 wurden in Österreich 12350 Tonnen Erdbeeren erzeugt. Das meiste davon wurde in Oberösterreich, Steiermark und Niederösterreich geerntet. Diese drei Bundesländer zusammen hatten einen Erdbeerertrag von ungefähr 11400 Tonnen. Allerdings waren von den 1123 ha der 2007 in Österreich ertragsfähig gewesenen Fläche hier allein 969 ha vorhanden. In diesen drei Bundelsändern wurde auch der größte Erdbeerertrag pro ha erzielt (STATISTIK AUSTRIA, 2007).

2.2 Inhaltsstoffe des essbaren Anteils

Bei der Erdbeere ist die Zeit, in der aus der Erdbeerblüte eine Frucht vollständig heranreift, nur sehr kurz. Das Klima und die wachstumsbegleitenden Maßnahmen üben daher einen sehr starken Einfluss auf die Inhaltsstoffe aus. Das erklärt auch die Schwankungen der Inhaltsstoffe in der Erdbeere je nach Sorte, Anbautyp, Klima und Zeitpunkt der Ernte. In **Fehler! Verweisquelle konnte nicht gefunden werden.** sieht man den durchschnittlichen Gehalt der Inhaltsstoffe in 100 g essbarem Anteil der Erdbeere, samt deren Streubreite.

Vitamine

Die Erdbeere ist eine sehr gesunde Frucht, denn sie enthält praktisch alle für den Menschen notwendigen Vitamine.

Besonders reichhaltig ist sie an Vitamin C und Folsäure. Im Durchschnitt enthält die Erdbeere 60 mg Vitamin C pro 100 g Frischsubstanz der Erdbeere (BUCHTER-

WEISBRODT, 2004). Das ist 60 % der für nicht rauchende Jugendliche und Erwachsenen empfohlenen täglichen Bedarfsmenge von 100 mg (DGE et al., 2001).

An Folsäure enthält die Erdbeere durchschnittlich 65 µg in 100 g essbarem Anteil. Damit gibt es nur wenige Obstsorten, die einen solch hohen Folsäuregehalt wie die Erdbeere enthalten (BUCHTER-WEISBRODT, 2004). Bei Folsäure beträgt der Tagesbedarf für einen Erwachsenen im Durchschnitt 400 µg (ELMADFA und LEITZMANN, 2004).

In Tab. 2 sind alle in der Erdbeere enthaltenen Vitamine in ihrem durchschnittlichen Gehalt und ihrer Streubreite aufgelistet.

Mineralstoffe

Obst und Früchte liefern generell wenig Mineralstoffe. Innerhalb der Obstarten jedoch ist die Erdbeere reich an Mineralstoffen und Spurenelementen. Nur Aprikosen, Himbeeren, Brombeeren und Johannisbeeren liefern im Durchschnitt mehr Mineralien (BUCHTER-WEISBRODT, 2004).

Bezogen auf das gesamte Obstspektrum liefert die Erdbeere viel Mangan und Eisen, aber auch Kalzium und Magnesium sind reichlich enthalten. Im Durchschnitt enthält die Erdbeere 0,35 mg Mangan pro 100 g Frischsubstanz. Für eine optimale Versorgung benötigen Erwachsene im Durchschnitt 2 - 5 mg (BUCHTER-WEISBRODT, 2004).

Bei Eisen beträgt der durchschnittliche Gehalt pro 100 g essbarem Anteil der Erdbeere 0,7 mg. Der Tagesbedarf liegt bei Erwachsenen bei 10 - 12 mg, Frauen mit Regelblutung benötigen 15 mg (BUCHTER-WEISBRODT, 2004). Tab. 3 gibt einen genauen Überblick über den durchschnittlichen Gehalt und die Streubreite aller in der Erdbeere enthaltenen Mineralstoffe.

Tab. 1: Inhaltsstoffe der vollreifen Erdbeeren mit ihrem durchschnittlichen Gehalt und ihrer Streubreite (BUCHTER-WEISBRODT, 2004)

Inhaltsstoff	**Durchschnittsgehalt [g]**	**Streubreite [g]**
Wasser	85	79 - 93
Rohprotein	15	7 – 21
Kohlenhydrate	8	3 – 11
Fett	0,4	0,2 – 0,5
Titrierbare Säure	0,9	0,4 – 1,6
Rohfaser	1,3	0,8 – 4,2

Tab. 2: Vitamine der Erdbeeren mit ihrem durchschnittlichen Gehalt und ihrer Streubreite (BUCHTER-WEISBRODT, 2004)

Vitamin	**Durchschnittsgehalt [mg]**	**Streubreite [mg]**
A	0,08	0,01 – 0,18
C	60	20 – 100
E	0,10	0,08 – 0,13
Folsäure	0,08	0,06 – 0,16
B1 (Thiamin)	0,03	0,02 – 0,05
B2 (Riboflavin)	0,06	0,02 – 0,08
B3 (Niacin)	0,15	0,07 – 0,23
B5 (Pantothensäure)	0,60	0,30 – 0,70
B6 (Pyridoxin)	0,06	0,03 – 0,08

Tab. 3: Mineralstoffe der Erdbeere mit ihrem durchschnittlichen Gehalt und ihrer Streubreite (BUCHTER-WEISBRODT, 2004)

Mineralstoff	**Durchschnittsgehalt [mg]**	**Streubreite [mg]**
Kalzium	24	20 – 30
Kupfer	0,1	0,05 – 0,17
Fluor	0,018	0,01 – 0,025
Eisen	0,7	0,5 – 0,9
Jod	0,008	0,005 – 0,01
Kalium	147	142 – 219
Magnesium	15	14 – 18
Mangan	0,35	0,29 – 0,47
Natrium	3	2 – 4
Phosphor	30	28 – 38
Schwefel	14	10 – 16
Zink	0,13	0,09 – 0,16

2.3 Phenolzusammensetzung der Erdbeere

Phenolische Verbindungen leiten sich in ihrer chemischen Struktur von Phenol ab. Sie sind im Pflanzenreich weit verbreitet und zählen zu den Phytofaktoren oder sekundären Pflanzeninhaltsstoffen. Das bedeutet, dass ihre Entstehung und ihr Verbrauch nicht im Primärstoffwechsel der Pflanze stattfinden (RECHNER, 2000).

Sie schützen die Pflanze gegen Infektionen mit Bakterien und Pilzen, werden als Signalsubstanzen verwendet und regeln den pflanzlichen Hormonhaushalt (MATERN und GRIMMIG, 1993; RHODES, 1998).

Sie sind an Stabilität, Geschmack und Farbe vieler Obstarten und daraus abgeleiteter Produkte, wie Fruchtsäfte und –nektar beteiligt und sind damit für deren Qualität sehr entscheidend (RECHNER, 2000).

Erdbeeren sind eine reiche Quelle für Phenolkomponenten mit antioxidativen und antiproliferativen (krebshemmenden) Aktivitäten (HALVORSEN et al., 2002; GUO et al., 2003; SUN et al., 2002; MEYERS et al., 2003).

Bisher gelang der Nachweis von sechs verschiedenen Polyphenolklassen in Erdbeeren. Es sind dies Hydroxyzimtsäurederivate, Hydroxybenzoesäurederivate, monomere Flavan-3-ole, Procyanidine, Flavonole und Anthocyane (HERRMANN, 1996).

Die Anthocyane der Erdbeere werden in einem eigenen Kapitel separat besprochen.

Tab. 4 zeigt einen Überblick über alle in Erdbeeren nachgewiesenen Polyphenole (exkl. Anthocyane) und gibt ihren durchschnittlichen Gehalt in 1 g Frischsubstanz an.

Die genaue Zusammensetzung und die Konzentration der Erdbeerphenole vollreifer Früchte hängen stark von der verwendeten Sorte ab. Als Beispiel soll hier eine genaue Aufstellung von Phenolzusammensetzung und Konzentration der Erdbeersorte „Allstar" dienen, die in Tab. 5 ersichtlich ist.

Die Phenolzusammensetzung und –konzentration von Erdbeeren werden auch oft in Erdbeersäften bestimmt. Bei einer photometrischen Einzelbestimmung von aus 39 verschiedenen Sorten hergestellten Säften fand sich ein Gesamtphenolgehalt von 28,8 – 728 mg/L (BAKKER et al., 1994).

In mehreren Studien wurde gezeigt, dass in der Erdbeere die Phenole viel stärker für ihr hohes antioxidatives Potential verantwortlich sind, als das in ihr enthaltene Vitamin C (GUO et al., 2003; SUN et al., 2002).

Tab. 4: Bisher identifizierte Polyphenole in frischen vollreifen Erdbeeren und die Schwankungsbreite ihres Gehaltes in 1 g Frischsubstanz ([1]HENNING, 1981; [2]STÖHR und HERRMANN, 1975; [3]SCHUSTER und HERMANN, 1985; [4]MAAS et al., 1991; [5]THOMPSON et al., 1972) (k. B. = keine Bestimmung durchgeführt; k. N. = kein Nachweis möglich)

Polyphenole	**Konzentration [µg]**
Flavonole[1]	
Kaempferol-3-Glucosid	k. B.
Kaempferol-3-Glucuronid	8 – 42
Kaempferol-3-Galactosid	Spuren – 16
Kaempferol-3-Xyloglucosid	k. N. – 5
Kaempferol-3-Xyloglucuronid	2 – 10
Quercetin-3-Glucosid	2 – 15
Quercetin-3-Glucuronid	k. B.
Quercetin-3-Galactosid	k. N. – 15
Quercetin-3-Xyloglucuronid	1 - 16
Flavan-3-ole[2]	
(+)-Catechin	30 – 40
(-)-Epicatechin	k. N. – 12
(+)-Gallocatechin	k. N. – 8
Hydroxybenzoesäurederivate[3]	
Galloylchinasäure	1
p-Hydroxybenzoesäureglucosid	6
Ellagsäure[4]	43 – 464
Hydroxyzimtsäurederivate[3]	
Caffeoylglucose	Spuren – 2
p-Coumaroylglucose	14 – 27
Feruloylglucose	Spuren – 2
p-Coumarsäureglucosid	Spuren
Proanthocyanidine[5]	
B3	k. B.

Tab. 5: Untersuchung der Phenolzusammensetzung von Erdbeeren der Sorte *fragaria x ananassa* Duch cv. Allstar in 1 g Frischsubstanz mittels HPLC (ZHENG et al., 2007)

Phenol	**Konzentration [µg]**
Ellagsäure	6,1 ± 0,3
Ellagsäure-Glucosid	20,3 ± 1,2
p-Coumaroyl-Glucose	19,3 ± 0,9
Quercetin-3-Glucosid und –Glucurondid	8,8 ± 0,4
Kaempferol-3-Glucosid	1,7 ± 0,1
Kaempferol-3-Glucuronid	1,2 ± 0,1

2.4 Die Erdbeerfarbe

2.4.1 Allgemeines über Anthocyane

Die Gruppe der Anthocyane (griech: „anthos“, Blume und „kyanos“, blau) ist eine in der Natur ubiquitär vorkommende Stoffklasse (MAZZA und MINIATI, 1993; KÜHNAU, 1976). Besonders oft kommt sie im Pflanzenstoffwechsel vor (EDER, 1996).

Anthocyane sind Teil einer sehr großen und bekannten Gruppe von Pflanzeninhaltsstoffen, den Flavonoiden (WATZL et al., 2002). Alle Flavonoide leiten sich strukturell von Flavan (2-Phenyl-Benzo-Dihydropropan) ab (RECHNER, 2000). Dieses besteht aus einer C_6-C_3-C_6 Struktur und beinhaltet zwei aromatische Ringe, die über drei C-Atome und ein Sauerstoffatom (heterocyclisches System) aneinander gebunden sind. Die beiden aromatischen Ringe werden mit A und B benannt, das heterocyclische System wird als C bezeichnet (KÜHNAU, 1976).

Bisher wurden über 4000 Flavonoidverbindungen aus Pflanzen isoliert (RECHNER, 2000). Diese lassen sich in mehrere Gruppen unterteilen (CREN-OLLIVE et al., 2000), welche in Abb. 1 ersichtlich sind.

Fast alle höheren Pflanzen, nicht aber Tiere sind zur Biosynthese der Flavonoide befähigt (KRAUS, 2006), welche ihrerseits zur sehr weit verbreiteten Gruppe der Polyphenole gehören (EDER, 1996).

Anthocyane sind sowohl in Wasser, als auch in Alkohol löslich. (ENNS, 1974). Im Pflanzenreich stellen sie die größte Gruppe der wasserlöslichen Pigmente dar (COONEY et al., 2004).

Sie verleihen Blüten, Früchten und Blättern leuchtend orange, rote, violette, rosa und blaue Farben (HERRMANN, 1986; ENNS, 1974; GIL et al., 1997; MACHEIX et al., 1990). Das dient primär der Anlockung von Vögeln und Insekten. Diese bestäuben dann die Blüten bzw. verteilen die Samen (HARBONE, 1976).

Daneben weisen Anthocyane im Pflanzenreich noch einige andere Funktionen auf. Sie haben Redoxeigenschaften und bestimmen so die Redoxverhältnisse in der Zelle mit. Dadurch können sie sauerstoffempfindliche Substanzen vor der oxidativen Zerstörung schützen (MARKAKIS, 1982). In Blättern stellen sie ein Schutzschild gegen UV-Strahlung dar (BARBER, 1965). Außerdem sind sie an der Schädlings- und Krankheitsabwehr beteiligt, indem sie mit anderen Phenolen gemeinsam aus polymeren Molekülen bestehende Schutz- und Sperrschichten bilden (FEUCHT, 1995).

Anthocyane wurden in unterschiedlichen Konzentrationen schon in allen Pflanzenorganen nachgewiesen, zumeist in der Zellvakuole in membrangebundenen Anthocyanoplasten (MARKAKIS und LURD, 1974; PFANNHAUSER und RIEDL, 1983). Sie kommen im leicht sauren Zellsaft der Pflanzen zumeist als Flavylium-Salze vor. Als Gegenion kommt meist Chlorid vor (MERKEN und BEECHER, 2000). In Abb. 2 ist das Grundgerüst eines Anthocyans in seiner Flavylium-Kation-Form sichtbar.

Man findet Anthocyane in vielen heimischen Obstarten, speziell einigen Beerenfrüchten und auch Südfrüchten, teils in beträchtlichen Mengen. Sie sind für die Farbe dieser Früchte zuständig (RECHNER, 2000). Besonders in den beiden Angiospermae – Familien *Vitaceae* (z. B. Weintraube) und *Rosaceae* (z. B. Kirsche, Zwetschke, Erdbeere, Apfel, Himbeere, Brombeere) sind oft Anthocyane enthalten (PFANNHAUSER und RIEDL, 1983). Die große Beliebtheit dieser Früchte, könnte eine mögliche Erklärung

für die in einigen Studien herausgefundene Tatsache darstellen, dass die mit der Nahrung zugeführte Anthocyanmenge höher ist als die Aufnahme aller anderen Flavonoide (CAO und PRIOR, 1999a; TALAVERA et al., 2005).

Anthocyane sind nicht toxisch und nicht mutagen und können daher unbedenklich als LM-Farbstoff eingesetzt werden, ohne gesondertes Zulassungsverfahren (EDER, 1996). Sie werden aus medizinischer und ernährungsphysiologischer Sicht als unbedenklich eingestuft, weil sie schon einen sehr langen Zeitraum von Mensch und Tier ohne Beschwerden verzehrt werden (LEE, 1992).

Anthocyane scheinen im Gegenteil sogar einen positiven Einfluss auf die Gesundheit des Menschen auszuüben. Aufgrund ihrer phenolischen Struktur und daraus resultierender Radikalfängeraktivität werden Anthocyane antioxidative Wirkungen zugesprochen (KONG et al., 2003; TALAVERA et al., 2004). Damit werden auch verschiedene positive Effekte in Verbindung gebracht. Anthocyane sollen antiinflammatorische Effekte besitzen (WANG et al., 1997; TSUDA et al., 1998; MAZZA et al., 2002; WANG und MAZZA, 2002; YOUDIM et al., 2002). Daneben scheinen sie einen Schutz vor koronaren Herzerkrankungen zu bieten (GOLDBERG et al., 1995; PAGANGA und RICE-EVANS, 1997; KATSUBE et al., 2003). Auch eine anticancerogene Wirkung wird diskutiert (KAMEI et al., 1995; KANG et al., 2003; KATSUBE et al., 2003).

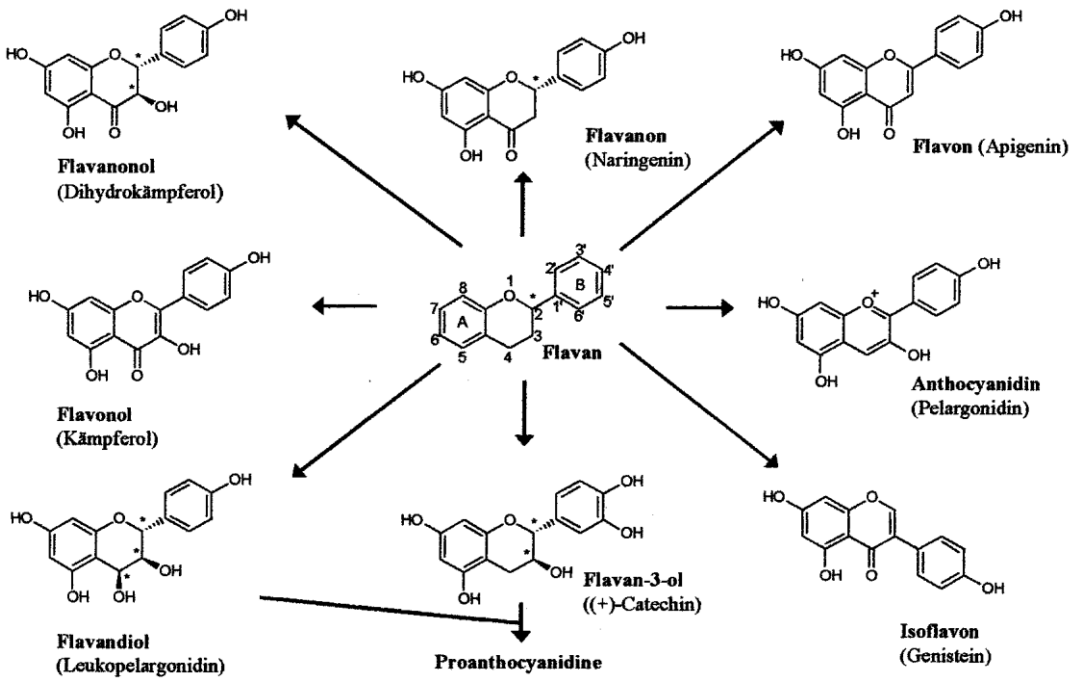

Abb. 1: Grundstruktur der einzelnen Flavonoidgruppen (KRAUS, 2006)

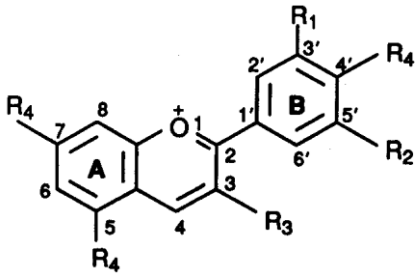

Abb. 2: Flavylium-Kation (MAZZA und MINIATI, 1993), R_1 und R_2 sind H, OH oder OCH_3; R_3 ist ein Zuckerrest oder H; R_4 ist ein OH oder ein Zuckerrest

2.4.2 Aufbau und Struktur der Anthocyane

Das spezifische Anthocyangrundgerüst nennt man Flaven (2-Phenyl-Benzopyrilium). Anthocyane sind dessen glykosilierte Polyhydroxy- und Polymethoxyderivate oder Flavyliumsalze (MAZZA und MINIATI, 1993).

Anthocyane sind glykosilierte Anthocyanidine, welche in der Natur ausschließlich in dieser Form vorkommen (KRAUS, 2006). Glykosilierung ist die Voraussetzung für die Stabilität des Anthocyanmoleküls (WATZL et al., 2002). Reine Anthocyanidine sind hingegen nicht sehr stabil. Sie sind im Gegensatz zu Anthocyanen nicht wasserlöslich, sehr reaktionsfreudig, und unterliegen Oxidation und Reduktion, sowie Salzbildung mit Säuren und Basen (EDER, 1996).

Die einzelnen Anthocyane unterscheiden sich in der Anzahl der OH-Gruppen im Molekül, deren Methylierungsgrad, sowie Art, Anzahl und Position der angehängten Zucker und Art und Anzahl der an den Zucker angehängten aliphatischen oder aromatischen Säuren (MAZZA und MINIATI, 1993). Anthocyane können durch saure oder enzymatische Hydrolyse in das korrespondierende Anthocyanidin und den Zuckerrest gespalten werden (EDER, 1996).

Bis jetzt sind 17 natürlich vorkommende Anthocyanidine bekannt. Sechs davon kommen sehr häufig in Pflanzen und Früchten vor. Das sind Pelargonidin, Cyanidin, Peonidin, Delphindin, Petunidin und Malvidin (HERMANN, 1992; BELITZ und GROSCH, 1992; WATZL et al., 2002a; COONEY et al., 2004).

Davon kommt Cyanidin am häufigsten vor (in 90 % aller untersuchten Früchte), gefolgt von Delphinidin (35 %), Peonidin (30 %) und Pelargonidin (20 %) sowie Malvidin und Petunidin (je 15 %) (MACHEIX et al., 1990). Tab. 6 bietet einen Überblick über alle natürlich vorkommenden Anthocyane.

Als Chromophor weisen Anthocyanidine ein Cyaninsystem mit n = 2 auf, bei dem der Pyransauerstoff Bestandteil des Systems ist (www.2k-software.de/ingo/farbe/.html) (30.10.2005). Anthocyane haben zwei Absorptionsmaxima, eines im sichtbaren Bereich bei 465–560 nm und ein weniger intensives im UV–Bereich bei 270–280 nm (GROSS, 1987). Die λ_{max} und die tatsächliche Höhe des Absorptionsmaximums, also die endgültige Farbe der in der Natur auftretenden Anthocyane hängen einerseits von ihrem pH-Wert und andererseits von Position und Anzahl der Hydroxylgruppen, deren Methylierungsgrad, sowie Art und Position des Zuckerrestes, der zusammen mit dem jeweiligen

Anthocyanidin den eigentlichen Farbstoff bildet, ab (MARKAKIS, 1974; GIUSTI et al., 1999; MERKEN und BEECHER, 2000; www.2k-software.de/ingo/ farbe/efarbe.html (30.10.2005)). Jedes Anthocyanidin kann auf unterschiedlichen Stellen mit verschiedenen Zuckern und Säuren glycosiliert bzw. acyliert sein. Daher gibt es 15-20 mal so viele natürliche Anthocyane als Anthocyanidine. Die am häufigsten vorkommenden vier Klassen von Anthocyanidin-Glykosiden sind 3-Monoside, 3-Bioside, 3,5-Diglycoside und seltener 3,7-Diglycoside (HARBONE und WILLIAMS, 2001; MURKOVIC, 2001; HARBONE, 1969; TIMBERLAKE und BRIDLE, 1975). Es kommt auch Glycosilierung an der 3'-, 4'- und 5'- OH-Gruppe vor (HRADZINA, 1982; HARBONE und GRAYER, 1988; GOTO, 1987; KONDO et al., 1989; YOSHITAMA und ABE, 1977; TERAHARA et al., 1990; FOSSEN et al., 2003).

Die am häufigsten meistens über Sauerstoffbrücken an Postition 3 des A-Ringes (Abb. 2) gebunden Zucker sind Glucose, Galactose, Arabinose und Rhamnose, sowie Xylose (KRAUS, 2006; RECHNER, 2000). Glucose liegt glycosiliert meistens in ihrer β-Pyranoseform vor. Es kommen aber auch Di- bzw. Trisaccharide und manchmal Tetrasaccharide, vor allem aus einer Kombination dieser vier Monosaccharide bestehend, vor (GOIFFON et al., 1999; CLIFFORD, 2000; MACHEIX et al., 1990).

Die Zuckerreste sind häufig noch acyliert mit aromatischen Säuren, wie p-Coumarsäure, Kaffeesäure, Ferulasäure, Sinapinsäure, p-Hydroxybenzoesäure und aliphatischen Säuren, wie Malonsäure, Oxalsäure, Bernsteinsäure, Apfelsäure, Proprionsäure und Essigsäure (HARBONE, 1969; HRADZINA, 1982; HARBONE und GRAYER, 1988; GOTO, 1987; KONDO et al., 1989; TERAHARA et al., 1990; SLIMESTAD und SOLHEIM, 2002; WU und PRIOR, 2005). Methoxylierte Substituenten findet man vor allem an 3' und 5' Stelle des B-Ringes, weniger häufig an Position 7 und 5 des A-Ringes (HARBONE, 1969; HRADZDINA, 1982; HARBONE und GRAYER, 1988; GOTO, 1987; KONDO et al., 1989).

Es wurde bis jetzt noch kein natürlich vorkommendes Anthocyan entdeckt, wo alle drei OH-Gruppen an Position 5 und 7 des A-Ringes bzw. 4' des B-Ringes substituiert sind. Eine freie Hydroxylgruppe an zumindest einer dieser drei Postitionen ist essentiell, um die für Pflanzenpigmentation verantwortlichen in situ-Farben zu kreieren (BROUILLARD, 1982).

Anthocyane zeigen in Abhängigkeit vor allem vom pH-Wert starke Farbveränderungen. Die meisten Anthocyane sind im wässrigen Milieu bei niedrigem pH-Wert rot gefärbt, bei pH-Werten im mittleren Bereich blau und bei sehr hohen pH-Werten farblos. Das liegt daran, dass Anthocyane struktureller Transformation unterliegen. In sauren und neutralen wässrigen Medien können Anthocyane zugleich in vier Strukturen vorliegen, die miteinander im Gleichgewicht stehen. Es sind dies Flavylium-Kation AH^+, chinoide Anhydrobase A, Carbinol-Pseudobase (Chromenol) B und Chalkon C (BROUILLARD, 1982; MAZZA und BROUILLARD, 1987b).

Besonders die Form des Flavylium-Kations stellt insofern eine Besonderheit dar, dass sie sich durch die positive Ladung am Ring C von allen anderen Flavonoiden unterscheidet (KRAUS, 2006).

In Abb. 3 sieht man den Konzentrationsverlauf der einzelnen Anthocyanformen abhängig vom pH-Wert am Beispiel von Cyanidin-3,5-Diglucosid.

Die vom pH-Wert abhängige strukturelle Transformation der Anthocyane im wässrigen Milieu ist in Abb. 4 übersichtlich dargestellt.

Bei einem pH-Wert unter 1 liegt das Anthocyan vollständig als mesomeriestabilisiertes Benzopyrilium- oder Flavylium-Kation vor (Struktur I). Dieses kann eine rote, blaue oder violette Farbe aufweisen. Es ist nur in diesem pH-Bereich stabil (RECHNER, 2000; KRAUS, 2006).

Bei steigendem pH-Wert kommt es zu einer H^+-Ionen Abgabe und es entsteht eine rote oder blaue chinoide Anhydrobase, vorerst aber nur in geringer Konzentration. Normalerweise liegt eine Mischung der verschiedenen chinoiden Formen vor, weil die pKA-Werte der OH-Gruppen an Position 4', 7 und 5 sehr ähnlich sind (BROUILLARD, 1982; MAZZA und BROUILLARD, 1987b).

Bei längerem Stehen kommt es bei einem pH-Wert von 4 – 5 auch zu einer weiteren Reaktion. Das Flavylium-Kation hydratisiert zur farblosen Carbinol-Pseudobase (Chromenol, Struktur II). Dabei lagert sich das Wasser meistens am C_2, seltener am C_4 an. Ohne einen an Position 3 des A-Ringes angehängten Zuckerrest ist die Hydratisierung weniger effizient und die Carbinol-Pseudobase bildet sich erst bei einem pH-Wert über 4 – 5 aus (MAZZA und MINIATI, 1993). In einem pH-Bereich von 6 – 8 kommt es jetzt nochmals zu einer Farbvertiefung durch vermehrte Bildung der chinoiden und ionischen Anhydrobasen (HERMANN, 1986). (Strukturen III und IV).

Steigt der pH-Wert jedoch weiter auf 7 – 8, dann gehen die ionischen Anhydrobasen unter Ringöffnung in farblose oder gelbe Chalkone über (MAZZA und MINIATI, 1993; Struktur V). Diese können sowohl in cis-, als auch in trans-Formation vorkommen. Sie unterscheiden sich von gewöhnlich auftretenden Chalkonen durch die Position ihrer Carbonylfunktion, die sich hier neben dem B-Ring, normalerweise aber neben dem A-Ring befindet (BOHM, 1982).

Der genaue pH-Wert beim Farbumschlag hängt vom jeweiligen Anthocyan ab. Mittels Zugabe von Metallionen ist eine Anthocyanstabilisierung auch bei hohem pH-Wert unter Ausbildung von tiefblau gefärbten Komplexen möglich (BEYER und WALTER, 1988; JURD, 1972; BROUILLARD und DELAPORTE, 1977; LAPIDOT et al., 1999; BELITZ und GROSCH, 2001; AURA, 2004).

Das biochemische Equilibrium der vier Anthocyanformen hängt auch sehr stark von der jeweiligen Temperatur ab. Bei Erhitzung eines Anthocyans kommt es zu einer Öffnung des Ringsystems und damit zu einer verstärkten Bildung des farblosen bzw. gelben Chalkons. Durch Abkühlung und Ansäuerung der Probe können die entstandenen Chalkone nur langsam und nicht vollständig in die rotgefärbten Flavylium-Kationen zurückgeführt werden (MARKAKIS, 1982).

Neben dem pH-Wert und der Temperatur ist auch die Struktur eines Anthocyans maßgeblich an dessen Farbexpression beteiligt. OH-Gruppen, OCH_3-Gruppen, reine Zuckerreste und acylierte Zucker haben eine beträchtliche Wirkung auf die Farbstabilität von Anthocyanen (HARBONE, 1969; BROUILLARD, 1982; MAZZA und BROUILLARD, 1987a).

Bei steigender Anzahl der Hydroxylgruppen am B-Ring kommt es zu einer bathocromen Verschiebung des sichtbaren Absorptionsmaximums der Anthocyane in den längerwelligen Bereich und somit zu einer Farbveränderung von orange nach blau. So liegt z. B. in einer 0,01 M HCl-MeOH-Lösung die λ_{max} von Pelargonidin bei 520 nm (orange), von Cyanidin bei 535 nm (orange-rot) und von Delphinidin bei 545 nm (bläulich-rot) (MAZZA und MINIATI, 1993).

Von sehr großer Bedeutung ist auch die OH-Gruppe an der C_3–Position des A-Ringes. Sie verschiebt die Farbe des Pigments von gelb-orange nach rot. Deshalb gibt es einen Farbunterschied zwischen der Mehrheit der Anthocyanidine, die zumindest bei niedrigem pH-Wert rot sind und den 3-Desoxyanthocyanidinen Apigenidin, Luteolinidin und

Tricetinidin, die gelb sind. Dieselbe Hydroxylgruppe am C_3 hat aber auch einen nachteiligen Effekt für das Anthocyan, indem sie für dessen Destabilisierung verantwortlich ist. Deshalb sind die 3-Desoxyanthocyanidine viel stabiler als alle anderen Anthocyanidine (IACOBUCCI und SWEENY, 1983; MAZZA und BROUILLARD, 1987a).

In ähnlicher Weise stabilisieren auch die Anwesenheit einer OH-Gruppe am C_5 bzw. eine Substituierung am C_4 des A-Ringes die gefärbten Formen. Die Hydratationsreaktionen, welche zur Bildung der farblosen Formen führen, werden dadurch gestoppt (BROUILLARD, 1982; IACOBUCCI und SWEENY, 1983; MAZZA und BROUILLARD, 1987a).

Auch Art und Anzahl sowie Position der Zucker bei der Glycosilierung beeinflussen die Pigmentstabilität von Anthocyanen. Bei gleichem pH-Wert zeigen Anthocyanidin-3-Glycoside intensivere Farben als Anthocyanidin-3,5-Glycoside und Anthocyanidin-5-Glycoside. Außerdem ist bei pH-Werten von 2,5 und 4,5 die Stabilität der Anthocyanidine Peonidin und Malvidin bedeutend niedriger als diejenige ihrer 3-Glucoside (OHTA et al., 1980). Wahrscheinlich ist die langsame Hydrolyse der 3-O-Zuckereinheiten unter sauren Bedingungen für die gesteigerte Haltbarkeit dieser Pigmente verantwortlich (MAZZA und MINIATI, 1993).

Die Methylierung freier phenolischer OH-Gruppen senkt die Stabilität. Durch Methylierung der 4'- oder 7'- OH-Gruppen des B-Ringes, nimmt die Ringstabilität ab, wohingegen die beiden Hydroxylgruppen in ihrer freien Form den Ring beträchtlich stabiler machen (MAZZA und MINIATI, 1993).

Anthocyane mit zwei oder mehr aromatischen Acylgruppen sind in neutralen oder schwach sauren Medien stabil. Das lässt sich wahrscheinlich auf die Ausbildung von intramolekularer Copigmentation (siehe Kap. Copigmentierung) zurückführen, bei der sich eine Wasserstoffbrückenbindung zwischen den OH-Gruppen des Anthocyanidinringes und den aromatischen Säuren ausbildet.

In einigen Studien wurde auch die Stabilisierung von diacylierten Anthocyanen beobachtet. Sie kommt durch das Phänomen des sandwichartigen Aufstapelns der Anthocyane verursacht durch hydrophobe Wechselwirkungen zwischen dem Anthocyanidinring und den zwei aromatischen Acylgruppen zustande (BROUILLARD, 1981; BROUILLARD, 1982; GOTO et al., 1982; GOTO et al., 1983).

Tab. 6: Alle natürlich vorkommende Anthocyanidine mit Substituierungsmuster und Farbe bei einem pH-Wert von 1-3 (MAZZA und MINIATI, 1993).

Name	**Substitution des Anthocyanidinrings an Postion**…							**Farbe**
	3	**5**	**6**	**7**	**3'**	**4'**	**5'**	
Apigeninidin	H	OH	H	OH	H	OH	H	Orange
Aurantinidin	OH	OH	OH	OH	H	OH	H	Orange
Capensinidin	OH	OCH_3	H	OH	OCH_3	OH	OCH_3	Bläulich-rot
Cyanidin	OH	OH	H	OH	OH	OH	H	Orange-rot
Delphinidin	OH	OH	H	OH	OH	OH	OH	Bläulich-rot
Europinidin	OH	OCH_3	H	OH	OCH_3	OH	OH	Bläulich-rot
Hirsutidin	OH	OH	H	OCH_3	OCH_3	OH	OCH_3	Bläulich-rot
6-Hydroxycyanidin	OH	OH	OH	OH	OH	H	-	Rot
Luteolinidin	H	OH	H	OH	OH	OH	H	Orange
Malvidin	OH	OH	H	OH	OCH_3	OCH_3	OCH_3	Bläulich-rot
5-Methylcyanidin	OH	OCH_3	H	OH	OH	H	-	Orange-rot
Pelargonidin	OH	OH	H	OH	H	OH	H	Orange
Peonidin	OH	OH	H	OH	OCH_3	OH	H	Orange-rot
Petunidin	OH	OH	H	OH	OCH_3	OH	OH	Bläulich-rot
Pulchellidin	OH	OCH_3	H	OH	OH	OH	OH	Bläulich-rot
Rosinidin	OH	OH	H	OCH_3	OCH_3	OH	H	Rot
Tricetinidin	H	OH	H	OH	OH	OH	OH	Rot

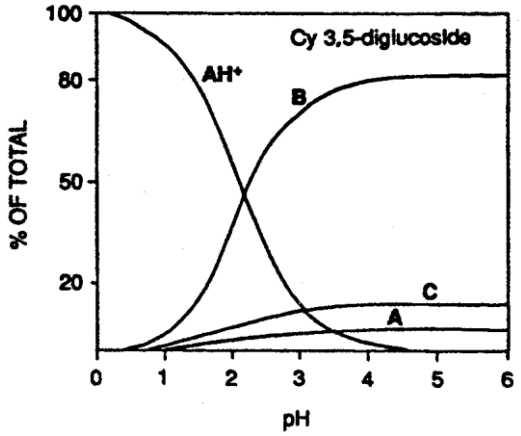

Abb. 3: Gleichgewichtsverteilung von AH^+, A, B und C-Formen für Cyanidin-3,5-Diglucosid als Funktion des pH-Wertes (MAZZA und BROUILLARD, 1987b)

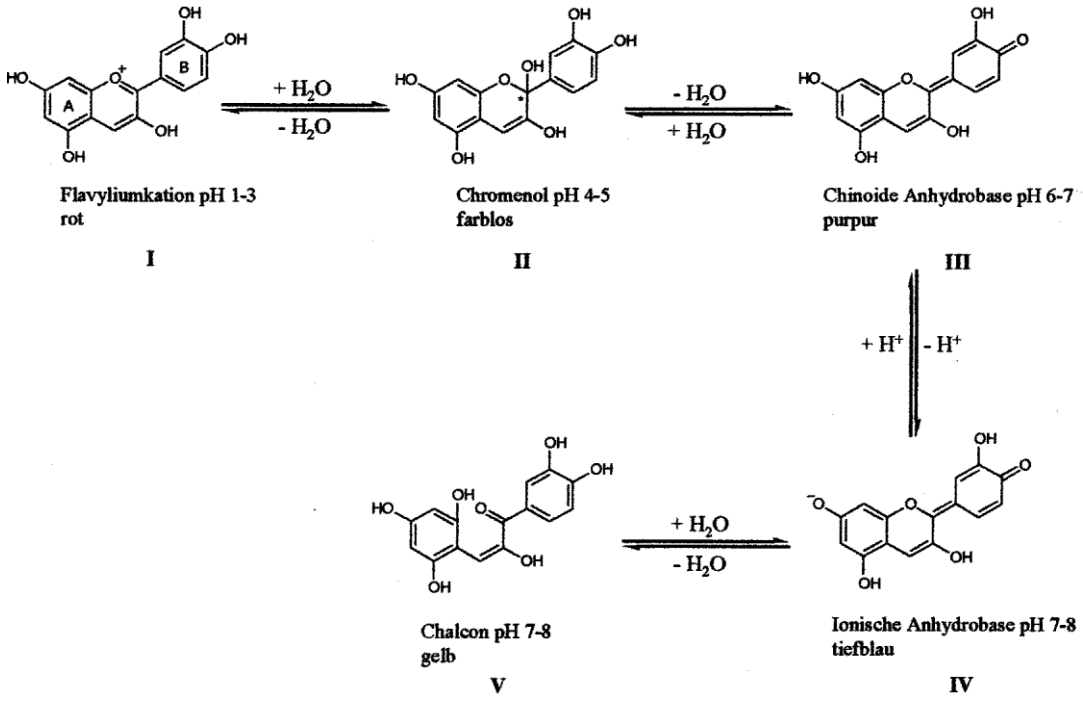

Abb. 4: pH-Abhängigkeit von Anthocyanidinen am Beispiel von Cyanidin (BELITZ und GROSCH, 2001)

2.4.3 Faktoren mit Einfluss auf die Stabilität der Erdbeerfarbe

Die Stabilität von Anthocyanen, besonders jene der farbgebenden Flavylium-Kation-Formen, und die Beständigkeit der Erdbeerfarbe allgemein hängen von vielen verschiedenen Faktoren ab. In diesem Teil wird darüber ein kurzer Überblick gegeben.

2.4.3.1 pH-Wert und Struktur

Der Einfluss des pH-Wertes und der Struktur auf die Stabilität der Anthocyane wurde bereits in Kap. 2.4.2 besprochen.

2.4.3.2 Konzentration

Eine erhöhte Anthocyankonzentration in Pflanzengeweben, aber auch in Fruchtsäften und Fruchtnektar bewirkt eine Intensivierung der Farbe und eine größere Farbstabilität durch die Phänomene der Copigmentierung bzw. Selbstassoziation (MAZZA und MINIATI, 1993).

So wies z. B. ein mit Erdbeeranthocyanen versetzter Erdbeersaft durch die dadurch erhöhte Gesamtkonzentration an Anthocyanen die gleiche Stabilität als ein purer schwarzer Johannisbeersaft auf, obwohl die Anthocyane in einem unversetzten Erdbeersaft viel weniger stabil sind als in einem schwarzen Johannisbeersaft (SKREDE et al., 1992).

Auch beim Studium der Stabilität von Erdbeersaft und –nektar bestätigte sich die oben erwähnte Aussage (GARZON und WROLSTAD, 2002).

2.4.3.3 Molekulare Komplexbildung

Die Bildung molekularer Komplexe verhindert bzw. vermindert *in vivo* die Hydratation des Flavylium-Kations, indem die mit dem Solvens in Kontakt kommende Oberfläche der Flavylium-Struktur verkleinert wird.

Eine Komplexbildung wird durch dispersive und elektrostatische Kräfte, wie Wasserstoffbrückenbindungen, Wechselwirkungen durch Ladungsaustausch oder Dipol-Dipol-Interaktionen möglich gemacht. Bei aromatischen Gruppen kommt es zu einer Überlappung der delokalisierten π-Elektronenwolke. In wässerigen Lösungen wirken sich auch hydrophobe Wechselwirkungen günstig auf die Komplexbildung auf. Dabei findet ein Einbau von zuvor bei der Hydratisierung des Flavylium-Kations mitwirkenden Wassermolekülen in das Netzwerk der Wasserstoffbrückenbindungen des Solvens statt (EDER, 2001).

Bei der molekularen Komplexbildung können grundsätzlich drei verschiedene Unterformen unterschieden werden: *Copigmentierung*, *Selbstassoziation* und die *Interaktion mit Metallen*.

Copigmentierung

Als Copigmentierung wird die molekulare Assoziation zwischen einem Pigment, gewöhnlich einem Anthocyan, und anderen (normalerweise ungefärbten) organischen Molekülen in einer Lösung bezeichnet. Diese Verknüpfung bewirkt, dass das Pigment eine viel intensivere Farbe aufweist, als das von seiner Konzentration her erwartet würde.

Copigmentierung führt einerseits zu höheren Absorptionswerten (hyperchromer Effekt), was sich in einer Farbintensivierung äußert. Andererseits kommt es zu einer Verschiebung des Absorptionsmaximums in den längerwelligen Bereich, was zu violetten bis blauen Farbtönen führt. Dieser als bathochrome Verschiebung bezeichnete Effekt beträgt typischerweise 5–20 nm (BOULTON, 2001).

Die erhöhte Farbstabilität wird chemisch dadurch bewirkt, dass durch das Copigment das Gleichgewicht von der farblosen Carbinol-Pseudobase B in Richtung des rot gefärbten Flavylium-Kations AH^+ verschoben wird (MALIEN-AUBERT et al., 2001; FOSSEN et al., 2004). Das geschieht über die Kontrolle der Hydratationsreaktion, die zwischen diesen beiden Anthocyanstrukturen stattfindet (MAZZA und MINIATI, 1993).

Bei der Copigmentierung unterscheidet man zwei Arten, die einzeln besprochen werden sollen (BOULTON, 2001).

Intramolekulare Copigmentierung

Intramolekulare Copigmentierung verleiht Anthocyanen in schwach sauren bis neutralen Lösungen eine stabile Farbe (MAZZA und MINIATI, 1993). Für die Komplexbildung ist keine Mindestkonzentration an Anthocyanen notwenig, sie funktioniert jedoch nur bei Molekülen mit mindestens zwei aromatischen Acylgruppen (EDER, 2001). Zu diesen Anthocyanen gehören u.a. die Ternatine (TERAHARA et al., 1990; TERAHARA et al., 1990), Platyconin (SAITO et al., 1971), Cinerarin (KONDO et al., 1985) und Gentiodelphin (GOTO et al., 1982).

Die Acylgruppen lagern sich wahrscheinlich entsprechend einer „Sandwichstruktur" unterhalb und oberhalb des Pyrilium-Rings an und schützen diesen dadurch vor einer nukleophilen Addition des Wassers (EDER, 2001). Dabei zeigt sich, dass Moleküle mit verstärkter Substitution des Aglycons eine höhere Farbstabilität aufweisen. So sind z. B. Delphinidin-Derivate stabiler als jene von Cyanidin oder Peonidin. (SAITO et al., 1985).

Eine bessere Farberhaltung beobachtet man auch bei Anthocyanen mit einer höheren Anzahl acylierter organischer Säuren (v. a. Zimt- und Malonsäuren) (SAITO et al., 1985). Daneben scheinen auch die Struktur des Aglykons, die Art, Anzahl und Position der an den Zucker angehängten Acylgruppen, sowie die Struktur des Zuckers und seine Position eine Rolle für die genaue Farbe zu spielen (MAZZA und MINIATI, 1993).

Intermolekulare Copigmentierung

Die intermolekulare Copigmentierung ist in der Natur sehr weit verbreitet (MAZZA und MINIATI, 1993). Sie kommt einerseits in höheren Pflanzen, besonders in den Vakuolen der gefärbten Zellen höherer Organe, vor und ist dort für die Pigmentierung anthocyanhältiger Blüten verantwortlich (DAVIES und MAZZA, 1993; BROUILLARD und DANGLES, 1994b; MÖLLS, 1996; DIMITRIC MARKOVIC et al., 2005). Hierbei handelt es sich häufig um Komplexe von Anthocyanen mit Polyphenolen und farblosen Flavonoiden (MÖLLS, 1996). Andererseits kommt sie auch in Obst- und Gemüseprodukten, wie in Säften und Weinen vor (MAZZA und BROUILLARD, 1987).

Die Stärke der bei der intermolekularen Copigmentierung auftretenden Wirkung hängt von mehreren Bedingungen ab. Der wahrscheinlich wichtigste Faktor ist der pH-Wert

des Mediums bzw. des Lösungsmittels (WILSKA-JESKA und KORZUCHOWSKA, 1996; BAKOWSKA et al., 2003). Copigmentierung tritt von pH-Werten nahe 1 bis zur Neutralität einer Lösung auf. Der maximale Effekt entfaltet sich bei einem pH-Wert von ca. 3,5. Dieser variiert je nach Pigment-Copigment-System leicht (MAZZA und BROUILLARD, 1990; BROUILLARD et al., 1991). So führten z. B. in einer wässerigen Lösung bei einem pH-Wert von 3,6, bei dem weniger als 10 % der Anthocyane in einer gefärbten Form vorliegen, die Zugabe eines Überschusses des Copigmentes Chlorogensäure zu Malvin und die dadurch entstehende Copigmentierung zu einem 20-30 fachen Absorptionsanstieg im sichtbaren Bereich des Spektrums. Bei Zugabe der ungefärbten Chlorogensäure zur selben wässerigen Lösung bei einem pH-Wert unter 1, bei dem großteils die gefärbten Strukturen des Anthocyans auftreten, zeigte sich jedoch nur ein geringer Effekt (EDER, 2001).

Neben dem pH-Wert übt auch die Temperatur einen entscheidenden Einfluss auf den Effekt der Copigmentierung aus. (MÖLLS, 1996; BOULTON, 2001). Die Einwirkung von Hitze auf copigmentierte Anthocyane bewirkt eine Zerstörung des Copigmentierungskomplexes. Durch Dissoziation entstehen farblose Komponenten, was an einem Farbverlust der Lösung sichtbar ist (MAZZA und BROUILLARD, 1990). Chemisch gesehen kommt es durch die Temperaturzunahme zu einer Erhöhung der Entropie, wodurch die schwachen intermolekularen Wechselwirkungen zwischen Anthocyan und Copigment aufgelöst werden (EDER, 2001). Die tatsächliche Abnahme der Farbe hängt dabei sowohl von dem verwendeten Copigment, als auch vom pH-Wert der Lösung ab. Den meisten Schutz der intermolekularen Copigmentierung vor Hitzeeinwirkung bietet auch hier ein pH-Wert von ca. 3,5. Natürlich spielt auch die Höhe der eingesetzten Temperatur und die Erhitzungsdauer eine Rolle (BAKOWSKA et al., 2003).

Auch die Konzentration der vorhandenen Anthocyane und Copigmente, sowie das molare Verhältnis von Cofaktor/Pigment tragen zur Höhe der intermolekularen Copigmentierung entscheidend bei (BOULTON, 2001; BAKOWSKA et al., 2003). Dabei führen eine höhere Anthocyankonzentration und ein größeres Copigment/Anthocyan – Verhältnis zu einer stärkeren Farbintensivierung (MAZZA und BROUILLARD, 1990). So erhält man z. B. bei einer Vermehrung der Copigmentkonzentration in einem roten Fruchtsaft eine intensivere Farbe (WILSKA-JESKA und KORZUCHOWSKA, 1996).

Unter gleichen Bedingungen von pH-Wert, Pigment- und Copigmentkonzentration, Temperatur, Ionenstärke und Lösungsmittel kommt auch der Art des Copigmentes und des Anthocyans eine entscheidende Rolle zu. So steigt z. B. der Copigmentierungseffekt mit dem Grad der Methoxylierung und Glycosilierung des Anthocyans (GOTO und KONDO, 1991; SCHWINN et al., 1997; BLOOR, 1999). Außerdem gehen Anthocyane mit einer aromatischen Acylgruppe viel stabilere Komplexe als unacylierte Anthocyane ein (GOTO, 1987; HOSHINO et al., 1980).

Was den Aufbau der Copigmente betrifft, so zeigen Verbindungen mit vielen aromatischen Ringsystemen eine gute Wirkung. Auch planare heterocyclische Verbindungen mit konjugierten Doppelbindungen, wie z. B. Adenosin und Koffein sind gute Copigmente (EDER, 2001). Insgesamt kommen Moleküle vieler verschiedener Verbindungen als Copigmente in Frage. Dazu gehören Flavonoide, Alkaloide, Polyphenole, organische Säuren, Polysaccharide, Aminosäuren, sogar die DNA und Anthocyane selbst (MAZZA und MINIATI, 1993; COOPER-DRIVER, 2001).

Zu guter Letzt üben auch das Ausmaß der nichtwässerigen Bedingungen und der Anionen in einer Lösung einen Einfluß auf die Höhe der Copigmentierungswirkung aus (BOULTON, 2001).

Selbstassoziation

Wie die Copigmentierung führt die Selbstassoziation von Anthocyanen zu einem überproportionalen Farbanstieg. Das kann sehr leicht dadurch erklärt werden, dass Anthocyane mit ihren oft an Schlüsselpositionen vorhandenen aromatischen OH-, Carbonyl- und Zuckergruppen sehr viel mit den anderen als gute Copigmente wirkenden Flavonoiden gemeinsam haben (BOULTON, 2001).

Es kommt hierbei zu einer Aufstapelung der Moleküle entlang einer links- oder rechtsgerichteten helikalen Achse (HOSHINO et al., 1981a; HOSHINO et al., 1981b; HOSHINO et al., 1982).

Das äußert sich konkret in einer Abweichung vom Lambert-Beerschen Gesetz, d. h. die Farbintensität eines Anthocyans steigt mit zunehmender Pigmentkonzentration mehr als linear an. Bei einem diesbezüglichen Versuch gab es bei einem pH-Wert von 3,16 einen 300 fachen Anstieg der Absorption von Cyanidin-3,5-diglucosid bei λ_{max}, während dessen Konzentration nur um das 100 fache von 10^{-4} Mol auf 10^{-2} Mol erhöht wurde

(ASEN et al., 1972). Ein ähnliches Verhalten zeigte sich bei Malvidin-3-Glucosid bei einem pH-Wert von 3,5 und 20 °C (TIMBERLAKE, 1980).

Die Selbstassoziation von Anthocyanen weist aber auch einige Merkmale auf, die sie von der Copigmentierung unterscheiden. Sie führt z. B. zu einer hypsochromen Verschiebung des maximalen Absorptionswertes in den kürzerwelligen Bereich, woraus eher rote Farbtöne resultieren (HOSHINO et al., 1981a; HOSHINO et al., 1981b; HASLAM, 1998).

Außerdem tritt sie nur bei hohen Anthocyankonzentrationen (> 1 mM) auf (GOTO und KONDO, 1991). Aufgrund der elektrostatischen Abstoßung der geladenen Strukturen kommt sie jedoch bei der Flavylium-Kation-Form nicht so oft vor, sondern ist bei der neutralen Chinoid-Pseudobasen-Form am stärksten ausgeprägt.

Auch der Zusammenhang zwischen der Anthocyankonzentration und der Farbe einer Lösung bei Selbstassoziation von Anthocyanen unterscheidet sich von jenem bei der Copigmentierung. Denn in der Natur folgen die Einstellung des Gleichgewichts und die Farbantwort bei der Copigmentierung einer Reaktion 1. Ordnung, während bei der Selbstassoziation von Anthocyanen eine Reaktion 2. Ordnung auftritt (BOULTON, 2001). So zeigte z. B. eine wäßrige Lösung von Malvidin-3-Glucosid bei einem pH-Wert von 3,5 über einen zehnfachen Konzentrationsbereich von etwa 85 – 850 mg/L einen Farbanstieg nach 2. Ordnung (TIMBERLAKE, 1980).

Interaktion mit Metallionen

Wechselwirkungen zwischen Anthocyanen und mehrwertigen Metallen nennt man Chelatkomplexe. Diese kommen in der Natur häufig vor.

Voraussetzung dafür ist jedoch, dass die daran beteiligten Anthocyane an ihrem B-Ring zwei OH-Gruppen in ortho-Stellung (Catechol-Gruppe) aufweisen (EDER, 2001). Zu dieser Gruppe gehören u. a. die Glycoside von Cyanidin, Delphinidin und Petunidin. Dementsprechend sind Anthocyane auf der Basis von Malvin, Pelargonidin und Peonidin dazu nicht imstande (HARBONE, 1958; SINGLETON und ESAU, 1969).

Die Beteiligung an diesen Chelatkomplexen wurde bereits für die Metalle Zinn (SALT und THOMAS, 1957), Kupfer (SOMAATMADJA et al., 1964), Eisen (VESELINOVIC et al., 1992), Aluminium (JURD und ASEN, 1966) und Borat (SINGLETON und

ESAU, 1969) nachgewiesen. So kann man Aluminium beinhaltende Farbkomplexe z. B. über ihr Farbmaximum bei einem pH-Wert von 4,5 von Lösungen sowohl reiner als auch copigmentierter Anthocyane unterscheiden (DANGLES et al., 1994; ELHABIRI et al., 1997).

Die Chelatkomplexe bewirken eine Verschiebung des Absorptionsmaximums in den kürzerwelligen Bereich (hypsochrome Verschiebung), wodurch vor allem blaue Farbtöne entstehen (Blauverschiebung) (HARBONE, 1988). Das erklärt, warum viele solcher Wechselwirkungen zwischen Metallen und Anthocyanen vor allem in blauen Blüten vorkommen. So sind z. B. Kalzium- oder Eisen-Ionen Bestandteile von metallhältigen Anthocyanen in den blauen Blütenblättern der Tagblume (*Commelina communis*). Magnesium-Ionen hingegen wurden in den blauen Blütenblättern von Salbei nachgewiesen (KONDO et al., 2001). In der blauen Kornblume (*Centaurea cyanus*) kommen sogar zwei verschiedene Metallionen vor. Es handelt sich um Magnesium- und Eisenionen, die in Interaktion mit Glucosiden von Cyanidin und Apigenin treten (STRACK und WRAY, 1994).

Der möglicherweise am meisten bekannte Komplex zwischen Metallen, Anthocyanen und dazugehörigen Copigmenten findet sich jedoch in den blauen Blüten der Hortensie (*Hydrangea* macrophylla) (ASEN et al., 1963; TAKEDA et al., 1985; COOPER-DRIVER, 2001). Dabei tritt das darin enthaltene Aluminium mit dem für die Farbe hauptverantwortlichen Anthocyan Delphinidin-3-Glucosid über dessen am B-Ring befindliche *ortho*-Dihydroxy-Gruppe und mit den beiden Copigmenten 3-p-Kaffeoylchinasäure und 3-p-Cumaroylchinasäure über deren α-Hydroxy- und Carboxyl-Gruppe in Konjugation (TAKEDA et al., 1990).

In diesen Blüten stabilisieren multivalente Metalle Anthocyane vor allem im schwach sauren pH-Bereich der Pflanzensäfte (pH-Werte von 4 – 6) (MÖLLS, 1996). Sie führen zu einer Verstärkung der Wechselwirkung zwischen Pigment und Copigment und/oder verbessern die Rate der Selbstassoziation von Anthocyanen (BROUILLARD und DANGLES, 1994b). Konkret bilden sich dabei unter Mitwirkung von Polysacchariden stabile Farbkomplexe zwischen den Metallen und den bei diesen pH-Werten vermehrt vorliegenden instabilen Carbinol-Pseudobasen des Anthocyans (BAYER, 1958; BAYER et al., 1966; JURD und ASEN, 1966; SHRIKANDE und FRANCIS, 1976; SEGAL und ORANESCU, 1978).

Das bedeutet aber keineswegs, dass die Farbe aller blauen Blüten durch Pigment-Metall-Komplexe hervorgerufen und stabilisiert wird, denn nicht alle in blauen Blüten vorkommenden Anthocyane enthalten auch vicinale Hydoxylgruppen am B-Ring. Sie werden in blauen Blüten jedoch immer in Begleitung von gut als Copigmente geeigneten Flavonen vorgefunden (HARBONE, 1976). Das lässt vermuten, dass für die Farbe blauer Blüten sowohl intermolekulare Copigmentierung, als auch die Interaktion der Anthocyane mit Metallen verantwortlich ist.

Metallionen sind auch für die Farbe von Blaubeeren (*Vaccinium* sp.) verantwortlich. Die blaue Farbe wird in Verbindung mit Aluminiumkomplexen von normalerweise roten Anthocyanen gebracht (OSAWA, 1982).

Die in den Pflanzen beobachtete farbstabilisierende Wirkung vieler Metalle wurde auch in einigen Versuchen bestätigt. So wurde z. B. gezeigt, dass die chinoide Anhydrobasen- und die Flavylium-Kation-Form von in konzentrierten wässrigen Lösungen neutraler Salze, wie z. B. MgCl und NaCl, gelösten Anthocyanen sehr stark stabilisiert wurden und nicht durch Hydratation in die farblose Carbinol-Pseudobasen-Form übergingen. Bei der Kochsalzlösung war dafür wahrscheinlich die durch die Metallionen geförderte Selbstassoziation der Anthocyane verantwortlich und bei der MgCl-Lösung vermutlich eine Konzentrationsverminderung des freien Wassers aufgrund der Hydratation von Magnesium-Ionen (HOSHINO et al., 1982; GOTO, 1987).

Neben diesem positiven Effekt der Farbstabilisierung haben Metalle auch eine qualitätsmindernde Wirkung. Denn durch Metallionen entstehen Niederschläge, wodurch Anthocyane aus dem System entfernt werden (MÖLLS, 1996). So kam es z. B. durch Cu^{2+}- und Fe^{3+}-Ionen in roten Weichsel- und Traubensäften zu einer schnelleren Farbabnahme und es entstanden vermehrt unerwünschte Niederschläge (SEGAL und ORANESCU, 1978).

In einem weiteren Experiment wurde über eine Lagerperiode von fünf Wochen der Effekt von Sn^{2+}-, Fe^{2+}- und Fe^{3+}-Ionen auf die Farbe von roten Beerensäften untersucht. Dabei entstanden im Saft unansehnliche violette Färbungen und es bildete sich bei Temperaturerhöhung sogar ein brauner Bodensatz (PYYSALO und KUUSI, 1973).

Dazu muss allerdings angemerkt werden, dass die durch einige Metallionen auftretenden Verfärbungen durch eine pH-Wert Absenkung in den stark sauren Bereich verhin-

dert werden können. Konkret funktioniert dies bei den Metallen Aluminium, Eisen und Chrom (KUUSI et al., 1977).

Trotzdem muss man feststellen, dass bei einer Gegenüberstellung der positiven und der negativen Effekte der Metallionen die farbzerstörende Wirkung bei weiten überwiegt. Das sieht man sehr gut anhand von zwei Versuchen.

Der erste hatte eben diesen Vergleich der farbstabilisierenden und qualitätsmindernden Eigenschaften einiger Metallionen (Al, Fe, Sn) als Grundlage. Es zeigte sich, dass der durch die Formierung unschöner bräunlich-violetter Verfärbungen auftretende farbzerstörende Effekt viel stärker hervortrat, als der durch die anthocyanstabilsierende Wirkung auftretende qualitätsverbessernde Effekt (FRANCIS, 1982).

Das zweite Experiment untersuchte die Veränderung der Abbaugeschwindigkeit von auf 98 °C erhitztem Cyanidin-3-Sophorosid durch verschiedene Metallionen in verschiedenen Konzentrationsbereichen. Dabei bewirkten in einem Konzentrationsbereich von 10 - 100 mg/ 100 mL vorhandene Sn^{2+}-Ionen gegenüber einer Kontrolllösung ohne Metallionen einen neunfach verlangsamten Anthocyanabbau. Gleichzeitig verfärbten sich bei dieser Menge an Zinnionen (> 10 mg/ 100 mL) jedoch die Konserven in den verzinnten Dosen, weil es zur Ausfällung des Komplexes zwischen den Anthocyanen und den Sn^{2+}-Ionen kam.

Nahm man statt den Zinnionen eine geringe Konzentration (< 10 mg/ 100 mL) von Al^{3+}- und Fe^{3+}-Ionen, unterlag die Geschwindigkeit des Cyanidin-3-Sophorosid-Abbaus keiner Veränderung. Bei Konzentrationserhöhung auf über 10 mg/ 100 mL jedoch nahm die Geschwindigkeit der Abbaureaktion sogar zu und es trat gleichzeitig eine Präzipitation bräunlicher Produkte auf (IONTSCHEWA und TANTSCHEV, 1979).

2.4.3.4 Enzyme

Erdbeeren sind durch Verletzungen während der Verarbeitung sehr anfällig für unerwünschte Veränderungen von Textur, Geschmack und Farbe (SPAYD und MORRIS, 1981). Einer der wichtigsten Gründe des Farbverfalls in verarbeiteten Erdbeerfrüchten ist die enzymatische Bräunung. Darunter versteht man ein durch die Oxidation von polyphenolischen Komponenten verursachtes Phänomen, welches sich in der Bildung dunkler, brauner Polymere von chinoidartiger Natur äußert (LOPEZ-SERRANO und

BARCELO, 1998). Als Begleiterscheinung dieses Prozesses ändert sich auch die native Erdbeerfarbe, was zu einem grundlegenden wirtschaftlichen Verlust aufgrund fehlender Produktakzeptanz des Kunden führen kann.

Für den Pigmentverfall in verarbeiteten Erdbeeren und daraus abgeleiteter Nahrung hauptverantwortlich werden heutzutage die beiden Enzyme Peroxidase und Polyphenoloxidase gehalten (SPAYD und MORRIS, 1981; WESCHE-EBELING und MONTGOMERY, 1990; CIVELLO et al., 1995; LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1999).

Peroxidasen sind chemisch gesehen Oxidoreduktasen mit einer Häm-Gruppe im aktiven Zentrum. Unter Anwesenheit von Wasserstoffperoxid katalysieren sie Redox-Reaktionen sehr substratunspezifisch, wobei das oxidierte Substrat und zwei Wassermoleküle übrigbleiben. Der pH-Wert mit der maximalen Aktivität dieser Enzyme liegt zwischen 6,0 und 6,5 (CHISARI et al., 2007).

Als Wasserstoffdonoren können eine Reihe organischer Moleküle fungieren, darunter auch die in der Erdbeere enthaltene L-Ascorbinsäure, welche dabei zerstört wird. Das passiert somit in unbehandelten Erdbeerstücken. Dort kommen Peroxidasen in den konzentrischen Anordnungen der Gefäßbündel und in den Gefäßverbindungen mit den Samen vor (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1995a; LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 2001).

Polyphenoloxidasen sind chemisch gesehen Oxidasen, welche Kupfer im aktiven Zentrum beinhalten. Sie sind substratunspezifisch und benötigen für die Katalyse von Oxidationsreaktionen Sauerstoff als zusätzliche Substanz. Ihr pH-Optimum liegt zwischen 4,0 und 4,5 (CHISARI et al., 2007). In der Erdbeere kommen sie fast ausschließlich im Cortex und in einem geringeren Ausmaß im Mark vor (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 2001).

Es wird angenommen, dass in Erdbeeren vorhandene Peroxidasen (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1997) und Polyphenoloxidasen (WESCHE-EBELING und MONTGOMERY, 1990) die Fähigkeit besitzen (+)-Katechin zu oxidieren. Diese Verbindung ist eine der wichtigsten phenolischen Komponenten in Erdbeeren (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1999) und wird nun zugleich als Antioxidans und pro-oxidative Substanz angesehen (JIANG und MILES, 1993; RICHARD-FORGET und GAUILLARD, 1997; SUBRAMANIAN et al., 1999; LI und XIE, 2000).

Die Peroxidase-katalysierte Oxidation von (+)-Katechin (RH) beinhaltet eine Ein-Elektron-Oxidation (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1997) des Typs

$$2\ RH + H_2O_2 \rightarrow 2\ R^{\bullet} + 2\ H_2O$$

Daraus können in der Folge Dimere und später oligomere heterogene Produkte mit unterschiedlichem Polymerisationsgrad entstehen.

Ähnlich unterschiedliche Oxidationsprodukte von (+)-Katechin werden gebildet, wenn für die Katalyse Polyphenoloxidase verwendet wird (GUYOT et al., 1996; OSZMIANSKI und LEE, 1990; GUYOT et al., 1995). Einige dieser oligomeren Komponenten zeigen eine biologische Aktivität und sind fähig β-Glucosidasen in Pflanzen und bakterielle Glucosyltransferasen zu hemmen (GUYOT et al., 1996; HAMADA et al., 1996).

Peroxidasen und Polyphenoloxidasen wurden u. a. in den beiden Erdbeersorten „Chandler“ und „Oso Grande“ nachgewiesen. Erstgenannte Sorte wies bei der Untersuchung leicht niedrigere endogene Konzentrationen der beiden Enzyme im verarbeitungsreifen Stadium auf, begleitet von einem sehr geringen (+)-Katechin-Gehalt (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 2001). Das ist offensichtlich der Grund, warum sie allgemein eine höhere Farb- (Pigment-) stabilität aufweist und besser für die Verarbeitung geeignet ist (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1995b).

Auch in den Erdbeersorten „Madame Moutot“ und der für diese Diplomarbeit wichtigen Sorte „Elsanta“ gelang der Nachweis von Polyphenoloxidasen und Peroxidase (CHISARI et al., 2007). Bei diesem Versuch wurde gezeigt, dass Polyphenoloxidasen in Erdbeeren sehr sortenspezifisch reagieren, während die unterschiedlichen Erdbeersorten für die Aktivität von Erdbeerperoxidasen fast keine Rolle spielen. Das gilt vor allem für die beiden Faktoren pH-Wert und Temperatur.

So war bei der Polyphenoloxidase bei dem physiologischen pH-Wert der Erdbeere von 3,5 je nach Sorte zwischen der Hälfte und zwei Drittel der Enzymaktivität vorhanden, während bei der Peroxidase die Aktivität bei demselben pH-Wert bei beiden Sorten knapp unter 50 % lag.

Das Temperaturoptimum lag bei der Polyphenoloxidase je nach Sorte zwischen 50 °C und 65 °C, was auch mit Ergebnissen der Literatur übereinstimmte (SANCHEZ-FERRER et al., 1988; SERRADELL et al., 2000; TCHONE et al., 2004). Zwischen 40 °C und 65 °C behielt das Enzym noch über 80 % seiner Aktivität bei, während unter

Kaltlagerung der Erdbeeren von 4 °C nur mehr weniger als 30 % Restaktivität vorhanden war.

Die Peroxidase wies mit 25 °C bei beiden Sorten ein vergleichsweise geringes Temperaturoptimum auf. Schon bei Temperaturen über 30 °C sank die Aktivität bis 70 - 90 % davon inaktiviert war. Allerdings war bei einer kalten Lagerung der Erdbeeren von 4 °C ohne vorherige Erhitzung noch zwischen 35 % und fast der Hälfte der Aktivität vorhanden.

Diese Daten zeigen, dass Polyphenoloxidasen in Erdbeeren viel thermostabiler als Peroxidasen sind. Jedoch war vor allem „Madame Moutot“ die thermostabile Erdbeersorte. In der für diese Diplomarbeit wichtigen Sorte „Elsanta“ war hingegen schon nach Behandlung von 20 min mit 60 °C ein Aktivitätsverlust der Polyphenoloxidase von 95 % feststellbar. Bei Peroxidase betrug die Abnahme der Enzymaktivität nach Behandlung von 60 min mit 50 °C zwischen 60 % und 80 %.

In einem weiteren Versuch testete man die phenolische Stabilität in verarbeitungsreifen Erdbeeren unter schwach oxidierenden Bedingungen. Dabei führte man künstlich Wasserstoffperoxid zu. Man fand heraus, dass der Abbau der Phenole sowohl oxidativ (H_2O_2-unabhängig), als auch peroxidativ (H_2O_2-abhängig) ablaufen könnte. Außerdem stimulierte die Behandlung von Erdbeerstücken mit H_2O_2 oxidative Phänomene, die ohne H_2O_2-Beteiligung ablaufen, wie z. B. der Abbau von (+)-Katechin und die Bildung brauner Polymere (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1999).

Das lässt vermuten, dass Peroxidase und Polyphenoloxidase während der Alterung von Erdbeerfrüchten unter schwach oxidativen Bedingungen wahrscheinlich synergistisch bei der Zerlegung von (+)-Katechin und der Formierung brauner Polymere wirken.

2.4.3.5 Temperatur

Nach dem pH-Wert ist Temperatureinfluss wahrscheinlich der zweitbedeutendste Einflussfaktor für die Stabilität von Anthocyanen und Erdbeerfarbe.

Dabei muss man zwischen dem Einfluss von Hitze bei der Verarbeitung von Erdbeeren und der Auswirkung niedrigerer Temperaturen bei der Lagerung von Erdbeeren bzw.

Erdbeerprodukten unterscheiden. In diesem Kapitel soll vor allem der aus der Literatur bekannte Einfluss von höheren Temperaturen auf die Stabilität der Anthocyane untersucht werden.

Viele Studien haben schon über die Kinetik des Anthocyanschwundes bei thermischer Behandlung berichtet (ADAMS und ONGLEY, 1973; HAVLIKOVA und MIKOVA, 1985; DRDAK und DAUCIK, 1990; RHIM, 2002; KIRCA et al., 2006). Meistens wurde dabei die Anthocyanabbaurate an λ_{max} beobachtet und daraus der spezifische Wert für die Halbwertszeit ($T_{1/2}$) errechnet. Es kam jedesmal zu einem logarithmischen Verlauf des Anthocyanabbaus mit einem arithmetischen Anstieg der Temperatur. Der Anthocyanabbau folgte also einer Reaktion 1. Ordnung (MOK und HETTIARACHCHY, 1991; RHIM, 2002; KIRCA et al., 2003; SUH et al., 2003).

Als thermische Abbauprodukte von Anthocyanen treten dabei u. a. Quercetin, Phloroglucinaldehyd und Protokatechinsäure auf (TANCHEV und IONCHEVA, 1976). In der Literatur herrscht jedoch Uneinigkeit darüber, was bei Erhitzung am Beginn des Anthocyanzerfalls passiert. Auf der einen Seite wird von einer anfänglichen Öffnung des Pyriliumringes und einer Bildung von Chalkonen ausgegangen (HRAZDINA, 1971), andererseits wird eine Hydrolyse der glykosidischen Hälfte und Bildung eines Aglykons als Initialreaktion postuliert (Adams, 1973).

In einem Versuch wurde der Einfluss mehrerer Faktoren auf die Farbe von Erdbeersäften untersucht. Dabei wurde u. a. festgestellt, dass Temperatur die größte farbzerstörende Wirkung aufwies. Die Halbwertszeit der Erdbeeranthocyane sank von 8000 h bei 0 °C auf 240 h bei 28 °C. Auch hier wurden die Anthocyane nach einer Reaktion 1. Ordnung abgebaut (MESCHTER, 1953).

Neue Studien über den Anthocyanabbau bei Erhitzung berücksichtigen bei der Berechnung von Halbwertszeit und Farbstabilität vermehrt auch die chemischen Umwandlungen, die je nach gewähltem pH-Wert des Mediums ablaufen (z. B. SADILOVA et al., 2006; SADILOVA et al., 2007). Diese sind nicht nur von einem chemischen Gesichtspunkt wichtig, sondern üben auch einen Einfluss auf die Farbe und biologische Aktivität von anthocyan-enthaltender Nahrung aus.

In zwei Versuchen wurde nach thermischer Behandlung von Anthocyanen die Bildung von Hitzezerfallsprodukten und deren Auswirkung auf die Farbe und das Antioxidationspotential der Anhtocyane untersucht. Der erste Versuch wurde bei einem pH-Wert

von 1, dem für die farbgebende Flavylium-Kation-Form optimalen pH-Wert durchgeführt (SADILOVA et al., 2006). Die zweite Untersuchung fand bei einem pH-Wert von 3,5, dem typischen physiologischen pH-Wert in Früchten, statt (SADILOVA et al., 2007).

Beide Versuche wurden u. a. mit aus Erdbeeren isoliertem, von Zucker, farblosen Phenolen und anderen Matrixkomponenten gereinigtem Pelargonidin-3-glucosid, dem Hauptanthocyan der Erdbeere, durchgeführt.

Pelargonidin-3-Glucosid wurde mit 95 °C behandelt, wobei die Einwirkzeit beim physiologischen pH-Wert der Erdbeere 0,5–4 h und bei einem pH-Wert von 1 1–7 h betrug. Über die gesamte Erhitzungsdauer waren Farbveränderungen beobachtbar. Während die Werte für Helligkeit und Farbwinkel mit der Zeit zunahmen, war ein beträchtliches Absinken der Buntheit feststellbar, das der Farberblassung der Anthocyanfarbe entsprach.

Wie erwartet sank während der gesamten Erhitzung auch der Gesamtanthocyangehalt. Bei vergleichbaren Temperaturbedingungen wies Pelargonidin-3-glucosid bei dem für die rote Erdbeerfarbe optimalen pH-Wert von 1 eine Halbwertszeit von 3,2 h auf. Bei einem pH-Wert von 3,5 betrug die Halbwertszeit 1,9 h. Dadurch konnte die schon bekannte verbesserte thermische Anthocyanstabilität bei höherer Acidität des Mediums bestätigt werden (TANCHEV und IONCHEVA, 1975).

Unter Berücksichtigung der neben Pelargonidin-3-Glucosid untersuchten Anthocyane konnte bei beiden pH-Werten festgestellt werden, dass eine Acylierung von Anthocyanen deren Halbwertszeit bei Erhitzung verglichen mit unacylierten Derivaten verlängerte. Ein höherer Grad der Hydroxylierung am B-Ring hingegen verkürzte die Lebenszeit der Anthocyane. Deshalb waren auf Pelargonidin basierende Derivate farb- und pigmentstabiler als auf Cyanidin zurückgehende. Diese Ergebnisse stimmen mit anderen Untersuchungen aus der Literatur überein (TANCHEV und IONCHEVA, 1974; FURTADO et al., 1993).

Die Kinetik des totalen Pigmentabbaus folgte bei beiden pH-Werten einer Reaktion 1. Ordnung. Die Endprodukte des thermischen Zerfalls (eine Phenolsäure und ein Phenolaldehyd) waren bei beiden untersuchten pH-Werten gleich, der Weg dorthin war jedoch unterschiedlich.

In dem sehr sauren Medium (pH-Wert von 1) entstanden in einem ersten Schritt nach Aufspaltung der Glycosidbindung die den Anthocyanen entsprechenden Aglycone. Diese zerfielen dann in die oben erwähnte Phenolsäure und dem Phenolaldehyd.

In Abb. 5 ist der genaue Weg des thermischen Zerfalls von Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid, den beiden Hauptanthocyanen der Erdbeere beim pH-Wert von 1 dargestellt.

Beim thermischen Zerfall der Anthocyane bei physiologischem pH-Wert von Früchten öffnete sich in einem ersten Schritt der Pyriliumring und es bildeten sich Chalkonglycoside. Diese wurden dann gespalten, wodurch die entsprechenden Chalkone entstanden, welche infolge ihrer Thermolabilität sofort zerfielen. Dadurch bildeten sich jetzt die beiden Endprodukte Phenolsäure und Phenolaldehyd.

Der genaue Zerfallsweg der Anthocyane beim pH-Wert von 3,5 ist in Abb. 6 ersichtlich. Auch die Anzahl der gebildeten Endprodukte war unterschiedlich. Bei der Verschiebung von sehr saurem zu physiologischem pH-Wert von Früchten erhöhte sich die Bildungsrate dieser phenolischen Zerfallsprodukte, was die geringere Thermostabilität von Anthocyanen bei höherem pH-Wert unterstreicht.

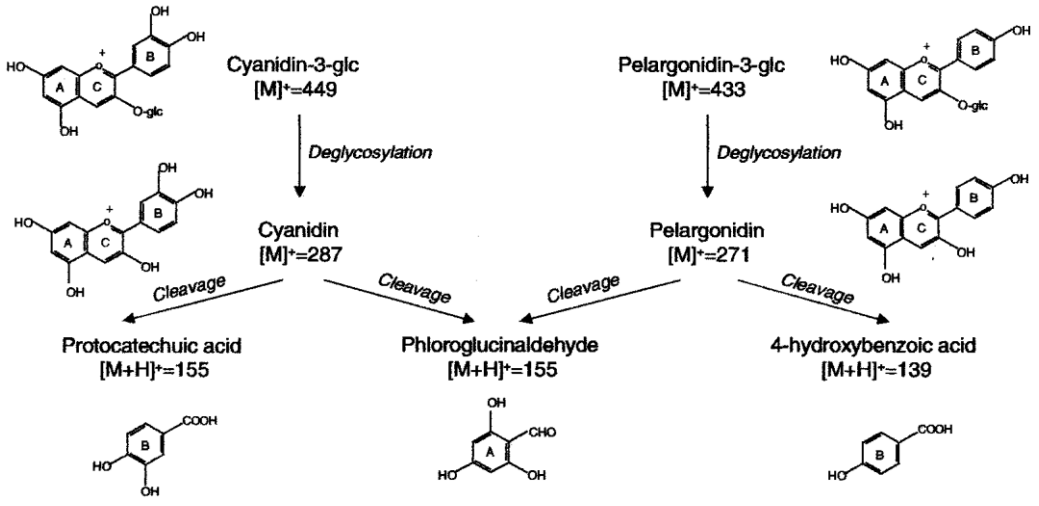

Abb. 5: Thermischer Zerfallsweg von Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid bei einem pH-Wert von 1 (SADILOVA et al., 2006)

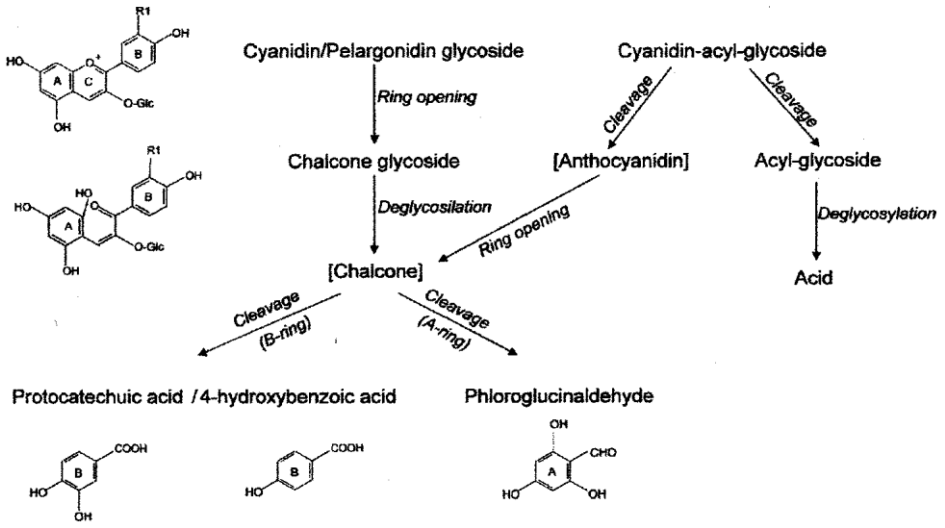

Abb. 6: Thermischer Zerfallsweg von Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid bei einem pH-Wert von 3,5 (SADILOVA et al., 2007)

2.4.3.6 Sauerstoff

Es ist bekannt, dass sich der Einfluss von Sauerstoff, vor allem in höheren Mengen negativ auf die Anthocyane auswirkt und zur Zerstörung der Farbe führen kann. Zu diesem Thema gibt es bereits einige Studien, die sich vorwiegend mit der Veränderung der Anthocyanmenge bei Einwirkung höherer Levels an Sauerstoff beschäftigen.

In einem Experiment wurden Erdbeerfrüchte hinsichtlich des Verlaufes der Anthocyankonzentration bei Einfluss hoher Dosen an Sauerstoff untersucht. Im Vergleich mit in normaler Luft gelagerten Kontrollfrüchten wiesen die mit 80 kPa O_2 behandelten Probestücke nur während der ersten vier Tage einen signifikant höheren Anthocyangehalt auf. Am Ende der Lagerzeit war die Anthocyanmenge jedoch signifikant niedriger (PEREZ und SANZ, 2001).

Ein Versuch, bei dem Blaubeeren einer hohen Sauerstoffkonzentration ausgesetzt wurden, lieferte jedoch ein anderes Ergebnis. Hier war selbst nach 35 tägiger Lagerung der Anthocyangehalt der mit 60 – 100 kPa O_2 behandelten Probestücke beträchtlich höher als jener der Kontrollfrüchte in normaler Luftatmosphäre (ZHENG et al., 2003).

In einem erst kürzlich durchgeführten Versuch wurde u. a. die Änderung des Anthocyangehaltes von Erdbeeren bei Behandlung mit hohen Konzentrationen an Sauerstoff gemessen. Die reifen Früchte wurden nach händischer Ernte und Sortierung (nur einwandfreie Ware, einheitliche Größe und Farbe) bei 5 °C zwei Wochen lang gelagert und die ganze Zeit mit hoher Sauerstoffkonzentration behandelt. Während in den ersten sieben Tagen der Anthocyangehalt dieser Erdbeeren deutlich über jenem von mit normaler Luft behandelten Kontrollfrüchten lag, zeigte sich nach zehn Tagen Lagerung genau das entgegengesetzte Ergebnis. Die Messung nach zwei Wochen ergab jedoch wiederum keinen signifikanten Unterschied.

Bei Einordnung ihrer Ergebnisse in bereits vorhandene Daten aus der Literatur kamen die Autoren dieser Studie zu dem Schluss, dass die Wirkung einer hohen Konzentration an O_2 auf den Gesamtanthocyangehalt je nach untersuchtem Probegut, der tatsächlich eingesetzten Sauerstoffkonzentration, Lagerungszeitraum und –temperatur sehr unterschiedlich sein kann (ZHENG et al., 2007).

2.4.3.7 L-Ascorbinsäure

L-Ascorbinsäure (Vitamin C) ist in der menschlichen Nahrung als gutes Antioxidans bekannt. Kommt sie allerdings mit Anthocyanen zusammen vor, zeigt sie einen negativen Einfluss auf deren Stabilität, was zum Zerfall dieser Komponenten führt (RODRIGUEZ-SAONA et al., 1999; GARZON und WROLSTAD, 2002; BRENES et al., 2005).

In der Literatur werden dafür zwei verschiedene Mechanismen postuliert.

Einerseits entsteht aus L-Ascorbinsäure durch Oxidation mit Sauerstoff H_2O_2, welcher Anthocyane zerstört. Das geschieht nach folgender Reaktion (MÖLLS, 1996):

$$AscH_2 + H^+ + O_2^{-\cdot} \rightarrow H_2O_2 + AscH^{\cdot}$$

Im Fall der Anthocyane kommt es konkret zu einer Spaltung des Pyriliumringes durch einen Mechanismus von freien Radikalen, wobei die L-Ascorbinsäure molekularen Sauerstoff aktiviert und dadurch freie Radikale produziert (IACOBUCCY und SWEENY, 1983). Hierbei wird die Oxidation von L-Ascorbinsäure durch die Anwesenheit

von Kupfer und Eisen verstärkt, indem die beiden Metalle als Oxidationsmittel fungieren und die reduzierte Form der L-Ascorbinsäure sehr schnell in ihre oxidierte Form umwandeln (SARMA et al., 1997).

Andererseits wurden auch in sauerstofffreien Lösungen bereits Wechselwirkungen zwischen Anthocyanen und L-Ascorbinsäure nachgewiesen. Das untersuchte Anthocyan war Pelargonidin-3-Glucosid (POEI-LANGSTON und WROLSTAD, 1981).

In diesem Fall besteht der Mechanismus für den Abbau von Anthocyanen in Gegenwart von L-Ascorbinsäure aus einer direkten Kondensation von L-Ascorbinsäure auf das vierte Kohlenstoffatom des A-Ringes des Anthocyanmoleküls, wodurch sowohl das Anthocyan als auch die L-Ascorbinsäure zerstört werden. (JURD, 1972; POEI-LANGSTON und WROLSTAD, 1981).

Der Anthocyanzerfall folgt einer Kinetik 1. Ordnung (DE ROSSO und MERCADANTE, 2007).

Flavonole wirken als Schutzfaktoren für Anthocyane, welche einem Abbau in Gegenwart von L-Ascorbinsäure unterliegen. Der Grund dafür ist wahrscheinlich der zwischen Flavonolen und Anthocyanen stattfindende Wettbewerb um die Kondensationsreaktion mit der L-Ascorbinsäure (SHRIKANDE und FRANCIS, 1974).

Auch Flavonoide haben einen schützenden Effekt. Sie können mit Anthocyanen intermolekulare Copigmentierung eingehen, was zu verminderter Produktion von Carbinol-Pseudobasen und verstärkter Stabilisierung der chinoiden Anhydrobase führt (MAZZA und BROUILLARD, 1990). So wurde z. B durch Flavonoide, wie Quercitin und Quercitrin eine Senkung der Anthocyanabbaurate von Moosbeeren in Gegenwart von L-Ascorbinsäure um 20 % erreicht (SHRIKANDE und FRANCIS, 1974). In einem anderen Versuch an Traubenanthocyanen wurde der durch Anreicherung von L-Ascorbinsäure verursachte negative Effekt auch durch instrumentelle Farbmessung bestätigt (BRENES et al., 2005).

Die relative Stabilität der verschiedenen Anthocyane hängt jedoch unabhängig von der Menge von natürlichem oder zugesetztem Vitamin C immer noch von ihren unterschiedlichen Strukturen ab (HRAZDINA und FRANZESE, 1974; GARCIA-VIGUERA und BRIDLE, 1999; DEL POZO-INSFRAN et al., 2004).

In einem Versuch wurde die Wirkung von hohen Dosen an L-Ascorbinsäure auf die Farbe und Stabilität von Anthocyanlösungen aus Acerolakirsche, einer der besten Quel-

len für Ascorbinsäure (VENDRAMINI und TRUGO, 2000; ASSIS et al., 2001), bestimmt und mit derjenigen von Acai, einer anderen tropischen Frucht ohne nachweisbares Vitamin C verglichen (DE ROSSO und MERCADANTE, 2007). Der Einfluss von unterschiedlicher Struktur konnte dabei ausgeschlossen werden, weil die Anthocyane beider Früchte auf Cyanidin basieren, monoglycosiliert sind und keine acylierten Gruppen aufweisen.

Dabei zeigte Acai eine höhere Anthocyanstabilität als Acerolakirsche. Bei Zugabe von L-Ascorbinsäure zu Acai machte sich ein starker Anstieg der Degenerationsrate der Anthocyane bemerkbar. Der Versuch zeigte, dass der zerstörerische Effekt von natürlicher oder zugesetzter L-Ascorbinsäure viel höher ist, als derjenige von anderen Faktoren, wie z. B. Licht oder Sauerstoff. Als Hauptzerstörungsmechanismus trat die direkte Kondensation von L-Ascorbinsäure mit den Anthocyanen auf. Freie Radikale waren in sehr geringer Weise beteiligt.

Auch der Anthocyanabbau in Erdbeersirup nach Zugabe von L-Ascorbinsäure soll infolge dieser direkten Kondensationsreaktion stattfinden (SKREDE et al., 1992).

Der Versuch von DE ROSSO und MERCANDANTE (2007) zeigte auch, dass bei gleicher Struktur der Anthocyane und gleicher Konzentration an L-Ascorbinsäure die Konzentration der Anthocyane der Hauptfaktor ist, der die Abbaureaktion am meisten beeinflusst, unter Beachtung der Tatsache, dass der Anthocyanzerfall einer Kinetik nach 1. Ordnung folgt. Deshalb trat bei höherer L-Ascorbinsäurekonzentration auch eine stärkere Farberblassung auf.

2.4.3.8 Licht

Licht wirkt sich bei der Lagerung negativ auf die Farbstabilität von Anthocyanen aus. Schon 1975 wurde das herausgefunden, als in einem Versuch nachgewiesen wurde, dass Lichteinwirkung die Zerstörung von Anthocyanen in einem Traubensaft herbeiführte (Palamidis and Markakis, 1975).

Auch bei in wässriger Lösung befindlichem unbehandeltem Cyanidin-3-Glucosid bewirkte eine dreimonatige Lagerung im Sonnenlicht verglichen mit einer Lagerzeit von drei Monaten im Dunkeln eine um 54 % erhöhte Zerstörung des Anthocyans. (BAKOWSKA et al., 2003).

Bei einer Untersuchung an vier Sorten der Pflanze *Berberis* unterlagen deren Anthocyane unter Einfluss von Licht ebenfalls einer größen Zerstörung als unter finsterer Lagerung. Der Unterschied betrug je nach *Berberis*-Sorte zwischen 5 % und 25 % (LALEH et al., 2006).

Alle diese Ergebnisse über die negative Wirkung von Licht auf die Lebensdauer von Anthocyanen werden noch von vielen verschiedenen Untersuchungen bestätigt (z. B. KUCHARSKA et al., 1998; OCHOA et al., 2001).

2.4.3.9 Saccharide

In einer Nahrungmatrix befindliche Zuckermoleküle können auf ebenfalls anwesende Anthocyane und somit auch auf die Farbe von Erdbeeren sowohl einen positiven als auch einen negativen Effekt ausüben.

Denn Saccharide bewirken einerseits einen hyperchromen Effekt und stabilisieren so die Anthocyanpigmente. Diese erhöhte Stabilität wurde schon in Erdbeeren (OHTA et al., 1979; WROLSTAD et al., 1990) und der Hibiskuspflanzenart Roselle (TSAI et al., 2004) nachgewiesen und tritt infolge verminderter Wasseraktivität bzw. –verfügbarkeit auf.

Andererseits entstehen aber bei der im Zuge der Verarbeitung von Obst häufig stattfindenden Erhitzung thermische Zerfallsprodukte des oftmals in Früchten oder daraus abgeleiteten Produkten vorhandenen Disaccharids Saccharose, wie z. B Karamel, Furfural(dehyd), 5-(Hydroxymethyl)-Furfural(dehyd) (HMF), oder Produkte der Maillardreaktion. Diese sind an der nichtenzymatischen Bräunungsreaktion in Obst und Fruchtprodukten aktiv beteiligt (GRANADOS et al., 1996).

Furfural wirkt auch bei der Zerstörung von Anthocyanen mit (DEBICK-POSPISIL et al., 1983). Gemeinsam mit davon abgeleiteten Molekülen wird es schon lange als Indikator für Qualitätseinbußen und in gewissem Ausmaß schadhaften Produkten, verursacht durch übermäßige Erhitzung während der Verarbeitung oder nachfolgender Lagerung, erachtet (MARAULJA et al., 1973; LEE und NAGY, 1988).

Furfural und HMF sind die wichtigsten Furfuralverbindungen, die benutzt werden um nichtenzymatische Bräunung in der Nahrung zu beurteilen. Sie werden auch als Kennzeichen der Maillardreaktion in verschiedenen Nahrungsmatrices, wie Säfte, Honig-

Citrus-Produkten, Säuglingsmilch und Frühstückszerealien herangezogen (LEE und NAGY, 1988; ALBALA-HURTADO et al., 1997).

Die nichtenzymatische Bräunungsreaktion kann durch zwei verschiedene Mechanismen erfolgen. In sauren Medien kommt es zu einer Hydrolyse der Saccharose mit nachfolgender Karamellisierung, während in einem alkalischen Milieu die Maillardreaktion bevorzugt wird (FARINE et al., 1997; AJANDOUZ und PUIGSERVER, 1999).

In einer Studie wurde die Wirkung von Saccharose auf die antioxidative Kapazität von Anthocyanen in Maulbeerfrüchten während der Erhitzung in einem saurem Medium untersucht (TSAI et al., 2005). Die Temperatur betrug immer 90 °C, der pH-Wert (2 - 4) und die Saccharosekonzentration (20 %, 40 %, 60 %) wurde variiert. Die Erhitzungdauer stieg kontinuierlich von 0 – 68 h an.

Der Maulbeerfruchtextrakt verlor bei dem thermischen Prozess bei allen untersuchten pH-Werten und Saccharosekonzentrationen durch eine Zerstörung der Anthocyane sehr schnell seine rote Farbe. Danach kam es zu einer zunehmenden Bräunungsreaktion, die bei einem pH-Wert von 2 am meisten ausgeprägt war. Eine wahrscheinliche Erklärung ist, dass der Grad der Saccharose-Hydrolyse während eines thermischen Prozesses mit zunehmender H^+-Menge ansteigt und daher in dem sehr saurem Medium höher ist, als bei einem pH-Wert von 3 oder 4 (BUERA et al., 1995; PINHEIRO TORRES und OLIVEIRA, 1999).

Beachtenswert war an dem Versuch von TSAI et al. (2005) auch, dass Anthocyanlösungen mit 40 % Saccharose eine stärkere Bräunungsreaktion als solche mit 20 % oder 60 % Saccharose zeigen. Eine mögliche Erklärung dafür ist, dass es einerseits durch die noch relativ gute Verfügbarkeit von Wasser und die dennoch hohe Konzentration von Saccharose bei einer 40 prozentigen Konzentration zu einer verstärkten Bildung der bräunenden Wirkstoffe kommt (LEUNG et al., 1979) und andererseits die Entspannungsrate hier noch nicht so hoch wie bei einer Lösung mit 60 % Saccharose ist (TSAI et al., 2004).

In allen verschiedenen bei dieser Studie untersuchten Modellen vermehrte sich die Furfuralkonzentration mit steigender Erhitzungszeit. Das Furfural entsteht beim Zerfall der Saccharose (MANLEY-HARRIS und RICHARDS, 1995). Die mögliche Reaktion zwischen Furfural und den Anthocyanen erleichtert wahrscheinlich deren Entfärbung, was

dann durch das Auftreten der später während der Erhitzung gebildeten bräunenden Komponenten maskiert wird.

In einigen Fällen kann Furfural jedoch auch zum Schutz der roten Anthocyanfarbe beitragen, was ebenfalls in einem Experiment nachgewiesen wurde (MAZZARACCHIO et al., 2004). Hierbei wurde die Wirkung von einigen Stoffen, darunter Furfural auf einige Hauptanthocyane (z. B. Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid, die beiden Hauptanthocyane der Erdbeere) untersucht. Die Experimente wurden bei den für die meisten Fruchtmatrices typischen pH-Werten von 3,0 und 4,3 bei einer Temperatur von 25 °C durchgeführt. In diesem Fall konnte Furfural aufgrund seiner aromatischen Natur und seiner Fähigkeit Wasserstoffbrückenbindungen mit Aglyconen einzugehen als co-pigmentierendes Reagens wirken, wodurch die für die rote Farbe zuständige Flavylium-Kation-Form der Anthocyane geschützt wurde.

2.4.4 Anthocyane der Erdbeere

In vollreifen Erdbeeren sind hauptsächlich zwei Anthocyane für die rote Farbe verantwortlich: Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid in einem Verhältnis von ca. 20: 1. Diese Pigmente sind chemisch nicht sehr stabil und würden sich sehr schnell verändern, wenn sie nicht geschützt werden (CHICHESTER und McFEETERS, 1970).

Über den Gesamtanthocyangehalt frischer Früchte herrscht in der Literatur Uneinigkeit. In einem Essay wird ein großer Bereich von 150 - 300 µg/g Frischgewicht angegeben (CLIFFORD, 2000), während ein anderes Paper Werte um 300 µg/g Frischgewicht als richtige Zahl festlegt (HERRMANN, 1996).

Bisher wurden in vollreifen, frischen und unverarbeiteten Erdbeerstücken und daraus hergestelltem Erdbeersaft neben Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid auch die Anthocyane Pelargonidin-3-Glucosid-Succinat, Pelargonidin-3-Rutinosid, Cyanidin-3-Glucosid-Succinat und andere in sehr geringer Menge vorkommende Pelargonidin-Glycoside nachgewiesen (MAAS et al., 1991; BAKKER et al., 1994).

Wie bei allen Polyphenolen hängen die genaue Zusammensetzung der Erdbeeranthocyane und ihr Gehalt jedoch von der untersuchten Erdbeersorte ab und werden meistens

mittels HPLC bestimmt. In Tab. 7 sieht man die genaue Anthocyanzusammensetzung der Erdbeersorte „Allstar“ samt ihrer durchschnittlichen Konzentration.

In der von BAKKER et al. (1994) durchgeführten photometrischen Untersuchung von Erdbeersäften aus 39 verschiedenen Sorten, wurden auch der Gesamtanthocyangehalt und die Anthocyanzusammensetzung genau analysiert. In den Erdbeersäften waren zwischen 20,7 mg/L und 333,0 mg/L Anthocyane enthalten. Pelargonidin-3-Glucosid, das Hauptanthocyan der Erdbeeren hatte einen Anteil von 82 – 100 % am Gesamtanthocyangehalt. Besonders im Bereich der mit geringer Konzentration vorkommenden Anthocyane zeigte sich ein großer Unterschied in der Zusammensetzung.

Tab. 7: Anthocyanzusammensetzung von Erdbeeren der Sorte *fragaria x ananassa* Duch cv. Allstar in 1 g Frischsubstanz (ZHENG et al., 2007)

Anthocyan	**Konzentration [µg]**
Cyanidin-3-Glucosid	16,2 $\pm$ 0,5
Cyanidin-3-Glucosid-Succinat	14,2 $\pm$ 1,0
Pelargonidin-3-Glucosid	112,2 $\pm$ 2,5
Pelargonidin-3-Glucosid-Succinat	27,8 $\pm$ 1,3

2.5 Sortenwahl

In dieser Diplomarbeit wurde mit den beiden Erdbeersorten „Elsanta“ und „Malling Pandora“ gearbeitet.

Sie gehören beide zu den „einmaltragenden“ Sorten, d. h. sie tragen nur einmal pro Jahr in einer begrenzten Zeitspanne von zwei bis drei Wochen Früchte. Sie können durchaus mehrere Jahre überstehen, jedoch werden die Früchte von Jahr zu Jahr kleiner (BUCHTER-WEISBRODT, 2004).

Die Sorte „Elsanta“ entstand durch eine Kreuzung in Holland und ist seit 1981 im Handel. Sie hat große, kegelförmig, leuchtend rote Früchte mit einem hellem Fruchtfleisch

und einem süßsäuerlichen Geschmack. Wie die meisten Erdbeersorten befruchtet sie sich selbst. Sie blüht früh, reift in der mittleren Reifezeit (Juni) und bringt sehr hohe Erträge. Aufgrund ihrer sehr hohen Festigkeit ist sie im gewerbsmäßigen Erdbeeranbau in Österreich und Europa die vorherrschende Sorte. Für den Eigenanbau ist sie aber nur schlecht geeignet, weil sie sehr krankheitsanfällig ist. In 100 g Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ sind durchschnittlich 78 mg Vitamin C und 1,0 g Säure enthalten (BUCHTER-WEISBRODT, 2004).

Die Sorte „Malling Pandora“ wurde in England gezüchtet und ist seit 1991 im Handel (BUCHTER, WEISBRODT, 2004). Sie hat keine Pollen, weshalb sie von einer anderen Erdbeersorte, z. B. „Elsanta“ befruchtet werden muss (SIMPSON und BLANKE, 1989). Sie hat sehr große, kegelförmige, orange und feste Früchte mit einem orangeroten, leicht säuerlichem Fruchtfleisch und einem angenehm aromatischen Geschmack (BUCHTER-WEISBRODT, 2004). Pro Pflanze und ha angebautem Land liefert sie hohe Erträge und sie ist ziemlich resistent gegen Krankheiten. Als negative Eigenschaften müssen jedoch die schlechte Kelchlöslichkeit und die vor allem bei Nässe stark hervortretende Fäulnisanfälligkeit angeführt werden (SIMPSON und BLANKE, 1989; BUCHTER-WEISBRODT, 2004). Aufgrund ihrer sehr späten Reifezeit (Juli) hat sie aber dennoch ihren Platz im Erdbeerhandel, denn sie kann das Ende der Erdbeersaison hinauszögern (BUCHTER-WEISBRODT, 2004).

2.6 Erdbeernektar

In dieser Diplomarbeit stand der aus frischen Erdbeerstücken produzierte fruchtfleischhaltige Nektar im Mittelpunkt der Untersuchungen.

Die Bezeichnung Fruchtnektar darf in Österreich nur verwendet werden, wenn das Produkt die in der österreichischen Fruchtsaftverordnung (2004) vorgegebenen gesetzlichen Bedingungen erfüllt. So muss jeder Nektar u. a. gärfähig, aber nicht gegoren sein und durch Zusatz von Wasser und Zuckerarten und/oder Honig zu Fruchtsäften, Fruchtsäften aus Fruchtsaftkonzentrat, konzentrierten Fruchtsäften, getrockneten Fruchtsäften, Fruchtmark oder einem Gemisch dieser Erzeugnisse entstanden sein. Wird der Fruchtnektar, wie in dem in dieser Diplomarbeit vorliegenden Fall nur aus einer einzigen

Fruchtart hergestellt, so ist deren Bezeichnung an Stelle des Wortes „Frucht“ in der Sachbezeichnung anzugeben. Für Erdbeeren und für alle anderen Früchte mit saurem Saft, die zum unmittelbaren Genuss nicht geeignet sind, gilt zusätzlich, dass der fertige Nektar einen Mindestanteil von 40 % Fruchtmark oder Fruchtsaft enthalten muss (Fruchtsaftverordnung, 2004).

Nach der Herstellung wird ein Fruchtnektar zur Verlängerung der Haltbarkeit oft noch pasteurisiert. Das geschah auch bei den in dieser Diplomarbeit beschriebenen Versuchen. Unter Normalpasteurisation versteht man eine Erhitzung von Produkten mit Temperaturen bis knapp unter 100 °C. Das Ziel ist dabei eine Inaktivierung von Enzymen und eine Verminderung von vegetativen Mikroorganismen, um Produkte länger haltbar zu machen. Eine Abtötung von Sporen wird bei Pasteurisation nicht erreicht (SCHOBINGER, 2001).

In dieser Diplomarbeit wurde als zusätzliches Pasteurisationsverfahren auch eine sogenannte Hochtemperaturkurzzeiterhitzungspasteurisation (HTST-Pasteurisation) angewandt, wobei man Temperaturen von 90 °C und darüber ein paar Sekunden lang auf den Nektar einwirken ließ.

3 AUFGABENSTELLUNG

Ziel dieser Diplomarbeit war es verschiedene Parameter (Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung zu Nektar, Erhöhung des Fruchtanteils, Erhöhung bzw. Veränderung der Pasteurisationstemperatur bzw. der Pasteurisationsdauer) hinsichtlich deren Eignung, die Stabilität der roten Erdbeerfarbe von Erdbeernektar zu erhöhen, zu untersuchen. Die Versuche wurden mit den Erdbeersorten „Elsanta“ und „Malling Pandora“ durchgeführt.

4 MATERIAL UND METHODEN

4.1 Verwendete Rohstoffe

Für die Versuche wurden Erdbeeren (fragaria x ananassa) der Sorten „Elsanta“ und „Malling Pandora“ verwendet. Die Lieferung von „Elsanta“ erfolgte zu drei Terminen. Am 4. Juli 2006 (Versuchsplan 1) und am 6. Juli 2006 (Versuchsplan 1) kamen jeweils 100 kg vom Obstbauer Zachhalmel aus 3454 Baumgarten. Die Hälfte davon wurde gleich verarbeitet, die andere Hälfte wurde für drei Wochen bei -18 °C tiefgekühlt und danach verarbeitet. Am 10. Juli 2006 (Versuchsplan 2) erfolgte eine Lieferung von 150 kg vom Obstbauer Wunderlich aus 3822 Obergrünbach, die frisch verarbeitet wurde. Von Letztgenanntem stammten am 18. Juli 2006 auch die 50 kg Erdbeeren der Sorte „Pandora“, welche nach dreiwöchigem Einfrieren bei -18 °C verarbeitet wurden. Die Erdbeeren kamen jeweils in 5 kg - Gebinden. Gleich nach Anlieferung wurden die Erdbeeren auf Verdorbenheit und andere Qualitätsmängel untersucht und schlechte Ware aussortiert.

4.2 Analytische Methoden

4.2.1 Farbmessung

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Erdbeerfarbe wurde sowohl an den frischen Erdbeeren, als auch beim fertigen Nektar vor und nach dem Pasteurisationsvorgang, sowie danach im Abstand von zwei Wochen gemessen. Die Farbmessung der frischen Erdbeeren erfolgte in Dreifachbestimmung, alle anderen Farbmessungen in Doppelbestimmung.

Für die Messung der frischen Erdbeerstücke wurden in allen drei Versuchsplänen bei jeder neuen Lieferung 10 den Durchschnitt gut repräsentierende Erdbeerstücke (mittelgroß, mittlere Röte) weggenommen und jede einzelne Erdbeere gemessen.

Für die Messung des Nektars vor dem Pasteurisieren wurden in den Versuchsplänen 1 und 3, bei denen Normalpasteurisation durchgeführt wurde, nach dem Füllen zwei Flaschen jeder zuvor ausgemischten Nektarvarianten verwendet. In Versuchsplan 2, bei dem eine Hochtemperaturkurzzeitpasteurisation (HTST-Pasteurisation) zur Anwendung kam, wurde vor der Messung der vor der HTST-Pasteurisation zurückbehaltene kleine Teil der noch unfertig ausgemischten Nektarvarianten nach dem HTST-Vorgang des Nektars mit Wasser auf die Brixgrade der einzelnen aus den Nektarvarianten produzierten HTST-pasteurisierten Endvarianten rückverdünnt. So wurde bei jeder einzelnen Charge ein Vergleich des Wertes vor und nach der HTST-Pasteurisation möglich. Für die Messung des pasteurisierten Nektars wurden in allen drei Versuchsplänen jeweils zwei Flaschen jeder einzelnen nach der Pasteurisation erhaltenen Nektarvariante verwendet. Auf die gleiche Weise erfolgte die weitere alle zwei Wochen stattfindende Farbmessung. Die Farbmessung wurde beendet, wenn das Verhältnis des gemessenen a*- Wertes zum gemessenen h°- Wertbei allen Nektarvarianten 0,7 unterschritt. In einer Diplomarbeit wurde herausgefunden, dass speziell die Kombination dieser beiden Farbwerte gut mit der Kundenakzeptanz für die rote Farbe in Erdbeerprodukten korreliert. Daher wird das Verhältnis a*/h° auch als „Akzeptanzfaktor“ bezeichnet. Im selben Versuch wurde ebenfalls ermittelt, dass ein „Akzeptanzfaktor“ von 0,7 vom Konsumenten noch als „ausgezeichnet“ angesehen wird (MAYER, 2006). In Versuchsplan 1 wurde die Farbe 20 Wochen lang gemessen, in Versuchsplan 2 12 Wochen und in Versuchsplan 3 acht Wochen.

Durchführung

Die Messung der Erdbeerfarbe erfolgte mit dem Spektralphotometer CM 3500d (Firma Konica Minolta GmbH, Österreich) im L*, a*, b* – Farbraum nach Hunter, wobei die Werte L* (Helligkeit), a* (grün – rot), b* (gelb – blau), C (Buntheit) und h° (Farbwinkel) bestimmt wurden. Es wurde mit Tageslicht (Lichtart D65) ohne Glanz gemessen und die Reflexion (mit Auflicht) bestimmt. Die Beobachtung erfolgte aus einem Winkel von 10°. Die frischen Erdbeerstücke wurden direkt auf eine 8 mm Lochblende gelegt. Pro Erdbeere wurde auf drei verschiedenen Stellen die Farbe bestimmt und daraus der Mittelwert gebildet. Die Farbe des Nektars wurde mit einer Rundküvette auf einer 30 mm Lochblende bestimmt. Pro Farbmessung wurden zwei Flaschen pro Nektarvariante in Doppelbestimmung bestimmt.

4.2.2 Festigkeitsbestimmung der Erdbeerstücke

Probenahme

In allen drei Versuchsplänen wurden nach jeder Lieferung frischer Erdbeeren 10 den Durchschnitt gut repräsentierende Erdbeerstücke (mittelgroß, mittlere Röte) für die Messung weggenommen und jede einzelne Erdbeere gemessen.

Durchführung

Die Festigkeitsbestimmung erfolgte mittels Durometer ISO 868/7619 ASTM D2240 (Stempel 0,5 cm^2) und dem dazugehörigen Messgerät DUROFEL (Firma SETOP GIRAUD-TECHNOLOGIE, Frankreich). Mit dem Handsensor wurde jeweils auf die Stelle der Erdbeere mit dem größten Umfang draufgedrückt, bis sich der Stempel 3 mm eingedrückt hatte.

4.2.3 Bestimmung der monomeren Anthocyane Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Messung der monomeren Anthocyane Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid erfolgte in den frischen Erdbeeren, im Mark und im Nektar vor bzw. nach der Pasteurisation in allen Chargen, um den Einfluss der Pasteurisation auf den Gehalt der monomeren Anthocyane beurteilen zu können, sowie noch einmal nach vier Wochen Lagerzeit in ausgewählten Varianten, um auch den Einfluss der Lagerzeit auf die Konzentration der monomeren Anthocyane bestimmen zu können. Die Messung wurde jeweils in Doppelbestimmung durchgeführt. Die für die Messung bestimmten Proben wurden jeweils bei -18 °C eingefroren und vor der Messung aufgetaut.

Für die Messung in den frischen Erdbeeren wurden in allen drei Versuchsplänen nach jeder neuen Lieferung jeweils fünf repräsentative Erdbeeren (mittelgroß, mittlere Röte) tiefgekühlt. 2-3 Monate später erfolgte dann die Analyse der monomeren Anthocyane.

Für die Anthocyanmessung des Erdbeermarks wurden in allen drei Versuchsplänen an jedem Tag der Nektarproduktion jeweils 100 mL Mark tiefgekühlt und nach 2–3,5 Monaten gemessen.

Für die Messung des Nektars vor der Pasteurisation wurden in den Versuchsplänen 1 und 3, bei denen Normalpasteurisation durchgeführt wurde, nach dem Füllen zwei Flaschen jeder zuvor ausgemischten Nektarvariante eingefroren und nach 2–3 Monaten gemessen. In Versuchsplan 2, bei dem eine HTST-Pasteurisation angewandt wurde, wurden von den vor der HTST-Pasteurisation noch unfertig ausgemischt vorliegenden Nektarvarianten jeweils 100 mL eingefroren und nach vier Monaten gemessen. Nach der Messung wurden jeder einzelne der erhaltenen Anthocyanwerte mit einem eigenen Faktor korrigiert. Dieser ergab sich jeweils aus dem Verhältnis der unterschiedlichen Brixgrade zwischen den ursprünglich hergestellten noch unfertig ausgemischten Ausgangsvarianten des Nektars und den jeweils daraus produzierten HTST-pasteurisierten Endvarianten. So wurde bei jeder einzelnen Charge ein Vergleich des Wertes vor und nach der HTST-Pasteurisation möglich.

Für die Messung des pasteurisierten Nektars wurden in allen drei Versuchsplänen jeweils zwei Flaschen jeder einzelnen nach der Pasteurisation erhaltenen Nektarvariante tiefgekühlt und nach 2–4 Monaten gemessen.

Für die Messung der Anthocyane in einem vier Wochen lang gelagerten Nektar wurden in allen drei Versuchsplänen zwei Flaschen jeder für die Messung vorgesehenen Nektarvariante nach vierwöchiger Lagerzeit eingefroren und nach 2–4 Monaten gemessen. Die Messung wurde nur an ausgewählten Varianten durchgeführt (Versuchsplan 1: Pasteurisation von 80 °C bzw. 90 °C und Haltezeit von 1 min bzw. 30 min; Versuchsplan 2: alle Chargen; Versuchsplan 3: Pasteurisation von 80 °C für 1 min Haltezeit und Pasteurisation von 90 °C für 30 min Haltezeit).

Durchführung

Die monomeren Anthocyane Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid wurden mittels HPLC bestimmt. Es wurde dafür eine modifizierte Methode von EDER et al. (1990) verwendet.

Die gefrorenen Proben wurden in einem 30 °C warmen Wasserbad 1 h lang aufgetaut. Währenddessen wurde eine Enzymlösung aus 50 µL Panzym BE XXL (B 1.6.4.5) der Firma BEGEROW (E. BEGEROW GmbH&Co, Deutschland), aufgefüllt auf 50 mL mit entionisiertem Wasser, hergestellt. Nach dem Auftauen wurde jeweils 40 $\pm$ 0,1 g jedes Probenstückes mit 50 µL der Enzymlösung inkubiert und für 2 h stehen gelassen. Anschließend wurde bei 20 °C und 10000 min^{-1} für 15 min zentrifugiert. Der Überstand wurde mittels Faltenfilter 595 ½ filtriert. 2 mL der Probe wurden auf die zuvor mit 5 mL Methanol und 5 mL deionisiertem Wasser konditionierten Festphasenextraktionssäulchen aufgetragen. Danach wurde mit 4 mL Deionat gewaschen und die Röhrchen trocken gesaugt. Hierauf erfolgte eine Eluierung der Anthocyane mit 1 mL angesäuertem Methanol (0,004 % HCl). Die Probenaufnahme erfolgte dann in einem Autosampler.

Folgende Parameter wurden bei der HPLC benutzt:

- Laufmittel A: 5 mM Phosphatpuffer, pH – Wert 1,8
- Laufmittel B: Methanol
- Verlaufsgradient (linear) der Laufmittel A und B (Tab. 8)
- Flussrate: 1 mL/ min
- Säulentemperatur: 40 °C
- Einspritzvolumen: 10 µL
- Detektionswellenlänge: 550 nm

Folgende Geräte wurden für die Anthocyanbestimmung verwendet:

- Beckmann J2-HC Kühlzentrifuge (Firma Beckmann, Deutschland)
- Faltenfilter 595 ½ (Firma Schleicher & Schuell Micro Science, Deutschland)
- Absaugvorrichtung Baker spe – 12G (Firma Mallinchrodt Baker, Inc., Niederlande)
- HPLC- System (Firma Waters Corporation, USA)
- Festphasenextraktionssäulchen, Bond Elut C18 (Firma Varian, USA)
- Methanol, ROTISOLV HPLC Gradient Grade, 7342.1 (Firma Carl Roth GmbH & Co KG, Deutschland)
- Salzsäure rauchend 37 %, 1.00.317.2501 (Firma Merck, Deutschland)
- Kaliumhydrogenphosphat, 1.04873.1000 (Firma Merck, Deutschland)
- Ortho-Phosphorsäure 85 % (Firma Merck, Deutschland)

Die HPLC- Anlage der Firma Waters Corporation, USA bestand aus folgenden Einzelkomponenten:

- Waters HPLC- Pumpe 501
- Waters HPLC- Pumpe 510
- Waters 717 Autosampler
- Waters System Interface Module
- Waters 490 E Programmable Multiwavelength Detector
- Waters Säulenofen
- Auswerteeinheit

Tab. 8: Verlaufsgradient der HPLC

Zeit [min]	**Laufmittel A [%]**	**Laufmittel B [%]**
0	25	75
20	30	70
47 - 49	65	35
51	25	75

4.2.4 Bestimmung der L-Ascorbinsäure

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Messung der L-Ascorbinsäure erfolgte jeweils in Doppelbestimmung. Sie wurde im Erdbeermark und im Nektar vor bzw. nach der Pasteurisation durchgeführt, um den Einfluss der Pasteurisation auf den Gehalt der L-Ascorbinsäure bestimmen zu können, sowie im pasteurisierten Nektar nach vier Wochen Lagerzeit, um den Einfluss der Lagerzeit auf die L-Ascorbinsäurekonzentration feststellen zu können. Die für die Messung bestimmten Proben wurden jeweils bei -18 °C eingefroren und vor der Messung aufgetaut.

Für die L-Ascorbinsäuremessung des Erdbeermarkes wurden in allen drei Versuchsplänen an jedem Tag der Nektarproduktion jeweils 100 mL Mark tiefgekühlt nach 7–8 Monaten gemessen.

Für die Messung des Nektars vor der Pasteurisation wurden in den Versuchsplänen 1 und 3, bei denen Normalpasteurisation durchgeführt wurde, nach dem Füllen zwei Flaschen jeder zuvor ausgemischten Nektarvariante eingefroren und nach 6,5–7 Monaten gemessen.

In Versuchsplan 2, bei dem eine HTST-Pasteurisation angewandt wurde, wurden von den vor der HTST-Pasteurisation noch unfertig ausgemischt vorliegenden Nektarvarianten jeweils 100 mL eingefroren und nach acht Monaten gemessen. Nach der Messung wurden jeder einzelne der erhaltenen Anthocyanwerte mit einem eigenen Faktor korrigiert. Dieser ergab sich jeweils aus dem Verhältnis der unterschiedlichen Brixgrade zwischen den ursprünglich hergestellten noch unfertig ausgemischten Ausgangsvarianten des Nektars und den jeweils daraus produzierten HTST-pasteurisierten Endvarianten. So wurde bei jeder einzelnen Charge ein Vergleich des Wertes vor und nach der HTST-Pasteurisation möglich.

Für die Messung des pasteurisierten Nektars wurden in allen drei Versuchsplänen jeweils zwei Flaschen ausgewählter nach der Pasteurisation erhaltener Nektarvarianten tiefgekühlt und nach 6,5–7,5 Monaten gemessen (Versuchsplan 1: Pasteurisation von 80 °C bzw. 90 °C und Haltezeit von 1 min bzw. 30 min; Versuchsplan 2: alle Varianten; Versuchsplan 3: Pasteurisation von 80 °C bzw. 90 °C und Haltezeit von 1 min bzw. 30 min).

Für die Messung der Anthocyane in einem vier Wochen lang gelagerten Nektar wurden in allen drei Versuchsplänen zwei Flaschen aller auch nach der Pasteurisation gemessenen Nektarvarianten eingefroren und nach 6–7 Monaten gemessen.

Durchführung

Für die Bestimmung der L-Ascorbinsäure wurde eine Methode für die Bestimmung von freier schwefeliger Säure in Weißwein der ALVA-Fachgruppe (1979) so abgewandelt, dass sie auch mit L-Ascorbinsäure in gefärbten Substanzen funktionierte. Dabei wurde mit einer schwefelsauren Jodsäurelösung gegen Kaliumjodid-Stärke als Farbindikator bis zum Farbumschlag von rot nach blau titriert.

Für die Bestimmung der L-Ascorbinsäure wurden folgende Chemikalien verwendet:

- Kaliumjodid, 1.05043.0250 (Firma Merck, Deutschland)
- Stärkepulver löslich, 1.01252.0100 (Firma Merck, Deutschland)
- Kaliumjodat, 1.05051.0100 (Firma Merck, Deutschland)
- Schwefelsäure reinst 95-98 %, 1.00713. (Firma Merck, Deutschland)
- entionisiertes Wasser

Auf folgende Weise wurden die benötigten Lösungen hergestellt:

- Kaliumjodid-Stärke-Lösung: $10 \pm 0{,}1$ g Kaliumjodid wurden mit $2{,}5 \pm 0{,}1$ g Stärke in ca. 250 mL entionisiertem Wasser aufgekocht und nach dem Abkühlen wurde auf 1000 mL mit entionisiertem Wasser aufgefühlt.
- Schwefelsaure Jodsäurelösung: $111{,}4 \pm 0{,}1$ g Kaliumjodat wurden in ca. 200 mL entionisiertem Wasser gelöst und dazu 5,6 mL konzentrierte Schwefelsäure gegeben (in der ursprünglichen Methode 100 mL 2n-Schwefelsäure). Dann wurde auf 1000 mL mit entionisiertem Wasser aufgefüllt. Für die fertige schwefelsaure Jodsäurelösung wurde der Ansatz nochmals 1: 100 verdünnt. Für diese Verdünnung und für die nachfolgende 1: 5 Verdünnung der schwefelsauren Jodsäurelösung wurde jeweils entionisiertes Wasser verwendet. Die 1: 5 Verdünnung war wichtig, um bei der nachfolgenden Titration genauer arbeiten zu können. In der ursrpünglichen Methode war dieser zusätzliche Verdünnungsschritt nicht vorhanden.

Zunächst wurden die bei -18 °C gefrorenen Proben in einem 20 °C warmen Wasserbad aufgetaut. Danach wurde im Gegensatz zur zugrunde liegenden Methode mit entioni-

siertem Wasser eine 1: 10 Verdünnung hergestellt. Dadurch wurde die rote Farbe etwas blasser, wodurch später der Umschlagspunkt besser erkannt wurde. 10 mL von dieser Verdünnung wurden 1: 1 mit einer Kaliumjodid-Stärke-Lösung (Farbindikator) vermischt. Danach wurde in einem Dosimat 665 (Firma Methrom, Schweiz) mit einer 1: 5 verdünnten schwefelsauren Jodsäurelösung bei 20 °C bis zum 3 s anhaltenden Farbumschlag von rot nach blau titriert und die verbrauchten mL an Jodsäure abgelesen und notiert. Die Verdünnung erfolgte, um eine höhere Genauigkeit zu erhalten. Während der Titration wurde die Probe mittels Magnetrührer auf einer Magnetrührplatte (Firma Variomag Mono, USA) homogen gehalten. Der Versuch wurde jeweils in Doppelbestimmung durchgeführt. Aus den beiden verbrauchten mL-Werten der schwefelsauren Jodsäure wurde ein Mittelwert gebildet. Um die durchgeführten Verdünnungen zu berücksichtigen, wurde der ermittelte Wert zuerst mit 10 multipliziert und dann mit 5 dividiert, also insgesamt jeweils verdoppelt. Der jetzt erhaltene Wert mit dem Faktor 27,5 (für L-Ascorbinsäure; für freie schwefelige Säure wäre der Faktor 10) multipliziert ergab dann die in einem Liter Probe vorhandenen mg an L-Ascorbinsäure.

Referenzmethode

Die Ergebnisse der L-Ascorbinsäurebestimmung der abgewandelten Methode der AL-VA-Fachgruppe wurde mit einigen ausgewählten Proben (Versuchsplan 1, Erdbeeren vor Verarbeitung bei -18 °C tiefgekühlt) durch eine in der Literatur angewandte HPLC-Methode überprüft (GARZON und WROLSTAD, 2002). Die Untersuchung wurde in Einzelbestimmung durchgeführt. Dabei zeigte sich, dass die Ergebnisse der durchgeführten Methode ziemlich exakt mit jenen der Referenzmethode übereinstimmten (Tab.9).

Tab. 9: Vergleich der L-Ascorbinsäuremessung zwischen in dieser Diplomarbeit durchgeführter Methode und der Referenzmethode in ausgewählten Proben (Versuchsplan 1, Erdbeeren vor Verarbeitung bei -18 °C tiefgekühlt); (Fr % = Markanteil; vP = vor Pasteurisation; nP = nach Pasteurisation; 90 °C = Pasteurisation mit 90 °C; 1 bzw. 30 min = 1 bzw. 30 Minuten Pasteurisation)

Probe	ALVA-Methode [mg]	Referenzmethode [mg]
40 Fr%,vP	168	166
60 Fr%,vP	245	240
40 Fr%,nP,90 °C,1 min	139	144
60 Fr%,nP,90 °C,1 min	223	229
60 Fr%,nP,90 °C,30 min	197	193

4.2.5 Bestimmung des Sauerstoffgehaltes

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Messung des Sauerstoffs erfolgte bei allen drei Versuchsplänen nach der Walzenmühle, nach der Passiermaschine, im Erdbeermark und im schon fertigen Nektar vor dem Entgasen in Einzelbestimmung, sowie im Nektar vor und nach der Pasteurisation in Doppelbestimmung. Alle Messungen bis zum Entgasen wurden in den jeweiligen Verarbeitungsgefäßen durchgeführt.

Für die Messung des Nektars vor der Pasteurisation wurden in den Versuchsplänen 1 und 3, bei denen Normalpasteurisation durchgeführt wurde, nach dem Füllen zwei Flaschen jeder zuvor ausgemischten Nektarvariante verwendet. In Versuchsplan 2 wurde der Sauerstoffgehalt der noch unfertig ausgemischten Nektarvarianten vor der HTST-Pasteurisation bestimmt.

Für die Sauerstoffmessung des Nektars nach der Pasteurisation wurden in allen drei Versuchsplänen jeweils zwei Flaschen jeder einzelnen nach der HTST-Pasteurisation erhaltenen Nektarvariante verwendet.

Durchführung

Für die Bestimmung des Sauerstoffs wurde das mobile Handmessgerät Multiline P4 (Firma Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH, Deutschland) mit einer Sauerstoffelektrode OxiCal^{R} – SL (Firma Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH, Deutschland) verwendet. Da der Sauerstoff mittels Durchflussmessung bestimmt wird, musste die Elektrode in der flüssigen Probe bewegt werden. Es wird jener Wert [mg] abgelesen, bei dem die Anzeige zum ersten Mal ein paar s lang verweilt.

4.2.6 Bestimmung des pH-Wertes

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Messung des pH-Wertes erfolgte bei allen drei Versuchsplänen nach der Walzenmühle, nach der Passiermaschine, im Erdbeermark und im schon fertigen Nektar vor dem Entgasen in Einzelbestimmung, sowie im Nektar vor und nach der Pasteurisation in Doppelbestimmung. Alle Messungen bis zum Entgasen wurden in den jeweiligen Verarbeitunsgefäßen durchgeführt.

Für die Messung des Nektars vor der Pasteurisation wurden in den Versuchsplänen 1 und 3, bei denen Normalpasteurisation durchgeführt wurde, nach dem Füllen zwei Flaschen jeder zuvor ausgemischten Nektarvariante verwendet. In Versuchsplan 2 wurde der pH-Wert der noch unfertig ausgemischten Nektarvarianten vor dem Entgasen bestimmt.

Für die pH-Wertmessung des pasteurisierten Nektars wurden in allen drei Versuchsplänen jeweils zwei Flaschen jeder einzelnen nach der Pasteurisation erhaltenen Nektarvariante verwendet.

Durchführung

Für die Messung des pH-Wertes wurde das mobile Handmessgerät Multiline P4 (Firma Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH, Deutschland) mit einer pH-Elektrode SenTix 41 (Firma Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH, Deutschland) verwendet. Die Elektrode wurde in die flüssige Probe eingetaucht und der Wert abgelesen.

4.2.7 Bestimmung der Brixgrade

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Bestimmung der Brixgrade erfolgte in allen drei Versuchsplänen zuerst im Erdbeermark in Einzelbestimmung. In Versuchsplan und 1 und 3 wurden dann die Brixgrade in den fertig ausgemischten Nektarvarianten vor dem Entgasen gemessen. In Versuchsplan 2 wurden die Brixgrade der noch unfertig ausgemischten Nektarvarianten vor dem Entgasen bestimmt. Alle bis jetzt erklärten Brixgradmessungen fanden in den bei der Nektarverarbeitung gebräuchlichen großen Gefäßen statt. In Versuchsplan 2 erfolgte noch eine zusätzliche Messung der Brixgrade aller durch die HTST-Pasteurisation produzierten Nektarvarianten. Auf die gemessenen Werte der Brixgrade dieser Chargen wurden der kleine absichtlich nicht erhitzte Teil der zuvor unfertig ausgemischten Nektarvarianten rückverdünnt.

Durchführung

Für die Bestimmung der Brixgrade wurde das Hand-Refraktometer SEN (Firma Seitlz Enzinger Noll Austria GesmbH, Österreich) verwendet.

4.2.8 Bestimmung der titrierbaren Säure

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Messung der titrierbaren Säure wurde in allen drei Versuchsplänen im Erdbeernektar und im jeweiligen Nektar vor dem Entgasen in Doppelbestimmung durchgeführt. In Versuchsplan 2 wurde sie zusätzlich in allen Nektarvarianten nach der HTST-Pasteurisation ebenfalls in Doppelbestimmung gemessen.

Durchführung

Für die Messung der titrierbaren Säure wurden 10 mL der Probe mit derselben Menge entionsiertem Wassers verdünnt. Mit einem Magnetrührer wurde diese Mischung auf eine Magnetrührplatte (Firma Variomag Mono, USA) gestellt und die an dem pH-Standgerät pH Meter pH 523 (Firma Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH, Deutschland) befindliche pH-Elektrode SenTix 60 (Firma Wissenschaftlich-Technische

Werkstätten GmbH, Deutschland) darin eingetaucht. Nun wurde mit Titrisol^{R} 1.09959. 0,1 mol/L Natronlauge (Firma Merck, Deutschland) langsam bis zu einem pH-Wert von 8,1 titriert und anschließend der Verbrauch in mL abgelesen. Dieser ergab dann mit 0,75 multipliziert die Gramm titrierbarer Säure (berechnet als Weinsäure) pro Liter Probe.

4.2.9 Bestimmung des Redoxpotentials

Probenahme und Messzeitpunkt

Die Messung des Redoxpotentials wurde in allen drei Versuchsplänen bei den nach der Pasteurisation vorkommenden Nektarvarianten in Doppelbestimmung durchgeführt. Dafür wurden jeweils zwei Flaschen jeder einzelnen nach der Temperatureinwirkung erhaltenen Nektarvariante verwendet.

Bei Versuchsplan 1 und 3 wurde zusätzlich der Nektar vor der Pasteurisation in Doppelbestimmung gemessen. Hier wurden nach dem Füllen ebenfalls zwei Flaschen jeder zuvor ausgemischten Nektarvariante verwendet. Bei Versuchsplan 2 hingegen wurde das Redoxpotential der noch nicht fertig ausgemischten Nektarvarianten in Doppelbestimmung gemessen.

Durchführung

Für die Messung des Redoxpotentials wurden vier Redoxelektroden Sensolyt Pt (Firma Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH, Deutschland) verwendet. Diese wurden für jeweils 1 h in den Nektar gehängt. Danach wurden sie an das mobile Handmessgerät Multiline P4 (Firma Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH, Deutschland) angeschlossen und der darauf angezeigte Wert (mV) mit der dazugehörigen Elektrodennummer notiert.

4.2.10 Pasteurisationseinheiten

Die Stärke der Pasteurisation des Nektars wird in Pasteurisationseinheiten (P-Wert) angegeben. Die Pasteurisationseinheiten (P-Wert) wurden für die auf den Nektar einwirkende Pasteurisation durch folgende allgemeine Gleichung berechnet:

$$PE\ (P\text{-}Wert) = t_{min} \times 10^{(T-80)/z}$$

Als z-Wert wurde wie in der Fruchtsaftindustrie üblich, sowohl für die Bestimmung von Farbe, als auch von monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure mit einem Wert von 10 gerechnet (SCHOBINGER, 1987). Als Nektartemperatur (T) wurde die Temperatur des Nektars eingesetzt, welche in einigen Nektarflaschen mittels Temperaturfühler gemessen und jede min neu an einem Temperaturmessgerät (Firma ELLAB GmbH, Deutschland) aufgezeichnet wurde. Aus diesem Grund wurden die Pasteurisationseinheiten (P-Wert) im Nektar für jede min einzeln ($t_{min} = 1$) berechnet und anschließend alle Werte addiert um die Gesamtpasteurisationseinheiten (P-Wert) zu erhalten. Die Berechnung begann nicht erst, wenn der Nektar die gewünschte Temperatur erreicht hatte, sondern bereits in der 1. min der Pasteurisation. Das bedeutet, dass Aufwärm- und Abkühlphase ebenfalls in die Berechnung der Pasteurisationseinheiten (P-Wert) des Nektars einflossen.

Für die minütliche Berechnung der Pasteurisationseinheiten (P-Wert) ergab sich somit folgende Gleichung:

$$PE\ (P\text{-}Wert) = 1 \times 10^{(T-80)/10}$$

Die jeweilige Nektartemperatur (T) wurde aus den im Temperaturmessgerät geführten minütlichen Aufzeichnungen abgelesen und in die Gleichnung eingesetzt.

Eine Pasteurisationsdauer von 1 min bei einer Pasteurisationstemperatur von 80 °C entspricht nach obiger Gleichung in dieser Diplomarbeit also genau 1 Pasteurisationseinheit (PE) bzw. einem P-Wert von 1.

4.3 Methoden zur statistischen Auswertung

Vorgabe war den Einfluss von verschiedenen Pasteurisationsvarianten (Normalpasteurisation und HTST-Pasteurisation) und anderer Parameter auf die Farbe von Erdbeernektar zu ermitteln. Zu diesem Zweck wurden drei Versuchspläne durchgeführt. Die Versuche wurden nach einem faktoriellen Versuchsplan 2^4 (Versuchsplan 1) und einem faktoriellen Versuchsplan 2^2 (Versuchsplan 3) konzipiert.

In Versuchsplan 1 und 3 wurden z. T. die gleichen Parameter variiert, es wurde jedoch eine andere Erdbeersorte als Rohstoff verwendet. Tab. 10 gibt einen detaillierten Überblick über die variierten Parameter aller drei Versuchspläne mit den erhaltenen Endvarianten.

Die statistische Auswertung der Ergebnisse erfolgte mittels SPSS 12.0 und Excel. Die Effektberechnung erfolgte mit einer Methode nach KLEPPMANN (2003).

Tab. 10: Variierte Parameter der in dieser Diplomarbeit durchgeführten drei Versuchspläne mit Angabe der bei jedem Parameter enthaltenen Variationen

Versuchsplan	**Variierte Parameter**	**Variationen**
VP 1	**Verarbeitung**	frisch
		gefroren
	Fruchtanteil Nektar	40 %
		60 %
	Pasteurisationstemperatur	80 °C
		90 °C
	Pasteurisationszeit	1 min
		10 min
		20 min
		30 min
VP 2	**HTST-Temperatur**	90 °C
		100 °C
		120 °C
	HTST-Strecke	mit Halteschleife
		ohne Halteschleife
		direkt
VP 3	**Pasteurisationstemperatur**	80 °C
		90 °C
	Pasteurisationszeit	1 min
		10 min
		20 min
		30 min

5 VERSUCHSDURCHFÜHRUNG

5.1 Überblick

Die für diese Diplomarbeit durchgeführten praktischen Versuche fanden alle in der Höheren Bundeslehranstalt und Bundesamt für Wein- und Obstbau in Klosterneuburg statt. Es wurden drei Versuchspläne durchgeführt. Bei jedem Versuchsplan wurde zunächst aus den Erdbeerstücken Nektar produziert, welcher anschließend einem Pasteurisationsschritt unterzogen wurde. Die Produktion einer Nektarvariante und deren Pasteurisation erfolgten jeweils am gleichen Tag. Danach wurde der fertig pasteurisierte Nektar eingelagert.

Die Fließdiagramme in Abb. 7, Abb. 8 und Abb. 9 sollen einen Überblick über die Organisation der durchgeführten Arbeiten geben.

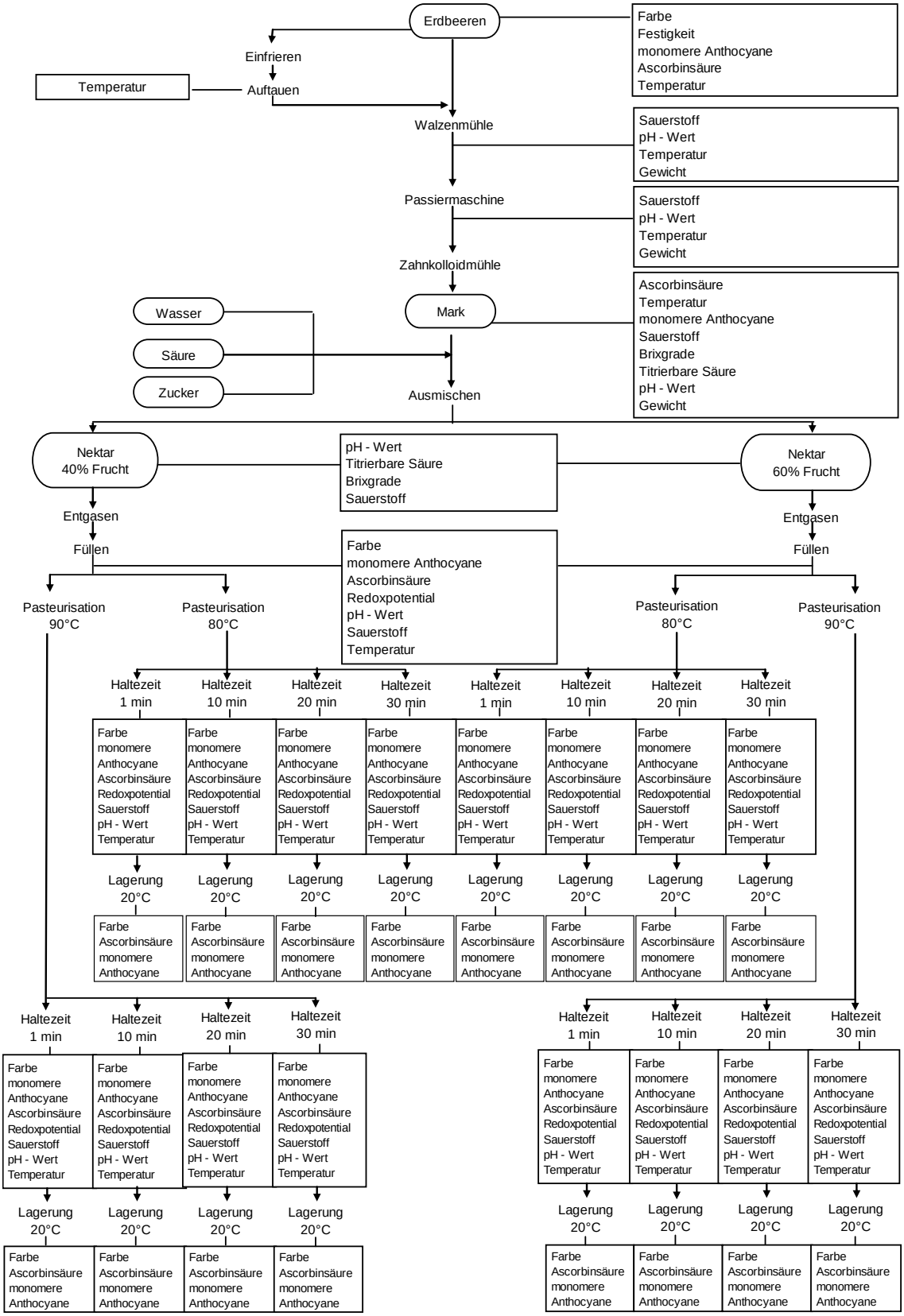

Abb. 7: Fließdiagramm der Versuchsanordnung von Versuchsplan 1

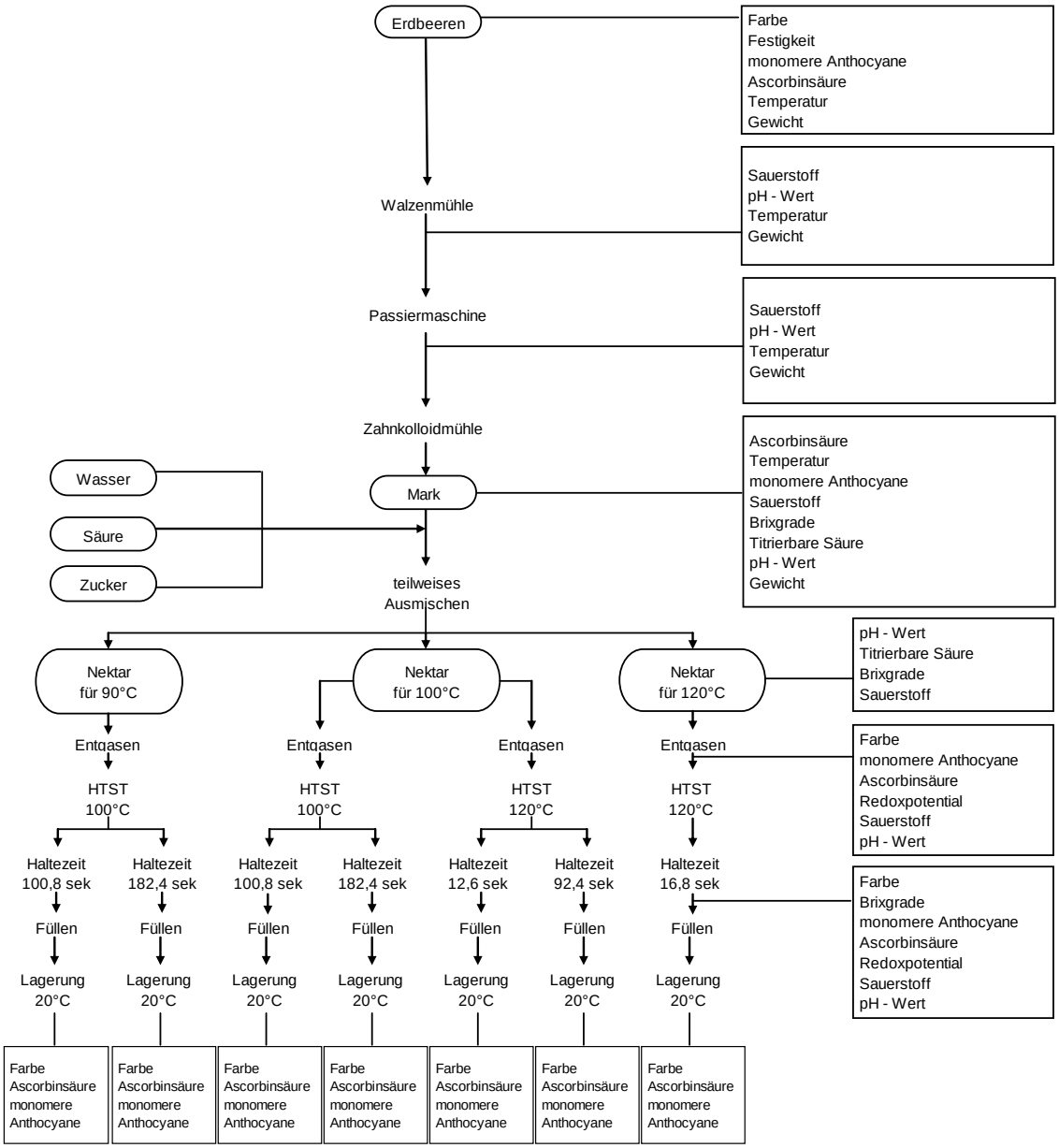

Abb. 8: Fließdiagramm der Versuchsanordnung von Versuchsplan 2

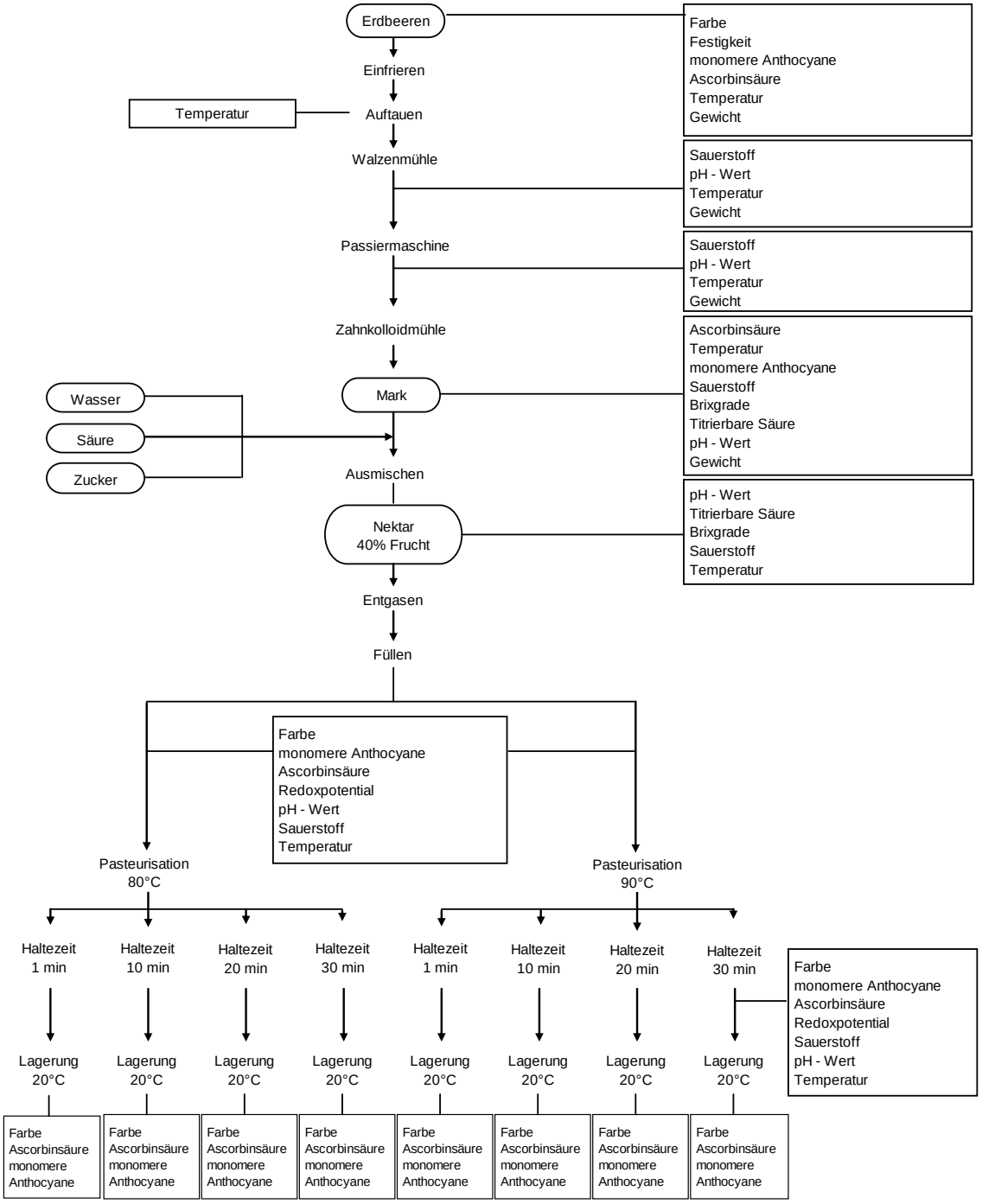

Abb. 9: Fließdiagramm der Versuchsanordnung von Versuchsplan 3

5.2 Produktion des Erdbeernektars

5.2.1 Die Rohware

Allgemeines

Die angelieferten Erdbeerstücke wurden bei allen drei Versuchsplänen zunächst auf Qualitätsmängel untersucht und die schlechte Ware aussortiert. Dann wurden die Erdbeeren entweder gleich verarbeitet, oder ein Teil bzw. die ganze Lieferung zuerst bei -18 °C in je 5 kg fassenden Plastikgebinden eingefroren und zu einem späteren Zeitpunkt nach einem 24 stündigen bei 4 °C durchgeführten teilweisen Auftauvorgang weiterverarbeitet. Mit der für die Verarbeitung vorgesehenen Ware des jeweiligen Versuchstages erfolgte dann ein Wägevorgang, um die Verluste der Rohware im Prozess der Nektarherstellung dokumentieren zu können. Außerdem wurde die Verarbeitungstemperatur der Erdbeeren bestimmt. Diese variierte je nachdem, ob die Erdbeeren gleich in frischen Zustand verarbeitet (Versuchsplan 1 und 2) oder tiefgekühlt und erst zu einem späteren Zeitpunkt nach einem Auftauvorgang verarbeitet (Versuchsplan 1 und 3) wurden. In letztgenanntem Fall war die anfängliche Verarbeitungstemperatur naturgemäß niedriger.

5.2.2 Die Herstellung des Erdbeermarkes

Das Erdbeermark wurde bei allen drei Versuchsplänen auf die gleiche Weise produziert. Die Erdbeeren wurden zuerst in einer Walzenmühle (Firma Wottle, Österreich) zerkleinert. Als nächster Schritt gelangte die Pulpe in eine Passiermaschine (Firma Wiesböck, Österreich), wo die grünen Anteile der Erdbeeren entfernt wurden. Das Erdbeermark entstand schließlich in einer Zahnkolloidmühle (Firma Frymer, Schweiz) und wurde in einem Kübel aufgefangen. Auch hier erfolgte bei jedem Verarbeitungsschritt eine Messung des Gewichts.

5.2.3 Das Ausmischen

Allgemeines

Aus dem Mark sollte in allen drei Versuchsplänen ein Nektar mit 14° Brix und 7 g/kg titrierbare Säure (als Weinsäure berechnet) hergestellt werden. Daher war es nötig im Mark diese beiden Werte zu bestimmen. Dann wurde das Mark gewichtsmäßig in so viele Teile aufgeteilt, als Nektarvarianten vor dem Pasteurisationsschritt zur Verfügung stehen sollten. Je nach Versuchsplan wurden bei der Aufteilung noch andere Kriterien berücksichtigt, die in den nachfolgenden Unterkapiteln besprochen werden. Dann wurde jeder Teil des Markes nochmals abgewogen und das Gewicht notiert. Bei der Herstellung des Nektars mit 14° Brix, 7 g/kg titrierbarer Säure und einem definierten Fruchtgehalt wurden die gemessen Werte von Brixgraden, titrierbare Säure (berechnet als Weinsäure) und Teilgewicht des Markes für die Berechnung der für das Ausmischen benötigten Zutaten (Wasser, Zucker, Zitronensäure) verwendet. So benötigte man z. B. für 17 kg eines Markes mit 7,6° Brix und 10,4 g/kg titrierbare Säure (als Weinsäure berechnet) 20,84 kg Wasser, 4,56 kg Zucker und 102,96 g Zitronensäure um rechnerisch 42,50 kg eines Nektars mit 40 % Fruchtgehalt, 14° Brix und 7 g/kg titrierbare Säure (berechnet als Weinsäure) zu erhalten. Die jeweils errechneten Mengen an Zucker, Wasser und Zitronensäure wurden dann in den Kübel zum Mark zugegeben und gut vermischt. Vom jetzt fertig gestellten Nektar wurden nochmals Brixgrade und titrierbare Säure bestimmt. Das diente zur Kontrolle, ob beim Ausmischprozess alles richtig funktioniert hatte. Vor dem Pasteurisationsschritt wurde der fertige Nektar in einer Vakuumanlage (Firma Rapf&Co, Österreich) bei -0,6 bar 15 min lang entgast. Damit sollte der Gehalt an Sauerstoff, der evtl. auch einen Einfluss auf die Farbe des Erdbeernektars spielen hätten können, sehr stark minimiert werden.

Versuchsplan 1

Es wurde für den nachfolgenden Pasteurisationsschritt Nektar mit 40 % und 60 % Fruchtanteil hergestellt. Demzufolge bestanden der eine Teil des Markes bei der Auftrennung aus 40 % des Gesamtgewichtes und der andere aus 60 %. Mit der zugefügten Menge an Zucker, Wasser und Zitronensäure entstand dann bei beiden Varianten gewichtsmäßig die gleiche Menge Nektar.

Versuchsplan 2

In Versuchsplan 2 wurde nur Nektar mit 40 % Fruchtgehalt hergestellt. In diesem Versuchsplan wurde eine Hochtemperaturkurzzeit-Pasteurisation (HTST-Pasteurisation) mit verschiedenen Temperaturen durchgeführt. Bei diesem Verfahren kommt während der HTST-Pasteurisation noch Wasser zum Nektar dazu. Jener Teil muss beim Ausmischen vom Gesamtwert des zuzufügenden Wassers abgezogen werden. Die genaue Menge des bei der HTST-Pasteurisation zugefügten Wassers unterscheidet sich je nach HTST-Pasteurisaitonstemperatur. Konkret kommen pro 5 °C Temperaturdifferenz zwischen Nektartemperatur und HTST-Pasteurisationstemperatur noch 2 % Wasser zum Nektar dazu. Deshalb muss pro bei der nachfolgenden HTST-Pasteurisation vorgesehener Temperatur eine eigene Variante an Nektar hergestellt werden. Im konkreten Fall wurden drei verschiedene Nektarvarianten für die HTST-Pasteurisationstemperaturen 90 °C, 100 °C und 120 °C hergestellt. Da jedoch nur eine Variante des auf 120 °C HTST-pasteurisierten Nektars geplant war, aber jeweils 4 Varianten des auf 90 °C und 100 °C HTST-pasteurisierten Nektars, wurde das Mark dementsprechend aufgeteilt. Demnach wurden jeweils 44,4 % des Gesamtgewichts des Marks für die 90 °C und 100 °C-Variante verwendet und 11,1 % für den für die HTST-Pasteurisation bei 120 °C vorbereiteten Teil. Bei dieser Versuchsvariante wurden nach dem teilweisen Ausmischen nur Brixgrade und keine titrierbare Säure bestimmt. Der gemessene Wert war allerdings durch das noch fehlende Wasser naturgemäß höher als 14° Brix, weshalb er hier nicht als Ausmischkontrolle dienen konnte.

Versuchsplan 3

Hier wurde für die nachfolgende Pasteurisation nur ein Nektar mit 40 % Fruchtanteil hergestellt.

5.3 Die Pasteurisation

5.3.1 Normalpasteurisation

Normalpasteurisation wurde in den Versuchsplänen 1 und 3 durchgeführt. Die Pasteurisationstemperaturen waren 80 °C und 90 °C. Die Haltezeiten betrugen 1, 10, 20 und 30 min.

Zunächst wurde der entgaste Nektar mittels Vakuumfüller (Firma Rapf&Co, Österreich) in durchsichtige 0,2 Liter fassende Flaschen gefüllt. Danach wurden diese mit Kronenkork verschlossen. Die erste Hälfte der Flaschen wurde jetzt in einen Pasteurwagen geschlichtet und in einem Berieselungspasteur (Firma Balik, Österreich) bei 80 °C pasteurisiert. Der Berieselungspasteur arbeitete mit durch Dampf erhitztes heißes Wasser, das aus Düsen auf die Flaschen gesprüht wurde. Das Erreichen der Temperatur wurde im Nektar mit einem Temperaturmessgerät (Firma ELLAB GmbH, Deutschland) kontrolliert, welches den gesamten Temperaturverlauf vom Anfang der Pasteurisation bis zum Abkühlen aufzeichnete. Von jeder einzelnen Variante wurde ein Viertel der Flaschen herausgenommen, nachdem die Nektartemperatur in der jeweiligen Charge für eine min 80 °C erreicht hatte. Dabei wurde der Berieselungspasteur für ca. 45 s geöffnet, der Wagen kurz herausgeschoben und die betreffenden Flaschen herausgenommen. Danach wurde der Berieselungspasteur wieder verschlossen. Diese Zeit wurde in die Haltezeiten miteinberechnet, denn der Nektar kühlte dabei nicht mehr als 1 – 2 °C ab. Das zweite Viertel der Flaschen wurde dann nach 10 min bei 80 °C hinausgenommen, das dritte Viertel nach 20 min und das letzte Viertel nach 30 min. Die hinausgenommenen Flaschen wurden so schnell wie möglich unter 30 °C abgekühlt. Dazu kamen sie zuerst für 3 - 4 min in ein ca. 40 °C warmes Wasserbad und dann bis zum Ende in ein ca. 18 °C warmes Wasserbad. Danach wurde der gleiche Vorgang mit der zweiten Hälfte der Flaschen bei einer Nektartemperatur von 90 °C wiederholt, Nach dem Pasteurisationsvorgang wurden die Flaschen mit den einzelnen pasteurisierten Nektarvarianten dann in einem dunklen Raum bei ca. 20 °C gelagert. In den Tab. 11 und 12 sind alle in Versuchsplan 1 und 3 bei der Pasteurisation hergestellten Varianten mit ihrer jeweiligen Codierung beschrieben.

Tab. 11: Detailbeschreibung der pasteurisierten Nektarvarianten in Versuchsplan 1 mit ihrer Codierung

Code	Verarbeitung	Fruchtanteil [%]	Pasteurisationstemperatur [°C]	Pasteurisationsdauer [min]
VP1-1	frisch	40	80	1
VP1-2	frisch	60	80	1
VP1-3	frisch	40	80	10
VP1-4	frisch	60	80	10
VP1-5	frisch	40	80	20
VP1-6	frisch	60	80	20
VP1-7	frisch	40	80	30
VP1-8	frisch	60	80	30
VP1-9	frisch	40	90	1
VP1-10	frisch	60	90	1
VP1-11	frisch	40	90	10
VP1-12	frisch	60	90	10
VP1-13	frisch	40	90	20
VP1-14	frisch	60	90	20
VP1-15	frisch	40	90	30
VP1-16	frisch	60	90	30
VP1-17	gefroren	40	80	1
VP1-18	gefroren	60	80	1
VP1-19	gefroren	40	80	10
VP1-20	gefroren	60	80	10
VP1-21	gefroren	40	80	20
VP1-22	gefroren	60	80	20
VP1-23	gefroren	40	80	30
VP1-24	gefroren	60	80	30
VP1-25	gefroren	40	90	1
VP1-26	gefroren	60	90	1
VP1-27	gefroren	40	90	10
VP1-28	gefroren	60	90	10
VP1-29	gefroren	40	90	20
VP1-30	gefroren	60	90	20
VP1-31	gefroren	40	90	30
VP1-32	gefroren	60	90	30

Tab. 12: Detailbeschreibung der pasteurisierten Nektarvarianten in Versuchsplan 3 mit ihrer Codierung

Codierung	Pasteurisationstemperatur [°C]	Pasteurisationsdauer [min]
VP3-1	80	1
VP3-2	80	10
VP3-3	80	20
VP3-4	80	30
VP3-5	90	1
VP3-6	90	10
VP3-7	90	20
VP3-8	90	30

5.3.2 Hochtemperaturkurzzeit-Pasteurisation (HTST-Pasteurisation)

HTST-Pasteurisation wurde im Versuchsplan 2 angewandt. Es wurde dafür ein Dampfinjektor (Firma Maklad, Österreich) verwendet, der auf einen Röhrenpasteur (Firma Fischer Maschinen- und Apparatebau AG, Österreich) aufgesetzt wurde. Am Gerät konnte die HTST-Pasteurisationsstrecke des Nektars in den Rohren variiert werden. So betrug das vom Nektar durchlaufene Volumen, wenn er direkt vom Dampfinjektor in die Ausgabeeinheit geleitet wurde, ohne durch den Röhrenpasteur zu gelangen, 0,7 Liter. Lief der Nektar durch den Röhrenpasteur, aber nicht durch eine zusätzliche Halteschleife, war das Volumen 4,2 Liter. Mit dieser Halteschleife betrug das Volumen 7,6 Liter.

Durch Regulation einer Pumpe konnte die Durchflussgeschwindigkeit des Nektars durch die HTST-Pasteurisationsanlage geregelt werden. Sie betrug im Durchschnitt 150 L/h.

Am Dampfinjektor hätte außerdem direkt die gewünschte HTST-Pasteurisationstemperatur eingestellt können werden sollen. Aufgrund von Schwierig-

keiten konnte keine HTST-Pasteurisation mit 90 °C durchgeführt werden. In Tab. 13 sind alle hergestellten Varianten mit ihrer jeweiligen Codierung beschrieben.

Der Nektar wurde nach der HTST-Pasteurisation in dunkle 0,5 Liter fassende Glasflaschen gefüllt. Diese wurden mit einem VakuVent-Verschluss zugeschraubt und in einem dunklen Raum bei 20 °C gelagert.

Von den 7 nach der HTST-Pasteurisation vorhandenen Varianten mussten erst durch Rückverdünnung der Brixgrade aus den 3 unfertig ausgemischten für 90 °C, 100 °C und 120 °C hergestellten Nektarvarianten die 7 dazupassenden den Zustand vor der HTST-Pasteurisation repräsentierenden Varianten hergestellt werden.

Tab. 13: Detailbeschreibung der HTST-pasteurisierten Nektarvarianten in Versuchsplan 2 mit ihrer Codierung

Code	**Hergestellt für Temperatur [°C]**	**HTST-Temperatur [°C]**	**HTST-Volumen [Liter]**	**Haltezeit [s]**
VP2-1	90	100	4,2	100
VP2-2	90	100	7,6	180
VP2-3	100	100	4,2	100
VP2-4	100	100	7,6	180
VP2-5	100	120	0,7	10
VP2-6	100	120	4,2	90
VP2-7	120	120	0,7	15

6 VERSUCHSERGEBNISSE

6.1 Rohware

Die in den drei Versuchsplänen verwendeten Erdbeeren unterschieden sich z. T. beträchtlich, bezogen auf ihre Farbkomponenten, ihre Festigkeit und ihren Anthocyangehalt, was in Tab. 14 detailiert dargestellt wird.

Die Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ in Versuchsplan 1 wiesen die beste rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auf. Sie hatten gleichzeitig die niedrigste Festigkeit, und einen hohen Gehalt an Anthocyanen.

Die ebenfalls der Sorte „Elsanta“ angehörigen Erdbeeren aus Versuchsplan 2 hatten die zweitbeste rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°). Sie wiesen die höchste Festigkeit und zugleich den niedrigsten Gehalt an Anthocyanen auf.

Die Erdbeeren der Sorte „Malling Pandora“ aus Versuchsplan 3 stellten bezogen auf die rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) das am wenigsten geeignete Ausgangsmaterial der drei Versuchspläne dar. Sie hatten den niedrigsten a*-Wert (Rotfärbung), wiesen dafür aber das dunkelste Rot der Erdbeeren auf, was man am niedrigsten L*-Wert sehen konnte. Diese Sorte enthielt die meisten Anthocyane und lag in ihrer Festigkeit genau in der Mitte der beiden mit Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ durchgeführten Versuchspläne.

Bei einer genauen Betrachtung des gesamten Anthocyanprofils zeigte sich, dass in „Malling Pandora“ mit insgesamt acht unterschiedlichen Anthocyanen ein breiteres Anthocyanspektrum vorhanden war als in „Elsanta“ mit sechs verschiedenen Anthocyanen. Allerdings waren bei beiden Sorten die gleichen drei Anthocyane hauptbedeutend. Neben Pelargonidin-3-Glucosid, dem Hauptanthocyan der Erdbeere, das nach einer Retentionszeit von ca. 17 min anzutreffen war und in „Elsanta“ ca. 75 % des Gesamtanthocyangehaltes ausmachte sowie in „ Malling Pandora“ ca. 80 % und Cyanidin-3-Glucosid, dem zweiten wichtigen ebenfalls in allen Erdbeersorten anzutreffenden Anthocyan, das eine Retentionszeit von ca. 14 min aufwies und dessen Gehalt in „Elsanta“ ca. 3,5 % des Gesamtanthocyangehaltes bzw. in „Malling Pandora“ ca. 1,5 % aufwies, war auf dem Anthocyanspektrum noch ein drittes Anthocyan größerer Konzentration mit einer Retentionszeit von ca. 28 min zu sehen, welches in „Elsanta“ unge-

fähr 21,5 % des Gesamtanthocyangehaltes ausmachte und in „Malling Pandora“ ca. 14 %. Bei diesem Anthocyan handelte es sich vermutlich um Pelargonidin-3-Malonylglucosid (AABY et al., 2007). Die restlichen Anthocyane wiesen in „Elsanta“ zwischen 0,01 % und 0,5 % des Gesamtanthocyangehaltes auf und in „Malling Pandora“ zwischen 0,1 % und 2,5 %. Die genauen Anthocyanspektren der beiden Erdbeersorten sind in Abb. 10 („Elsanta“) und Abb. 11 („Malling Pandora“) ersichtlich.

Ein noch besserer Vergleich der beiden Erdbeersorten wird möglich, wenn man auch ein paar im Erdbeermark gemessene Werte berücksichtigt (Tab. 15).

Die Erdbeeren der Sorte „Malling Pandora“ wiesen im Mark einen niedrigeren L-Ascorbinsäuregehalt und einen höheren pH-Wert als diejenigen der Sorte „Elsanta“ auf. Beim Vergleich der beiden die Erdbeersorte „Elsanta“ als Ausgangsmaterial verwendenden Versuchspläne zeigte sich, dass die Erdbeeren in Versuchsplan 1 gegenüber denjenigen in Versuchsplan 2 einen viel höheren Gehalt an Sauerstoff, L-Ascorbinsäure und Brixgraden aufwiesen, dafür aber auch einen etwas niedrigeren pH-Wert hatten.

Tab. 14: Detailanalysen der frischen Erdbeeren (VP = Versuchsplan)

VP	Festigkeit	L*	a*	b*	C*	h°	a*/h°	Anthocyane [mg/L]
VP 1	36,9 (±14,3)	35,97 (±4,56)	34,97 (±5,52)	19,70 (±6,04)	40,28 (±7,40)	28,72 (±5,10)	1,23 (±0,17)	318 (±13)
VP 2	48,8 (±15,3)	39,36 (±4,50)	37,24 (±2,90)	25,62 (±5,59)	45,34 (±5,18)	34,09 (±4,68)	1,11 (±0,13)	154 (±16)
VP 3	40,2 (±14,1)	34,18 (±3,68)	29,13 (±3,79)	17,32 (±4,92)	34,00 (±5,53)	30,18 (±4,70)	0,98 (±0,14)	362 (±22)

Tab. 15: Vergleich der im Erdbeermark gemessenen Werte aller drei Versuchspläne

	Versuchsplan 1	**Versuchsplan 2**	**Versuchsplan 3**
Sauerstoff [mg/L]	9,42 (±1,53)	7,44	9,30 (±0,30)
pH-Wert	3,42 (±0,01)	3,53	3,85 (±0,01)
L-Ascorbinsäure [mg/L]	454 (±27)	345 (±1)	324 (±10)
Brixgrade	9,8 (±0,4)	7	7,6 (±0,6)
Titrierbare Säure [g/kg]	9,8 (±0,7)	9,3 (±0,3)	9,0 (±1,0)

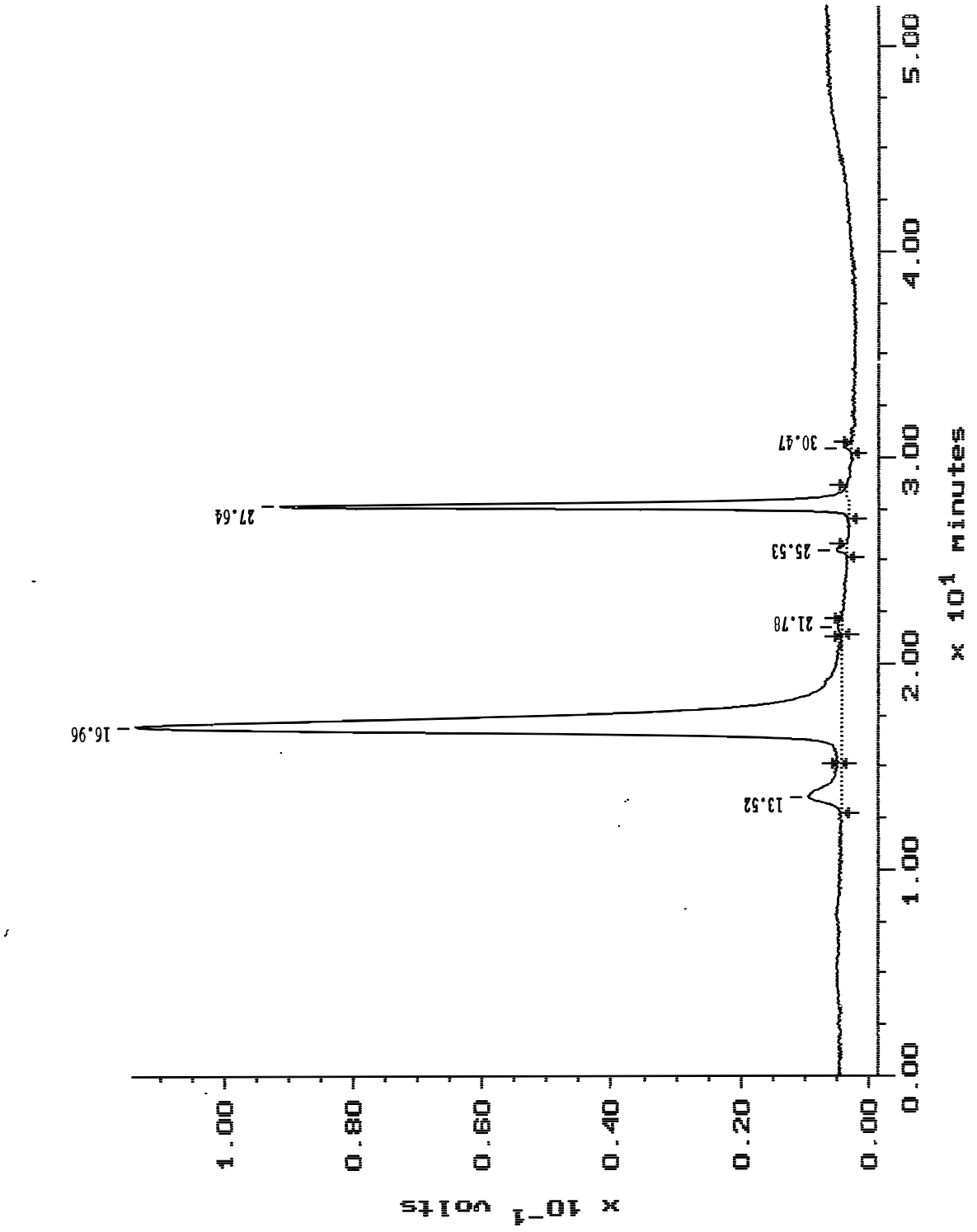

Abb. 10: Anthocyanspektrum der Erdbeeren der Sorte „Elsanta“

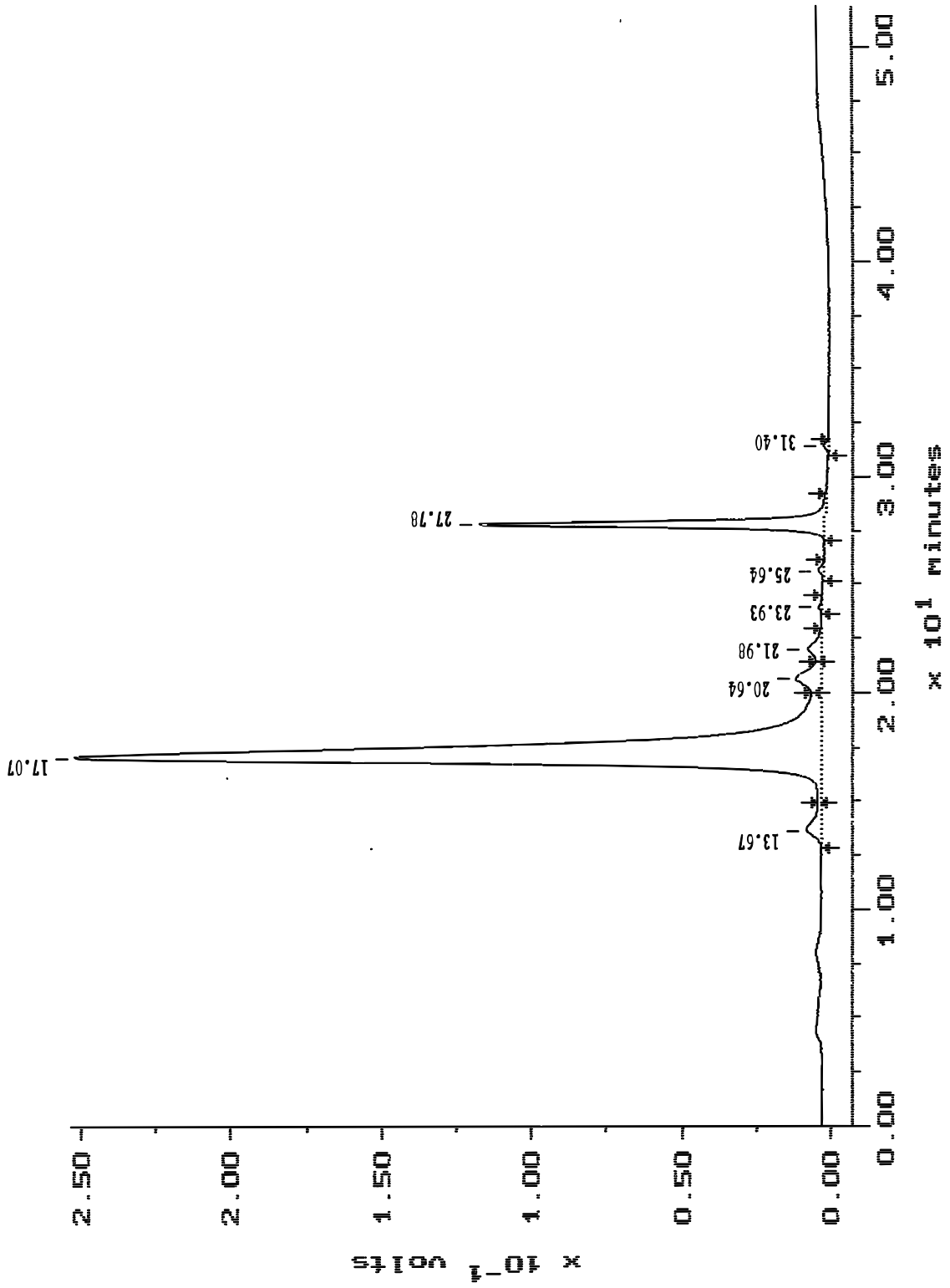

Abb. 11: Anthocyanspektrum der Erdbeeren der Sorte „Malling Pandora“

6.2 Versuchsplan 1

6.2.1 Messbegleitende Parameter

Sauerstoff

Das Erdbeermark wies 9,42 (± 1,53) mg/L Sauerstoff auf.

Der Nektar vor der Pasteurisation, nach dem Entgasen hatte einen Gehalt von 0,23 (± 0,06) mg/L.

Nach der Pasteurisation war im Nektar bei einem Vergleich aller Varianten durchschnittlich 0,38 (± 0,10) mg/L Sauerstoff enthalten.

Die Einzelwerte aller Varianten sind im Tabellenanhang in Tab. 30 ersichtlich.

pH-Wert

Im Erdbeermark herrschte ein pH-Wert von 3,42 (±0,01).

Der Nektar vor der Pasteurisation wies einen pH-Wert von 3,25 (±0,12) auf.

Dabei gab es beim Vergleich des Durchschnitts aller Varianten mit 40 % und aller Varianten mit 60 % Fruchtanteil (Tab. 11) einen ziemlich großen Unterschied. Die Chargen mit 40 % Fruchtanteil enthielten vor der Pasteurisation einen pH-Wert von 3,14 (±0,03), diejenigen mit 60 % Fruchtanteil hatten einen pH-Wert von 3,35 (±0,04).

Der Nektar nach der Pasteurisation hatte einen pH-Wert von 3,28 (± 0,11). Einen großen Unterschied innerhalb der Chargen mit den bei den Versuchen variierten Parametern gab es wiederum beim Vergleich des Durchschnitts aller Varianten mit 40 % bzw. aller Varianten 60 % Fruchtanteil. Der 40 prozentige Nektar wies einen pH-Wert von 3,18 (±0,06) auf, der 60 prozentige hatte einen pH-Wert von 3,38 (±0,05).

Die Einzelwerte aller Varianten finden sich im Tabellenanhang in Tab. 30.

Redoxpotential

Der Nektar wies vor der Pasteurisation ein Redoxpotential von 36 (±27) mV auf. Hier gab es große chargenbedingten Unterschiede sowohl bei den Nektarvarianten mit einem unterschiedlichen Fruchtgehalt und als auch den aus unterschiedlich behandelten Erdbeeren hergestellten Nektarchargen. So wies im ersten Fall der Durchschnitt aller Nektarvarianten mit 40 % Fruchtanteil ein Redoxpotential von 50 (±32) mV, der Durch-

schnitt aller Varianten mit 60 % Fruchtanteil eines von 22 (±17) mV auf. Beim Vergleich des Durchschnitts aller Varianten aus frisch verarbeiteten Erdbeeren und jener aus zuerst gefrorenen und dann nach dem Auftauen verarbeiteten Erdbeeren hatten erstgenannte ein Redoxpotential von 22 (±17) mV, letztgenannte wiesen einen Wert von 50 (±32) auf.

Der pasteurisierte Nektar hatte ein Redoxpotential von 35 (±32) mV. Wie vor der Pasteurisation schwankten auch hier die Werte der Varianten mit unterschiedlichem Fruchtgehalt stark. So enthielt der Durchschnitt aller Chargen mit 40 % Fruchtanteil einen Wert von 57 (±19) mV für das Redoxpotential, der Durchschnitt aller Varianten mit 60 % Frucht einen Wert von 14 (±26) mV.

Auch die Chargen mit unterschiedlich langer Pasteurisationsdauer hatten ein stark schwankendes Redoxpotential. Es betrug bei Berechnung des Durchschnittes der für 1 min pasteurisierten Varianten 53 (±25) mV und bei Berechnung des Durchschnittes der 30 min lang pasteurisierten Varianten 26 (±34) mV.

Die Einzelwerte aller Varianten stehen im Tabellenanhang in Tab. 30.

Brixgrade

Das Erdbeermark wies einen Gehalt von 9,8° (±0,4°) Brix auf.

Der Nektar nach dem Ausmischen enthielt 14° (±0°) Brix.

Titrierbare Säure

Das Erdbeermark enthielt 9,8 (±0,7) g/kg titrierbare Säure.

Der Nektar nach dem Ausmischen hatte einen Gehalt an titrierbarer Säure von 6,8 (±0) g/kg.

Pasteurisationseinheiten

Der pasteurisierte Nektar wies zwischen 12 (±0,5) Pasteurisationseinheiten (Erdbeeren nach Einfrieren verarbeitet, 40 % Fruchtgehalt, 80 °C Pasteurisationstemperatur, 1 min Pasteurisationsdauer) und 590 (±66) Pasteurisationseinheiten (Erdbeeren frisch verarbeitet, 40 % Fruchtgehalt, 90 °C Pasteurisationstemperatur, 30 min Pasteurisationsdauer) auf.

Innerhalb der bei der Pasteurisation variierten Parameter wies der Durchschnitt der mit 80 °C und jener der mit 90 °C pasteurisierten Nektarvarianten den größten Unterschied auf. Erstgenannte hatten 34 (± 14) Pasteurisationseinheiten, Letztgenannte 320 (±155) Pasteurisationseinheiten.

Doch auch die aufgrund der unterschiedlichen Pasteurisationsdauer verursachte Schwankung war naturgemäß sehr groß. So hatten bei Berechnung des Durchschnitts die pasteurisierten Nektarvarianten bei einer Pasteurisationsdauer von 1 min 80 (±69) Pasteurisationseinheiten, bei einer Pasteurisationsdauer von 10 min 138 (±120) Pasteurisationseinheiten, bei einer Pasteurisationsdauer von 20 min 209 (±185) Pasteurisationseinheiten und bei einer Pasteurisationsdauer von 30 min 281 (±257) Pasteurisationseinheiten.

In Abb. 12 wird sehr deutlich sichtbar, dass dieser große Unterschied bei der Berechnung des Durchschnittes der Pasteurisationseinheiten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer vor allem durch die unterschiedliche lange Pasteurisation bei einer Pasteurisationstemperatur von 90 °C zustande kommt, wohingegen bei einer Pasteurisationstemperatur von 80 °C bei steigender Pasteurisationsdauer nur ein sehr geringer Anstieg der Pasteurisationseinheiten zu beobachten ist.

Erwähnenswert ist ebenfalls, dass der Durschnitt aller aus frisch verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektarvarianten mit 202 (±209) Pasteurisationseinheiten eine Pasteurisation mit einem etwas höheren P-Wert erhielt, als der Durchschnitt aller aus zuerst gefrorenen und dann nach dem Auftauen verarbeiteten Erdbeeren hergestellten Nektarchargen mit 153 (±150) Pasteurisationseinheiten.

Die Einzelwerte aller Varianten sind im Tabellenanhang in Tab. 30 zu sehen.

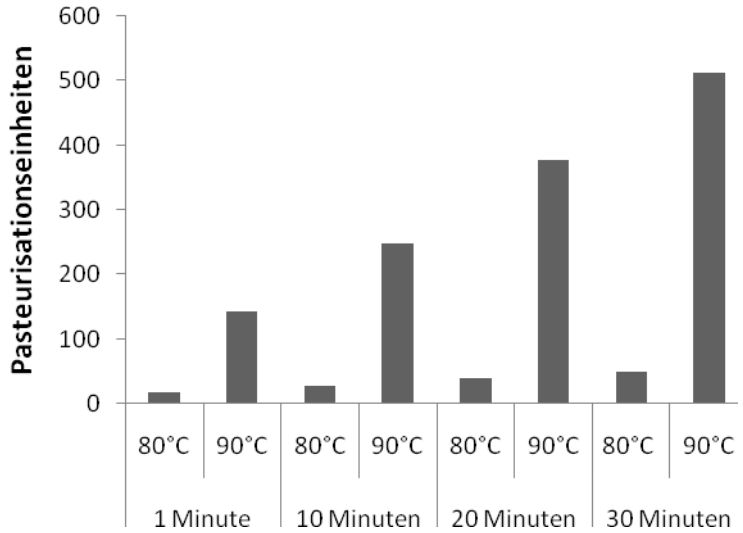

Abb. 12: Gehalt an Pasteurisationseinheiten bei steigender Pasteurisationsdauer und steigender Pasteurisationstemperatur

6.2.2 Momomere Anthocyane

Das Erdbeermark wies einen Gehalt an monomeren Anthocyanen von 252 (±8) mg/L auf.

Der fertige Nektar hatte bei Berechnung des Durchschnittes aller Varianten eine Konzentration von 140 (±32) mg/L. Diese sank während der Pasteurisation auf 115 (±31) mg/L, also um 18 %. Damit waren die monomeren Anthocyane in diesem Versuch stabiler als in der Literatur, denn dort kam es bei einer fünfminütigen Pasteurisation des Erdbeernektars mit 85 °C bereits zu einem Anthocyanverlust von 39 % (KLOPOTEK et al., 2005).

Nach einer Lagerzeit von 4 Wochen waren noch durchschnittlich 59 (+11) mg/L an monomeren Anthocyanen vorhanden, was einer Abnahme von 49 % während der Lagerung entspricht. Damit war die Stabilität der Erdbeeranthocyane in einem pasteurisierten Erdbeernektar während der Lagerung viel höher als in einem Erdbeersaft oder in einem Erdbeersaftkonzentrat. Denn in Versuchen mit einem pasteurisierten Erdbeersaft betrug die Abnahme der monomeren Anthocyane bereits nach 25 Tagen fast 80 % und bei einem Konzentrat schon nach 6 Tagen 57 %. Allerdings muss dazu angemerkt werden,

dass der Erdbeersaft bzw. das – konzentrat nur für 1 min mit 90 °C pasteurisiert wurde und die Lagerungstemperatur 25 °C statt 20 °C betrug (GARZON und WROLSTAD, 2002).

Die Einzelwerte der monomeren Anthocyane aller Varianten von Versuchsplan 1 sind im Tabellenanang in den Tab. 32, 34 und 37 zu sehen.

6.2.3 L-Ascorbinsäure

Das Erdbeermark hatte einen L-Ascorbinsäuregehalt von 454 (±27) mg/L. Der fertige Nektar vor der Pasteurisation enthielt dann bei Berechnung des Durchschnittes aller Varianten 240 (±52) mg/L L-Ascorbinsäure. Während der Pasteurisation sank dieser Gehalt auf 203 (±45) mg/L. Das entspricht einer Abnahme von 15 %. Damit war die L-Ascorbinsäure in diesem Versuch stabiler als in der Literatur, denn dort kam es bei einer fünfminütigen Pasteurisation des Erdbeernektars mit 85 °C bereits zu einem L-Ascorbinsäureverlust von 28 % (KLOPOTEK et al., 2005).

Nach 4 Wochen Lagerung gab es nur mehr durchschnittlich 97 (±28) mg/L L-Ascorbinsäure. Das entspricht einer Abnahme von 52 % während der Lagerung. Das zeigt, dass die L-Ascorbinsäure in einem pasteurisierten Erdbeernektar während der Lagerung stabiler ist als in einem Erdbeersaft bzw. einem Erdbeersaftkonzentrat. Denn in Versuchen mit pasteurisiertem Erdbeersaft war schon nach 20 Tagen Lagerung die komplette L-Ascorbinsäure zerstört, in Erdbeerkonzentraten bereits nach 5 Tagen ca. 66 %. Allerdings muss angemerkt werden, dass die in den Versuchen verwendeten Proben nur mit 90 °C für 1 min pasteurisiert wurden und die Lagertemperatur danach 25 °C betrug, also etwas höher als in den in dieser Diplomarbeit durchgeführten Versuchen war (GARZON und WROLSTAD, 2002).

Die Einzelwerte der L-Ascorbinsäure aller Varianten finden sich im Tabellenanhang in den Tab. 32, 34 und 37.

6.2.4 Einfluss der variierten Parameter

Um einen Einfluss der in Versuchsplan 1 variierten Parameter (Einfrieren, Erhöhung des Fruchtanteils, Erhöhung der Pasteurisationstemperatur, Erhöhung der Pasteurisati-

onsdauer) auf die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°), den Gehalt an monomeren Anthocyanen und den L-Ascorbinsäuregehalt feststellen zu können, wurden Effekte berechnet. Die Ergebnisse dieser Effekte sind in den Tab. 16, 17 und 18 ersichtlich.

Einfluss des Einfrierens der Erdbeeren vor der Verarbeitung

Das Einfrieren der Erdbeeren bei -18° C vor der Verarbeitung des Nektars führte während der Verarbeitung des Nektars und der darauffolgenden Pasteurisation zu keiner veränderten Farbabnahme (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) (a*/h° vor Pasteurisation: A: -0,001; a*/h° nach Pasteurisation: A: 0,000) (Tab. 16).

Während der Lagerung bewirkte es jedoch eine deutliche Stabilisierung der nach der Pasteurisation noch vorhandenen Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°)(a*/h° 2 Wochen nach Pasteurisation: A: 0,037, p = 0,01). Dieser deutliche und signifikant positive Effekt stieg im Laufe der Lagerung immer weiter an (z. B. a*/h° 4 Wochen nach Pasteurisation: A: 0,149, p = 0,001; a*/h° 8 Wochen nach Pasteurisation: A: 0,183, p = 0,001). Der Einfluss des Einfrierens der Erdbeeren vor dem Verarbeiten auf die Farberhaltung kann sehr gut auch in Abb. 13 gesehen werden.

Auf den Gehalt der monomeren Anthocyane während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Nektar hatte das Einfrieren der Erdbeeren einen signifikant negativen Einfluss (Gehalt an monomeren Anthocyanen vor Pasteurisation: A: - 26, p = 0,05), der während der Pasteurisation des Nektars sogar noch anstieg (Gehalt an monomeren Anthocyanen nach Pasteurisation: A: - 42, p = 0,001) (Tab. 17). Die nach der Pasteurisation noch vorhandenen monomeren Anthocyane erfuhren durch das Einfrieren jedoch eine signifikante Stabilisierung, was sich in der Verlängerung der Halbwertzeit der monomeren Anthocyane ausdrückte (HWZ der monomeren Anthocyane: A: 883, p =0,05). In Abb. 14 sieht man den unterschiedlichen Verlauf des Gehalts der monomeren Anthocyane bei der Variation der Verarbeitungsweise auch grafisch. Dabei sieht man, dass sich der Anthocyangehalt der aus eingefrorenen und danach aufgetaut verarbeiteten Erdbeeren hergestellten Nektarvarianten immer mehr an denjenigen der aus frisch verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektarchargen angleicht, weil der Letztgenannte stärker abnimmt (kürzere Halbwertszeit). Bereits 4 Wochen nach der Pasteurisation ist er schon annähernd gleich.

Bezogen auf die L-Ascorbinsäure bewirkte das Einfrieren der frischen Erdbeeren bei -18 °C eine vermehrte Zerstörung derselben während der Pasteurisation (Gehalt an L-Ascorbinsäure nach Pasteurisation: A: -12, p = 0,05). Ansonsten war kein signifikanter Einfluss feststellbar (Tab. 18).

Einfluss der Erhöhung des Fruchtgehaltes

Obwohl schon vor der Pasteurisation ein deutlicher und signifikanter Effekt vorhanden war (a*/h° vor Pasteurisation: B: 0,164, p = 0,01) und dieser durch die Pasteurisation des Nektars sogar noch zunahm (a*/h° nach Pasteurisation: B: 0,119, p = 0,001) übte eine Erhöhung des Fruchtgehaltes des Nektars von 40 % auf 60 % auf lange Sicht gesehen keinen Effekt auf die Farbstabilität (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) aus (Tab. 16). Denn der Effekt begann schon nach kurzer Lagerdauer leicht (a*/h° 2 Wochen nach Pasteurisation: B: 0,084, p = 0,001), danach aber sehr schnell zu sinken. Schon nach 4 Wochen Lagerzeit des Nektars war kein signifikanter Effekt des erhöhten Fruchtgehaltes mehr zu bemerken (a*/h° 4 Wochen nach Pasteurisation: B: 0,021). In Abb. 15 sieht man die Abnahme dieses Effektes auf die Farbstabilität des Nektars (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auch grafisch.

Auf die Stabilität der monomeren Anthocyane übte die Erhöhung des Fruchtgehaltes des Nektars von 40 % auf 60 % in etwa den gleichen Effekt, wie auf die Farbe aus (Tab. 17). Zuerst war der Einfluss während der Verarbeitung und nach der Pasteurisation signifikant und deutlich positiv (Gehalt an monomeren Anthocyanen vor Pasteurisation: B: 59, p = 0,01; Gehalt an monomeren Anthocyanen nach Pasteurisation: B: 40, p = 0,001). Dann begann er jedoch schnell zu sinken (Gehalt an monomeren Anthocyanen 4 Wochen nach Pasteurisation: B: 16, p = 0,001) und übte schlussendlich auf die Halbwertszeit sogar einen leicht negativen, wenn auch nicht signifikanten Einfluss aus (HWZ der monomeren Anthocyane: B: -337).

Auch auf die Stabilität der L-Ascorbinsäure übte eine Erhöhung des Fruchtanteils des Nektars von 40 % auf 60 % in etwa den gleichen Einfluss wie auf die Farberhaltung und –stabilisierung bzw. auf den Gehalt und Stabilisierung der monomeren Anthocyane aus (Tab. 18).

Während der Verarbeitung der Erdbeeren zum Nektar und nach der Pasteurisation gab es zunächst einen deutlich positiven, signifikanten Effekt auf die Stabilität der L-

Ascorbinsäure (Gehalt an L-Ascorbinsäure vor Pasteurisation: B: 85, p = 0,001; Gehalt an L-Ascorbinsäure nach Pasteurisation: B: 83, p = 0,001), danach sank dieser aber wieder deutlich (Gehalt an L-Ascorbinsäure 4 Wochen nach Pasteurisation: B: 29, p = 0,01). Auch auf die Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure konnte schlussendlich kein signifikanter Effekt festgestellt werden. In Abb. 16 kann man den abnehmenden Einfluss des erhöhten Fruchtgehaltes auf den Gehalt der L-Ascorbinsäure auch grafisch sehr gut sehen.

Einfluss der Erhöhung der Pasteurisationstemperatur

Die Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C übte während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Nektar und während der Pasteurisation des Nektars keinen signifikanten Einfluss auf die Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) aus. Erst während der Lagerung des Nektars kam es zu einer signifikanten Farbstabilisierung (Tab. 16). Ab einer Lagerzeit des Nektars von 4 Wochen war ein signifikant positiver Effekt bemerkbar, der mit der Zeit immer mehr anstieg (a*/h° 4 Wochen nach Pasteurisation: C: 0,048, p = 0,05; a*/h° 10 Wochen nach Pasteurisation: C: 0,094, p = 0,01).
In Abb. 17 sieht man den Einfluss der erhöhten Pasteurisationstemperatur auf die Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auch grafisch.
Bezogen auf die monomeren Anthocyane führte eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C während der Pasteurisation des Nektars zu einer vermehrten Anthocyanzerstörung (Gehalt an monomeren Anthocyanen nach Pasteurisation: C: -26, p = 0,01) (Tab. 17). Während der Lagerung jedoch wurden die noch vorhandenen monomeren Anthocyane signifikant stabilisiert, was an einer deutlich höheren Halbwertszeit sichtbar war (HWZ der monomeren Anthocyane: C: 808, p = 0,05).
Bei der L-Ascorbinsäure bewirkte eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C eine vermehrte Zerstörung derselben durch die Pasteurisation (Gehalt an L-Ascorbinsäure nach Pasteurisation: C: -13, p = 0,05) (Tab. 18). Ansonsten konnte kein Effekt festgestellt werden.

Einfluss der Erhöhung der Pasteurisationsdauer

Eine Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min übte während der Pasteurisation des Nektars keinen signifikanten Einfluss auf die Farbe (ausgedrückt als Akzep-

tanzfaktor a*/h°) aus. Während der Lagerung wurde die noch vorhandene Farbe jedoch signifikant stabilisiert (Tab. 16). Der erste signifikante Effekt war nach 4 Wochen Lagerzeit des Nektars sichtbar (a*/h° 4 Wochen nach Pasteurisation: D: 0,047, p = 0,05). Er stieg ab diesem Zeitpunkt kontinuierlich an (z. B. a*/h° 8 Wochen nach Pasteurisation: D: 0,069, p = 0,05).

Abb. 18 liefert eine grafische Darstellung des soeben besprochenen Effekts auf die Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°).

Bei genauerer Analyse auch der anderen Pasteurisationszeiten (10 min, 20 min) zeigte sich das die Stabilität der roten Erdbeerfarbe nicht kontinuierlich mit einer längeren Pasteurisationsdauer anstieg, sondern erst nach 30 min ein positiver Effekt auftrat. Das sieht man in Abb. 19 sehr gut.

Auf die monomeren Anthocyane übte die verlängerte Pasteurisationsdauer keinen nennenswerten, signifikanten Effekt aus (Tab. 17).

In Bezugnahme auf die L-Ascorbinsäure bewirkte eine längere Pasteurisation zunächst eine vermehrte Zerstörung derselben (Gehalt an L-Ascorbinsäure nach Pasteurisation: D: -22, p = 0,001) (Tab. 18). Die nicht zerstörte L-Ascorbinsäure war während der Lagerung in einem länger pasteurisierten Nektar allerdings stabiler, was sich nach 4 Wochen Lagerung an einem signifikant positiven Effekt auf den Gehalt der L-Ascorbinsäure (Gehalt an L-Ascorbinsäure 4 Wochen nach Pasteurisation: D: 34, p = 0,001) und an einer höheren Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure (HWZ der L-Ascorbinsäure: D: 547, p = 0,01) äußerte.

In Abb. 20 sieht man bei den beiden variierten Haltezeiten von 1 min und 30 min den Unterschied im Gehalt der L-Ascorbinsäure nach der Pasteurisation und 4 Wochen danach auch grafisch sehr gut.

Tab. 16: Effektberechnung für die Farbe (ausgedrückt als a*/h°) (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Einfrieren, B = Effekt durch Erhöhung des Fruchtgehaltes von 40 % auf 60 %, C = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, D = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001)

	Vor Pasteur	**Nach Pasteur**	**Nach 2 Wochen**	**Nach 4 Wochen**	**Nach 6 Wochen**	**Nach 8 Wochen**	**Nach 10 Wochen**	**Nach 12 Wochen**
T	0,904	0,942	0,923	0,782	0,694	0,625	0,567	0,529
A	-0,001	0,000	**0037****	**0,149*****	**0,180*****	**0,183*****	**0,197*****	**0,191*****
B	**0,164****	**0,119*****	**0,084*****	0,021	0,022	0,027	0,024	0,029
AB	0,015	-0,021	**-0,028***	-0,017	-0,032	-0,034	-0,036	-0,030
C		0,021	0,017	**0,048***	**0,068***	**0,087****	**0,094****	**0,081****
AC		0,013	-0,009	-0,010	-0,015	0,007	-0,004	0,002
BC		-0,010	0,006	0,029	0,033	0,027	0,038	0,035
ABC		-0,008	-0,003	-0,013	-0,026	-0,007	-0,021	-0,018
D		0,010	0,014	**0,047***	0,057	**0,069***	**0,083***	**0,089***
AD		-0,002	-0,010	-0,022	-0,018	0,000	-0,014	-0,004
BD		0,003	0,002	0,013	0,032	0,027	0,026	0,023
ABD		0,001	-0,001	-0,005	-0,031	-0,031	-0,031	-0,024
CD		0,001	0,006	0,027	0,048	0,050	0,036	0,041
ACD		0,012	-0,008	-0,020	-0,033	-0,006	-0,029	-0,010
BCD		0,009	0,003	0,015	0,031	0,031	0,022	0,022
ABCD		0,007	-0,001	-0,012	-0,023	-0,021	-0,019	-0,014

Tab. 17: Effektberechnung für den Gehalt und die Stabilisierung der monomeren Anthocyane (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Einfrieren, B = Effekt durch Erhöhung des Fruchtgehaltes von 40 % auf 60 %, C = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, D = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001)

	Vor Pasteur	**Nach Pasteur**	**Nach 4 Wochen**	**HWZ**
T	139	112	59	1073
A	**-26***	**-42*****	0	**883***
B	**59****	**40*****	**16*****	-337
AB	-17	-15	-7	-402
C		**-26****	3	**808***
AC		-3	0	610
BC		-9	5	-191
ABC		8	-4	-399
D		-14	-2	-47
AD		5	-4	-254
BD		3	4	124
ABD		-3	-3	42
CD		-8	-2	-134
ACD		11	-2	-315
BCD		-1	1	173
ABCD		2	-1	65

Tab. 18: Effektberechnung für den Gehalt und für die Stabilisierung der L-Ascorbinsäure (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Einfrieren, B = Effekt durch Erhöhung des Fruchtgehaltes von 40 % auf 60 %, C = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, D = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001)

	Vor Pasteur	**Nach Pasteur**	**Nach 4 Wochen**	**HWZ**
T	228	203	97	768
A	-16	**-12***	-15	-82
B	**85*****	**83*****	**29****	-141
AB	-3	6	-6	-183
C		**-13***	9	304
AC		-1	-5	-36
BC		0	6	40
ABC		1	-4	-188
D		**-22*****	**34*****	**547****
AD		-2	-2	20
BD		0	9	-39
ABD		3	-4	-215
CD		0	**17***	**356***
ACD		-1	-3	-47
BCD		1	7	-5
ABCD		0	-3	-136

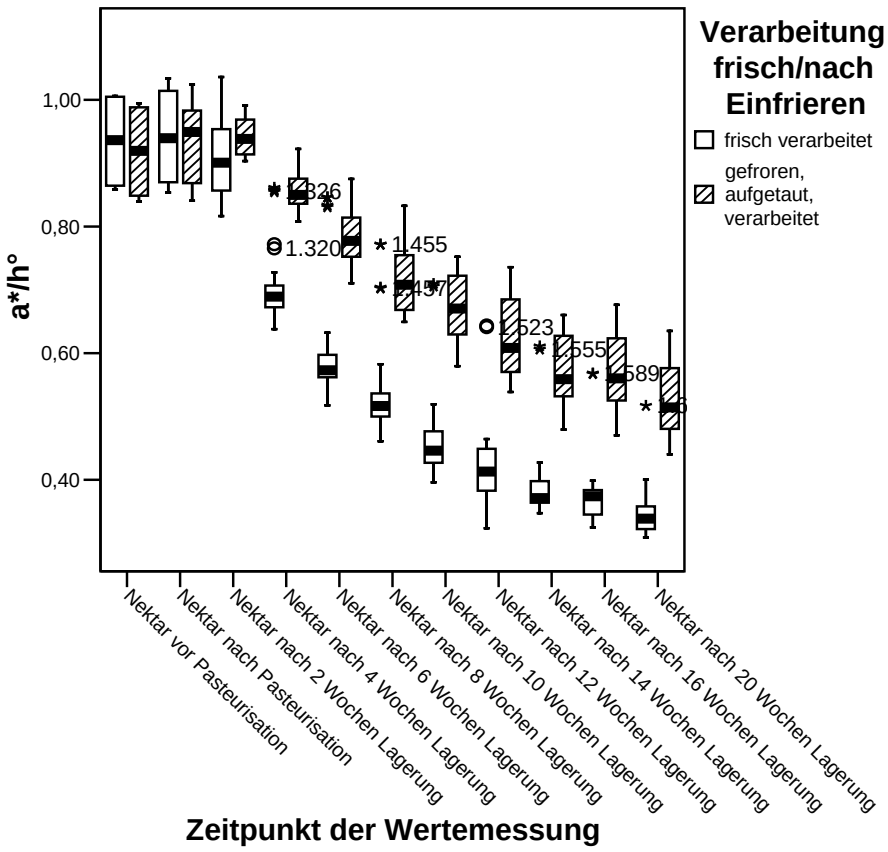

Abb. 13: Farbverlauf (ausgedrückt durch a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung

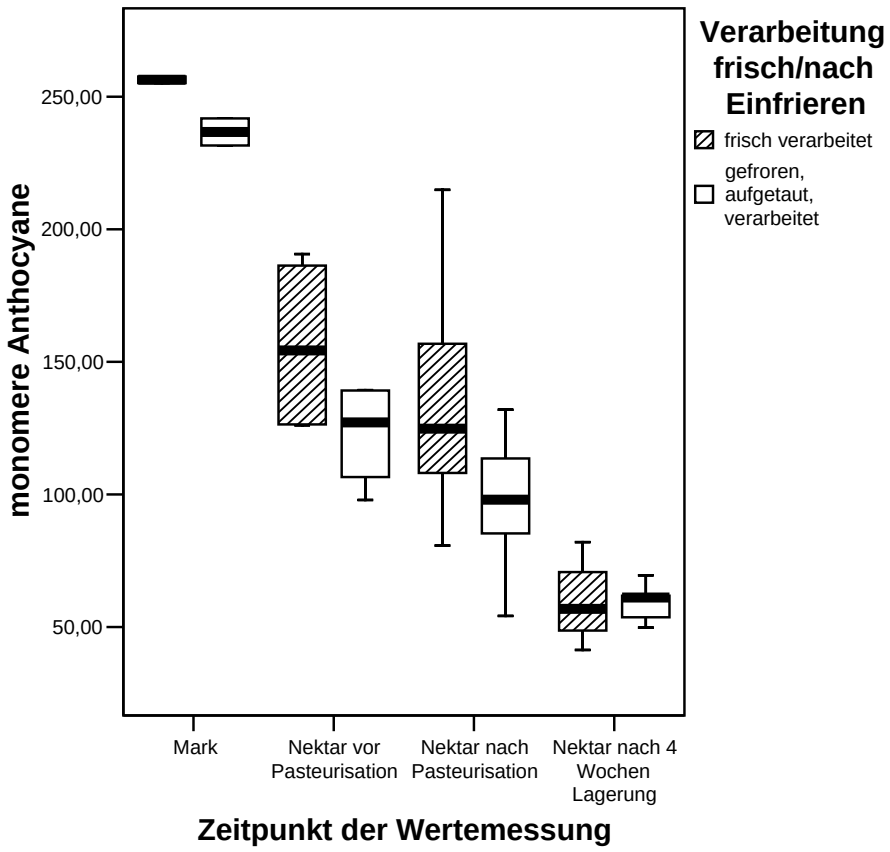

Abb. 14: Zeitlicher Verlauf des Gehaltes der monomeren Anthocyane [mg/L] bei unterschiedlicher Verarbeitung

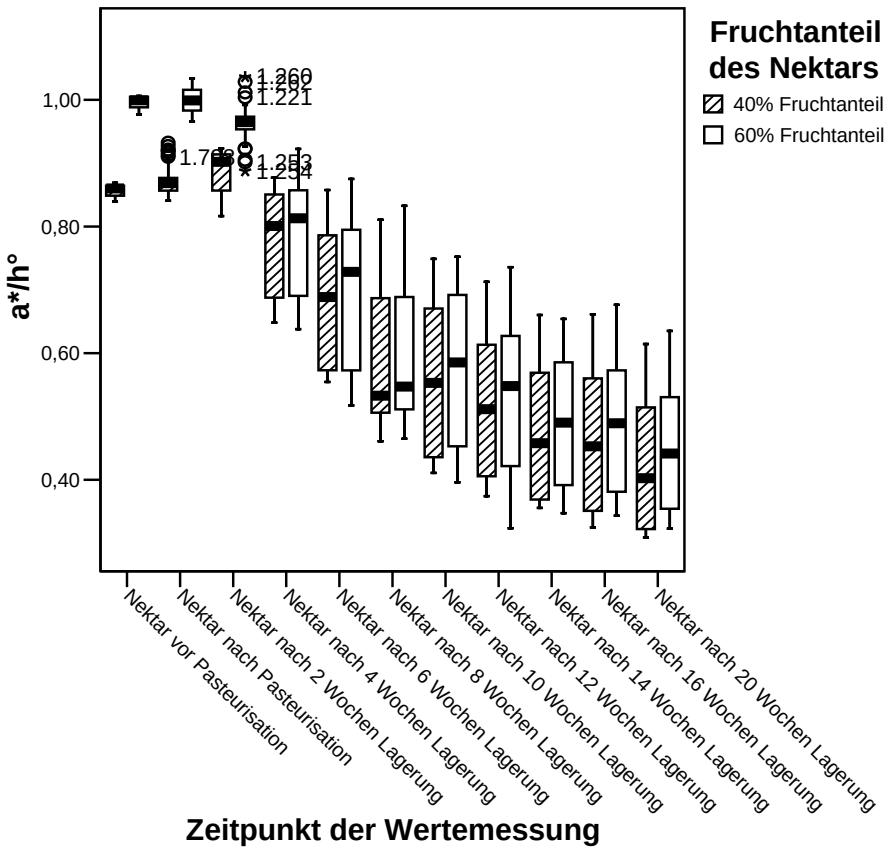

Abb. 15: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlichem Fruchtgehalt

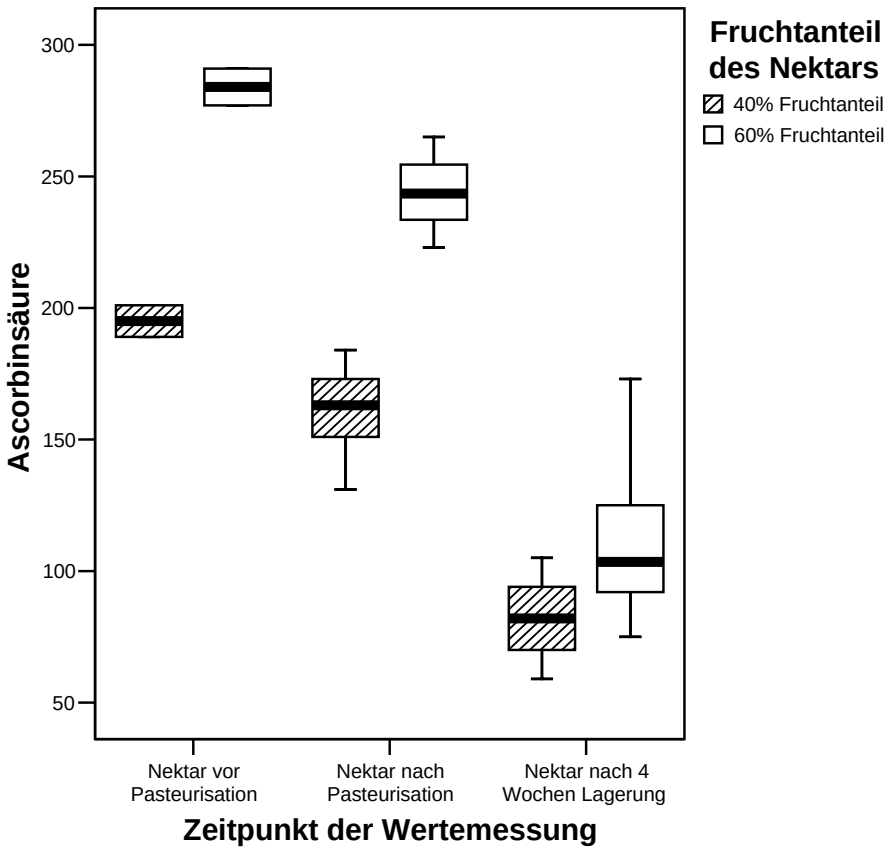

Abb. 16: Zeitlicher Verlauf des L-Ascorbinsäuregehaltes [mg/L] bei unterschiedlichem Fruchtgehalt

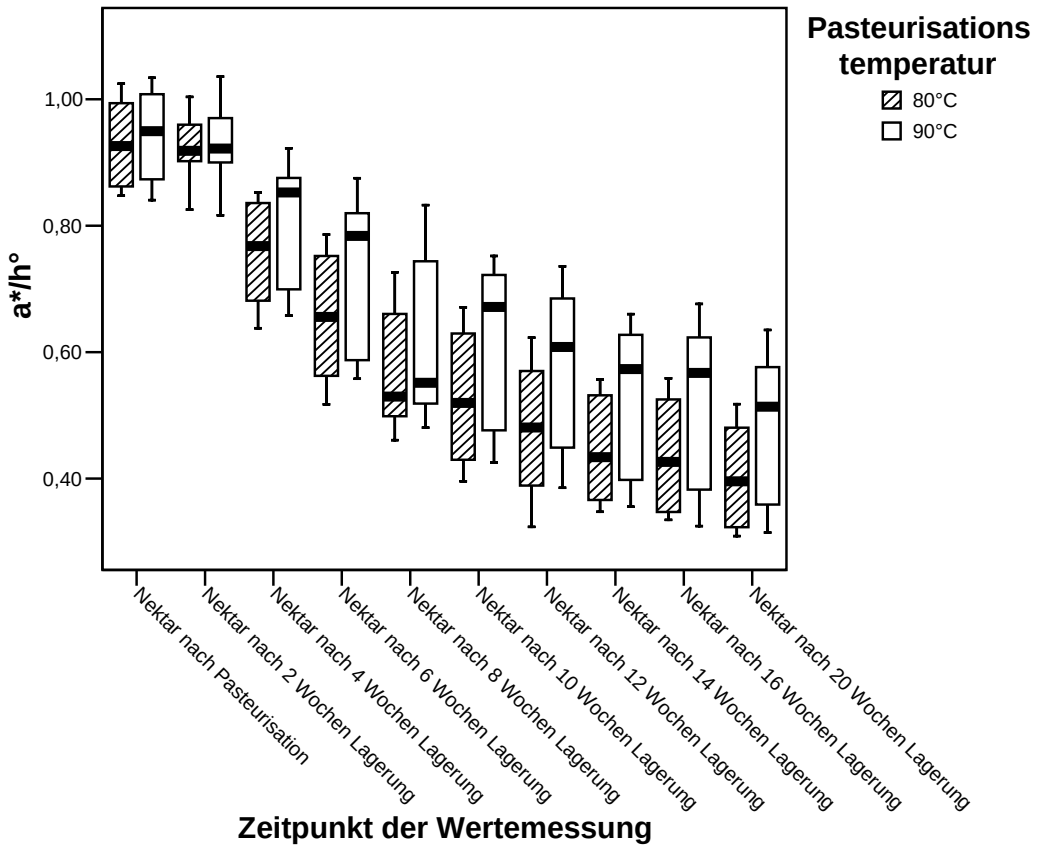

Abb. 17: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationstemperatur

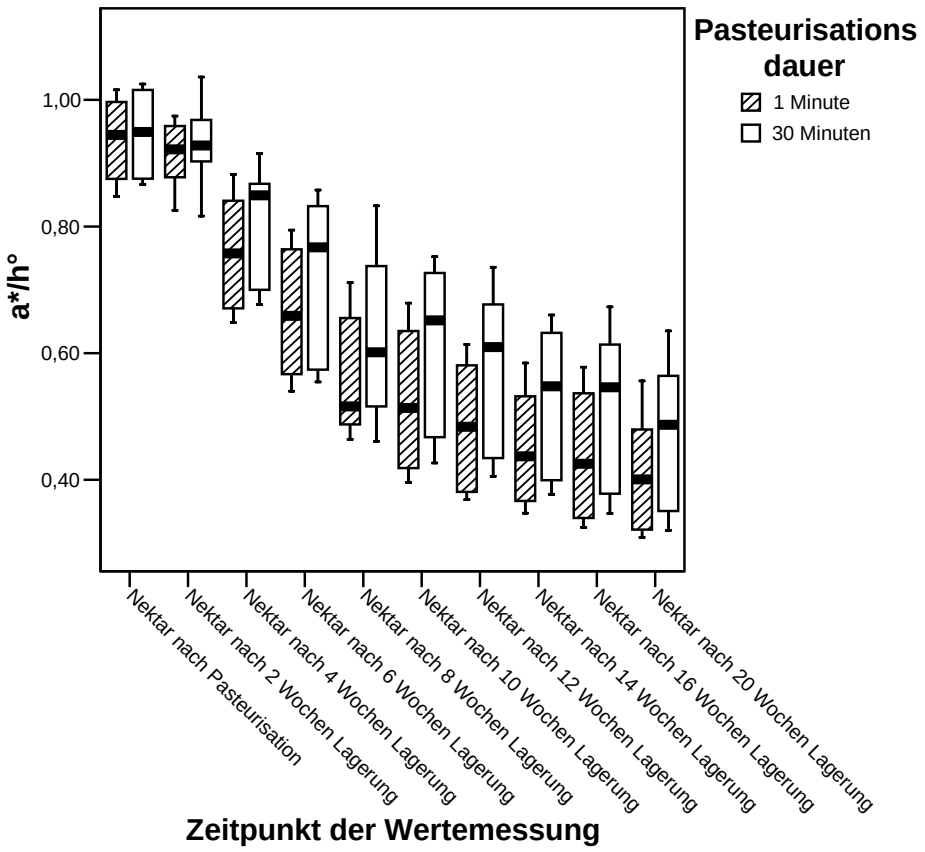

Abb. 18: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer von 1 min und 30 min

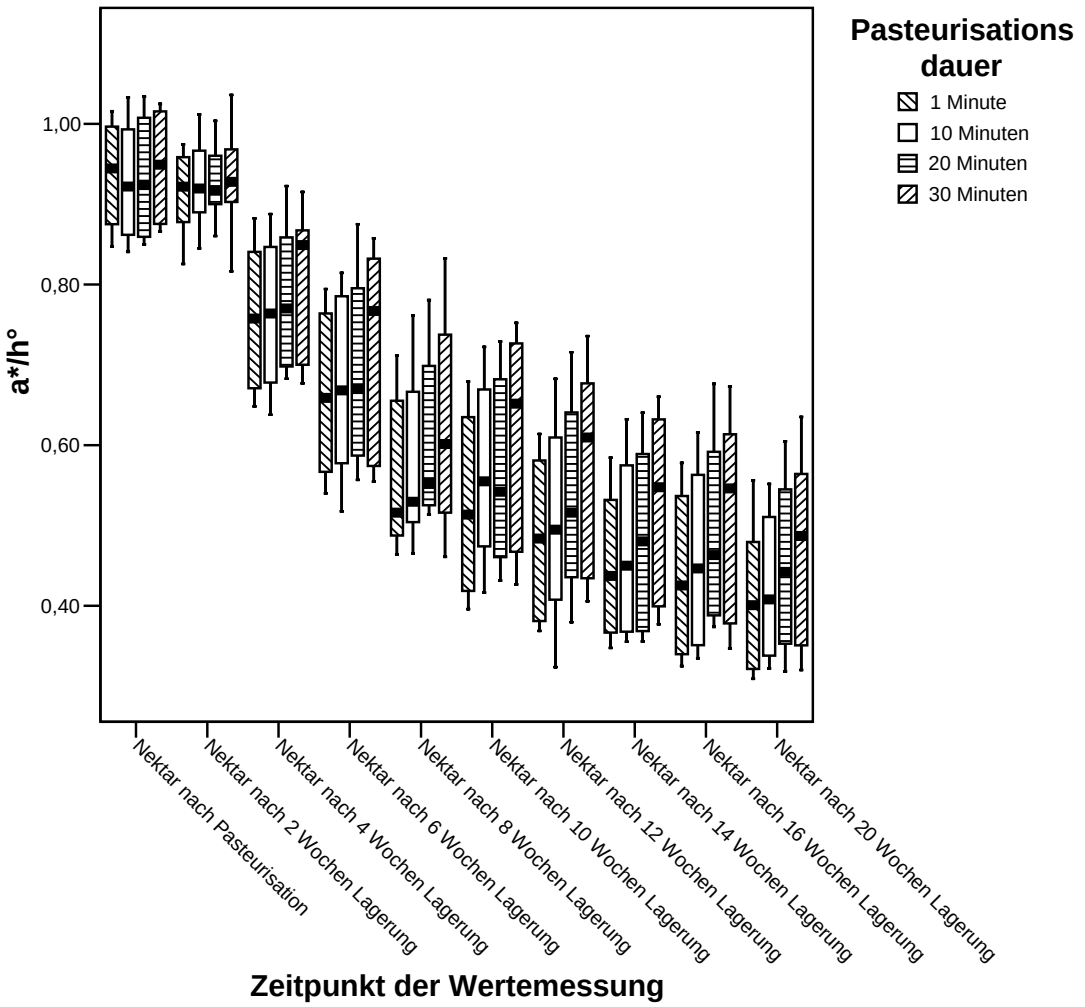

Abb. 19: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer

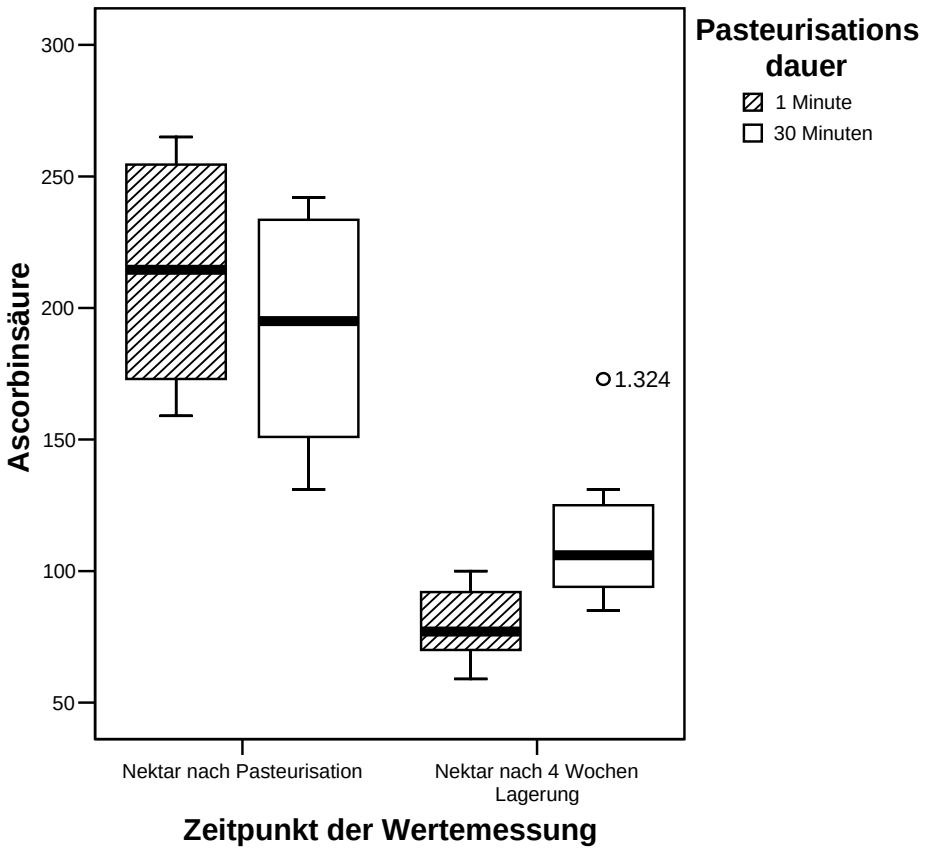

Abb. 20: Zeitlicher Verlauf des L-Ascorbinsäuregehaltes (mg/L) bei unterschiedlicher Verarbeitung

6.3 Versuchsplan 2

6.3.1 Messbegleitende Parameter

Sauerstoff

Im Erdbeermark waren 7,44 mg/L Sauerstoff vorhanden.

Im Nektar vor der HTST-Pasteurisation betrug der Sauerstoffgehalt bei einer Berechnung des Durchschnittes aller Nektarvarianten 0,42 (+0,08) mg/L. Dabei hatte Variante VP2-7 mit 0,31 (±0,06) mg/L eindeutig den niedrigsten Gehalt an Sauerstoff.

Nach der HTST-Pasteurisation war die Konzentration an Sauerstoff durchschnittlich 1,15 (±0,90) mg/L. Dabei war der Unterschied zwischen den einzelnen Varianten größer als davor. Der Bereich ging von 0,51 (±0,33) mg/L bei Variante VP2-1 bis 2,67 (±0,10) mg/L bei Variante VP2-2. Allerdings muss angemerkt werden, dass nur Variante VP2-5 mit 2,28 (±0,39) mg/L einen annähernd so hohen Sauerstoffgehalt aufwies, als Variante VP2-2.

Die genauen Werte des Sauerstoffgehaltes aller Nektarvarianten vor und nach der HTST-Pasteurisation sind in Tab. 19 ersichtlich.

pH-Wert

Das Erdbeermark wies einen pH-Wert von 3,53 auf.

Die Nektarvarianten vor der HTST-Pasteurisation hatten einen pH-Wert von durchschnittlich 3,17 (±0,01).

Nach der HTST-Pasteurisation betrug der pH-Wert der Nektarvarianten durchschnittlich 3,24 (±0,10). Der pH-Bereich, in dem die Nektarchargen lagen, vergrößerte sich dabei ein wenig gegenüber demjenigen vor der HTST-Pasteurisation. Das lag vor allem an Variante VP2-1, die einen pH-Wert von 3,47 (±0,03) aufwies. Alle restlichen Varianten lagen zwischen 3,17 (±0) (Variante VP2-2) und 3,23 (±0,04) (Variante VP2-5).

Bei der Untersuchung des pH-Wertes muss jedoch zusätzlich angemerkt werden, dass sich im Dampfinjektor der Firma Maklad vor den Versuchen durch das in Klosterneuburg verwendete sehr harte Wasser bei den hohen HTST-Pasteurisationstemperaturen Kalkablagerungen gebildet hatten. Diese wurden zwar entfernt, es blieb anscheinend aber ein kleiner Rest noch übrig, welcher sich auf die erste produzierte Variante ausüb-

te. Das erklärt den unerklärlich hohen pH-Wert von Variante VP2-1 gegenüber den anderen Varianten und zusätzlich einige andere weiter unten besprochenen Ergebnisse.
Die genauen Werte des pH-Wertes aller Nektarchargen vor und nach der HTST-Pasteurisation sind in Tab. 19 aufgelistet.

Redoxpotential

Vor der HTST-Pasteurisation wies der Nektar bei Berechnung des Durchschnittes aller Varianten ein Redoxpotential von 65 (±22) mV auf.
Nach der HTST-Pasteurisation gab es ein Redoxpotential von durchschnittlich 58 (±29) mV. Hier vergrößerte sich der Bereich des Redoxpotentials gegenüber demjenigen von vor der HTST-Pasteurisation. Er lag zwischen 21 (±12) mV bei Variante VP2-6 bzw. 21 (±13) mV bei Variante VP2-1 und 95 (±1) mV bei Variante VP2-2.
In Tab. 19 sind die genauen Werte des Redoxpotentialgehaltes aller Nektarvarianten vor und nach der HTST-Pasteurisation dargestellt.

Brixgrade

Das Erdbeermark wies einen Gehalt von 7° Brix auf.
Beim vollständig ausgemischten Nektar lag der Bereich der Brixgrade zwischen 12° Brix (Variante VP2-5) und 15° Brix (Varianten VP2-2 und VP2-7) auf. Eine Berechnung des Durchschnittes aller Nektarvarianten war bei der HTST-Pasteurisation nicht sinnvoll, was in Kap. 7.2 noch genauer besprochen wird.
Bei der Untersuchung der Brixgrade muss allerdings beachtet werden, dass die Einstellung der für die HTST-Pasteurisation vorgesehenen Temperatur im Dampfinjektor der Firma Maklad sehr schwer gefallen ist. Deshalb gelangte in Variante VP2-5, welche die erste mit der sehr hohen HTST-Pasteurisationstemperatur von 120 °C behandelte Nektarvariante war, viel zu viel Wasser. In Beachtung dieses Hintergrundes sind die sehr niedrigen Brixgrade und einige andere Ergebnisse von Variante VP2-5 erklärbar. Aus diesem Grund wird Variante VP2-5, wie schon Variante VP2-1 aus der in Kap. 7 vorgenommenen Interpretation der Ergebnisse herausgenommen. Für diese werden schlussendlich nur die Ergebnisse der Varianten VP2-2, VP2-3, VP2-4, VP2-6 und VP2-7 herangezogen.

Die genauen Brixgradwerte aller fertig ausgemischten Nektarvarianten sind in Tab. 19 aufgelistet.

Titrierbare Säure

Im Erdbeermark waren 9,3 (±0,3) g/kg titrierbare Säure enthalten.

Vor der HTST-Pasteurisation wies der Nektar bei einer Berechnung des Durchschnittes aller Varianten 8,9 (±0,3) g/kg titrierbare Säure auf.

Nach der HTST-Pasteurisation gab es in den Nektarvarianten durchschnittlich 6,1 (+1,5) g/kg titrierbare Säure. Dabei war der Bereich des Gehaltes an titrierbarer Säure viel größer als vor der HTST-Pasteurisation. Er lag zwischen 2,9 (±0,3) g/kg (Variante VP2-1) und 7,5 (±0,0) g/kg (Variante VP2-3).

Bei der Untersuchung der titrierbaren Säure muss jedoch beachtet werden, dass der niedrige Wert von Variante VP2-1 auch aufgrund der beim Unterpunkt „pH-Wert“ schon erwähnten Schwierigkeiten zustande kommt.

Die genauen Werte des Gehaltes an titrierbarer Säure aller Nektarvarianten vor und nach der Temperatureinwirkung können in Tab. 19 nachgelesen werden.

Pasteurisationseinheiten

In Abb. 21 sieht man den Gehalt der Pasteurisationseinheiten (P-Wert) in den 7 HTST-pasteurisierten Nektarvarianten. Dabei fällt besonders auf, dass Variante VP2-6 mit 15325 Pasteurisationseinheiten eindeutig den höchsten Gehalt aufweist. Die wenigsten Pasteurisationseinheiten während der HTST-Pasteurisation bekamen die Varianten VP2-1 und VP2-3 mit jeweils 165. Die Varianten VP2-2 und VP2-4 wiesen einen P-Wert von jeweils 305 Pasteurisationseinheiten auf. Variante VP2-5 hatte einen P-Wert von 2175 Pasteurisationseinheiten und Variante VP2-7 bekam 2900 Pasteurisationseinheiten während der HTST-Pasteurisation.

Tab. 19: Durchschnittlicher Gehalt aller Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Brixgrade, titrierbare Säure) zu allen verschiedenen Messzeitpunkten (vor/nach HTST = vor/nach Hochtemperaturkurzzeitpasteurisation, n. A. = nach dem Ausmischen)

Variante	**Sauerstoff [mg/L]**		**pH-Wert**		**Redoxpotential [mV]**		**Brix°**	**Titrierbare Säure [g/kg]**	
	Vor HTST	**Nach HTST**	**Vor HTST**	**Nach HTST**	**Vor HTST**	**Nach HTST**	**n. A.**	**Vor HTST**	**Nach HTST**
VP2-1	0,43 (±0,07)	0,51 (±0,33)	3,18 (±0,01)	3,47 (±0,03)	40 (±14)	21 (±13)	14,5	8,6 (±0,1)	2,9 (±0,1)
VP2-2	0,43 (±0,07)	2,67 (±0,10)	3,18 (±0,01)	3,17 (±0)	40 (±14)	95 (±1)	15	8,6 (±0,1)	6,1 (±0,1)
VP2-3	0,44 (±0,10)	0,66 (±0,06)	3,17 (±0,01)	3,21 (±0,02)	81 (±6)	58 (±6)	13	9,0 (±0,1)	7,5 (±0)
VP2-4	0,44 (±0,10)	0,83 (±0,24)	3,17 (±0,01)	3,20 (±0,01)	81 (±6)	54 (±4)	13	9,0 (±0,1)	6,7 (±0,1)
VP2-5	0,44 (±0,10)	2,28 (±0,39)	3,17 (±0,01)	3,23 (±0,04)	81 (±6)	89 (±8)	12	9,0 (±0,1)	5,4 (±0,1)
VP2-6	0,44 (±0,10)	0,58 (±0,18)	3,17 (±0,01)	3,19 (±0)	81 (±6)	21 (±12)	13	9,0 (±0,1)	6,7 (±0,2)
VP2-7	0,31 (±0,06)	0,53 (±0,04)	3,15 (±0,01)	3,21 (±0,03)	52 (±35)	66 (±6)	15	9,4 (±0,1)	7,3 (±0,1)

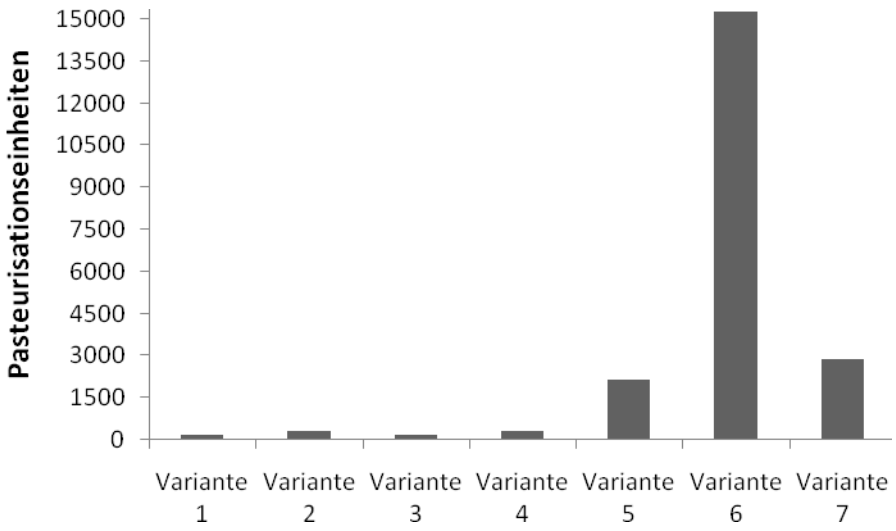

Abb. 21: Gehalt an Pasteurisationseinheiten (P-Wert) bei den 7 HTST-pasteurisierten Nektarvarianten

6.3.2 Farbe

Der Farbverlauf aller in diesem Versuchsplan hergestellten HTST-pasteurisierten Nektarvarianten ist in Abb. 22 dargestellt. Dabei sieht man, dass vor allem Variante VP2-1 eine sehr geringe Farbstabilität (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) aufweist, was wiederum mit oben besprochenen Schwierigkeiten zusammenhängt (Kap. 6.3.1).

Am besten bleibt die Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) bei den Varianten VP2-4 und VP2-6 erhalten.

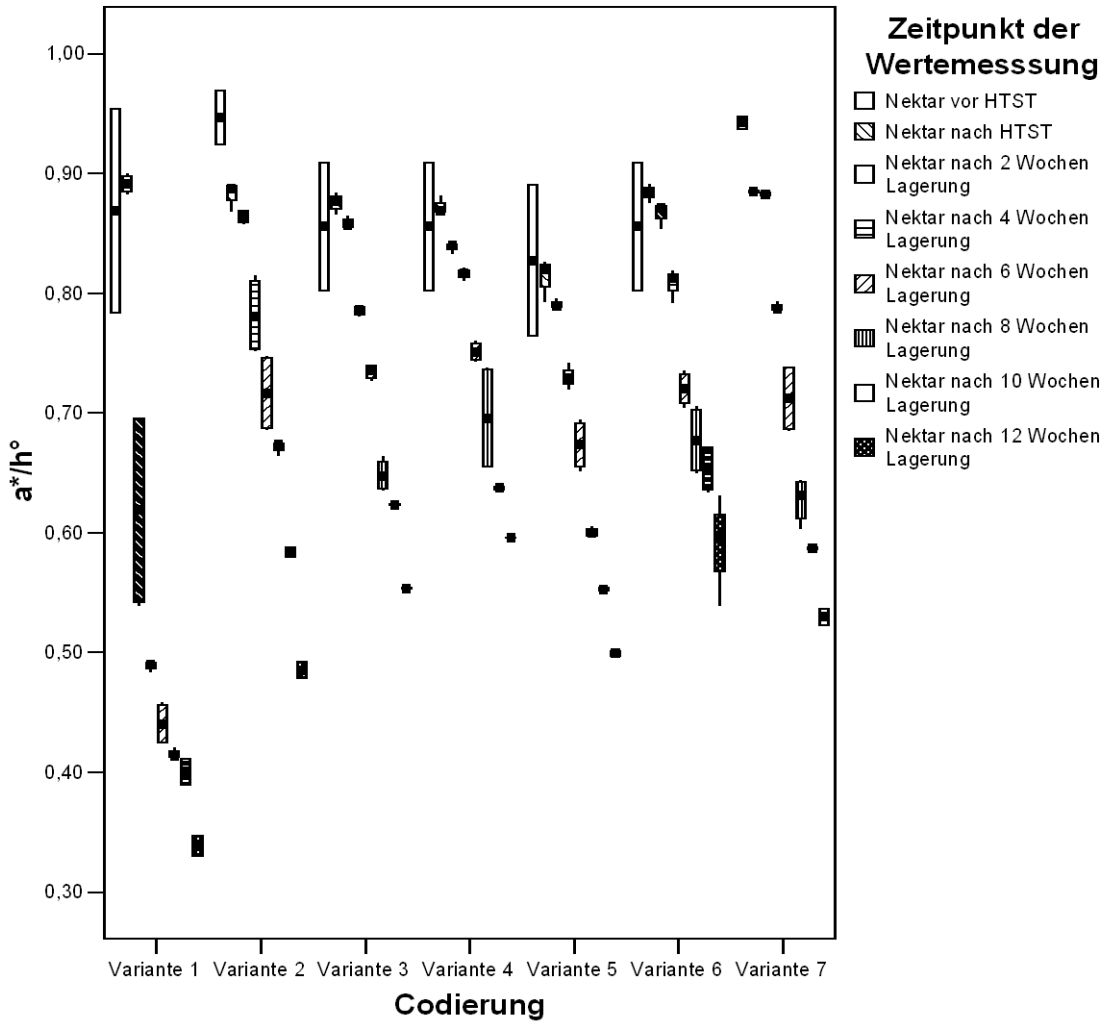

Abb. 22: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der HTST-pasteurisierten Nektarvarianten (Varianten VP2-1 bis VP2-7)

6.3.3 Monomere Anthocyane

Das Erdbeermark enthielt 216 (±1) mg/L monomere Anthocyane. Damit ist dieser Wert höher als derjenige in den frischen Erdbeerstücken. Der Grund dafür liegt vermutlich darin, dass für die Bestimmung der monomeren Anthocyane in den frischen Erdbeeren nur fünf Stücke analysiert wurden, welche in diesem Fall anscheinend alle weniger Anthocyane als der Durchschnitt aufwiesen.

Vor der HTST-Pasteurisation wurden bei den 7 Nektarvarianten durchschnittlich 123 (±7) mg/L monomere Anthocyane gemessen. Dabei wies Variante VP2-1 mit 132 (±13) mg/L den höchsten Gehalt an monomeren Anthocyanen auf, Variante VP2-3 mit 118 (±2) mg/L den niedrigsten.

Nach der HTST-Pasteurisation waren durchschnittlich 96 (±17) mg/L monomere Anthocyane vorhanden. Das entspricht einer generellen Abnahme von 22 %. Konkret hatte dabei Variante VP2-7 mit 116 (±2) mg/L den höchsten Gehalt an monomeren Anthocyanen, die Varianten VP2-4 und VP2-5 mit 77 (±9) mg/L bzw. 77 (±2) mg/L den niedrigsten. Ein Vergleich mit der Literatur ist schwierig, weil dort immer Normalpasteurisation anstelle von HTST-Pasteurisation als Erhitzungsmethode angewandt wird. Verglichen mit Normalpasteurisation jedoch, waren die monomeren Anthocyane in diesem Versuch stabiler als in der Literatur, denn dort kam es nach fünfminütiger Temperatureinwirkung von 85 °C zu einem Verlust von 39 % der monomeren Anthocyane (KLOPOTEK et al., 2005).

Nach 4 Wochen Lagerung betrug der Gehalt an monomeren Anthocyanen durchschnittlich 66 (±4) mg/L. Das entspricht einer Abnahme von 31 % gegenüber dem unmittelbar nach der HTST-Pasteurisation vorliegenden Wert. Dabei wies Variante VP2-2 mit 60 (±2) mg/L den höchsten Gehalt an monomeren Anthocyanen auf, Variante VP2-4 mit 68 (±1) mg/L den niedrigsten. Auch hier ergibt sich beim Vergleich mit der Literatur das gleiche Problem wie bei der HTST-Pasteurisation. Die in den Versuchen der Literatur gelagerten Erdbeerproben wurden alle vorher normalpasteurisiert und nicht HTST-pasteurisiert. Am besten konnte dabei noch ein für 1 min mit 90 °C pasteurisierter Erdbeersaft bzw. ein Erdbeersaftkonzentrat als Vergleich mit einem HTST-pasteurisierten Erdbeernektar dienen. Dabei bestätigte sich die bei der Normalpasteurisation in Kap. 6.2.2 bereits besprochene Beobachtung von Versuchsplan 1, dass die Stabilität der Erdbeeranthocyane in dem Erdbeernektar während der Lagerung viel höher als in dem Erdbeersaft bzw. in dem Erdbeersaftkonzentrat war.

Die Halbwertszeit der monomeren Anthocyane betrug durchschnittlich 1627 (±970) h. Sie lag zwischen 866 h bei den Varianten VP2-2 bzw. VP2-7 und 3466 h bei Variante VP2-4.

In Tab. 20 ist der Gehalt an monomeren Anthocyanen von den 7 HTST-pasteurisierten Nektarvarianten vor der HTST- Pasteurisation, gleich danach und nach 4 Wochen Lagerung, sowie deren Halbwertszeit ersichtlich.

Tab. 20: Durchschnittlicher Gehalt an monomeren Anthocyanen [mg/L] aller HTST-pasteurisierten Nektarvarianten zu verschiedenen Zeitpunkten (HWZ = Halbwertszeit)

Variante	**Vor HTST**	**Nach HTST**	**Nach 4 Wochen**	**HWZ [h]**
VP2-1	132 (±13)	94 (±1)	64 (±3)	1155
VP2-2	120 (±4)	106 (±8)	60 (±2)	866
VP2-3	118 (±2)	85 (±2)	64 (±1)	1733
VP2-4	122 (±8)	77 (±9)	68 (±1)	3466
VP2-5	122 (±8)	77 (±2)	64 (±2)	2310
VP2-6	122 (±8)	115 (±1)	73 (±6)	990
VP2-7	125 (±4)	116 (±2)	67 (±1)	866

6.3.4 L-Ascorbinsäure

Im Erdbeermark war 345 (±1) mg/L L-Ascorbinsäure enthalten.

Vor dem Pasteurisationsvorgang gab es in den Nektarvariaten durchschnittlich 157 (±12) mg/L L-Ascorbinsäure. Dabei wies Variante VP2-2 mit 175 (±1) mg/L den höchsten L-Ascorbinsäuregehalt auf und Variante VP2-5 mit 137 (±1) mg/L den niedrigsten.

Nach der HTST-Pasteurisation betrug der L-Ascorbinsäuregehalt durchschnittlich 146 (±14) mg/L. Das entspricht einer Abnahme der L-Ascorbinsäure von 7 % durch die HTST-Pasteurisation. Dabei enthielt Variante VP2-2 mit 165 (±0) mg/L die meiste L-Ascorbinsäure und die Varianten VP2-5 und VP2-7 mit jeweils 127 (±1) mg/L die wenigste. Ein Vergleich mit der Literatur ist schwierig, weil dort immer Normalpasteurisation anstellen von HTST-Pasteurisation als Erhitzungsmethode angewandt wird. Verglichen mit Normalpasteurisation jedoch, war die L-Ascorbinsäure in diesem Versuch stabiler als in der Literatur, denn dort kam es nach fünfminütiger Temperatureinwirkung von 85 °C zu einem Verlust von 28 % der monomeren Anthocyane (KLOPOTEK et al., 2005).

Nach einer Lagerzeit von 4 Wochen war noch durchschnittlich 115 (±18) mg/L L-Ascorbinsäure in den Nektarvarianten vorhanden. Das entspricht einer Abnahme des L-Ascorbinsäuregehaltes von 21 % gegenüber dem direkt nach der HTST-Pasteurisation vorliegenden Wert. Dabei waren in Variante VP2-1 und VP2-6 mit 130 (±0) mg/L der L-Ascorbinsäuregehalt am höchsten und in Variante VP2-5 mit 81 (±1) mg/L am niedrigsten. Auch bei der Lagerung ergibt sich beim Vergleich mit der Literatur das gleiche Problem wie bei der HTST-Pasteurisation. Die in den Versuchen der Literatur gelagerten Erdbeerproben wurden alle vorher normalpasteurisiert und nicht HTST-pasteurisiert. Dabei konnte ein für 1 min mit 90 °C pasteurisierter Erdbeersaft bzw. ein Erdbeersaftkonzentrat noch am ehesten als Vergleich mit einem HTST-pasteurisierten Erdbeernektar dienen. Dieser Versuch lieferte die Bestätigung der bei der Normalpasteurisation in Kap. 6.2.3 bereits besprochenen Tatsache von Versuchsplan 1, dass die Stabilität der Erdbeeranthocyane in dem Erdbeernektar während der Lagerung viel höher als in dem Erdbeersaft bzw. in dem Erdbeersaftkonzentrat war.

Die Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure betrug durchschnittlich 2622 (±2055) h. Sie lag zwischen 990 (±0) h bei Variante VP2-5 und 3466 (±0) h bei Variante VP2-6.

In Tab. 21 ist der Gehalt an L-Ascorbinsäure von den 7 HTST-pasteurisierten Nektarvarianten vor dem HTST- Verfahren, gleich danach und nach 4 Wochen Lagerung, sowie die Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure ersichtlich.

Tab. 21: Gehalt an L-Ascorbinsäure [mg/L] aller HTST-pasteurisierten Nektarvarianten zu verschiedenen Zeitpunkten (HWZ = Halbwertszeit)

Variante	Vor HTST	Nach HTST	Nach 4 Wochen	HWZ [h]
VP2-1	160 (±0)	158 (±0)	130 (±1)	2310 (±0)
VP2-2	175 (±1)	165 (±0)	118 (±1)	1386 (±0)
VP2-3	149 (±0)	148 (±1)	116 (±1)	1733 (±0)
VP2-4	155 (±2)	148 (±1)	120 (±2)	2310 (±0)
VP2-5	137 (±1)	127 (±1)	81 (±1)	990 (±0)
VP2-6	156 (±1)	148 (±1)	130 (±0)	3466 (±0)
VP2-7	140 (±1)	127 (±1)	104 (±0)	2310 (±0)

6.4 Versuchsplan 3

6.4.1 Messbegleitende Parameter

Sauerstoff

Das Erdbeermark wies 9,30 (± 0,13) mg/L Sauerstoff auf.

Der Nektar vor der Pasteurisation, nach dem Entgasen hatte einen Gehalt von 0,323 (± 0,03) mg/L.

Nach der Pasteurisation war im Nektar bei einer Berechnung des Durchschnittes aller Varianten 0,55 (± 0,17) mg/L Sauerstoff enthalten.

Die Einzelwerte aller Varianten sind im Tabellenanhang in Tab. 57 ersichtlich.

pH-Wert

Im Erdbeermark herrschte ein pH-Wert von 3,85 (±0,01).

Der Nektar vor der Pasteurisation wies bei einen pH-Wert von 3,43 (±0,07) auf.

Der Nektar nach der Pasteurisation hatte bei einem Vergleich aller Varianten einen durchschnittlichen pH-Wert von 3,40 (± 0,06).

Die Einzelwerte finden sich im Tabellenanhang in Tab. 57.

Redoxpotential

Der Nektar wies vor der Pasteurisation ein Redoxpotential von 73 (±6) mV auf.

Der pasteurisierte Nektar hatte bei Berechnung des Durchschnittes aller Varianten ein Redoxpotential von 65 (±13) mV.

Die Einzelwerte sind im Tabellenanhang in Tab. 57 zu finden.

Brixgrade

Das Erdbeermark enthielt 7,6° (±0,6°) Brix.

Im Nektar nach dem Ausmischen war 14° (±0°) Brix enthalten.

Titrierbare Säure

Im Erdbeermark war 9,0 (±0,1) g/kg titrierbare Säure enthalten.

Im ausgemischten Nektar betrug der Gehalt an titrierbarer Säure 6,7 (±0,1) g/kg.

Pasteurisationseinheiten

Der pasteurisierte Nektar wies zwischen 17 (±3) Pasteurisationseinheiten (80 °C Pasteurisationstemperatur, 1 min Pasteurisationsdauer) und 378 (±29) Pasteurisationseinheiten (90 °C Pasteurisationstemperatur, 30 min Pasteurisationsdauer) auf.

Innerhalb der bei der Pasteurisation variierten Parameter gab es bei einem Vergleich aller mit 80 °C und und aller mit 90 °C pasteurisierten Nektarvarianten den größten Unterschied. Erstgenannte hatten durchschnittlich 33 (±14) Pasteurisationseinheiten, Letztgenannte durchschnittlich 231 (±115) Pasteurisationseinheiten.

Doch auch die aufgrund der unterschiedlichen Pasteurisationsdauer verursachte Schwankung war naturgemäß sehr groß. So hatten der Durchschnitt aller Nektarvarianten bei einer Pasteurisationsdauer von 1 min 56 (±46) Pasteurisationseinheiten, bei einer Pasteurisationsdauer von 10 min 102 (±87) Pasteurisationseinheiten, bei einer Pasteurisationsdauer von 20 min 156 (±137) Pasteurisationseinheiten und nach einer Pasteurisation von 30 min 215 (±190) Pasteurisationseinheiten. In Abb. 23 wird sehr deutlich sichtbar, dass dieser Unterschied der Pasteurisationseinheiten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer vor allem durch die unterschiedliche lange Pasteurisationsdauer bei einer Pasteurisationstemperatur von 90 °C zustande kommt, wohingegen bei einer Pasteurisationstemperatur von 80 °C bei steigender Pasteurisationsdauer nur ein sehr geringer Anstieg der Pasteurisationseinheiten zu beobachten ist.

Die Einzelwerte aller Varianten sind im Tabellenanhang in Tab. 57 zu sehen.

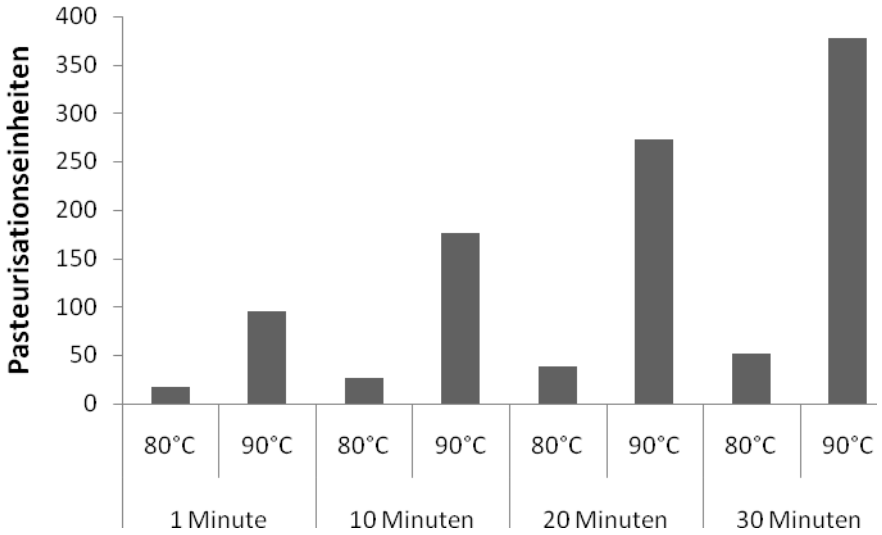

Abb. 23: Gehalt an Pasteurisationseinheiten bei steigender Pasteurisationsdauer und steigender Pasteurisationstemperatur

6.4.2 Monomere Anthocyane

Das Erdbeermark wies einen Gehalt an monomeren Anthocyanen von 363 (±54) mg/L auf.

Der fertige Nektar hatte eine Konzentration von 129 (±29) mg/L. Diese sank während der Pasteurisation bei einer Berechnung des Durchschnittes aller Varianten auf 114 (±21) mg/L, also um 12 %. Damit waren die monomeren Anthocyane in diesem Versuch stabiler als in der Literatur, denn dort kam es bei einer fünfminütigen Pasteurisation des Erdbeernektars mit 85 °C bereits zu einem Anthocyanverlust von 39 % (KLOPOTEK et al., 2005).

Nach 4 Wochen Lagerzeit wies der Nektar eine Konzentration an monomeren Anthocyanen zwischen 61 mg/L und 66 mg/L auf. Das entspricht einer Abnahme von 42 – 46 %. Der Abbau folgte dabei dem Trend von Versuchsplan 1. Auch in diesem Versuch ist die in Kap. 6.2.2 besprochene erhöhte Stabilität der Erdbeeranthocyane in einem pasteurisierten Erdbeernektar während der Lagerung gegenüber denjenigen in einem Erdbeersaft oder in einem Erdbeersaftkonzentrat erkennbar.

Die Halbwertszeit der monomeren Anthocyane lag zwischen 693 h und 866 h.

Die Einzelwerte der monomeren Anthocyane aller Varianten von Versuchsplan 3 sind im Tabellenanhang in den Tab. 59, 61 und 64 zu sehen.

6.4.3 L-Ascorbinsäure

Das Erdbeermark hatte einen L-Ascorbinsäuregehalt von 324 (±10) mg/L. Der fertige Nektar vor der Pasteurisation enthielt dann 138 (±6) mg/L L-Ascorbinsäure. Während der Pasteurisation sank dieser Gehalt auf durchschnittlich 99 (±19) mg/L. Das entspricht einer Abnahme von 28 %. Damit war die L-Ascorbinsäure in diesem Versuch genauso stabil wie in der Literatur, denn auch dort kam in einem Erdbeernektar zu einem L-Ascorbinsäureverlust von 28 %. Allerdings wurde hier nur für 5 min mit 85 °C pasteurisiert (KLOPOTEK et al., 2005).

Nach 4 Wochen wurden nur mehr durchschnittlich 37 (±12) mg/L L-Ascorbinsäure gemessen, was einer Abnahme von 63 % während der Lagerung entspricht. Das zeigt, dass die L-Ascorbinsäure in einem pasteurisierten Erdbeernektar während der Lagerung stabiler ist als in einem Erdbeersaft bzw. einem Erdbeersaftkonzentrat. Damit bestätigte sich die schon Versuchsplan 1 aufgezeigte und in Kap. 6.2.3 besprochene Aussage.

Die Einzelwerte der L-Ascorbinsäure aller Varianten von Versuchsplan 3 finden sich im Tabellenanhang in den Tab. 59, 61 und 64.

6.4.4 Einfluss der variierten Parameter

Um signifikante Einflüsse der in Versuchsplan 3 variierten Parameter (Pasteurisationstemperatur, Pasteurisationsdauer) auf die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°), den Gehalt an monomeren Anthocyanen und den L-Ascorbinsäuregehalt feststellen zu können, wurden Effekte berechnet. Die Ergebnisse sind in Tab. 22, Tab. 23 und Tab. 24 ersichtlich.

Einfluss der Erhöhung der Pasteurisationstemperatur

Eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C übte keinen signifikanten Effekt auf die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) aus (Tab. 22). Das sieht man in Abb. 24 auch grafisch sehr gut.

Auch in Bezugnahme auf die monomeren Anthocyane hatte eine höhere Pasteurisationstemperatur keine signifikante Auswirkung (Tab. 23).

Die L-Ascorbinsäure wurde durch eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Nektar und während der darauffolgenden Pasteurisation nicht signifikant beeinflusst (Tab. 24). Allerdings kam es während der Lagerung des Nektars zu einer signifikant erhöhten Stabilität der L-Ascorbinsäure, was sich in einer erhöhten Halbwertszeit (HWZ der L-Ascorbinsäure: A: 276, $p = 0,05$) äußerte.

Hier kam es während der Lagerung auch zu einer signifikanten Wechselwirkung mit der Pasteurisationsdauer, die ebenfalls eine erhöhte L-Ascorbinsäurestabilität (HWZ der L-Ascorbinsäure: AB: 215, $p = 0,05$) hervorrief (Tab. 24).

Einfluss der Erhöhung der Pasteurisationsdauer

Eine Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min hatte keine signifikante Auswirkung auf die rote Farbe der Erdbeere (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) (Tab. 22). Grafisch sieht man das in Abb. 25 sehr gut.

Bezogen auf die monomeren Anthocyane gab es bei einer längeren Pasteurisation auch keinen signifikanten Einfluss (Tab. 23).

Die L-Ascorbinsäure wurde durch eine verlängerte Pasteurisationsdauer zunächst signifikant stärker zerstört (Gehalt an L-Ascorbinsäure nach Pasteurisation: B: -28, $p = 0,05$) (Tab. 24). Während der Lagerung wurde die übrig gebliebene L-Ascorbinsäure dafür signifikant stabilisiert, was sich am Gehalt der L-Ascorbinsäure nach 4 Wochen Lagerzeit (Gehalt an L-Ascorbinsäure 4 Wochen nach Pasteurisation: B: 17, $p = 0,01$) und an der Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure (HWZ der L-Ascorbinsäure: B: 488, $p = 0,01$) zeigte. In Abb. 26 sieht man bei den beiden variierten Haltezeiten von 1 min und 30 min den Unterschied im Gehalt der L-Ascorbinsäure nach der Pasteurisation und 4 Wochen auch grafisch sehr gut.

Wie bereits erwähnt gab es eine Wechselwirkung mit einer höheren Pasteurisationstemperatur, welche die L-Ascorbinsäure signifikant stabilisierte (Kap. 6.4.4).

Tab. 22: Effektberechnung für die Farbe (ausgedrückt als a*/h°) (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, B = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001)

Parameter	Nach Pasteur	Nach 2 Wochen	Nach 4 Wochen	Nach 6 Wochen	Nach 8 Wochen
T	0,842	0,785	0,679	0,603	0,540
A	0,007	0,005	0,012	0,013	0,027
B	-0,007	-0,014	0,002	0,026	0,033
AB	-0,011	-0,005	-0,001	-0,008	0,020

Tab. 23: Effektberechnung für den Gehalt der monomeren Anthocyane (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, B = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001)

Parameter	Nach Pasteurisation
T	138
A	0
B	-11
AB	23

Tab. 24: Effektberechnung für den Gehalt an L-Ascorbinsäure (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, B = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001)

Parameter	Nach Pasteur	Nach 4 Wochen	HWZ
T	99	37	563
A	-15	5	**276***
B	**-28***	**17****	**488****
AB	2	4	**215***

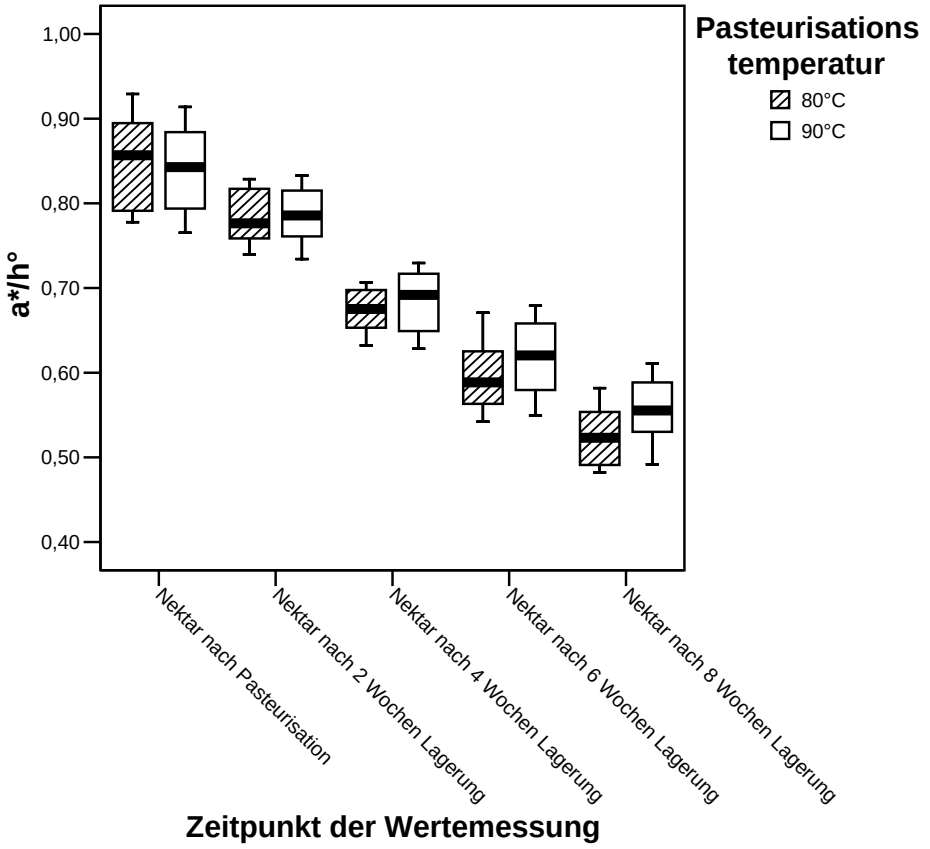

Abb. 24: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationstemperatur

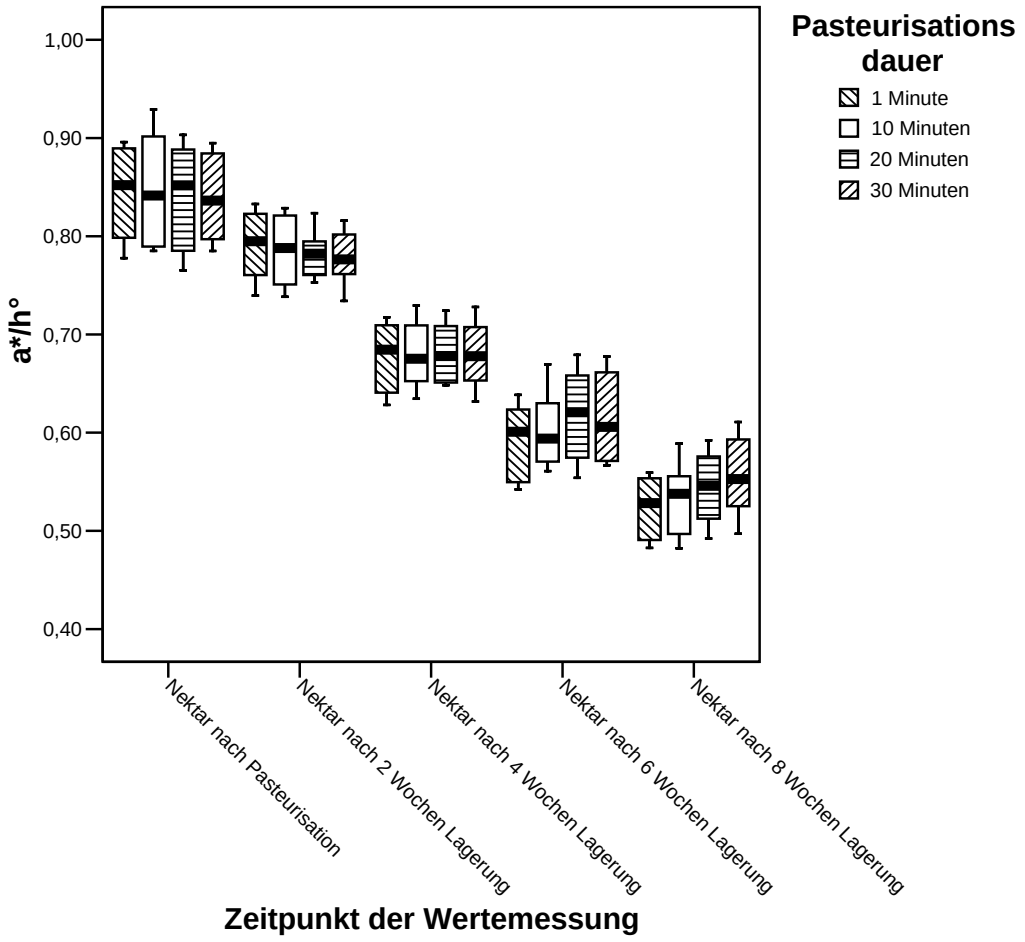

Abb. 25: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer

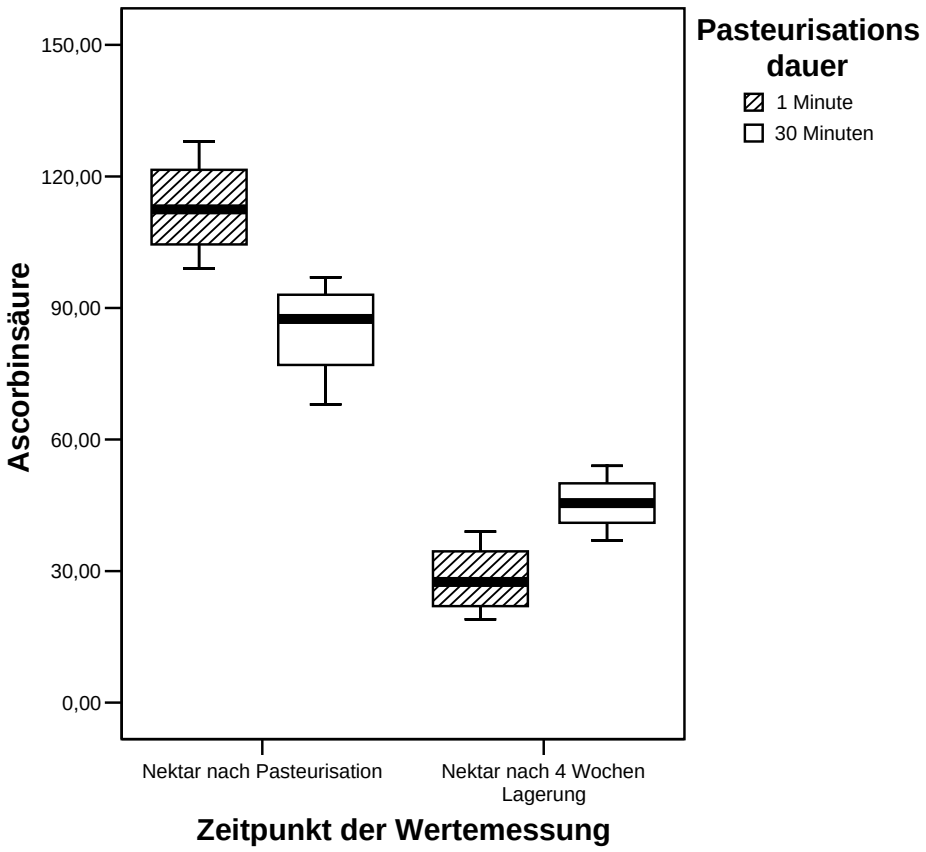

Abb. 26: Zeitlicher Verlauf des L-Ascorbinsäuregehaltes [mg/L] bei unterschiedlichem Fruchtgehalt

7 DISKUSSION DER VERSUCHSERGEBNISSE

7.1 Einfluss der Rohware auf die Farbe

Wie in Kap. 6.1 gut ersichtlich war, wiesen die zur Sorte „Elsanta“ gehörenden Erbeeren eindeutig die bessere rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auf als diejenigen der Sorte „Malling Pandora“.

Wie man Tab. 14 und den Abb. 10 und 11 entnehmen kann, gab es dabei keinen Zusammenhang zwischen dem in den Erdbeeren der Sorte „Malling Pandora“ gegenüber denjenigen der Sorte „Elsanta“ vorkommenden höheren Gesamtanthocyangehalt bzw. dem absolut und relativ höherem Gehalt an Pelargonidin-3-Glucosid, dem Hauptanthocyan der Erdbeere und einer besseren roten Erdbeerfarbe. Das war insofern nicht zu erwarten, weil laut Literatur eine erhöhte Anthocyankonzentration in Pflanzengeweben, Fruchtsäften und Fruchtnektar durch die Phänomene der Copigmentation bzw. Selbstassoziation eine Intensivierung der Farbe und eine größere Farbstabilität bewirken (MAZZA und MINIATI, 1993; GARZON und WROLSTAD, 2002).

Allerdings spielen natürlich auch Art und Konzentration der restlichen Anthocyane im Anthocyanprofil eine Rolle bei der schlussendlich unterschiedlichen roten Farbe zwischen Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ und „Malling Pandora“ (MERKEN und BEECHER, 2000). Daneben spielen noch andere Faktoren wie die L-Ascorbinsäurekonzentration eine Rolle für die Stabilität der roten Erdbeerfarbe. Wie in den Tab. 14 und 15 sichtbar, gab es bei den Erdbeeren eine Korrelation zwischen der Höhe der L-Ascorbinsäurekonzentration und der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°). So hatten die Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ aus Versuchsplan 1, welche die beste rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) aufwiesen, auch gleichzeitig den höchsten L-Ascorbinsäuregehalt und die Erdbeeren der Sorte „Malling Pandora“, welche die schlechteste rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) hatten, die niedrigste L-Ascorbinsäurekonzentration. Diese Ergebnisse stehen im Widerspruch zur Literatur, in der in Versuchen auch mit instrumenteller Farbmessung bestätigt wurde, dass ein höherer L-Ascorbinsäuregehalt zu einer vermehrten Zerstörung von Anthocyanen und Farbe führt (BRENES et al., 2005). Allerdings muss angemerkt

werden, dass durch eine eventuelle Erhöhung der Stabilität von L-Ascorbinsäure durch diverse Verarbeitungsschritte der Einfluss des absoluten Gehaltes von L-Ascorbinsäure auf die Zerstörung der monomeren Anthocyane und damit auf die Farbe unterschiedlich sein kann.

Ein weiterer Punkt, der bei der Auswertung der Daten berücksichtigt wurde, war die unterschiedliche Reife der geernteten Erdbeeren. Zunächst konnte kein Zusammenhang zwischen dem Ausmaß der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) und der Erdbeerenreife gezeigt werden. Allerdings ist ein solcher auch ziemlich schwierig nachzuweisen, denn wie Versuche zeigen, weist eine als reif bezeichnete Erdbeere je nach Sorte einen unterschiedlich hohen Festigkeitswert auf (CORDENUNSI et al., 2002). Dadurch können die unterschiedlichen Festigkeitswerte in den Erdbeersorten „Elsanta“ und „Malling Pandora“ nicht einfach mit einer unterschiedlichen Reife gleichgesetzt werden.

Vergleicht man jedoch nur die von der Sorte „Elsanta“ stammenden Erdbeeren der Versuchspläne 1 und 2, dann ist ein solcher Vergleich möglich. Bei Betrachtung von Tab. 14 sieht man, dass mit zunehmender Reife auch die rote Erdbeerfarbe besser wird. So wiesen die reiferen, also weicheren Erdbeeren aus Versuchsplan 1 eine bessere rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auf, als die härteren Erdbeeren der gleichen Sorte aus Versuchsplan 2.

Bei diesem Vergleich sieht man auch, dass die reiferen Erdbeeren einen höheren Anthocyangehalt hatten. Diese Erkenntnis stand im Einklang mit der Literatur, bei der herausgefunden wurde, dass sich der Anthocyangehalt einer Erdbeere mit zunehmender Reife vergrößert (KOSAR et al., 2004).

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass alle in diesem Kapitel besprochenen Faktoren einen mehr oder weniger starken Einfluss auf die rote Farbe der Erdbeeren ausüben. Wie es im Vergleich mit Ergebnissen aus der Literatur aussieht, dürfte der Effekt des unterschiedlichen pH-Wertes wahrscheinlich am größten sein. Zu dem gleichen Ergebnis kam man bereits 1970, als in einem Versuch herausgefunden wurde, dass unter einigen Faktoren, wie z. B. Gesamtphenolgehalt, relativer Gehalt an Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid oder L-Ascorbinsäure der pH-Wert als einziger gut mit der Farbqualität von Erdbeeren korrelierte (WROLSTAD et al., 1970). Allerdings

gibt es natürlich auch noch andere in dieser Diplomarbeit nicht untersuchte Werte, welche die Farbgebung der Erdbeere ebenfalls beeinflussen.

7.2 Pasteurisationsart (Normalpasteurisation vs. HTST-Pasteurisation)

Es wurde die aus frisch verarbeiteten Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ hergestellte, einen Fruchtgehalt von 40 % aufweisende, normalpasteurisierte Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert aus Versuchsplan 1 (VP1-15, 90 °C, 30 min) mit der ebenfalls aus frisch verarbeiteten Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ produzierten, einen Fruchtgehalt von 40 % aufweisenden, HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert aus Versuchsplan 2 (VP2-6, 120° C, 90 Sekunden) verglichen. Unter Berücksichtigung der gleichen Verarbeitungsbedingungen (Erdbeeren der Sorte „Elsanta“, gleich frisch verarbeitet, 40 % Fruchtgehalt) waren das die beiden Varianten, welche in der jeweiligen Pasteurisationsart (Normalpasteurisation bzw. HTST-Pasteurisation) die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) am besten stabilisierten.
Ein Vergleich des Durchschnittes *aller* normalpasteurisierten, den oben genannten Bedingungen (Erdbeeren der Sorte „Elsanta“, gleich frisch verarbeitet, 40 % Fruchtgehalt) entsprechenden Nektarvarianten von Versuchsplan 1 mit *allen* HTST-pasteurisierten Nektarvarianten von Versuchsplan 2 war nicht möglich. Aufgrund der Einstellungsschwierigkeiten des Dampfinjektors beim Hochtemperaturkurzzeitverfahren wiesen die Nektarvarianten in Versuchsplan 2 nämlich alle unterschiedliche Brixgrade, also auch unterschiedlich viel Wasser auf (Tab. 19), wodurch das Berechnen eines Durchschnittes aller HTST-pasteurisierten Nektarvarianten nicht sinnvoll gewesen wäre.

7.2.1 Messbegleitende Parameter

In Tab. 25 ist der Gehalt der messbegleitenden Parameter der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) zu verschiedenen Messzeitpunkten aufgelistet.

Tab. 25: Gehalt der Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Brixgrade, Pasteurisationseinheiten) in der normalpasteurisierten (VP1-15) und HTST-pasteurisierten (VP2-6) Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert zu den verschiedenen Messzeitpunkten (PE = Pasteurisationseinheiten, vor/nach Past = vor/nach der Pasteurisation)

Messzeitpunkt	Variante	Sauerstoff [mg/L]	pH-Wert	Redoxpotential [mV]	Brix°	PE
Vor Past	VP1-15	0,26 (±0,02)	3,12 (±0,01)	32 (±1)	14	-
	VP2-6	0,44 (±0,10)	3,17 (±0,01)	81 (±6)	13	-
Nach Past	VP1-15	0,39 (±0,11)	3,17 (±0,01)	68 (±0)	14	637
	VP2-6	0,58 (±0,18)	3,19 (±0)	21 (±12)	13	15400

7.2.2 Farbe

Die HTST-pasteurisierte Nektarcharge von Versuchsplan 2 (VP2-6) wies eine viel stabilere Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auf, als die normalpasteurisierte Nektarvariante von Versuchsplan 1 (VP1-15). Das sieht man in Abb. 27 sehr gut.

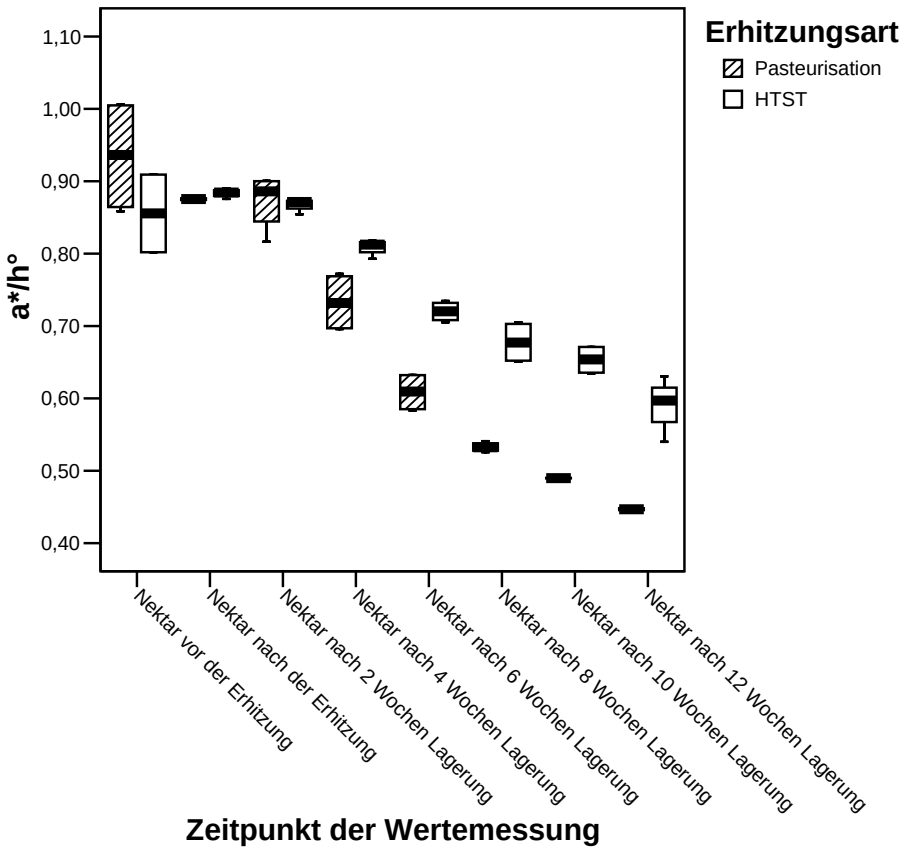

Abb. 27: Farbverlauf (ausgedrückt durch a*/h°) der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert

7.2.3 Monomere Anthocyane

In der normalpasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15) waren die monomeren Anthocyane während der Pasteurisation einer stärkeren Zerstörung unterworfen als in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6). So betrug die Abnahme der monomeren Anthocyane bei der HTST-Pasteurisation ca. 4 %, bei der Normalpasteurisation aber gleich ca. 34 %.

Bei der Lagerung setzte sich dieser Trend fort. Die noch vorhandenen monomeren Anthocyane wurden in der HTST-pasteurisierten Nektarcharge von Versuchsplan 2 (VP2-6) besser stabilisiert als in der normalpasteurisierten Nektarvariante von Versuchsplan 1 (VP1-15) , was sich vor allem in einer längeren Halbwertszeit der monomeren Anthocyane in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante (VP2-6) zeigte. Die Ab-

nahme der monomeren Anthocyane zwischen dem Pasteurisationsvorgang und einer Lagerzeit von 4 Wochen betrug im normalpasteurisierten Nektar (VP1-15) ca. 51 %, im HTST-pasteurisierten Nektar (VP2-6) nur ca. 37 %. Im erstgenannten Fall betrug die Halbwertszeit 599 (±84) h, im letztgenannten Fall 1627 (±970) h. Der zu verschiedenen Zeitpunkten gemessenen Gehalt der monomeren Anthocyane der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) ist in Tab. 26 dargestellt.

Tab. 26: Gehalt der monomeren Anthocyane [mg/L] der normalpasteurisierten (VP1-15) und HTST-pasteurisierten (VP2-6) Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert zu verschiedenen Messzeitpunkten, inklusive Halbwertszeit (HWZ)

Variante	Vor Pasteurisation	Nach Pasteurisation	Nach 4 Wochen	HWZ [h]
VP1-15	126 (±0)	83 (±3)	41	693
VP2-6	122 (±8)	115 (±1)	73 (±6)	990

7.2.4 L-Ascorbinsäure

Beim Vergleich der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvarianten mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) zeigte sich, dass durch HTST-Pasteurisation die L-Ascorbinsäure sowohl während des Pasteurisationsvorganges als auch während der Lagerung besser geschützt wurde als durch Normalpasteurisation. So wurde in der normalpasteurisierten Nektarvariante (VP1-15) durch die Pasteurisation ca. 23 % der L-Ascorbinsäure zerstört, in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante (VP2-6) jedoch nur ca. 5 % der L-Ascorbinsäure. Allerdings muss hierbei angemerkt werden, dass die Anfangswerte der L-Ascorbinsäure in erstgenannter Nektarvariante höher als in letztgenannter lagen, wodurch die L-Ascorbinsäurekonzentration auch nach der Pasteurisation in der normalpasteurisierten Nektarvariante noch leicht überwog. Zwischen der Pasteurisation und einer Lagerzeit des Nektars von 4 Wochen betrug die Abnahme der

L-Ascorbinsäure in der normalpasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15) 32 %, in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) aber nur 12 %. Im erstgenannten Fall betrug die Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure 1155 h, im letztgenannten Fall 3466 (±0) h. In Tab. 27 sind die zu verschiedenen Zeitpunkten bestimmten genauen Werte der in der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) vorkommenden L-Ascorbinsäurekonzentration aufgelistet.

Tab. 27: Gehalt der L-Ascorbinsäurekonzentration [mg/L] in der normalpasteurisierten (VP1-15) und HTST-pasteurisierten (VP2-6) Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert zu verschiedenen Messzeitpunkten, inklusive Halbwertszeit (HWZ)

Variante	Vor Pasteurisation	Nach Pasteurisation	Nach 4 Wochen	HWZ [h]
VP1-15	201	155	105	1155
VP2-6	156 (±1)	148 (±1)	130 (±0)	3466 (±0)

7.3 Einfluss der weiteren in den Versuchsplänen variierten Parameter auf die Farbstabilität

7.3.1 Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung

Wie Tab. 16 sichtbar ist, führte das Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung zum Nektar zu einer signifikanten Stabilisierung der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) während der Lagerung. Dieser positive Einfluss des Einfrierens auf die Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) war nicht zu erwarten, denn in der Literatur wurde noch von keinem solchen durch Einfrieren hervorgerufenen positiven Effekt berichtet.

Deshalb war es überraschend, dass der positive Einfluss des Einfrierens so groß war und er alle anderen ebenfalls vorhandenen Effekte überlagerte. Aus diesem Grund konnte in Versuchsplan 3, bei dem alle Erdbeeren vor der Verarbeitung zu Nektar eingefroren wurden und dann nur Temperatur und Dauer der Pasteurisation variiert wurde, kein signifikanter Effekt auf die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) festgestellt werden (Tab. 22).

Bei der Erforschung der Ursache dieser positiven Wirkung des Einfrierens konnte gezeigt werden, dass die bei Vergleich des Durchschnittes aller aus gleich frisch verarbeiteten Erdbeeren hergestellten und aller aus zuerst gefrorenen und danach nach dem Auftauen verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektarvarianten unterschiedlich hohen P-Werte in diesem Fall für diesen Effekt keine Rolle spielten. Denn der aus gleich frisch verarbeiteten Erdbeeren hergestellte Nektar wies sogar durchschnittlich mehr Pasteurisationseinheiten (P-Wert) auf als der Nektar, bei dem die Erdbeeren vor der Verarbeitung tiefgekühlt waren. Wie jedoch in Tab. 16 gut sichtbar ist, führt sowohl eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur als auch eine längere Pasteurisationsdauer, zusammengefasst also eine Pasteurisation mit einem höheren P-Wert, zu einer höheren Farbstabilität und nicht zu einer niedrigeren, was weiter unten in dieser Diplomarbeit noch genauer besprochen wird (Kap. 7.2.3).

Der Vergleich der Veränderung der Farbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) eines aus gleich frisch verarbeiteten Erdbeeren hergestelltem Nektar gegenüber einem aus zuerst gefrorenen und danach nach dem Auftauen verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektar mit Werten aus der Literatur legt die Vermutung nahe, dass es in letztgenanntem Nektar zur Bildung von Copigmentation gekommen ist. In einem Versuch mit Erdbeersaft wurde gezeigt, dass durch die Entstehung von Copigmentation weniger der Verlaufstrend der einzelnen Farbwerte geändert wird, sondern vielmehr dessen Niveau (Anfangswert) in eine bestimmte Richtung verschoben wird. So blieb z. B. der die Helligkeit einer Farbe repräsentierende L*-Wert sowohl in einem unbehandelten als auch in einem pasteurisierten Erdbeersaft während der gesamten Lagerungszeit annähernd gleich oder sank bei beiden Proben leicht, war in den pasteurisierten Proben jedoch von Beginn der Messung an niedriger. Der den Rotanteil der Farbe wiedergebende a*-Wert war in den pasteurisierten Proben höher und sank während der Lagerung. Die pasteurisierten Proben wiesen einen gleich hohen bzw. etwas höheren b*-Wert (Gelbanteil) als die unbehandelten

Proben auf, der während der Lagerung anstieg. Der C*-Wert, welcher die Frische bzw. Brillanz einer Farbe angibt, war vermutlich aufgrund von Copigmentation in diesen Erdbeersaftproben erhöht und sank während der Lagerung. Der den Gesamtfarbeindruck bzw. Farbwinkel darstellende h°-Wert war in den pasteurisierten Proben erniedrigt und stieg während der Lagerzeit (REIN und HEINONEN, 2004). In den Abb. 28–32 sieht man den Verlauf der einzelnen Farbwerte in einem aus gleich frisch verarbeiteten Erdbeeren hergestellten Nektar verglichen mit einem aus zuerst gefrorenen und danach nach dem Auftauen verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektar. Dabei kann man gut sehen, dass in den aus zuerst gefrorenen und danach nach dem Auftauen verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektarvarianten vor allem die Farbwerte L*, a* und h° in der in der Literatur bei der Bildung von Copigmentation beschriebenen Richtung verschoben wurden. Auch der C*-Wert der vor der Pasteurisation bei den aus vor der Verarbeitung eingefrorenen und danach aufgetauten Erdbeeren hergestellten Nektarvarianten noch deutlich tiefer lag als bei den aus gleich frisch nach der Ernte verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektarvarianten, wurde während der Lagerung in erstgenannten Nektarvarianten besser stabilisiert, sodass er sich an den C*-Wert der letztgenannten Nektarvarianten annäherte. Einzig der b*-Wert folgte einem der Literatur genau entgegengesetzten Trend, d. h. die rote Nektarfarbe verlor einen Teil ihres Gelbanteils. Das ist jedoch nicht so bedeutsam, weil sich der h°-Wert aus dem b*- und dem a*-Wert zusammensetzt (h° = arctan b*/a*) und dieser dem Trend der Copigmentation folgte. Wodurch die vermutete Bildung der Copigmentreaktionen bei der Lagerung des aus zuerst gefrorenen und danach nach dem Auftauen verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektar aber genau angeregt wurde, kann mit den in dieser Diplomarbeit durchgeführten Untersuchungen jedoch nicht geklärt werden.

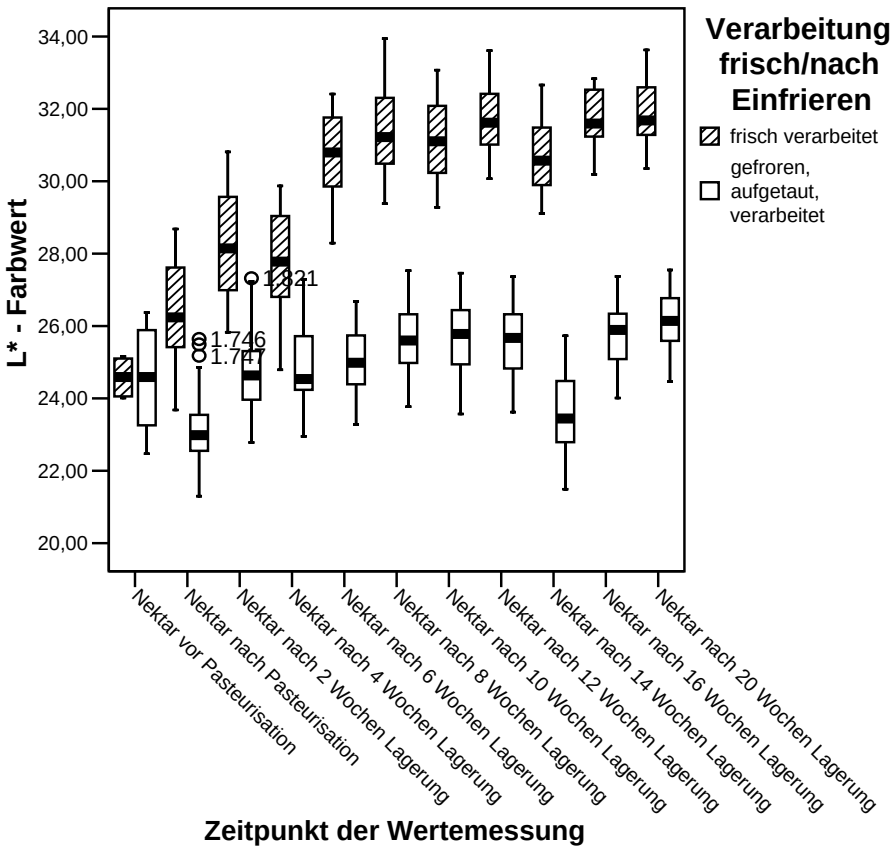

Abb. 28: L*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung

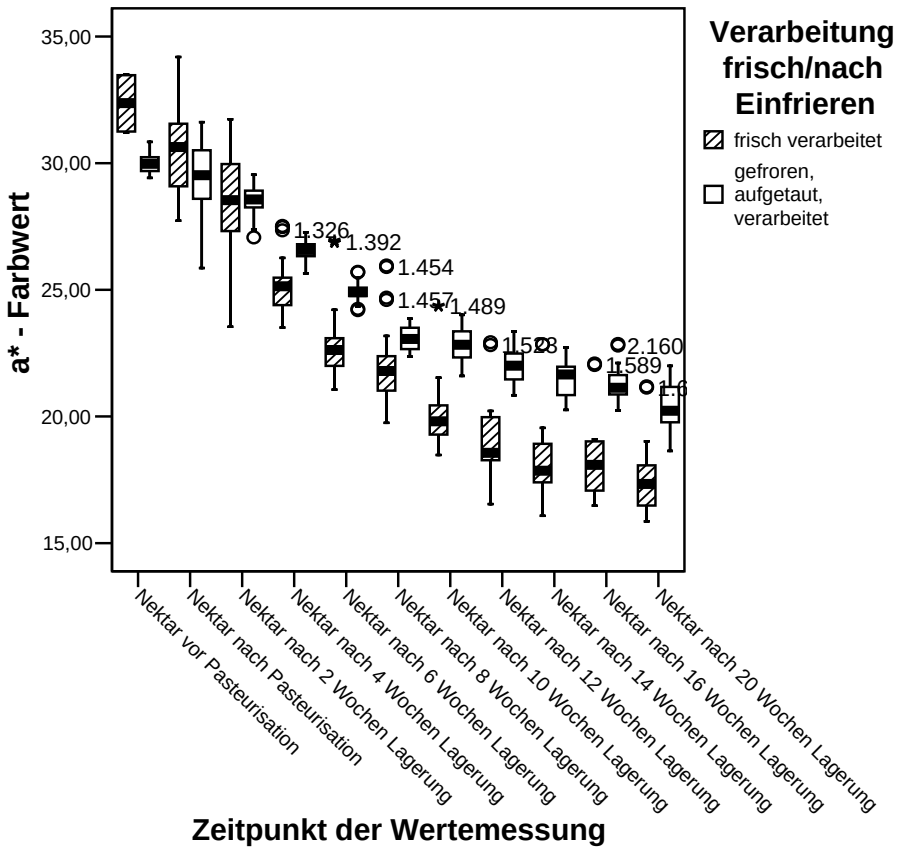

Abb. 29: a*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung

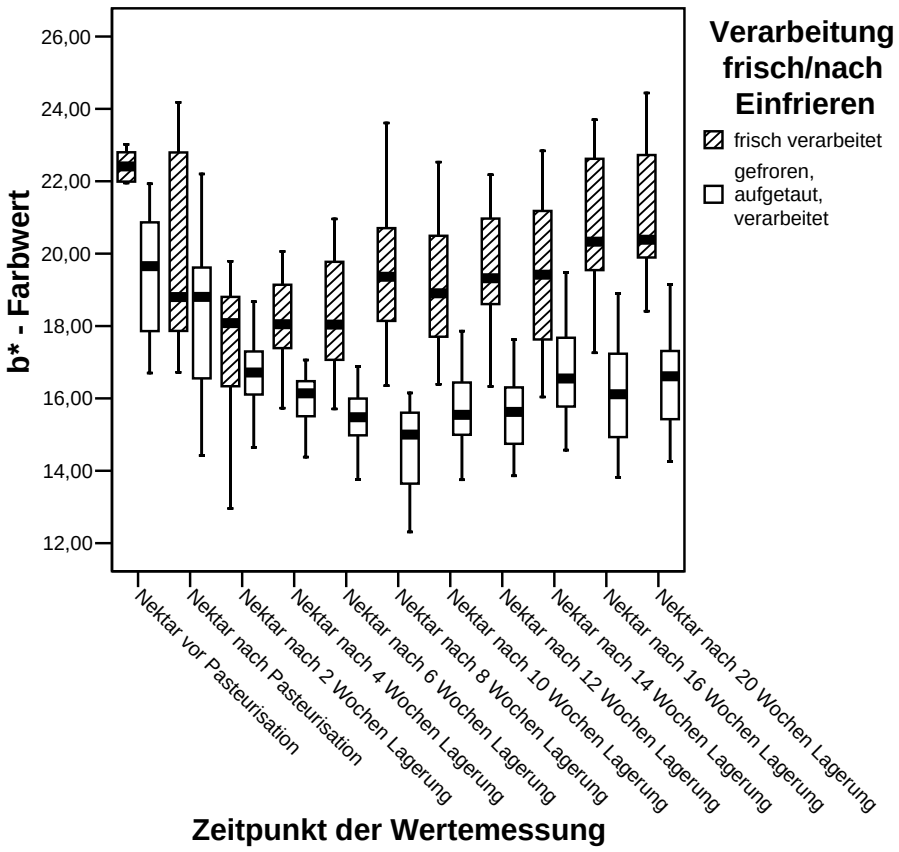

Abb. 30: b*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung

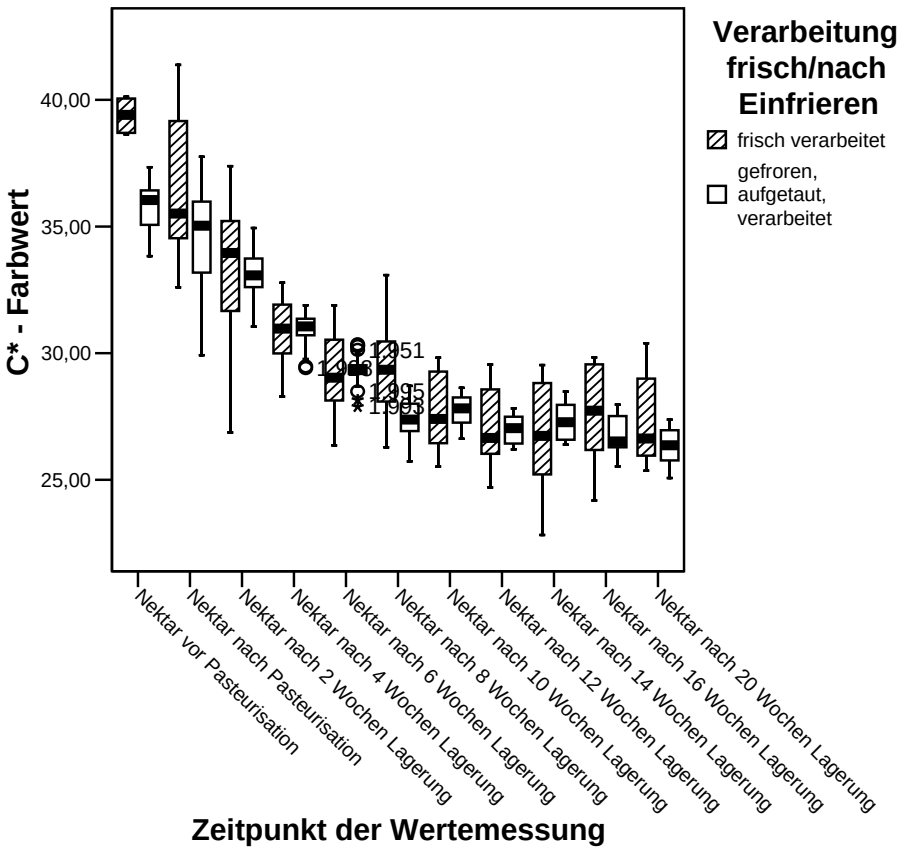

Abb. 31: C*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung

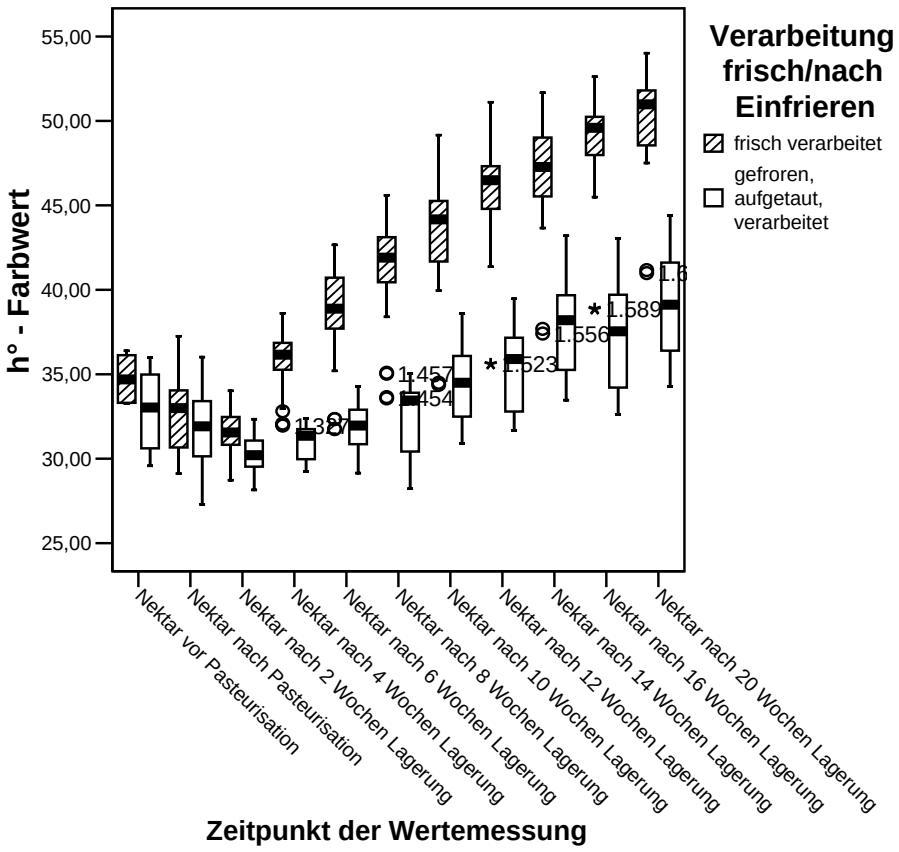

Abb. 32: h°-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung

7.3.2 Erhöhung des Fruchtgehalts

Wie in Tab. 16 gesehen, führte ein höherer Fruchtgehalt des Nektars zwar während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Nektar und während der darauffolgenden Pasteurisation zu einem verminderten Verlust der roten Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°), jedoch verschwand dieser positive Effekt während der Lagerung sehr schnell, sodass schlussendlich die einen höheren Fruchtgehalt aufweisenden Nektarproben keine bessere rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) hatten, als diejenigen mit dem niedrigeren Fruchtgehalt (Abb. 15). Aus den schon in Kap. 7.3.1 besprochenen Gründen, wäre im Nektar mit dem höheren Fruchtgehalt, was mit einer höheren Konzentration von Anthocyanen gleichgesetzt werden kann, eine stabilere rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) jedenfalls zu erwarten gewesen (Kap. 7.1). Durch das Nichtzutreffen dieser Aussage aus der Literatur wird das bei der Messung der Erdbeeren ge-

lieferte Ergebnis nochmals bestätigt. Es zeigt sich schon in diesem Zeitpunkt der Auswertung, dass der Zusammenhang zwischen der Konzentration der Anthocyane und einer stabilen roten Farbe, wie er in der Literatur oftmals publiziert wird, nicht gegeben ist. Das wird auch in einem weiteren Kapitel noch genauer besprochen werden.
Allerdings könnte für die abnehmende Farbstabilität in den Nektarchargen mit höherem Fruchtgehalt auch der in diesen Proben vorhandene höhere pH-Wert einen Teil beigetragen haben. Wie ebenfalls in Kap. 7.1 schon besprochen wurde, sorgt ein niedrigerer pH-Wert im physiologischen pH-Bereich der Erdbeere vor allem über verstärkte Inaktivierung der Enzyme Peroxidase und Polyphenoloxidase bzw. über eine vermehrte Verlagerung des Gleichgewichtes der verschiedenen Anthocyanformen auf die Seite des roten Flavylium-Kations für eine erhöhte Farbstabilität.
Das hier vorliegende Ergebnis lässt vermuten, dass sich der positive Einfluss des niedrigeren pH-Wertes der Nektarproben mit 40 % Fruchtgehalt stärker auf die Stabilität der roten Erdbeerfarbe auswirkt, als der negative Effekt der verringerten Anthocyankonzentration, was eine weitere Bestätigung des in Kap. 7.1 gemessenen Ergebnisses darstellen würde.

7.3.3 Pasteurisation

Allgemeines

Da, wie in Kap. 7.2 bereits erwähnt, die einzelnen Nektarvarianten in Versuchsplan 2 aufgrund der unterschiedlichen Brixgrade nicht miteinander verglichen werden können, wird dieser Versuchsplan nur für die Interpretation des durch eine unterschiedliche Pasteurisationsart (Normalpasteurisation vs. HTST-Pasteurisation) bedingten Unterschieds in der Farbstabilität herangezogen.

Erhöhung der Pasteurisationstemperatur und der Pasteurisationsdauer

Wie in Tab. 16 gut sichtbar ist, führte eine Pasteurisation mit ansteigendem P-Wert, also eine im Normalpasteurisationsbereich stattfindende Erhöhung entweder der Pasteurisationstemperatur oder der Pasteurisationsdauer während der Lagerung von Erdbeernektar zu einer signifikant verbesserten Stabilität der roten Farbe (ausgedrückt als Akzeptanz-

faktor a*/h°). Versuchsplan 1, von dem diese Werte stammen, ist insofern besonders gut für die Untersuchung der Rolle der Pasteurisation mit unterschiedlich hohem P-Wert auf die Stabilität der roten Farbe in einem Erdbeernektar geeignet, weil der P-Wert der einzige Parameter ist, durch den sich die pasteurisierten Nektarvarianten in diesem Versuchsplan signifikant unterscheiden.

Alle anderen Parameter, wie pH-Wert, Sauerstoffgehalt, Redoxpotential, usw. lagen in einem engen Bereich. Daher kann man annehmen, dass die unterschiedliche Stabilität der roten Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) praktisch ausschließlich durch die unterschiedlich starke Pasteurisation der einzelnen Nektarvarianten, ausgedrückt als unterschiedlich hoher P-Wert der Nektarvarianten hervorgerufen wurde. Der gleiche Effekt, wie in Versuchsplan 1 ist vermutlich auch in Versuchsplan 3 vorhanden, kann dort aber, wie schon erwähnt, nicht extra festgestellt werden, weil er vom noch stärkeren Einfluss des Einfrierens der Erdbeeren vor der Verarbeitung überlagert wird (Kap. 7.3.1).

Ein Grund für die erhöhte Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) durch eine Pasteurisation mit einem höheren P-Wert ist wahrscheinlich die Bildung von Copigmenten. Für diese These spricht einerseits die Tatsache, dass in Rotwein bei einer Pasteurisation mit einem ab einer bestimmten Höhe vorliegenden P-Wert schon die Bildung von Copigmenten nachgewiesen wurde (KUNSAGI-MATE et al., 2007). Andererseits ist die durch eine Pasteurisation mit einem höheren P-Wert hervorgerufene Veränderung der einzelnen Farbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) fast identisch mit derjenigen, welche durch das Einfrieren der Erdbeeren hervorgerufen wurde (Kap. 7.3.1 und Abb. 29-33). Das ist grafisch in den Abb. 33–37 bei einem Farbwertvergleich der Variante VP1-2 mit relativ niedrigem P-Wert (80 °C, 1 min) mit Variante VP1-16 mit hohem P-Wert (90 °C, 30 min) dargestellt.

Ein zweiter Grund für die erhöhte Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) in pasteurisierten Nektarproben mit einem höheren P-Wert ist wahrscheinlich die verbesserte Inaktivierung der in den Erdbeeren vorkommenden farbzerstörenden Enzyme Polyphenoloxidase und Peroxidase. Grundsätzlich werden diese beiden Enzyme schon bei viel niedrigeren Pasteurisationstemperaturen, als den in dieser Diplomarbeit angewandten, inaktiviert. So wurde berichtet, dass in Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ die Polyphenoloxidase schon bei einer Pasteurisation von 60 °C für 20

min nur mehr 5 % enzymatische Restaktivität zeigte (CHISARI et al., 2007). Bei Pasteurisation mit 80 °C war schon nach 5 min überhaupt keine Aktivität der Polyphenoloxidase mehr feststellbar. Die Peroxidase war in „Elsanta“ sogar noch thermolabiler. Sie wies nach einer einstündigen Inkubation mit 50 °C nur mehr weniger als 40 % restliche Enzymaktivität auf, wohingegen die Polyphenoloxidase bei der gleichen Behandlung noch ca. 70 % Restaktivität hatte. Bei einer Temperatur von 80 °C war von der Peroxidase ebenfalls nach 5 min keine enzymatische Aktivität mehr feststellbar (CHISARI et al., 2007). Allerdings gibt es von diesen beiden Enzymen auch hitzestabile Isoenzyme, die für die Abnahme der Farbstabilität verantwortlich sein können. So enthält die Erdbeere z. B. ein teilweise hitzestabiles Peroxidase-Isoenzym (EC 1.11.1.7.), dessen Restaktivität selbst nach Pasteurisation mit einem hohen P-Wert noch zur enzymatischen Bräunung der Nektarproben beitragen kann (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1996). Außerdem ist aus anderen Früchten und Gemüse schon bekannt, dass vor allem Peroxidase einen Teil ihrer enzymatischen Aktivität nach einer Erhitzung wieder aufnehmen kann, vor allem wenn das Enzym im sauren pH-Bereich vorliegt (z.B. ANTHON und BARRETT, 2002). Da jedoch die Fähigkeit der Peroxidase ihre Enzymaktivität nach partieller Denaturierung durch Erhitzung wieder aufzunehmen mit der Art von Obst und Gemüse, in denen sie vorkommt, variiert und wahrscheinlich sogar innerhalb der Isoenzyme derselben Enzymspezies ein Unterschied auftritt (RODRIGO et al., 1996), kann aus den in der Literatur durchgeführten Versuchen nicht eindeutig auf das Verhalten der in den in dieser Diplomarbeit verwendeten Erdbeeren evtl. vorhandenen Peroxidase-Enzymen bwz. -Isoenzymen geschlossen werden. Allerdings wurde in Versuchen gezeigt, dass vor allem bei länger andauernder Pasteurisation die Fähigkeit von Peroxidase ihre enzymatische Aktivität wiederaufzunehmen stark eingeschränkt ist (THONGSOOK und BARRETT, 2005), was auch eine mögliche Erklärung für die höhere Farbstabilität in den stärker pasteurisierten Nektarproben sein könnte.

Der Unterschied in der Pasteurisationsart

Wie in Abb. 27 sichtbar, ist der im vorigen Kapitel nur innerhalb der Normalpasteurisation festgestellte Trend, dass eine Pasteurisation mit einem höhern P-Wert von Erdbeernektar während der Lagerung eine bessere Stabilität der roten Farbe (ausgedrückt

als Akzeptanzfaktor a*/h°) auch beim Vergleich der beiden unterschiedlichen Pasteurisationssarten Normalpasteurisation und Hochtemperaturkurzzeitpasteurisation anwendbar. Denn die mit 15400 Pasteurisationseinheiten behandelte hochtemperaturkurzzeitpasteurisierte Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) weist ab einer Lagerzeit von 4 Wochen eine viel stabilere rote Farbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auf, als die normalpasteurisierte Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15) mit 637 Pasteurisationseinheiten. Dieses Ergebnis lässt darauf schließen, dass offensichtlich weder eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur noch der Pasteurisationsdauer für sich für die bessere Farbstabilität des Nektars verantwortlich ist, sondern eine Erhöhung des P-Wertes bei der Pasteurisation im allgemeinen.

Offensichtlich hängt die verbesserte Farbstabilität in diesem Fall jedoch vor allem von einer verbesserten Inaktivierung der in der Erdbeere vorkommenden, die Farbe durch Bräunungsreaktionen zerstörenden Enzyme Polyphenoloxidase und Peroxidase ab, wohingegen eine verstärkte Bildung von Copigmenten kein entscheidender Faktor sein dürfte. Letzteres erkennt man in den Abb. 38-41 beim Vergleich der einzelnen Farbwerte L*, a*, b*, C* und h° der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6). Nur der a*- und der h°-Farbwert folgen dem gleichen Trend, wie die Farbwerte beim Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung und bei der Pasteurisation mit einem höheren P-Wert innerhalb der Normalpasteurisation (Abb. 28-37). Besonders beim b*- und beim L*-Farbwert ist jedoch kein klarer Trend erkennbar.

Die vermutete stärkere Inaktivierung der Enzyme hingegen wird durch erst kürzlich durchgeführte Versuche bestätigt, bei denen herausgefunden wurde, dass in einem einen höheren P-Wert aufweisenden pasteurisierten Erdbeernektar mehr Stabilität vorhanden ist, weil in ihm vermehrt Enzyme inaktiviert wurden (SCHERBICHLER, 2008). Die Tatsache, dass jedoch die Farbe der HTST-pasteurisierten Nektarvariante trotz ihrer an der Höhe der Pasteurisationseinheiten erkennbaren sehr starken Pasteurisation auch während der Lagerung noch immer einer Abnahme unterliegt, lässt vermuten, dass es wahrscheinlich auch in diesem Fall nicht komplett gelungen ist, alle Enzyme in der Erdbeeren zu inaktivieren. Die schon im vorigen Kapitel erwähnten, vermutlich auch in der Erdbeere vorkommenden ziemlich hitzestabilen Isoenzyme vor allem der Peroxidase tragen wahrscheinlich einen Großteil zum noch immer vorhandenen Zerfall der roten

Farbe bei (Kap. 7.3.3). Auch die im gleichen Kapitel besprochene Wiederaufnahme der Peroxidaseaktivität nach einer teilweisen Denaturierung des Enzyms kann hier eine Rolle für die Farbabnahme spielen, denn dieses Phänomen tritt vermehrt bei HTST-pasteurisierten Enzymen auf (LOPEZ-SERRANO und BARCELO, 1996).

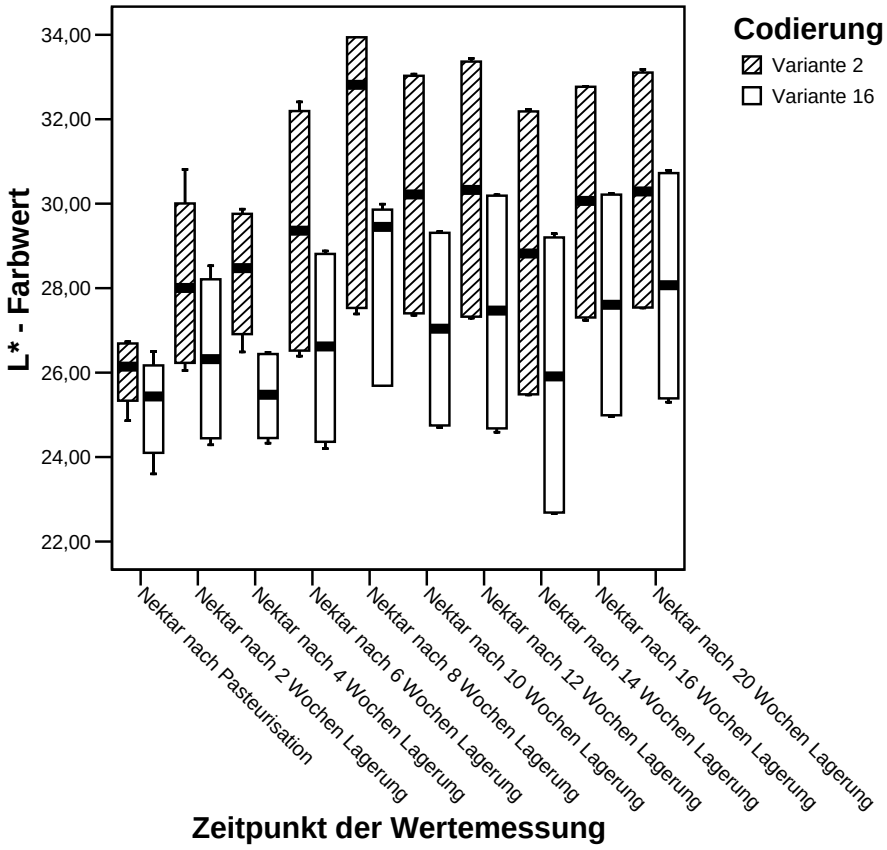

Abb. 33: L*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min)

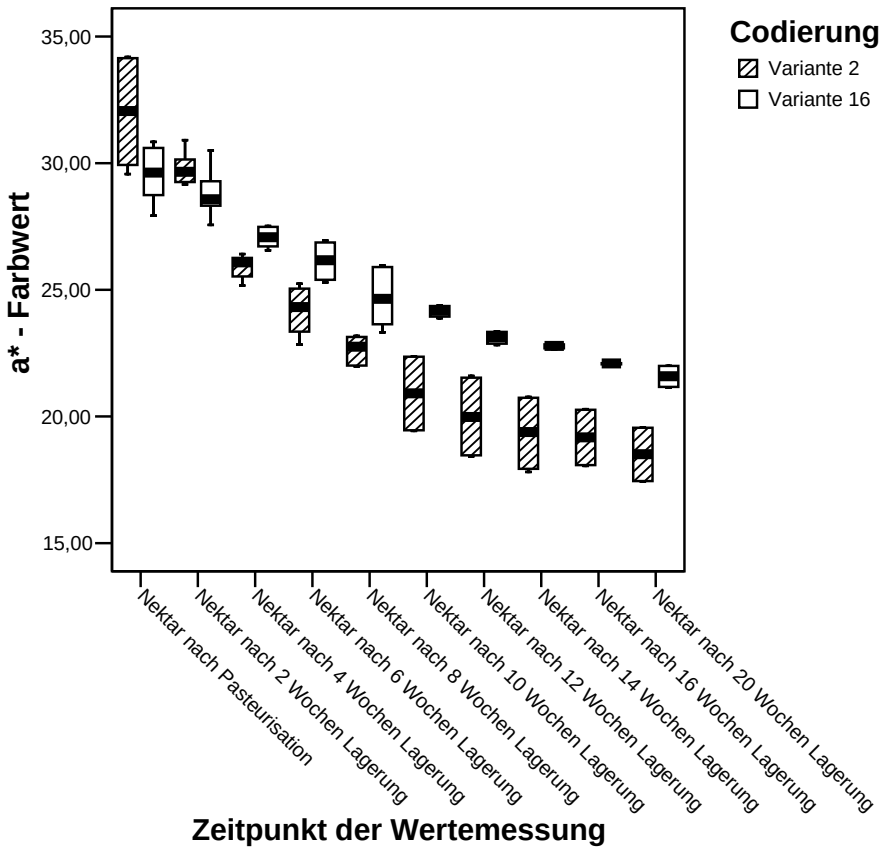

Abb. 34: a*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min)

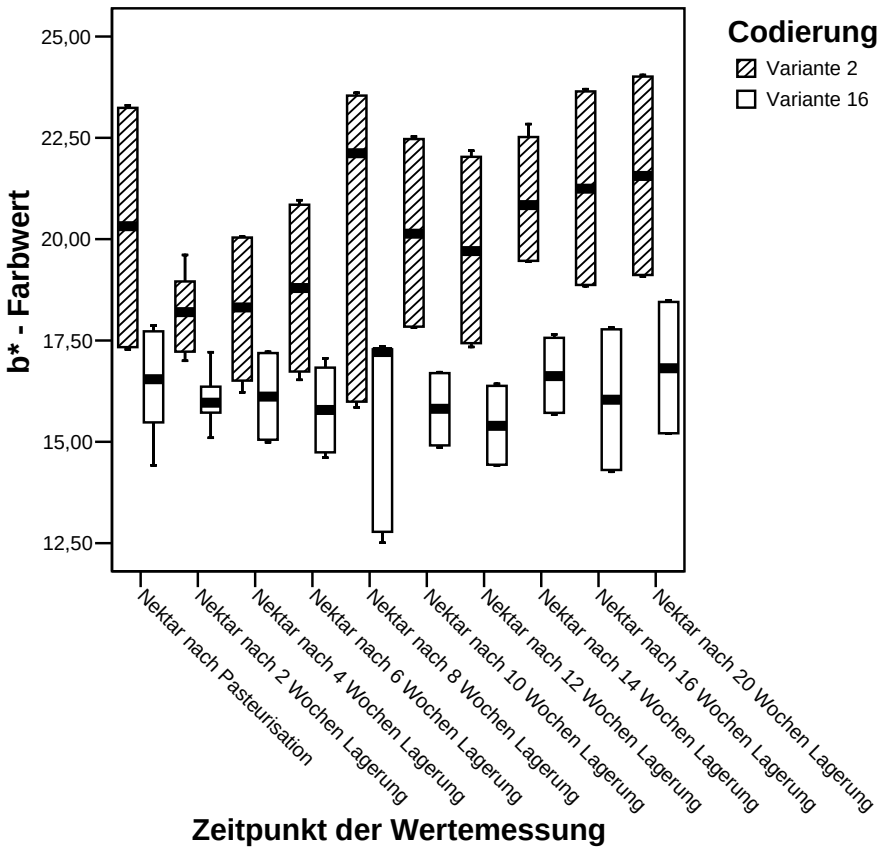

Abb. 35: b*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min)

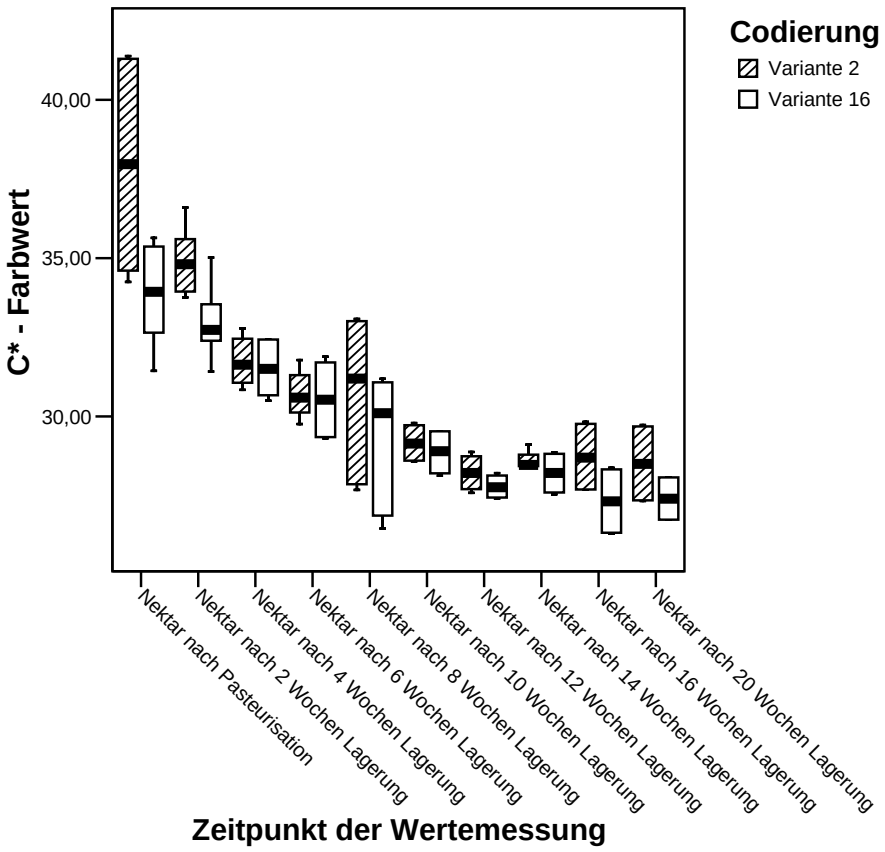

Abb. 36: C*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min)

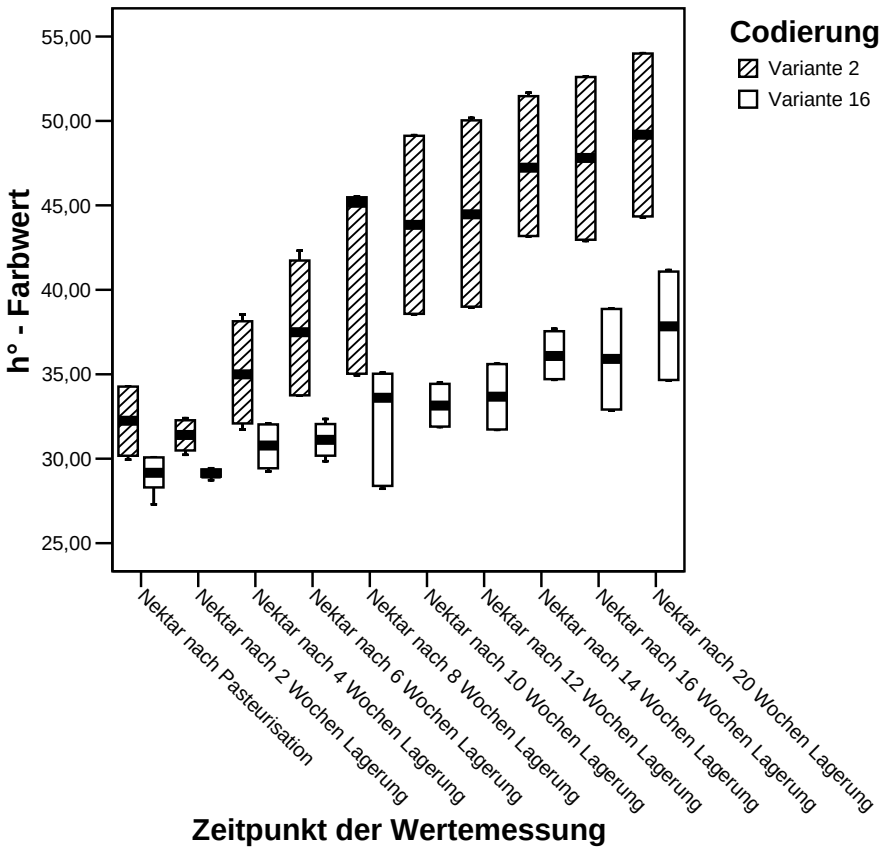

Abb. 37: h°-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min)

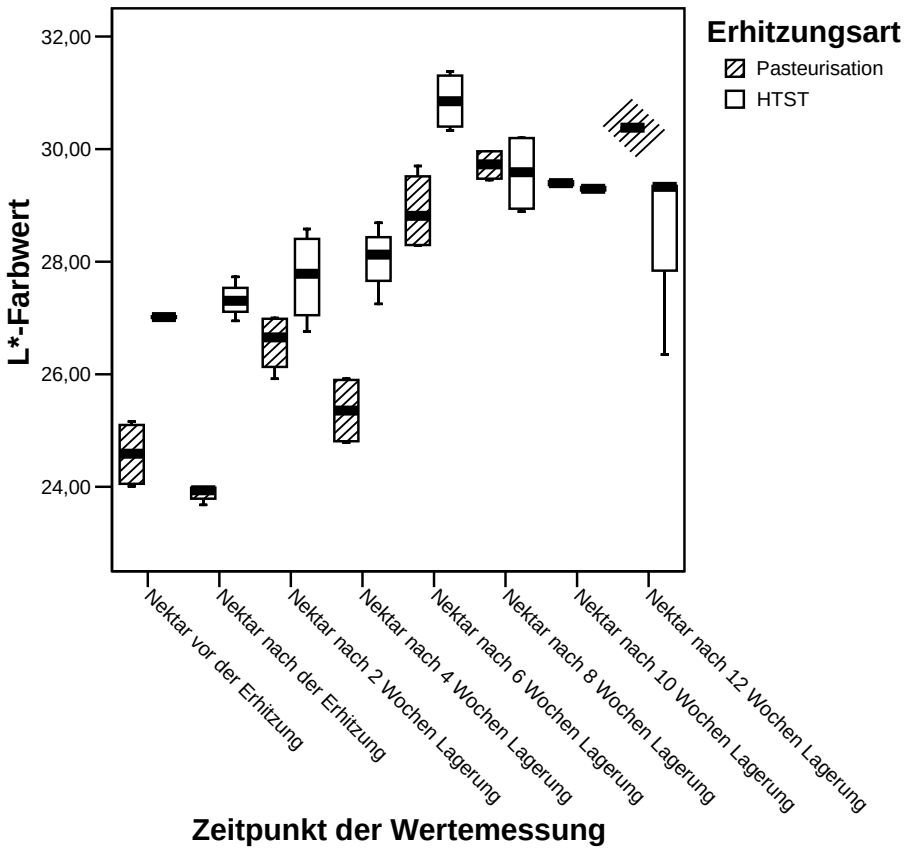

Abb. 38: L*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6)

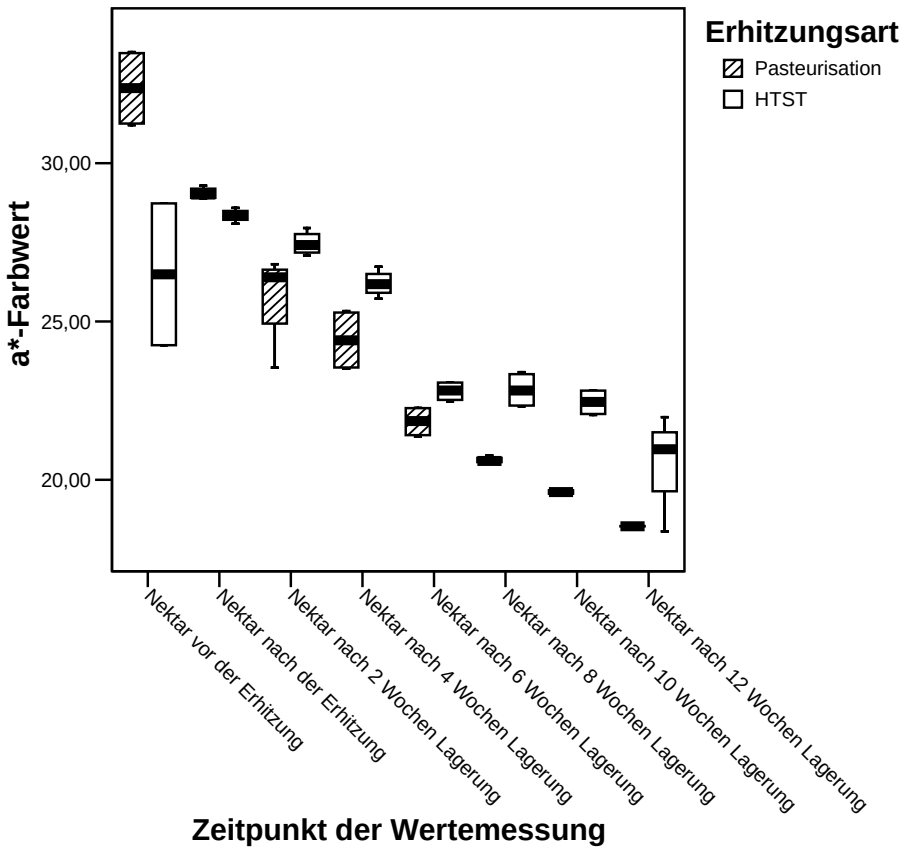

Abb. 39: a*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6)

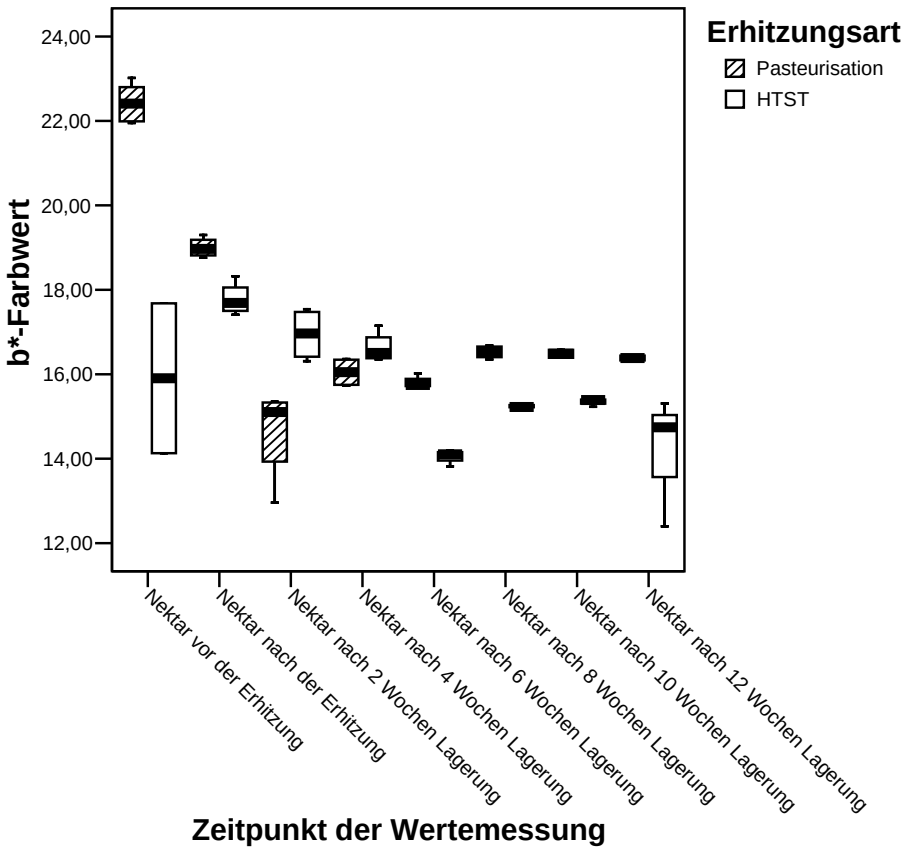

Abb. 40: b*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6)

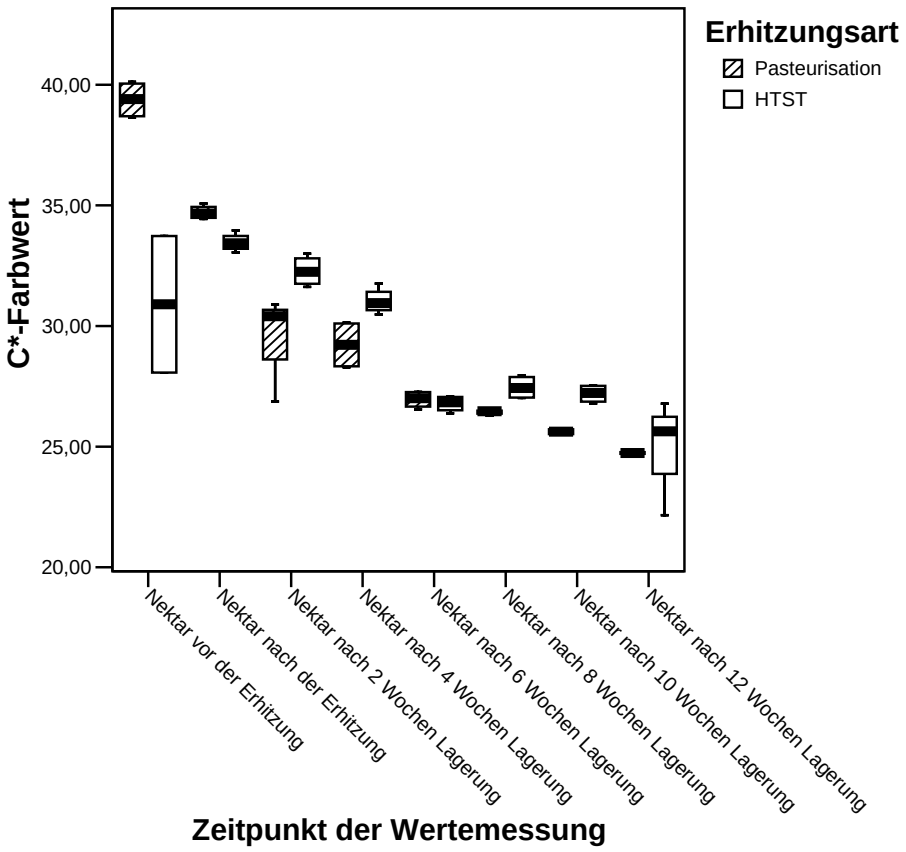

Abb. 41: C*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6)

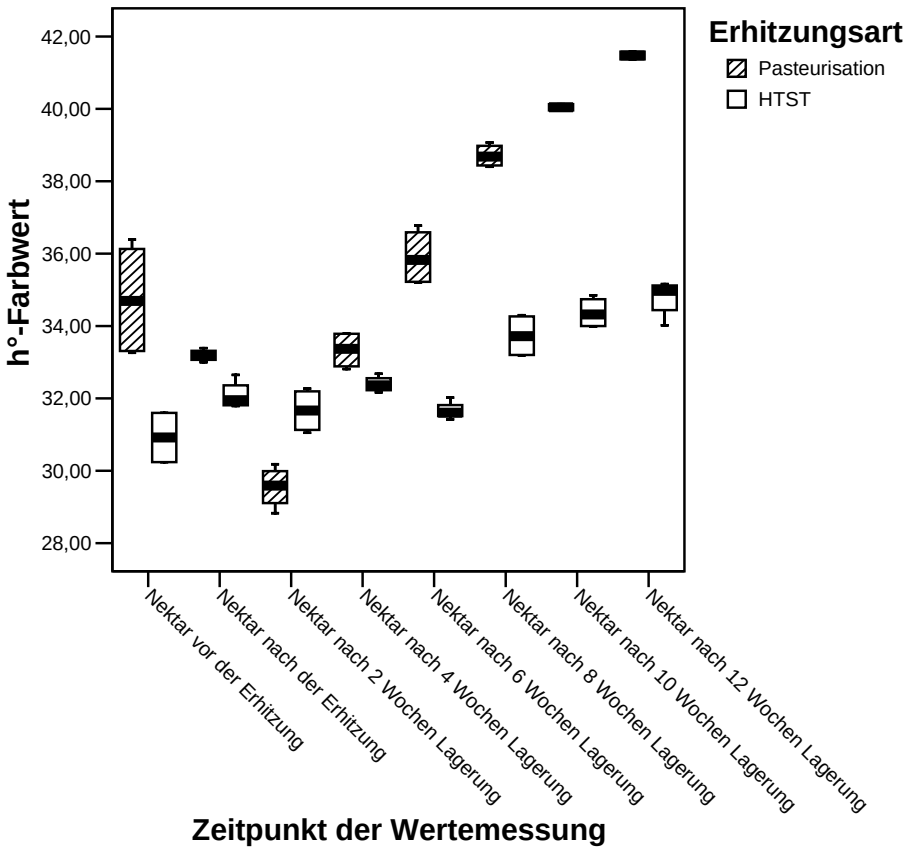

Abb. 42: h°-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6)

7.4 Einfluss der angewandten Parameter auf die monomeren Anthocyane

7.4.1 Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung

Wie in Tab. 17 sichtbar führte das Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung zum Nektar während der Nektarherstellung und seiner Pasteurisation zunächst zu einer gegenüber einem aus gleich frisch nach der Ernte verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektar erhöhten Zerstörung der monomeren Anthocyane. Das war zu erwarten, denn in der Literatur wird berichtet, dass durch Tiefkühllagerung von Erdbeeren bei

-18 °C nach einer gewissen Lagerzeit, je nach Erdbeersorte der Anthocyangehalt um 11 – 27,5 % abnahm (POLESELLO und RAMPILLI, 1972). So war vermutlich schon der Anfangsgehalt der monomeren Anthocyane bei den aus vor der Verarbeitung eingefrorenen Erdbeeren produzierten Nektarvarianten am Anfang der Herstellung des Erdbeernektars geringer als in aus gleich nach der Ernte frisch verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektarchargen. Da jedoch alle Erdbeeren vor der Anthocyanbestimmung eine Zeit lang bei -18 °C eingefroren wurden, konnte dieser Unterschied nicht ermittelt werden.

Tab. 17 zeigt weiters, dass der signifikant negative Effekt des Einfrierens auf den Gehalt der monomeren Anthocyane während der Lagerung kontinuierlich abnahm. Schlussendlich war sogar ein positiver Effekt des Einfrierens sichtbar, sodass die Anthocyane in den aus den vor der Verarbeitung eingefrorenen Erdbeeren hergestellten Nektarvarianten im Endeffekt sogar stabiler waren und eine signifikant höhere Halbwertszeit aufwiesen als diejenigen in den aus gleich frisch nach der Ernte verarbeiteten produzierten Nektarvarianten. Dafür ist wahrscheinlich die schon beim Einfluss des Einfrierens der Erdbeere auf die Farbstabilität besprochene durch das Einfrieren der Erdbeeren hervorgerufene Entstehung von Copigmentierung der Anthocyane im Erdbeernektar während seiner Lagerung verantwortlich (Kap. 7.3.1). Denn durch Kondensation von Anthocyanen mit anderen Molekülen (Copigmenten) wird nicht nur eine stabilere Farbe erreicht, sondern gleichzeitig auch das Anthocyan selbst stabilisiert.

7.4.2 Erhöhung des Fruchtgehaltes

Wie man in Tab. 17 sehen kann, übt eine Erhöhung des Fruchtgehaltes eines Erdbeernektars von 40 % auf 60 %, also u. a. auch eine erhöhte Konzentration von monomeren Anthocyanen einen signifikant positiven Effekt auf den Gehalt und die Stabilität der monomeren Anthocyane aus. Das bestätigt Versuche aus der Literatur, bei denen festgestellt wurde, dass eine erhöhte Anthocyankonzentration in Pflanzengeweben, Fruchtsäften und Fruchtnektar durch die Phänomene der Copigmentation bzw. Selbstassoziation eine Intensivierung der Farbe und eine größere Farb-, und Anthocyanstabilität bewirkt (MAZZA und MINIATI, 1993; GARZON und WROLSTAD, 2002). Allerdings

wird der während der Nektarherstellung, seiner Pasteurisation und auch während seiner Lagerung auftretende positive Effekt der erhöhten Anthocyankonzentration immer kleiner, was man auch daran erkennen kann, dass sich die Halbwertszeit der monomeren Anthocyane in einem Nektar mit 40 % Fruchtgehalt und einem mit 60 % Fruchtgehalt nicht mehr signifikant unterscheidet. Doch auch dieses Ergebnis kann mit der Literatur bestätigt werden. So fand man in Versuchen heraus, dass der Anthocyanzerfall in Erdbeersäften und –konzentraten einer Reaktion 1. Ordnung folgte, was bedeutet, dass die Zerstörungsrate von monomeren Anthocyanen direkt proportional ihrer Konzentration ist (GARZON und WROLSTAD, 2002). Ein weiterer Grund für die erniedrigte Stabilität könnte auch der in den Nektarproben mit 60 % Fruchtgehalt gegenüber denjenigen mit 40 % Fruchtgehalt höhere pH-Wert sein. Wie in Kap. 7.1 schon besprochen wurde, sorgt ein niedrigerer pH-Wert im physiologischen pH-Bereich der Erdbeere vor allem über verstärkte Inaktivierung der Enzyme Peroxidase und Polyphenoloxidase, welche Anthocyane durch Oxidation zerstören können, für eine erhöhte Anthocyanstabilität. Auch der durch einen erhöhten Fruchtgehalt im Nektar erhöhte Gehalt an L-Ascorbinsäure, könnte für die Abnahme der Stabilität der monomeren Anthocyane im Erdbeernektar mit 60 % Fruchtgehalt gegenüber demjenigen mit 40 % Fruchtgehalt verantwortlich sein. Denn eine Erhöhung des Fruchtgehaltes bewirkt bei der L-Ascorbinsäure genau das gleiche, wie bei den monomeren Anthocyanen (Tab. 18). Auch hier nimmt der positive Effekt ständig ab und ist bei der Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure genau wie bei der Halbwertszeit der monomeren Anthocyane verschwunden. Dieser parallele Verlauf der Konzentrationen von Ascorbinsäure und monomeren Anthocyanen könnte Versuche aus der Literatur bestätigen, bei denen gezeigt wurde, dass Anthocyane durch Komplexbildung mit L-Ascorbinsäure oxidiert und dadurch zerstört werden, wobei die Ascorbinsäure selbst abgebaut wird (GARZON und WROLSTAD, 2002).

7.4.3 Pasteurisation

Erhöhung der Pasteurisationstemperatur und der Pasteurisaitonsdauer

In den Versuchsplänen 1 und 3 konnte nur in Versuchsplan 1 bei einer Pasteurisation mit einem höheren P-Wert ein Einfluss auf die monomeren Anthocyane festgestellt werden und dort nur bei einer Erhöhung der Pasteurisationstemperatur, nicht aber bei einer längeren Pasteurisationsdauer (Tab. 17 und 23). Eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C führte während der Pasteurisation zu einer stärkeren Zerstörung der monomeren Anthocyane. Dieses Ergebnis war zu erwarten, denn auch in der Literatur wurde beschrieben, dass bei Pasteurisation mit einem höheren P-Wert der Gehalt an monomeren Anthocyanen stärker abnahm (GARZON und WROLSTAD, 2002). Während der Lagerung setzte dann bei den mit 90 °C pasteurisierten Nektarvarianten allmählich ein Stabilisierungseffekt der im Nektar verbliebenen monomeren Anthocyane ein, was an deren erhöhter Halbwertszeit gegenüber denjenigen, die mit 80 °C pasteurisiert wurden, erkennbar war. Dafür sind vermutlich auch die für die Stabilisierung der roten Erdbeerfarbe zuständigen, bei Pasteurisation mit einem höheren P-Wert vermehrt gebildeten Copigmentierungsreaktionen und die bessere Inaktivierung der farb- und anthocyanzerstörenden Enzyme Peroxidase und Polyphenoloxidase verantwortlich (Kap. 7.3.3). Das Fehlen eines Einflusses einer einen höheren P-Wert aufweisenden Pasteurisation auf Gehalt und Stabilität der monomeren Anthocyane in Versuchsplan 3 zeigt, dass nicht nur bei der roten Erdbeerfarbe, sondern offensichtlich auch beim Anthocyangehalt der größere Effekt des Einfrierens den kleineren Effekt der Pasteurisation mit einem höheren P-Wert überlagert (Kap. 7.3.1).

Der Unterschied in der Pasteurisationsart

Wie in Tab. 26 sichtbar, sind die monomeren Anthocyane während der Pasteurisation in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) sehr viel stabiler als in der normalpasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15). Das war nicht zu erwarten, denn dieses Ergebnis steht im Widerspruch zu dem bei der Normalpasteurisation von Versuchsplan 1 im vorigen Kapitel besprochenen Resultat, dass die Anthocyane durch eine erhöhte Pasteurisationstemperatur, nicht aber durch eine verlängerte Pasteurisationsdauer stärker zerstört werden (Kap. 7.3.3). Allerdings zeigt ein Blick in Tab. 20, dass in Versuchsplan 2 auch Variante VP2-7, die HTST-

pasteurisierte Nektarvariante mit dem zweithöchsten P-Wert während der Pasteurisation ähnlich stabile monomere Anthocyane aufwies als Variante VP2-6. Die Tatsache, dass die monomeren Anthocyane in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) auch während der Lagerung stabiler als jene in der normalpasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15) waren, bestätigt hingegen wieder das auch innerhalb der Normalpasteurisation beobachtete Ergebnis. Wie beim Vergleich der Pasteurisationsart im Hinblick auf die rote Erdbeerfarbe schon festgestellt, hat die Bildung von verstärkter Copigmentierung durch die in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) stattfindende einen höheren P-Wert aufweisende Pasteurisation gegenüber der in der normalpasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15) stattfindenden Pasteurisation mit einem im Vergleich niedrigeren P-Wert wahrscheinlich auch nichts mit der größeren Stabilität der monomeren Anthocyane in erstgenannter Nektarvariante zu tun (Kap. 7.3.3). Die unterschiedliche Inaktivierung der in der Erdbeere enthaltenen Enzyme Polyphenoloxidase und Peroxidase könnte hingegen eine Erklärung für dieses Ergebnis liefern. Die Variante VP2-6 ist nicht nur die HTST-pasteurisierte Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert, sondern nach Variante VP2-7, die bei der HTST-Pasteurisation den zweithöchsten P-Wert aufwies, gleichzeitig auch die Nektarvariante mit der kürzesten Pasteurisationsdauer. Es ist möglich, dass durch die kurze Pasteurisationsdauer nur wenige Anthocyane, durch den hohen P-Wert der Pasteurisation jedoch zunächst fast alle anthocyanzerstörenden Enzyme im Erdbeernektar komplett inaktiviert wurden. Das würde die in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) vorkommende sehr hohe Stabilität der monomeren Anthocyane während der Pasteurisation erklären. Durch die kurze Pasteurisaitonsdauer in der Variante VP2-6 ist es jedoch sehr wahrscheinlich, dass viele anthocyanzerstörende Enzyme zwar inaktiviert, aber nur z. T. denaturiert wurden. Das schon besprochene Phänomen, das einige teilweise denaturierte Enzymen, wie z. B. einige Isoenzyme der Peroxidase ihre Aktivität einige Zeit nach einem Pasteurisationsvorgang wiederaufnehmen können, würde erklären, warum auch bei HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) der Gehalt der monomeren Anthocyane während der Lagerung stärker als bei der Pasteurisation zu sinken beginnt (Kap. 7.3.3). Die normalpasteurisierte Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15), die zwar länger, aber mit einem viel niedrigeren P-

Wert als die HTST-pasteurisierte Nektarvariante VP2-6 pasteurisiert wurde, unterliegt hingegen genau dem innerhalb der Normalpasteurisation besprochenen Trend (Kap. 7.4.3).

7.5 Einfluss der angewandten Parameter auf die L-Ascorbinsäure

7.5.1 Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung

Wie in Tab. 18 sichtbar ist, scheint das Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung zu Nektar keinen Einfluss auf den Gehalt und die Stabilität der L-Ascorbinsäure gehabt zu haben. Einzig direkt nach der Pasteurisation ist eine signifikant sehr leicht erhöhte Zerstörung der L-Ascorbinsäure im aus vor der Verarbeitung eingefrorenen und danach aufgetauten Erdbeeren hergestellten Nektar gegenüber dem aus gleich frisch nach der Ernte verarbeiteten Erdbeeren produzierten Nektar feststellbar. Auch in der Literatur wurde herausgefunden, dass das Einfrieren von Erdbeeren bei -18 °C nur einen sehr geringen Effekt auf den Gehalt von L-Ascorbinsäure hat. Der L-Ascorbinsäuregehalt in den Erdbeeren entsprach auch nach einer Tiefkühllagerung von fast 90 Tagen noch annähernd demjenigen von frisch geernteten Erdbeeren (SAHARI et al., 2004). Die beim während der Lagerung des Erdbeernektars signifikant positiven Einfluss des Einfrierens auf die Farbstabilität und den Gehalt bzw. die Stabilität der monomeren Anthocyane vermutete verstärkt auftretende Copigmentierung von Anthocyanen spielt anscheinend für den Gehalt und die Stabilität der L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar keine entscheidende Rolle (Kap. 7.3.1 und 7.4.1).

7.5.2 Erhöhung des Fruchtgehaltes

Wie in Tab. 18 sichtbar, wird die L-Ascorbinsäure durch eine Erhöhung des Fruchtgehaltes des Nektars von 40 % auf 60 %, also u. a. auch durch eine erhöhte Konzentration von monomeren Anthocyanen sowohl während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Nektar, als auch während der Pasteurisation und der Lagerung signifikant besser vor Zerstö-

rung geschützt, wenngleich dieser positive Effekt vor allem während der Lagerung deutlich abnimmt, sodass kein signifikanter Effekt mehr auf die Halbwertszeit der L-Ascorbinsäure festgestellt werden kann. Wie schon in Kap. 7.4.2 erwähnt, bewirkt die Erhöhung des Fruchtgehaltes bei der L-Ascorbinsäure damit genau das gleiche, wie bei den monomeren Anthocyanen und hängt wahrscheinlich auch damit zusammen (Tab. 17).

7.5.3 Pasteurisation

Erhöhung der Pasteurisationstemperatur und der Pasteurisationsdauer

Wie in Tab. 18 sichtbar, wirkte sich eine Pasteurisation mit höherem P-Wert in Versuchsplan 1 negativ auf den Gehalt der L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar aus. Auch in der Literatur wird berichtet, dass durch Pasteurisation oder überhaupt erhöhte Temperatur die L-Ascorbinsäure schneller zerstört wird (GARZON und WROLSTAD, 2002; KLOPOTEK et al., 2005). Während der Lagerzeit wurde L-Ascorbinsäure nur in Nektarvarianten mit langer Pasteurisationsdauer signifikant stabilisiert, was sich auch auf ihre Halbwertszeit signifikant positiv auswirkte. Allerdings gab es in diesem Fall auch eine Wechselwirkung zwischen dem Effekt der von 80 °C auf 90 °C erhöhten Pasteurisationstemperatur und der von 1 min auf 30 min verlängerten Pasteurisation. Diese beiden Effekte gemeinsam sorgten während der Lagerung für eine signifikante Stabilisierung der im Erdbeernektar vorhandenen L-Ascorbinsäure, was sich auch in einer signifikanten Verlängerung ihrer Halbwertszeit äußerte. Ein Grund für die stabilere L-Ascorbinsäure in den pasteurisierten Nektarvarianten mit einem hohen P-Wert gegenüber den Nektarvarianten mit einem niedrigen P-Wert könnte die durch die Pasteurisation mit höherem P-Wert verursachte vermehrte Inaktivierung der in der Erdbeere enthaltenen Ascorbatperoxidase, einer Unterart des Enzyms Peroxidase sein, welche die L-Ascorbinsäure durch Oxidation zerstört (WANG et al., 2005).

In Versuchsplan 3 waren genau die gleichen Effekte, wie in Versuchsplan 1 vorhanden. Einzig der während der Pasteurisation vorherrschende negative Effekt der Erhöhung der Pasteurisationstemperatur auf den Gehalt der L-Ascorbinsäure war nicht signifikant enthalten (Tab. 24). Die Tatsache, dass in Versuchsplan 3 überhaupt ein Effekt auf die

L-Ascorbinsäure festzustellen war, könnte ein weiterer Hinweis darauf sein, dass durch das Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung zu Nektar während seiner Lagerung tatsächlich eine Copigmentierung von Anthocyanen, welche für den positiven und sehr großen, alle anderen Effekte überlagernden Effekt des Einfrierens auf die Stabilität der roten Farbe und der monomeren Anthocyane verantwortlich war, in der Erdbeere aufgetreten ist, sie jedoch keinen großen Einfluss auf die L-Ascorbinsäure hatte und die Effekte der anderen Faktoren dadurch feststellbar wurden.

Der Unterschied in der Pasteurisationsart

Wie man in Tab. 27 sehen kann, nahm die L-Ascorbinsäure in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) nur ganz leicht ab, während bei der normalpasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15) ein großer Teil davon zerstört wurde. Damit ist während der Pasteurisation der gleiche Trend, wie bei den monomeren Anthocyanen zu erkennen (Kap. 7.4.3). Allerdings scheinen in diesem Fall andere Faktoren für die Stabilität der L-Ascorbinsäure der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) verantwortlich zu sein, als das bei den monomeren Anthocyanen der Fall war. Denn ein Vergleich mit den restlichen HTST-pasteurisierten Nektarvarianten zeigte, dass auch dort der L-Ascorbinsäuregehalt während der Pasteurisation nur unwesentlich abnahm (Tab. 21).

Im Bereich der sehr kurzen Pasteurisationsdauer mit sehr hohen Pasteurisationstemperaturen, also im HTST-Pasteurisationsbereich scheint also eine Verlängerung der Pasteurisationsdauer im Gegensatz zur Normalpasteurisation keinen negativen Einfluss auf den Gehalt der L-Ascorbinsäure zu haben. In der Literatur wurden sogar Versuche beschrieben, bei denen während der Pasteurisation von Erdbeeren sogar eine Erhöhung der L-Ascorbinsäurekonzentration nachgewiesen wurde, die dann erst während der Lagerung zu sinken begann (VICENTE et al., 2006).

Während der Lagerung ist die Abnahme der L-Ascorbinsäure in der HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) auch um vieles niedriger als in der normalpasteurisierten Nektarvariante mit dem höchsten P-Wert (VP1-15) (Tab. 27). Ein Blick auf Tab. 21 zeigt, dass die L-Ascorbinsäure außer in der einen sehr hohen Sauerstoffgehalt enthaltenden Nektarvariante VP2-5 auch in alle anderen HTST-pasteurisierten Nektarvarianten ähnlich stabil wie in der HTST-pasteurisierten Nektar-

variante mit dem höchsten P-Wert (VP2-6) war. Wahrscheinlich ist dafür, wie innerhalb der Normalpasteurisation, eine durch den in den HTST-pasteurisierten Nektarvarianten gegenüber den normalpasteurisierten Nektarvarianten vorhandenen höheren P-Wert nochmals erhöhte Inaktivierung der Ascorbatperoxidase verantwortlich (Kap. 7.5.3). Diese Unterart der Peroxidase könnte in Erdbeeren evtl. einige hitzestabile Isoenzyme besitzen, die nur bei Pasteurisation mit einem entsprechend hohen P-Wert größteneils inaktiviert werden, aber nicht die Fähigkeit besitzen, ihre Aktivität nach der teilweisen Denaturierung wiederaufzunehmen, was den bei den HTST-pasteurisierten Nektarvarianten gezeigten Abnahmeverlauf der L-Ascorbinsäure ziemlich gut erklären würde.

7.6 Zusammenhang zwischen dem Gehalt der monomeren Anthocyane bzw. dem Gehalt der L-Ascorbinsäure und der Farbstabilität

7.6.1 Zusammenhang zwischen den monomeren Anthocyanen und der Farbstabilität

Wie in Kap. 7.1 und 7.2.2 schon hinreichend gezeigt wurde, wurde in dieser Diplomarbeit ein in der Literatur postulierte Zusammenhang zwischen der roten Farbe des Erdbeernektars (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) und seiner Konzentration an monomeren Anthocyanen nur bedingt nachgewiesen (Versuchsplan 1). Wie in Tab. 28 ersichtlich, war die beste Korrelation der 3 Versuchspläne in Versuchsplan 1 gegeben. In den Versuchsplänen 2 und 3 konnte dieser Zusammenhang jedoch nicht gefunden werden. Ein Grund für diese abweichenden Korrelationen konnte nicht gefunden werden.

Tab. 28: Berechnung der Korrelationen zwischen der Differenz des Gehaltes an monomeren Anthocyanen und der Veränderung der roten Erdbeerfarbe innerhalb der ersten 4 Lagerwochen (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) in allen 3 Versuchsplänen

Versuchsplan	Korrelationskoeffizient
1	0,689
2	0,073
3	0,072

7.6.2 Zusammenhang zwischen der L-Ascorbinsäure und der Farbstabilität

Der Einfluss der Stabilität der L-Ascorbinsäure auf die Stabilität der roten Farbe wird in Tab. 29 dargestellt. Während in den Versuchsplänen 1 und 3 ein hoher Zusammenhang dieser Parameter beobachtet werden konnte, zeigte sich bei Versuchsplan 2 dieser Effekt nicht. Der Grund dafür konnte nicht gefunden werden.

Tab. 29: Berechnung der Korrelationen zwischen der Differenz des L-Ascorbinsäuregehaltes und der Veränderung der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) in allen 3 Versuchsplänen

Versuchsplan	Korrelationskoeffizient
1	0,888
2	0,035
3	0,655

8 SCHLUSSFOLGERUNGEN

Die Aufgabenstellung in dieser Diplomarbeit war es verschiedene Parameter (Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung zu Nektar, Erhöhung des Fruchtgehaltes des Nektars, Erhöhung der Pasteurisationstemperatur bzw. der Pasteurisationsdauer) hinsichtlich deren Eignung, die langfristige Stabilität der roten Erdbeerfarbe in Erdbeernektar zu erhöhen, zu untersuchen. Dabei wurde die rote Erdbeerfarbe mittels eines in einem früher Versuch ermitteltem Akzeptanzfaktor a*/h°, der sich den beiden entsprechenden Einzelwerten der Farbmessung im L*, a*, b* nach Hunter zusammensetzte, beurteilt.

Es zeigte sich, dass das Einfrieren der Erdbeeren bei -18 °C vor der Verarbeitung zu Erdbeernektar einen sehr großen positiven Effekt auf die Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h) ausübte. Das Einfrieren der Erdbeeren vor der Verarbeitung zu Erdbeernektar führte jedoch nicht nur zu einer stabileren Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°), sondern auch zu deren Veränderung, was an den Einzelwerten L*, a*, b*, C* und h° ablesbar war. Ein Vergleich mit der Literatur legte die Vermutung nahe, dass neugebildete Copigmentierungsreaktionen für die erhöhte Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) verantwortlich waren.

Der positive Effekt des Einfrierens war insgesamt der größte Effekt und überlagerte somit auch die Wirkung der Einzeleffekte aller anderen variierten Parameter. Das äußerte sich darin, dass in dem Versuchsplan, in welchem der Erdbeernektar nur aus vor der Verarbeitung eingefrorenen Erdbeeren hergestellt wurde, keine signifikanten Effekte auf die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) oder auf die Stabilität der monomeren Anthocyane feststellbar waren.

Eine Erhöhung des Fruchtgehaltes des Nektars von 40 % auf 60 % führte hingegen zu keiner erhöhten Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) und der monomeren Anthocyane im Erdbeernektar. Eine mögliche Ursache für den trotz der höheren Konzentration an monomeren Anthocyanen fehlenden langfristig positiven Effekt, könnte der aufgrund der vermehrten Fruchtmasse bedingte höhere pH-Wert sein, dessen negativer Einfluss die positive Wirkung der vermehrten monomeren Anthocyane zu überwiegen scheint.

Auch ein Pasteurisationsregime mit einem erhöhten P-Wert führte zu einer erhöhten Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) im Nektar. Eine Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C übte zusätzlich einen positiven Einfluss auf die Stabilität der monomeren Anthocyane im Erdbeernektar aus, wenngleich jene durch die einen höheren P-Wert aufweisende Pasteurisation zuerst einer verstärkten Zerstörung unterworfen waren. Bei der Verlängerung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 10, 20 bzw. 30 min zeigte sich hingegen, dass die positive Wirkung für die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) nicht kontinuierlich mit einer längeren Pasteurisationsdauer anstieg, sondern erst durch den Sprung von 1 min auf 30 min sichtbar wurde. Im Fall der längeren Pasteurisationsdauer war jedoch kein signifikanter Effekt auf die Stabilität der monomeren Anthocyane im Erdbeernektar feststellbar.

Zusätzlich zu den beschriebenen variierten Parametern wurde noch ein Vergleich der Auswirkung von Pasteurisation mittels Normalpasteurisation (80 °C bzw. 90°C, 1, 10, 20 bzw. 30 min) , welche in zwei Versuchsplänen angewandt wurde, mit jener durch HTST-Pasteurisation (100 °C bzw. 120 °C; 10, 15, 90, 100 bzw. 180 s), welche in einem Versuchsplan angewandt wurde, auf die Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) im Nektar durchgeführt. Dabei wurde die die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) am besten stabilisierende normalpasteurisierte Variante (VP1-15) mit der die Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) am meisten verstärkende HTST-pasteurisierte Variante (VP2-6) verglichen. Es zeigte sich, dass die Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) und der monomeren Anthocyane durch HTST-Pasteurisation noch zusätzlich gegenüber jener durch Normalpasteurisation erhöht werden konnte. Da die restlichen Parameter, wie pH-Wert, Sauerstoff oder Redoxpotential bei beiden Varianten in einem ziemlich engen Bereich lagen, konnte vermutet werden, dass die erhöhte Anzahl an Pasteurisationseinheiten (P-Wert) für die höhere Farbstabilität (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) verantwortlich war.

Ein Vergleich der Einzelwerte L*, a*, b*, C* und h° mit der Literatur zeigte auch hier, wie beim Einfrieren der Erdbeeren, dass vermutlich durch die Pasteurisation neu aufgetretene Copigmentierungsreaktionen für die erhöhte Stabilität der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) im Nektar verantwortlich waren.

Die Tatsache, dass jedoch selbst in der 15000 Pasteurisationseinheiten aufweisenden HTST-pasteurisierten Nektarvariante VP2-6 keine vollständige Stabilisierung der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) und der monomeren Anthocyane im Erdbeernektar gegeben war, zeigte hingegen, dass es selbst mit diesem hohen P-Wert nicht gelungen war, die farbzerstörenden Stoffe im Erdbeernektar ganz zu eliminieren. Dazu gehören vermutlich in erster Linie die anthocyanabbauenden in der Erdbeere vorkommenden Enzyme Polyphenoloxidase und Peroxidase, die zum Teil hitzestabile Formen ausbilden. Durch den hohen Z-Wert dieser Enzyme bräuchte es für deren vollständige Inaktivierung mittels Pasteurisation einerseits sehr hohe Pasteurisationstemperaturen und andererseits eine sehr lange Pasteurisationsdauer, also eine Pasteurisation mit einem sehr hohen P-Wert, was sich jedoch natürlich wiederum sehr negativ auf die rote Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) auswirken würde. Daran sieht man, dass Pasteurisation alleine für die Erhaltung von Farbe nicht sehr geeignet erscheint.

Ein Vorschlag für einen zukünftigen Lösungsansatz des Problems der geringen Stabilität der roten Erdbeerfarbe in einem Erdbeernektar wäre demnach z. B. eine Kombination des Einfrierens der Erdbeeren vor der Verarbeitung zu Nektar mit einer Pasteurisation des Nektars mittels HTST-Pasteurisation durchzuführen. Dabei würde sich eventuell ein Synergismus der positiven Effekte beider Wege ergeben.

9 ZUSAMMENFASSSUNG

Die Erdbeererntezeit ist im gewerbsmäßigen Anbau sehr kurz. Da jedoch nicht alle Erdbeeren direkt verkauft werden können, muss ein Teil von den Obstbauern zu für den späteren Verkauf geeigneten anderen Produkten, wie z.B. Erdbeernektar verarbeitet werden. Dabei stellt die relativ instabile rote Erdbeerfarbe ein großes Problem dar.

Ziel dieser Diplomarbeit war es demnach verschiedene Parameter hinsichtlich deren Eignung die Farbstabilität von fruchtfleischhaltigem Erdbeernektar zu erhöhen, zu untersuchen.

Dafür wurde Erdbeernektar im pilot plan Maßstab hergestellt, dann pasteurisiert und bei 20 °C im Dunkeln gelagert. Folgende Parameter wurden variiert: Erdbeersorte („Elsanta“ bzw. „Malling Pandora“), Verarbeitung der Erdbeeren zu Nektar (frisch bzw. nach Einfrieren bei -18 °C), Erhöhung des Fruchtgehaltes des Nektars (von 40 % auf 60 %), Erhöhung der Pasteurisationstemperatur (von 80 °C auf 90 °C), Erhöhung der Pasteurisationsdauer (von 1 min auf 10, 20 bzw. 30 min) und Vergleich zweier Pasteurisationsarten (Normalpasteurisation vs. HTST-Pasteurisation). Analysiert wurden neben der Erdbeerfarbe auch der Gehalt und die Stabilität der monomeren Anthocyane und der L-Ascorbnisäure. Es wurden auch Begleitparameter (pH-Wert, Brixgrade, Redoxpotential, Sauerstoff, Brixgrade, Festigkeit, titrierbare Säure) gemessen.

Die Auswertung zeigte, dass die Sorte „Malling Pandora“ keinen Vorteil gegenüber „Elsanta“ brachte. Einfrieren der Erdbeeren erhöhte die Stabilität der Erdbeerfarbe und der monomeren Anthocyane. Die Erhöhung des Fruchtgehaltes hatte keine Wirkung. Die Erhöhung der Pasteurisationstemperatur stabilisierte die Erdbeerfarbe und die monomeren Anthocyane, eine längere Pasteurisationsdauer lieferte eine stabilere Erdbeerfarbe und eine stabilere L-Ascorbinsäure. Neben dem Einfrieren der Erdbeeren wurde durch HTST-Pasteurisation mit der richtigen Kombination von Pasteurisationstemperatur und Pasteurisaitonsdauer (Variante VP2-6: 100 °C, 90 s) die beste Stabilisierung von Erdbeerfarbe und monomeren Anthocyanen erzielt.

10 ABSTRACT

In commercial cultivation strawberries can only be harvested in a very short period of time. Not all of them can be sold directly, so a part hast to be processed to products suitable for later selling, like strawberry nectar, by the fruit growers. The relative instable strawberry colour poses a big problem thereby.

The purpose of this diploma thesis was to analyse the suitabliliy of different parameters to enhance the colour stability of strawberry nectar from puree.

Therefore strawberry nectar was produced in pilot plan scale. Afterwards it was pasteurised and stored at 20 °C in the dark. The following parameters were varied: cultivar ("Elsanta", "Malling Pandora"), processing of strawberries to nectar (directly after harvesting, after freezing at -18 °C), inrcrease of puree content (from 40 % to 60 %), increase of pasteurisation temperature (from 80 °C to 90 °C), increase of pasteurisation time (from 1 min to 10, 20 or 30 min) and comparison of two pasteurisation modes (normal pasteurisation, HTST-pasteurisation). Besides the strawberry colour the content and the stability of monomeric anthocyanins and of L-ascorbic acid were analysed too. Concomittant parameters (pH-value, degrees of brix, oxygen, redox potential, firmness and titratable acid) were also measured.

The analysis showed that the cultivar "Malling Pandora" didn't have any benefit over "Elsanta". Freezing enhanced the stability of strawberry colour and monomeric anthocyanins. The increase of the puree content didn't have any effect. The increase of pasteurisation temperature stabilised strawberry colour and monomeric anthocyanins, an extended pasteurisation time led to a stabilised strawberry colour and L-ascorbic acid. Besides the freezing the best stabilisation of straberry colour and of monomeric anthocyanins was achieved through HTST-pasteurisaiton with the right combination of temperature and heating time (design VP2-6: 100 °C, 90 s).

11 LITERATURÜBERSICHT

- ADAMS, J. B.: Thermal degradation of anthocyanins with particular reference to the 3-glycosides of cyaniding. I. In acidified solution at 100°C. J. Sci. Food Agric. 24 (1973) 747-762
- ADAMS, J. B.; ONGLEY, M. H.: The degradation of anthocyanins in canned strawberries. I. The effect of various processing parameters on the retention of pelargonidin-3-glucoside. J. Food Technol. 8 (1973a) 139-145
- AJANDOUZ, E. H.; PUIGSERVER, A.: Nonenzymatic browning reaction of essential amino acids: Effect of pH on caramelization and Maillard reaction kinetics. J. Agric. Food Chem 47 (1999) 1786-1793
- ALBALA-HURTADO, S.; VECIANA-NOGUES, T.M; IZQUIERDO-PULIDO, M.; VIDAL-CAROU, M. C.: Determination of free and total furfural compounds in infant milk formulas by high-performance liquid chromatography. J. Agric. Food Chem. 45 (1997) 2128-2133
- ANDERSEN, O. M.: Anthocyanins. Encyclopedia of life sciences. MacMillan Publishers Ltd., London, UK (2002) 597-605
- ANTHON, G. E.; BARRETT, D. M.: Kinetic parameters for the thermal inactivation of quality-related enzymes in carrots and potatoes. J. Agric. Food Chem. 50 (2002) 4119-4125
- ASEN, S.; STUART, N. W.; COX, E. L.: Sepal Color of Hydrangea macrophylla as Influenced by the Source of Nitrogen Available to Plants. Proc. Amer. Soc. of Hort. Sci. 82 (1963) 504-507
- ASEN, S.; STEWART, R. N.; NORRIS, K. H.: Co-pigmentation of anthocyanins in plant tissues and its effect on color. Phytochem. 11 (1972) 1139
- ASSIS, S. A.; LIMA, D. C.; FARIA-OLIVEIRA, O. M. M.: Activity of pectinmethylesterase, pectin content and vitamin C in acerola fruit at various stages of development. Food Chem. 74 (2001) 133-137
- AURA, A.-M.: In vitro metabolism of anthocyanins by human gut microflora. Eur. J. Nutr. (2004) 133-142
- BAKKER, J.; BRIDLE, P.; KOOPMAN, A.: Strawberry juice colour: The effect of some processing variables on the stability of anthocyanins. J. Sci. Food Agric. 60 (1992) 471-476
- BAKKER, J.; BRIDLE, P.; BELLWORTHY, S. J.: Strawberry juice colour: A study of the quantitative and qualitative pigment composition of juices from 39 genotypes. J. Sci. Food Agric. 64 (1994) 31-37
- BAKOWSKA, A.; KUCHARSKA, A. Z.; OSZMIANSKI, J.: The effect of heating, UV irradiation and storage on stability of the anthocyanin-polyphenol copigment complex. Food Chem. 81 (2003) 349-355
- BARANAC, J. M.; PETRANOVIC, N. A.; DIMITRIC MARKOVIC, J. M.: Spectophotometric study of anthocyanin copigmentation reactions. J. Agric. Food Chem. 44 (1996) 1333-1336
- BARBER, H. N.: Selection in natural populations. Her. 20 (1965) 551
- BAUBLIS, A.; SPOMER, A.; BERBER-JIMENEZ, M. D.: Anthocyanin pigments: comparison of extract stability. J. Food Sci. 59 (1994) 1219-1221

- BAKOWSKA, A.; KUCHARSKA, A. Z.; OSZMIANSKI, J.: The effects of UV irradiation, and storage on stability of the anthocyanin-polyphenol copigment complex. Food Chemistry 81 (2003) 349-355
- BAYER, E.: Natürliche und synthetische Anthocyan-Metallkomplexe. Chem. Ber. 91 (1958) 1115-1122
- BAYER, E.; EGETER, H.; FINK, A.; NETHER, K.; WEGMANN, K.: Komplexbildung und Blütenfärben. Angew. Chem. 78 (18/19) (1966) 834-841
- BELITZ, H. D.; GROSCH, W.: Lehrbuch der Lebensmittelchemie. 5 Aufl. Springer Verlag, Heidelberg (2001)
- BEYER, H.; WALTER, W.: Lehrbuch der organischen Chemie. Hinzel Verlag, Stuttgart (1988)
- BLOOR, S. J.: Novel pigments and copigmentation in the blue marguerite daisy. Phythochem.-Ox. 50 (1999) 1395-1399
- BLOOR, S. J.; FALSHAW, R.: Covalently linked anthocyanin-flavonol pigments from blue Agapanthus flowers. Phytochem. 53 (2000) 575-579
- BOHM, B. A.: The minor flavonoids. In: HARBONE, J. T.; MABRY, T. J.: Flavonoids, Advances in Research. Chapman & Hall, London (1982) 313
- BOULTON, R.: The copigmentation of anthocyanins and its role in the color of red wine: a critical review. Am. J. Enol. Vitic. 52:2 (2001) 67-87
- BRENES, C. H.; DEL POZO-INSFRAN, D.; TALCOTT, S.: Stability of copigmented anthocyanins and ascorbic acid in a grape juice model system. J. Agric. Food Chem. 53 (2005) 49-56
- BROUILLARD, R.; DELAPORTE, B.: Chemistry of anthocyanin pigments. 2. Kinetic and thermodynamic study of proton transfer, hydration, and tautomeric reactions of malvidin 3-glucoside. J. Am. Chem. Soc. 99 (1977) 8461-8468
- BROUILLARD, R.: Origin of the exceptional colour stability of the *Zebrina* anthocyanin. Phytochem. 20 (1981) 143
- BROUILLARD, R.: Chemical structure of anthocyanins. In: MARKAKIS, P.: Anthocyanins as Food Colors. Academic Press, New York (1982) 1
- BROUILLARD, R.; DANGLES, O.: Anthocyanin molecular interactions: The first step in the formation of new pigments during wine agening? Food Chem. 51 (1994a) 365-371
- BROUILLARD, R.; DANGLES, O.: Flavonoids and flower colour. In: HARBONE, J. B.: The Flavonoids: Advances in research since 1986. Chapman & Hall, London (1994b) 565-588
- BROUILLARD, R.; WIGAND, M. C.; DANGLES, O.; CHEMINAT, A.: pH and solvent effects on the copigmentation reaction of malvin by polyphenols, purine and pyrimidine derivatives. J. Chem. Soc. Perkin Trans. 2, 8 (1991) 1235
- BUCHTER-WEISBRODT, H.: Genussfrucht Erdbeere. Für alle die Erdbeeren lieben. Österreichischer Agrarverlag, Leopoldsdorf (2004)
- BUERA, M. D. P.; CHIRIFE, J.; KAREL, M.: A study of acid catalysed sucrose hydrolysis in amorphous polymeric matrix at reduced moisture contents. Food Res. Int. 28 (1995) 359-365
- CABRITA, L.; FOSSEN, T.; ANDERSEN, O. M.: Colour and stability of the six common anthocyanin-3-glucosides in aqueous solutions. Food Chem. 68 (2000) 101-107

- CAO, G.; PRIOR, R. L.: Anthocyans are detected in human plasma after oral administration of an elderberry extract. Clin. Chem. 45 (1999) 574-576
- CHISARI, M.; BARBAGALLO, R. N.; SPAGNA, G.: Characterization of polyphenol oxidase and peroxidise and influence on browning of cold stored strawberry fruit. J. Agric. Food Chem. 55 (2007) 3469-3476
- CIVELLO, P. M.; MARTINEZ, G. A.; CHAVES, A. R.; ANON, M. C.: Peroxidase from strawberry fruit (*Fragaria ananassa* Duch.): Partial purification and determination of some properties. J. Agric. Food Chem. 43 (1995) 2596-2601
- CLIFFORD, M. N.: Anthocyanins –nature, occurrence, and dietary burden. J. Sci. Food Agric. 80 (2000) 1063-1072
- COONEY, J. M.; JENSEN, D. J.; McGHIE, T. K.: LC-MS identification of anthocyanins in boysenberry extract and anthocyanin metabolites in human urine following dosing. J. Sci. Food Agric. 84 (2004) 237-245
- COOPER-DRIVER, G. A.: Contributions of Jeffrey Harbone and co-workers to the study of anthocyanins. Phytochem. 56 (2001) 229-236
- CREN-OLLIVE, C.; DEPREZ, S.; LEBRUN, S.; CEDDEVILLE, B.; ROLANDO, C.: Characterization of methylation site of monomethylflavan-3-ols by liquid chromatography/electospray ionisation tandem mass spectrometry. Rapid Commun Mass Spectrom 14 (2000) 2312-2319
- DANGLES, O.; ELHABIRI, M.; BROUILLARD, R.: Kinetic and thermodynamic investigation of the aluminium-anthocyanin complexation in aqueous solution. J. Chem. Soc., Perkin Trans. 2 (1994) 2587-2596
- DANGLES, O.; SAITO, N.; BROUILLARD, R.: Anthocyanin intramolecular copigment effect. Phytochem. 34 (1993) 119-124
- DANGLES, O.; SAITO, N.; BROUILLARD, R.: Kinetic and thermodynamic control of flavylium hydration in the pelargonidin-cinnamic acid complexation. Origin of the extraordinary flower color diversity of *Pharbitis nil*. J. Am. Chem. Soc. 115 (1993) 3125-3132
- DARIAS-MARTIN, J.; CARILLO, M.; DIAZ, E.; BOULTON, R. B.: Enhancement of red wine colour by pre-fermentation addition of copigments. Food Chem. 73 (2001) 217-220
- DAVIES, A. J.; MAZZA, G.: Copigmentation of simple and acylated anthocyanins with colorless phenolic compounds. J. Agric. Food Chem. 41 (1993) 716-720
- DEBICK-POSPISIL, J.; LOVRIC, T.; TRINAJSTIC, N.; SABLJIC, A.: Anthocyanin degradation in the presence of furfural and 5-hydroxymethylfurfural. J Food Sci. 48 (1983) 411-416
- DEL POZO-INSFRAN, D. D.; BRENES, C. H.; TALCOTT, S. T.: Phytochemical composition and pigment stability of acai (*Euterpe oleracea* Mart.) J. Agric. Food Chem. 52 (2004) 1539-1545
- DE ROSSO, V. V.; MERCADANTE, A. Z.: The high ascorbic acid content is the main cause of the low stability of anthocyanin extracts from acerola. Food Chem. 103 (2007) 935-943
- DIMITRIC MARKOVIC, J. M.; PETRANOVIC, N. A.; BARANAC, J. M.: A spectophotometric study of the copigmentation of malvin with caffeic and ferulic acids. J. Agric. Food Chem. 48 (2000) 5530-5536

- DRDAK, M.; DAUCIK, P.: Changes of elderberry (Sambus nigra) pigments during the production of pigment concentrates. Acta Alimen. 19 (1990) 3-7
- EDER, C.: Klonierung und Charakterisierung der Flavonoid 3`-Hydroxylase und der Flavonoid 3`,5`-Hydroxylase. Dissertation. Technische Universität München, Wissenschaftszentrum Weihenstephan für Ernährung, Landnutzung und Umwelt, Lehrstuhl für Zierpflanzenbau (2001)
- EDER, R.: Erfassung und Optimierung technologisch bedingter Anthocyan- und Farbveränderungen von schwarzem Holunder (Sambus nigra) bzw. Schwarzer Johannisbeere (Ribes nigrum) zu Halbkonzentrat und Nektar. Dissertation. Höhere Bundeslehranstalt und Bundesamt für Wein- und Obstbau, Klosterneuburg (1996)
- EIRO, M. J.; HEINONEN, M.: Anthocyanin color behavior and stability during storage: effect of intermolecular copigmentation. J. Agric. Food Chem. 50 (2002) 7461-7466
- ELHABIRI, M.; FIGUEIREDO, P.; TOKI, K.; SAITO, N.; BROUILLARD, R.: Anthocyanin-aluminium and –gallium complexes in aqueous solution. J. Chem. Soc., Perkin Trans. 2 (1997) 355-362
- ENNS, W.: Veränderungen an Farbstoffen. Ern.wirtschaft / Lebensmitteltechnik 6 (1974) 388-396
- FARINE, S.; VILLARD, C.; MOULIN, A.; MARCHIS MOUREN, G.; PUIGSERVER, A.: Comparative quantitative analysis of sucrose and related compounds using ion exchange and reverse phase chromatographic methods. Int. J. Biol. Macro. 21 (1997) 109-114
- FEUCHT, W.: Polyphenole und Resistenz der Pflanzen gegen Schädlinge. 4. Int. Symposium: Innovation in der Kellerwirtschaft. Stuttgart, Deutschland (1995)
- FOSSEN, T.; CABRITA, L.; ANDERSEN, O. M.: Colour and stability of pure anthocyanins influenced by pH including the alkaline region. Food Chem. 63 (1998) 435-440
- FOSSEN, T.; SLIMESTAD, R.; ANDERSEN, O. M.: Anthocyanins with 4'-glucosidation from red onion, *allium cepa*. Phytochem. 64 (2003) 1367-1374
- FOSSEN, T.; RAYYAN, S.; ANDERSEN, O. M.: Dimeric anthocyanins from strawberry (*Fragaria ananassa*) consisting of pelargonidin-3-glucoside covalently linked to four flavan-3-ols. Phytochem. 65 (2004) 1421-1428
- FOX, L.; LANGLEY, J.; HINRICHSEN, T.: Die Erdbeere, Verführung in Rot. Kulturgeschichte einer Frucht aus Vierlanden. Husum Druck, Husum (2001)
- FRANCIS, F. J.: Analysis of Anthocyanins. In: MARKAKIS, P.: Anthocyanins as food colors. Academic Press, New York, London (1982)
- FRUCHTSAFTVERORDNUNG. In: Bundesgesetzblatt für die Republik Österreich, 83. Verordnung, Teil II, Wien (2004)
- FURTADO, P.; FIGUEIREDO, P.; CHAVES DE NEVES, H.; PINA, F.: Photochemical and thermal degradation of anthocyanidins. J. Photochem. Photobiol. A: Chem. 75 (1993) 113-118
- GARCIA-VIGUERA, C.; BRIDLE, P.: Influence of structure on color stability of anthocyanins and flavylium salts with ascorbic acid. Food Chem. 64 (1999) 21-26
- GARZON, G. A.; WROLSTAD, R. E.: The stability of pelargonidin-based anthocyanins at varying water activity. Food Chem. 75 (2001) 185-196

- GARZON, G. A.; WROLSTAD, R. E.: Comparison of the stability of perlargonidin-based anthocyanins in strawberry juice and concentrate. J. Food Sci. 67 (2002) 1288-1299
- GIL, M.; HOLCROFT, D.; KADER, A.: Changes in Srawberry Anthocyanins and Other Polyphenols in Response to Carbon Dioxide Treatments. J. Agric. Food Chem. 45 (1997) 1662-1667
- GIUSTI, M. M.; RODRIGUEZ-SAONA, L. E.; WROLSTAD, R. E.: Molar absorptivity and color characteristics of acylated and non-acylated pelargonidin-based anthocyanins. J. Agric. Food Chem. 47 (1999) 4631-4637
- GOIFFON, J.-P.; MOULY, P. P.; GAYDOU, E. M.: Anthocyanic pigment determination in red fruit juices, concentrated juices and syrups using liquid chromatography. Anal Chim Acta 382 (1999) 39-50
- GOLDBERG, D. M.; HAHN, S. E.; PARKES, J. G.: Beyond alcohol: beverage consumption and cardiovascular mortality. Clin. Chim. Acta 237 (1995) 155-187
- GOTO, T.; KONDO, T.; TAMURA, H.; IMAGAWA, H.; IINO, A.; TAKEDA, K.: Structure of gentiodelphin, an acylated anthocyanin isolated from the Chinese bellflower *Gentiana makinoi*, that is stable in dilute aqueous solution. Tetrahedron Lett. 23 (36) (1982) 3695
- GOTO, T.; KONDO, T.: Structure and molecular stacking of anthocyanins: Flower color variation. Angew. Chem. Int. Ed. 30 (1991) 17-33
- GOTO, T.; KONDO, T.; TAMURA, H.; KAWAHORI, K.: Structure of platyconin, a diacylated anthocyanin isolated from the Chinese bellflower *Platycodon grandiflorum*. Tetrahedron Lett. 24 (1983) 2181
- GOTO, T.: Structure, stability and colour variation of natural anthocyanins. Prog. Chem. Organ. Nat. Prod. 52 (1987) 113
- GRANADOS, J. Q.; MIR, M. V.; SERRANA, H. L., MARTINEZ, M. C. L.: The influence of added caramel on furanic aldehyd content of matured brandies. Food Chem. 56 (1996) 415-419
- GROSS, J: Pigments in fruits. Academic Press, New York, London (1987)
- GUO, C. J.; YANG, J. J.; WEI, J. Y.; LI, Y. F.; XU, J.; JINAG, Y. G.: Antioxidant activities of peel, pulp and seed fractions of common fruits as determined by FRAP assay. Nutr. Res. 23 (2003) 1719-1726
- GUYOT, S.; CHEYNIER, V.; SOUQUET, J.-M.; MOUTOUNET, M.: Influence of pH on the enzymatic oxidation of (+)-catechin in model systems. J. Agric. Food Chem. 43 (1995) 2458-2462
- GUYOT, S.; PELLERIN, P.; BRILLOUET, J. M.; CHEYNIER, V.: Inhibition of β-glucosydase (*Amygdalae dulces*) by (+)-catechin oxidation products and procyanidin dimmers. Biosci. Biotechnol. Biochem. 60 (1996) 1131-1135
- GUYOT, S.; VERCAUTEREN, J.; CHEYNIER; V.: Structural determination of colourless and yellow dimers resulting from (+)-catechin coupling catalysed y grape polyphenoloxidase. Phytochem. 42 (1996) 1279-1288
- HALVORSEN, B. L.; HOLTE, K.; MYHRSTAD, M. C. W.; BARIKMO, I.; HVATTUM, E.; REMBERG, S. F.; WOLD, A. B.; HAFFNER, K.; BAUGEROD, H.; ANDERSEN, L. F.; MOSKAUG, J. O.; JACOBS, D. R.; BLOMHOFF, R.: A systematic screening of total antioxidants in dietary plants. J. Nutr. 132 (2002) 416-471

- HARBONE, J. B.: Comparative Biochemistry of the Flavonoids. Academic Press, New York (1969)
- HARBONE, J. B.: Functions of flavonoids in plants. In: GOODWIN, T. W.: Chemistry and biochemistry of plant pigments. Academic Press, New York (1976)
- HARBONE, J. B.; GRAYER, R. J.: The anthocyanins. In: HARBONE, J. B.: Flavonoids, Advances in Research since 1980. Chapman & Hall, London (1988) 1
- HARBONE, J. B.: Spectral methods of characterizing anthocyanins. Biochem. J. 70 (1958) 22-28
- HARBONE, J. B.: The flavonoids: recent advances. Academic Press, London (1988) 299-343
- HARBONE, J. B.; WILLIAMS, C. A.: Anthocyanidins and other flavonoids. Nat. Prod. Rep. 18 (2001) 310-333
- HASLAM, E.: Pratical Polyphenolics: From Structure to Molecular Recognition and Physological Action. Cambridge University Press, Cambridge, UK (1998) 262-285
- HAVLIKOVA, L.; MIKOVA, K.: Heat stability of anthocyanins. Z. Lebensm. Unters. Forsch. 181 (1985) 427-432
- HENNING, W.: Flavonglykoside der Erdbeeren (Fragaria x ananassa Duch.), Himbeeren (Rubus Ideaus L.) und Brombeeren (Rubus fruticosus L.). Z. Lebensm. Unters. Forsch. 173 (1981) 180-187
- HERRMANN, K.: Anthocyanin-Farbstoffe in Lebensmitteln. Ern.-Umsch. 33 (9) (1986) 275-278
- HERRMANN, K.: Über die Gehalte der hauptsächlichen Pflanzenphenole im Obst. Flüss. Obst 59 (1992) 66-70
- HERRMANN, K.: Inhaltsstoffe der Erdbeeren. Ind. Obst- Gemüseverw. 81 (1996) 154-161
- HOSHINO, T.; MATSUMOTO, U.; HARADA, N.; GOTO, T.: Chiral exciton coupled stacking of anthocyanins: Interpretation of the origin of anomalous CD induced by anthcyanin association. Tetrahedron Lett. 22 (1981b) 3621-3624
- HOSHINO, T.; MATSUMOTO, U.; GOTO, T.; HARADA, N.: Evidence of the self-association of anthocyanins IV. PMR spectroscopic evidence for the vertical stacking of anthocyanin molecules. Tetrahedron Lett. 23 (1982) 433-436
- HOSHINO, T.; MATSUMOTO, U.; GOTO, T.: Self-association of some anthocyanins in neutral aqueous solution. Phytochem. 20 (1981a) 1971-1976
- HOSHINO, T.; MATSUMOTO, U.; GOTO, T.: The stabilizing effect of the acyl group on the copigmentation of acylated anthocyanins with C-glucosylflavones. Phytochem. 19 (1980) 663-667
- HRADZINA, G.: Anthocyanins. In: HARBONE, J. B.; MABRY, T. J.: The Flavonoids, Advances in Research. Chapman & Hall, London (1982) 135
- HRAZDINA, G.: Reactions of the anthocyanidin-3,5-diglucosides: formation of 3,5-di-(O-β-D-glucosyl)-hydroxyl-7-hydroxy coumarin. Phytochem. 10 (1971) 1125-1130
- HRAZDINA, G.; FRANZESE, A. J.: Oxidation products of acylated anthocyanins in neutral aqueous solution. Phytochem. 13 (1974) 231-234
- IACOBUCCI, G. A.; SWEENY, J. G.: The chemistry of anthocyanins, anthocyanidins and related flavylium salts. Tetrahedron 39 (19) (1983) 3005
- IONTSCHEWA, N.; TANTSCHEW, S.: Beeinflussung der Kinetik der thermischen Degradation von Cyanidin-3-Sophorosid durch Metallionen. Nahr. 23 (6) (1979) 575-580

- JIANG, Y.; MILES, P. W.: Generation of H_2O_2 during enzymic oxidation of catechin. Phytochem. 33 (1993) 29-34
- JURD, L.: Some advances in the chemistry of anthocyanin-type plant pigments. Adv. Food Res. Suppl. (1972) 123-142
- JURD, L.; ASEN, S.: The formation of metal and co-pigment complexes of cyaniding 3-glucoside. Phytochem. 5 (1966) 1263
- KAMEI, H.; KOJIMA, T.; HASEGAWA, M.; KOIDE, T.; UMEDA, T.; YUKAWA, T.; TERABE, K.: Suppression of tumor cell growth by anthocyanins in vitro. Cancer Invest. 13 (1995) 590-594
- KANG, S. Y.; SEERAM, N. P.; NAIR, M. G.; BOURQUIN, L. D.: Tart cherry anthocyanins inhibit tumor development in Apc(Min) mice and reduce proliferation of human colon cancer cells. Cancer Lett. 194 (2003) 13-19
- KATSUBE, N.; IWASHITA, K.; TSUSHIDA, T.; YAMAKI, K.; KOBORI, M.: Introduction of apoptosis in cancer cells by bilberry (*Vaccinium myrtillus*) and the anthocyanins. J. Agric. Food Chem. 51 (2003) 68-75
- KIRCA, A.; CERMEROGLU, B.: Degradation kinetics of anthocyanins in blood orange juice and concentrate. Food Chem. 81 (2003) 583-587
- KIRCA, A.; ÖZKAN, M.; CEMEROGLU, B.: Thermal stability of black carrot anthocyanins in blood orange juice. J. Food Qual. 26 (2003) 361-366
- KIRCA, A.; ÖZKAN, M.; CEMEROGLU, B.: Stability of black carrot anthocyanins in various fruit juices and nectars. Food Chem. 97 (2006) 598-605
- KLEPPMANN, W.: Taschenbuch Versuchsplanung. 3. Auflage. Verlag Carl Hanser: München, Germany (2003)
- KLOPOTEK, Y.; OTTO, K.; BÖHM, V.: Processing strawberries to different products alters contents of vitamin C, total phenolics, total anthocyanins, and antioxidant capacity. J. Agric. Food Chem. 53 (14) (2005) 5640-5646
- KONDO, T.; NAKANE, Y.; TAMURA, H.; GOTO, T.; EUGESTER, C. H.: Structure of monardaein, a bis-malonylated anthocyanin isolated from golden balm, *Monarda didyma*. Tetrahedron Lett. 25 (5) (1984) 5879
- KONDO, T.; OYAMA, K.; YOSHIDA, K.: Chiral molecular recognition on formation of a metalloanthocyanin: a supramolecular metal complex pigment from blue flowers of *Salvia patens*. Angew. Chem. Int. Ed. 40 (2001) 894-897
- KONDO, T.; YAMASHITA, J.; KAWAHARI, K.; GOTO, T.: Structure of lobelin A and B, novel anthocyanin acylated with three and four different organic acids, respectively. Tetrahedron Lett. 30 (1989) 6055
- KONG, J.-M.; CHIA, L.-S.; GOH, N.-K.; CHIA, T.-F.; BROUILLARD, R.: Analysis and biological activities of anthocyanins. Phytochem. 64 (2003) 923-933
- KRAUS, M.: Synthese von ^{14}C-markierten Anthocyanidinen und Studien zur intestinalen Verfügbarkeit von Antocyanen aus Heidelbeeren (*Vaccinium myrtillus* L.).Dissertation, Würzburg (2006)

- KUCHARSKA, A. Z.; OSZMIANSKI, J.; KOPACZ, M.; LAMER-ZARAWSKA, E.: Application of flavonoids for anthocyanins stabilization. II Conference Flavonoids and their employment. Rzeszow. Poland (1998)
- KÜHNAU, J.: The flavonoids. A class of semi-essential food components: their role in human nutrition; World Rev. Nutr. Diet 24 (1976) 117-191
- KUNSAGI-MATE, S.; SZABO, K.; NIKFARDJAM, M. P.; KOLLAR, L.: Unveilling the secrets of color stabilization in red wine – some thermodynamic aspects of copigmentation. 8th International Symposium – Innovations in Enology. Stuttgart-Killesberg, Germany (2007)
- KUUSI, T.; PYYSALO, H; PIPPURI, A: The effect of iron, tin, aluminium and chromium on fading, discoloration and precipitation in berry and red beet juices. Food Chem. 163 (1977) 196-202
- LALEH, G. H.; FRYDOONFAR, H.; HEIDARY, R.; JAMEEI, R; ZARE, S.: The effect of light, temperature, pH and species on stability of anthocyanin pigments in four *Berberis* species. Pakistan Journal of Nutrition 5 (2006) 90-92
- LAPIDOT, T.; HAREL, S.; AKIRI, B.; GRANIT, R.; KANNER, J.: pH-dependent forms of red wine anthocyanins as antioxidants. J. Agric Food Chem. 47 (1999) 67-70
- LEE, H. S.; HONG, V.: Chromatographic analysis of anthocyanins. J. Chromatogr. 624 (1992) 221-234
- LEE, H. S.; NAGY, S.: Quality changes and nonenzymic browning intermediates in grape fruit juice during storage. J. Food Sci. 53 (1988) 168-172
- LEHARI, G.: Erdbeeren. GARTEN-FIT. Sorten und Anbau. Fitness und Gesundheit. Feine Rezepte. Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co, Stuttgart (2002)
- LEUNG, H. K.; MAGNUSON, J. A.; BRUINSMA, B. L.: Pulsed NMR study of water mobility in flour dough. J. Food Sci. 44 (1979) 1408-1411
- LI, C.; XIE, B.: Evaluation of the antioxidant and pro-oxidant effects of tea catechin oxypolymers. J. Agric Food Chem. 48 (2000) 6362-6366
- LIAO, H.; CAI, Y.; HASLAM, E.: Polyphenol interactions. Anthocyanins: Co-pigmentation and colour changes in red wines. J. Sci Food Agric. 59 (1992) 299-305
- LOPEZ-SERRANO, M.; ROS BARCELO, A.: Peroxidase in unripe and processing-ripe strawberries. Food Chem. 52 (1995a) 157-160
- LOPEZ-SERRANO, M.; ROS BARCELO, A.: Peroxidase and browning reaction in strawberries. In: GARCIA-VIGUERA, C.; CASTANER, M.; GIL, M. I.; FERRERES, F.; TOMAS-BARBERAN, F. A.: Current Trends in Fruit and Vegetables Phytochemistry. Consejo Superior de Investigaciones Cicentificas (CSIC), Madrid, Spain (1995b) 167-170
- LOPEZL-SERRANO, M.; ROS BARCELO, A.: Purification and characterization of a basic peroxidise isoenzyme from strawberries. Food Chem. 55 (2) (1996) 133-137
- LOPEZ-SERRANO, M.; ROS BARCELO, A.: Unusual kinetic properties of (+)-catechin oxidation by a basic peroxidise isoenzyme from strawberries. J. Food Sci. 62 (1997) 676-679 und 723
- LOPEZ-SERRANO, M.; ROS BARCELO, A.: Peroxidase-mediated browning reactions in plant foods. Recent Res. Dev. Agric. Food Chem. 2 (1998) 549-563

- LOPEZ-SERRANO, M.; ROS BARCELO, A.: H_2O_2-mediated pigment decay in strawberry as a model system for studying color alterations in processed plant foods. J. Agric. Food Chem. 47 (1999) 824-827
- LOPEZ-SERRANO, M.; ROS BARCELO, A.: Histochemical localization and development expression of peroxidise and polyphenol oxidase in strawberries. J. Am. Soc. Hortic. Sci. 126 (2001) 27-32
- MAAS, J. L.; WANG, S. Y.; GALLETTA, G. J.: Evaluation of strawberry cultivars for ellagic acid content. Hort. Sci. 25 (1991) 66-68
- MACHEIX, J.-J.; FLEURIET, A.; BILLOT, J.: Fruit phenolics. CRC Press, Boca Raton, Ann Arbor, London, Tokyo (1990)
- MALIEN-AUBERT, C.; DANGLES, O.; AMIOT, M. J.: Color stability of commercial anthocyanin-based extracts in relation to the phenolic composition. Protective effects by intra- and intermolecular copigmentation. J. Agric Food Chem. 49 (2001) 170-176
- MANLEY-HARRIS, M.; RICHARDS, G. N.: Thermal transfer of fructosyl residues to amylopectin and soluble starch during melt thermolysis of sucrose. Carbohydrate Research 278 (1995) 363-366
- MARAULJA, M. D.; BLAIR, J. S.; OLSEN, R. W.; WENZEL, F. W.: Furfural as indicator of flavor deterioration in canned citrus juices. Proc. Fla. State. Hortic. Soc. 86 (1973) 270
- MARKAKIS, P.: Stability of anthocyanins in foods. In: MARKAKIS, P.: Anthocyanins as Food Colors. Academic Press, New York, London, Paris, San Diego, San Francisco, Sao Paolo, Sydney, Tokyo, Toronto (1982) 163-180
- MARKAKIS, P.; LIVINGSTONE, G. E.; FILLERS, G. R.: Quantitative aspects of strawberry pigment degradation. Food Res. 22 (1957) 117-130
- MARKAKIS, P.; LURD, L.: Anthocyanins and their stability in foods. Crit. Rev. Food Technol. 4 (4) (1974) 437-456
- MATERN, U.; GRIMMIG, B.: Polyphenols in plant pathology. In: Polyphenolic Phenomena. Ed. by ,A. SCALBERT, INRA Editions, Paris (1993) 143-147
- MAYER, F.: Kundenakzeptanz von Erdbeernektaren in Abhängigkeit von der Produktfarbe. Diplomarbeit, HBLA und BA für Wein- und Obstbau, Klosterneuburg (2006)
- MAYER, H.: Beeinflussung der Entscheidung. Farbe: Produkterwartung und –erleben. Getränkeindustrie 5 (1993) 321-325
- MAZZA, G.; BROUILLARD, R.: Color stability and structural transformation of cyanidin-3,5-diglucoside and four 3-deoxyanthocyanins in aqueous solutions. J. Agric. Food Chem. 35 (1987a) 422
- MAZZA, G.; BROUILLARD, R.: Recent developments in the stabilization of anthocyanins in food products. Food Chem. 25 (1987b) 207-225
- MAZZA, G.; BROUILLARD, R.: The mechanism of co-pigmentation of anthocyanins in aqueous solutions. Phytochem. 29 (1990) 1097-1102
- MAZZA, G.; MINIATI, E.: Anthocyanins in fruits, vegetables and grains. CRC Press, Boca Raton, Ann Arbor, London, Tokyo (1993) 1-28
- MAZZA, G.; KAY, C. D.; COTRELL, T.; HOLUB, B. J.: Absorption of anthocyanins from blueberries and serum antioxidant status in human subjects. J. Agric Food Chem. 50 (2002) 7731-7737

- MAZZARACCHIO, P.; PIFFERI, P.; KINDT, M.; MUNYANEZA, A.; BARBIROLI, G.: Interactions between anthocyanins and organic food molecules in model systems. Int. J. Food Sci. Technol. 39 (2004) 53-59
- MERKEN, H. M.; BEECHER, G. R.: Measurement of food flavonoids by high-performance liquid chromatography: a review. J. Agric. Food Chem. 48 (2000) 577-599
- MESCHTER, E. E.: Fruit color losses. Effects of carbohydrates and other factors on strawberry products. J. Agric. Food Chem. 1 (1953) 574-579
- MEYERS, K. J.; WATKINS, C. B.; PRITTS, M. P.; LIU, R. H.: Antioxidant and antiproliferative activities of strawberries. J. Agric Food Chem. 51 (2003) 6887-6892
- MOK, C.; HETTIARACHCHY, N. S.: Heat stability of sunflower-hull anthocyanin pigment. J. Food Sci. 56 (1991) 553-555
- MÖLLS, H. S.: Ergebnisse von Untersuchungen über die Einflüsse verschiedener Verarbeitungsschritte auf die quantitativen und qualitative Gehalte an Anthocyanen in Erdbeeren. Diplomarbeit. Höhere Bundeslehranstalt für Obst und Weinbau, Klosterneuburg (1996)
- MURKOVIC, M.: Anthocyane und ihre Wirkung. ERNO 2 (2001) 230-237
- OCHOA, M. R.; KESSELER, A. G.; DE MICHELIS, A.; MUDRIDGE, A.; CHAVES, A. R.: Kinetics of colour change of raspberry, sweet (*Prunus avium*) and sour (*Prunus cerasus*) cherries preserves packed in glass containers: light and room temperature effects. J. Food Engineering 49 (2001) 55-62
- OHTA, H.; WATANABE, H., OSAIIMA, Y.: Effects of saccharides on anthocyanin pigment from juices of Campbell early grape. Nippon shikuhin Kogyo gajdihisi 26 (1979) 111-115
- OHTA, H.; AKUTA, S.; OSAJIMA, Y.: Stabilization of anthocyanin pigments and their utilization. II. Stability of anthocyanin pigments and related compounds in acidic solutions. Nippon Shokuhin-Kogyo Gakkai-Shi 27 (1980) 81
- OSAWA, Y.: Copigmentation of anthocyanins. In: MARKAKIS, P.: Anthocyanins as Food Colors. Academic Press, New York (1982) 41-67
- OSZMIANSKI, J.; LEE, C. Y.: Enzymatic oxidative reaction of catechin and chlorogenic acid in a model system. J. Agric Food Chem. 38 (1990) 1202-1204
- PAGANGA, G.; RICE-EVANS C. A.: The identification of flavonoids as glycosides in human plasma. FEBS Letters 401 (1997) 78-82
- PALAMIDIS, N.; MARKAKIS, T.: Structure of anthocyanin. J. Food Sci. 40 (1975) 104
- PEREZ, A. G.; SANZ, C.: Effect of high-oxygen and high-carbondioxide atmospheres on strawberry flavor and other quality traits. J. Agric. Food Chem. 49 (2001) 2370-2375
- PFANNHAUSER, W.; RIEDL, O.: Anthocyane: Bildung, Gewinnung und Analyse natürlicher Lebensmittelfarbstoffe. Ern./Nutr. 7 (10) (1983) 560-564
- PINHEIRO TORRES, A.; OLIVEIRA, F. A. R.: Application of the acid hydrolysis of sucrose as a temperature indicator in continuous thermal processes. J. Food Engin. 40 (1999) 181-188
- POEI-LANGSTON, M. S.; WROLSTAD, R. E.: Color degradation in an ascorbic acid-anthocyanin-flavonol model system. J. Food Sci. 46 (1981) 1218-1222

- POLESELLO, A.; RAMPILLI, M.: Research on the behavior and stability of strawberry pigments. Scienza e Technologia Degli Alimenti 6 (1972) 357-361
- PYYSALO, H.; KUUSI, T.: The role of iron and tin in discoloration of berry and red beet juices. Z. Lebensm. Unters.-Forsch. 153 (1973) 224-233
- RECHNER, A.: Einfluss der Verarbeitungstechnik auf die Polyphenole und antioxidative Kapazität von Apfel- und Beerenobstsäften. Dissertation, Giessen (2000)
- RHIM, J. W.: Kinetics of thermal degradation of anthocyanin pigment solutions driven from red flower cabbage. Food Sci. Biotech. 11 (2002) 361-364
- RHODES, M. J. C.: Physiological roles of phenolic compounds in plants and their interaction with microorganisms and humans. In: Polyphenols 96, Bordeaux, July 15-18. Ed. by J. VERCAUTEREN; C. CHEZE; J. TRIAUD, INRA Editions, Paris (1998) 12-30
- REIN, M. J.; HEINONEN, M.: Stability and enhancement of berry juice color. J. Agric. Food Chem. 52 (2004) 3106-3114
- RICHARD-FORGET, F.; GAUILLARD, F. A.: Oxidation of chlorogenic acid, catechins, and 4-methylcatechol in model solutions by combination of pear (*Pyrus communis* cv. Williams) polyphenol oxidase and peroxidase: A possible involvement of peroxidase in enzymatic browning. J. Agric. Food Chem. 45 (1997) 2472-2476
- RODRIGUEZ-SAONA, L. E.; GIUSTI, M. M.; WROLSTAD, R. E.: Color and pigment stability of red radish and red-fleshed potato anthocyanins in juice model systems. J. Food Sci. 64 (1999) 451-456
- SADILOVA, E.; STINTZING, F. C.; CARLE, R.: Thermal degradation of acylated and nonacylated anthocyanins. J. Food Sci. 71 (2006) 504-512
- SADILOVA, E.; CARLE, R.; STINTZING, F. C.: Thermal degradation of anthocyanins and its impact on color and *in vitro* antioxidant capacity. Mol. Nutr. Food Res. 51 (2007) 1461-1471
- SAHARI, M. A.; BOOSTANI, BOOSTANI, M. F.; ZOHRED, H. E.: Effect of low temperature on the ascorbic acid content and quality characteristics of frozen strawberries. Food Chem. 86 (2004) 357-363
- SAITO, N.; ABE, K.; HONDA, T.; TIMBERLAKE, C. F.; BRIDLE, P.: Acylated delphinidin glucosides and flavonoles from *Clitorea ternatea*. Phytochem. 24 (1985) 1583
- SAITO, N.; OSAWA, Y.; HAYASHI, K.; Platyconin, a new acylated anthocyanin in Chinese Bell-Flower, *Platycodon grandiflorum*. Phytochem. 10 (1971) 445
- SALT, F. W.; THOMAS, J. G.; Aerobic corrosion of tin in anthocyanin solutions and fruit syrups. J. Appl. Chem. 7 (1957) 231
- SANCHEZ-FERRER, A.; BRU, R.; CABANES, J.; GARCIA-CARMONA, F.: Characterization of catecholase and cresolase activities of Monastrell grape polyphenol oxidase. Phytochem. 27 (1988) 319-321
- SARMA, A. D.; SREEAKSHMI, Y.; SHARMA, R.: Antioxidant ability of anthocyanins against ascorbic acid oxidation. Phytochem. 45 (1997) 671-674
- SCHERBICHLER, H.: Einfluss verschiedener Faktoren auf die Farbstabilität von Erdbeernektaren. Diplomarbeit an der Technischen Universität Wien, Wien (2008)
- SCHOBINGER, U.: Frucht- und Gemüsesäfte. Ulmer Verlag, Stuttgart (2001)

- SCHUSTER, B.; HERMANN, K.: Hydrobenzoic and hydrocinnamic acid derivates in soft fruits. Phytochem. 24 (1985) 2761-2764
- SCHWINN, K. E.; DAVIES, K. M.; DEROLES, S. C.; MARKHAM, K. R.; MILLER, R. M.; BRADLEY, J. M.; MANSON, D. G.; GIVEN, N. K.: Expression of an Antirrhinum majus UDP-glucose: flavonoid-3-O-glucosyltransferase transgene alters flavonoid glycosylation and acylation in lisianthus (Eustoma grandiflorum Grise.). Plant Sci. 125 (1997) 53-61
- SEGAL, B.; ORANESCU, E: Einfluß der Fe^{3+} und Cu^{2+}-Ionen auf die Farbe von anthocyaninreichen Säften. Flüss. Obst 45 (4) (1978) 132-135
- SERRADELL, M. A.; ROZENFELD, P. A.; MARTINEZ, G. A.; CIVELLO, P. M.; CHAVES, A. R.; ANON, M. C.: Polyphenol oxidase activity from strawberry fruit (*Fragaria ananassa* D, cv. 'Selva'): characterization and partial purification. J. Sci. Food Agric. 80 (2000) 1421-1427
- SHRIKANDE, A. J.; FRANCIS, F. J.: Effects of flavonols on ascorbic acid and anthocyanin stability in model systems. J. Food Sci. 39 (1974) 904-906
- SHRIKANDE, A. J.; FRANCIS, F. J.: Anthocyanins in foods. Crit. Rev. Food Sci. Nutrit.7 (3) (1976) 193-218
- SIMPSON, D; BLANKE, M.: „Pandora" – die neue Erdbeersorte aus East Malling. Erwerbsobstbau 31 (1989) 19-21
- SINGLETON, V. L.; ESAU, P.: Phenolic Substances in Grapes and Wines and their Significance. Academic Press, New York (1969)
- SKREDE, G.; WROLSTAD, R. E.; LEA, P.; ENERSON, G.: Color stability of strawberry and blackcurrant syrups. J. Food Sci. 57 (1992) 172-177
- SLIMESTAD, R.; SOLHEIM, H.: Anthocyanins from black currants (*Ribes nigrum* L.). J. Agric. Food Chem. 50 (2002) 3228-3231
- SOMAATMADJA, D.; POWERS, J. J.; HAMDY, M.: Anthocyanins. VI. Chelation studies on anthocyanins and other related compounds. J. Food Sci. 29 (1964) 655
- SPAYD, S. E.; MORRIS, J. R.: Physical and chemical characteristics of puree from once-over harvested strawberries. J. Am. Soc. Hortic. Sci. 106 (1981) 101-105
- STATISTIK AUSTRIA: Versorgungsbilanzen für pflanzliche Produkte 2005/06. Schnellbericht 1.27. Statistik Austria, Wien (2007a)
- STATISTIK AUSTRIA: Obsternte 2007. Endgültige Ergebnisse. Schnellbericht 1.14. Statistik Austria, Wien (2007b)
- STÖHR, H.; HERMANN, K.: Die phenolischen Inhaltsstoffe des Obst. V. Die phenolischen Inhaltsstoffe der Erdbeeren und deren Veränderung während Wachstum und Reife der Früchte. Z. Lebensm. Unters. Forsch. 158 (1975) 341-348
- STRACK, D; WRAY, V.: The anthocyanins. In: HARBONE, J. B.: The Flavonoids: Advances in Research Since 1986. Chapman & Hall, London (1994)
- SUBRAMANIAN, N.; VENKATESH, P.; GANGULI, S.; SINKAR, V. P.: Role of polyphenol oxidase and peroxidase in the generation of black tea theaflavins. J. Agric Food Chem. 47 (1999) 2571-2578

- SUH, H. S.; NOH, D. O.; KANG, C. S.; KIM, J. M.; LEE, S. W.: Thermal kinetics of color degradation of mulberry fruit extract. Nahrung/Food 47 (2003) 132-135
- SUN, J.; CHU, Y. F., WU, X. Z.; LIU, R. H.: Antioxidant and antiproliferative activities of common fruits. J. Agric. Food Chem. 50 (2002) 7449-7454
- TAKEDA, K.; KUBOTA, R.; YAGIOKA, C.: Copigments in the blueing of Sepal colour of *Hydrangea macrophylla*. Phytochem. 24 (1985) 1207-1209
- TAKEDA, K.; TOMOKO, Y.; TAKAHASHI, A.; TIMBERLAKE, C. F.; Stable blue complexes of Anthocyanin-3-p-Coumaroyl- or 3-Caffeoyl-Quinic Acid involved in the Blueing of *Hydrangea* Flower. Phytochem. 29 (1990) 1089-1091
- TALAVERA, S.; FELGINES, C.; TEXIER, O.; BESSON, C.; MANACH, C.; LAMAISON, J.-L.; REMESY, C.: Anthocyanins are efficiently absorbed from the small intestine in rats. J. Nutr. 134 (2004) 2275-2279
- TALAVERA, S.; FELGINES, C.; TEXIER, O.; BESSON, C.; GIL-IZQUIERDO, A.; LAMAISON, J. L.; REMESY, C.: Anhtocyanin metabolism in rats and their distribution to digestive area, kidney, and brain. J. Agric. Food Chem. 53 (2005) 3902-3908
- TANCHEV, S.; IONCHEVA, N.: Kinetics of thermal degradation of the anthocyanins delphinidin-3-rutionside and malvidin-3-glucoside. Nahr. 18 (1974) 747-752
- TANCHEV, S.; IONCHEVA, N.: Kinetik des thermischen Abbaus der Anthocyane Pelargonidin-3-Glukosid und Cyanidin-3-Glukosid. Nahr. 19 (1975) 629-633
- TANCHEV, S.; IONCHEVA, N.: Products of thermal degradation of the anthocyanins cyanidin-3-glucoside, cyanidin-3-rutinoside and cyanidin-3-sophoroside. Nahr. 20 (1976) 889-893
- TCHONE, M.; BARWALD, G.; MEIER, C.: Polyphenoloxidase in Jerusalem artichoke (*Helianthus tuberosus* L). Br. Food J. 107 (2005) 693-701
- TERAHARA, N.; SAITO, N.; HONDA, T.; KENJIRO, T.; OSAJIMA, Y.: Structure of ternatin A1, the largest ternatin in the major blue anthocyanins from *Clitoria ternatea* flowers. Tetrahedron Lett. 31 (1990) 2920
- TERAHARA, N.; SAITO, N.; HONDA, T.; TOKI, K.; OSAJIMA, Y.: Acylated anthocyanins of *Clitoria ternatea* flowers and their acyl moieties. Phytochem. 29 (1990) 949
- THOMPSON, R. S.; JAQUES, D.; HASLAM, E.; TANNER, R. J. N.: Plant proanthocyanidins. I. Introduction: the isolation, structure, and distribution in nature of plant procyanidins. J. Chem. Soc. Perkin Transact. I (1972) 1387-1399
- THONGSOOK, T.; BARRET, D. M.: Heat inactivation and reactivation of broccoli peroxidise. J. Agric Food Chem. 53 (2005) 3215-3222
- TIMBERLAKE, C. F.: Anthocyanins - occurrence, extraction and chemistry. Food Chem. 5 (1980) 69-80
- TIMBERLAKE, C. F.; BRIDLE, P.: The anthocyanins. In: HARBONE, J. B.; MABRY, T. J.; MABRY, H.: The flavonoids. Chapman & Hall, London (1975) 214
- TSAI, P. J.; HSIEH, Y. Y.; HUANG, T. C.. Effect of sugar on the anthocyanin degradation and water mobility in roselle anthocyanin model system ^{17}O NMR. J. Agric. Food Chem. 45 (2004) 3097-3099

- TSAI, P. J; DELVA, L.; YU, T. Y.; HUANG; Y. T.; DUFOSSE, L.: Effect of sucrose on the anthocyanin and antioxidant capacity of mulberry extract during high temperature heating. Food Res. Int. 38 (2005) 1059-1065
- TSUDA, T.; HORIO, F.; OSAWA, T.: Dietary cyaniding 3-O-*beta*-D-glucoside increases ex vivo oxidation resistance of serum in rats. Lipids 33 (1998) 583-588
- VENDRAMINI, A. L.; TRUGO, L. C.: Chemical composition of acerola fruit (*Malpighia punicifolia* L.) at three stages of maturity. Food Chem. 71 (2000) 195-198
- VESELINOVIC, D. S.; BARANAC, J. M.; ZUJOVIC, Z. D.; DJORDJEVIC, D. S.: Spectroabsorptiometric investigations of complexing reactions of polyhydroxylic flavylium compounds. J. Agric. Food Chem. 40 (1992) 2337-2340
- VICENTE, A. R.; MARTINEZ, G. A.; CHAVES, A. R.; CIVELLO, P. M.: Effect of heat treatment on strawberry fruit damage and oxidative metabolism during storage. Postharv. Biol. Technol. 40 (2006) 116-122
- WANG, H.; CAO, G.; PRIOR, R. L.: Oxygen radical absorbing capacity of anthocyanins. J. Agric. Food Chem. 45 (1997) 304-309
- WANG, J.; MAZZA, G.: Effects of anthocyans and other phenolic compounds on the production of tumor necrosis factor a in LPS/IFN-g-activated RAW 264.7 macrophages. J. Agric. Food Chem. 50 (2002) 4183-4189
- WANG, S. Y.; FENG, R.; LU, Y.; BOWMAN, L.; DING, M.: Inhibitory effect on activator protein-1, nuclear factor-kappaB, and cell transformation by extracts of strawberries (Fragaria x ananassa Duch). J. Agric. Food Chem. 53 (2005) 4187-4193
- WATZL, B.; BRIVIBA, K.; RECHKEMMER, G.: Anthocyane. Ernährungs-Umschau 49 (2002) 148-150
- WESCHE-EBELING, P.; MONTGOMERY, M. W.: Strawberry polyphenol oxidase: Extraction and partial characterization. J. Food Sci. 55 (1990) 1320-1324
- WILSKA-JESZKA, J.; KROZUCHOWSKA, A.: Anthocyanins and chlorogenic acid copigmentation – influence on the colour of strawberry and chokeberry juices. Z. Lebensm. Unters. Forsch. 203 (1996) 38-42
- WROLSTAD, R. E.; PUTNAM, T. P.; VARSEVELD, G. W.: Color quality of frozen strawberries. Effect of anthocyanin, pH, total acidity and ascorbic acid variability. J. Food Sci. 35 (1970) 448-452
- WROLSTAD, R. E.; SKREDE, G.; LEA, P; ENERSEN, G.: Influence of sugar on anthocyanin pigment stability in frozen strawberries. J. Food Sci. 55 (1990) 1064-1065
- WU, X.; PRIOR, R. L.: Identification and characterization of anthocyanins by high-performance liquid chromatographie-electrospray ionization-tandem mass spectrometry in common foods in the united states: vegetables, nuts and grain. J. Agric. Food Chem. 53 (2005) 3101-3113
- YOSHITAMA, K.; ABE, K.: Chromatographic and spectral characterization of 3'glycosylation in anthocyanins. Phytochem. 16 (1977) 591

- YOUDIM, K. A.; McDONALD, J.; KALT, W.; JOSEPH, J. A.: Potential role of dietary flavonoids in reducing microvascular endothelium vulnerability to oxidative and inflammatory insults. J. Nutr. Biochem. 13 (2002) 282-288
- ZHENG, Y. H.; WANG, S. Y.; ZHENG, W.: Changes in strawberry phenolics, anthocyanins, and antioxidant capacity in response to high oxygen treatments. LWT 40 (2007) 49-57
- ZHENG, Y. H.; WANG, C. Y.; WANG, S. Y; ZHENG, W.: Effect of high oxygen atmospheres on blueberry phenolics, anthocyanins, and antioxidant capacity. J. Agric. Food Chem. 51 (2003) 7162-7169
- www.2k-software.de/ingo/farbe/efarbe.html (30.10.2005)
- www.lebensmittellexikon.de/n0000180.php (10.4.2008)

12 ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abb. 1: Grundstruktur der einzelnen Flavonoidgruppen (KRAUS, 2006) 14
Abb. 2: Flavylium-Kation (MAZZA und MINIATI, 1993), R_1 und R_2 sind H, OH oder OCH_3; R_3 ist ein Zuckerrest oder H; R_4 ist ein OH oder ein Zuckerrest 14
Abb. 3: Gleichgewichtsverteilung von AH^+, A, B und C-Formen für Cyanidin-3,5-Diglucosid als Funktion des pH-Wertes (MAZZA und BROUILLARD, 1987b) 21
Abb. 4: pH-Abhängigkeit von Anthocyanidinen am Beispiel von Cyanidin (BELITZ und GROSCH, 2001) 21
Abb. 5: Thermischer Zerfallsweg von Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid bei einem pH-Wert von 1 (SADILOVA et al., 2006) 36
Abb. 6: Thermischer Zerfallsweg von Pelargonidin-3-Glucosid und Cyanidin-3-Glucosid bei einem pH-Wert von 3,5 (SADILOVA et al., 2007) 37
Abb. 7: Fließdiagramm der Versuchsanordnung von Versuchsplan 1 64
Abb. 8: Fließdiagramm der Versuchsanordnung von Versuchsplan 2 65
Abb. 9: Fließdiagramm der Versuchsanordnung von Versuchsplan 3 66
Abb. 10: Anthocyanspektrum der Erdbeeren der Sorte „Elsanta“ 77
Abb. 11: Anthocyanspektrum der Erdbeeren der Sorte „Malling Pandora“ 78
Abb. 12: Gehalt an Pasteurisationseinheiten bei steigender Pasteurisationsdauer und steigender Pasteurisationstemperatur 82
Abb. 13: Farbverlauf (ausgedrückt durch a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung 91
Abb. 14: Zeitlicher Verlauf des Gehaltes der monomeren Anthocyane [mg/L] bei unterschiedlicher Verarbeitung 92
Abb. 15: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlichem Fruchtgehalt 93
Abb. 16: Zeitlicher Verlauf des L-Ascorbinsäuregehaltes [mg/L] bei unterschiedlichem Fruchtgehalt 94
Abb. 17: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationstemperatur 95
Abb. 18: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer von 1 min und 30 min 96
Abb. 19: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer 97
Abb. 20: Zeitlicher Verlauf des L-Ascorbinsäuregehaltes (mg/L) bei unterschiedlicher Verarbeitung 98

Abb. 21: Gehalt an Pasteurisationseinheiten (P-Wert) bei den 7 HTST-pasteurisierten Nektarvarianten 103
Abb. 22: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der HTST-pasteurisierten Nektarvarianten (Varianten VP2-1 bis VP2-7) 104
Abb. 23: Gehalt an Pasteurisationseinheiten bei steigender Pasteurisationsdauer und steigender Pasteurisationstemperatur 111
Abb. 24: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationstemperatur 115
Abb. 25: Farbverlauf (ausgedrückt als a*/h°) der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Pasteurisationsdauer 116
Abb. 26: Zeitlicher Verlauf des L-Ascorbinsäuregehaltes [mg/L] bei unterschiedlichem Fruchtgehalt 117
Abb. 27: Farbverlauf (ausgedrückt durch a*/h°) der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert 122
Abb. 28: L*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung 127
Abb. 29: a*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung 128
Abb. 30: b*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung 129
Abb. 31: C*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung 130
Abb. 32: h°-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei unterschiedlicher Verarbeitung 131
Abb. 33: L*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min) 136
Abb. 34: a*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min) 137
Abb. 35: b*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min) 138
Abb. 36: C*-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min) 139
Abb. 37: h°-Wert Verlauf der Nektarvarianten bei Pasteurisation mit einem unterschiedlich hohen P-Wert (Variante VP1-2: 60 % Fruchtgehalt, 80 °C, 1 min; Variante VP1-16: 60 % Fruchtgehalt, 90 °C, 30 min) 140
Abb. 38: L*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) 141
Abb. 39: a*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) 142

Abb. 40: b*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) 143
Abb. 41: C*-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) 144
Abb. 42: h°-Wert Verlauf der normalpasteurisierten und HTST-pasteurisierten Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert (VP1-15 bzw. VP2-6) 145

13 TABELLENVERZEICHNIS

Tab. 1: Inhaltsstoffe der vollreifen Erdbeeren mit ihrem durchschnittlichen Gehalt und ihrer Streubreite (BUCHTER-WEISBRODT, 2004) 7
Tab. 2: Vitamine der Erdbeeren mit ihrem durchschnittlichen Gehalt und ihrer Streubreite (BUCHTER-WEISBRODT, 2004) 7
Tab. 3: Mineralstoffe der Erdbeere mit ihrem durchschnittlichen Gehalt und ihrer Streubreite (BUCHTER-WEISBRODT, 2004) 8
Tab. 4: Bisher identifizierte Polyphenole in frischen vollreifen Erdbeeren und die Schwankungsbreite ihres Gehaltes in 1 g Frischsubstanz ([1]HENNING, 1981; [2]STÖHR und HERRMANN, 1975; [3]SCHUSTER und HERMANN, 1985; [4]MAAS et al., 1991; [5]THOMPSON et al., 1972) (k. B. = keine Bestimmung durchgeführt; k. N. = kein Nachweis möglich) 10
Tab. 5: Untersuchung der Phenolzusammensetzung von Erdbeeren der Sorte *fragaria x ananassa* Duch cv. Allstar in 1 g Frischsubstanz mittels HPLC (ZHENG et al., 2007) 11
Tab. 6: Alle natürlich vorkommende Anthocyanidine mit Substituierungsmuster und Farbe bei einem pH-Wert von 1-3 (MAZZA und MINIATI, 1993). 20
Tab. 7: Anthocyanzusammensetzung von Erdbeeren der Sorte *fragaria x ananassa* Duch cv. Allstar in 1 g Frischsubstanz (ZHENG et al., 2007) 44
Tab. 8: Verlaufsgradient der HPLC 52
Tab. 9: Vergleich der L-Ascorbinsäuremessung zwischen in dieser Diplomarbeit durchgeführter Methode und der Referenzmethode in ausgewählten Proben (Versuchsplan 1, Erdbeeren vor Verarbeitung bei -18 °C tiefgekühlt); (Fr % = Markanteil; vP = vor Pasteurisation; nP = nach Pasteurisation; 90 °C = Pasteurisation mit 90 °C; 1 bzw. 30 min = 1 bzw. 30 Minuten Pasteurisation) 56
Tab. 10: Variierte Parameter der in dieser Diplomarbeit durchgeführten drei Versuchspläne mit Angabe der bei jedem Parameter enthaltenen Variationen 62
Tab. 11: Detailbeschreibung der pasteurisierten Nektarvarianten in Versuchsplan 1 mit ihrer Codierung 71
Tab. 12: Detailbeschreibung der pasteurisierten Nektarvarianten in Versuchsplan 3 mit ihrer Codierung 72
Tab. 13: Detailbeschreibung der HTST-pasteurisierten Nektarvarianten in Versuchsplan 2 mit ihrer Codierung 73
Tab. 14: Detailanalysen der frischen Erdbeeren (VP = Versuchsplan) 75
Tab. 15: Vergleich der im Erdbeermark gemessenen Werte aller drei Versuchspläne 76
Tab. 16: Effektberechnung für die Farbe (ausgedrückt als a*/h°) (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Einfrieren, B = Effekt durch Erhöhung des Fruchtgehaltes von 40 % auf 60 %, C = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, D = Effekt

durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001) 88
Tab. 17: Effektberechnung für den Gehalt und die Stabilisierung der monomeren Anthocyane (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Einfrieren, B = Effekt durch Erhöhung des Fruchtgehaltes von 40 % auf 60 %, C = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, D = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001) 89
Tab. 18: Effektberechnung für den Gehalt und für die Stabilisierung der L-Ascorbinsäure (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Einfrieren, B = Effekt durch Erhöhung des Fruchtgehaltes von 40 % auf 60 %, C = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, D = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001) 90
Tab. 19: Durchschnittlicher Gehalt aller Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Brixgrade, titrierbare Säure) zu allen verschiedenen Messzeitpunkten (vor/nach HTST = vor/nach Hochtemperaturkurzzeitpasteurisation, n. A. = nach dem Ausmischen) 102
Tab. 20: Durchschnittlicher Gehalt an monomeren Anthocyanen [mg/L] aller HTST-pasteurisierten Nektarvarianten zu verschiedenen Zeitpunkten (HWZ = Halbwertszeit) 106
Tab. 21: Gehalt an L-Ascorbinsäure [mg/L] aller HTST-pasteurisierten Nektarvarianten zu verschiedenen Zeitpunkten (HWZ = Halbwertszeit) 108
Tab. 22: Effektberechnung für die Farbe (ausgedrückt als a*/h°) (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, B = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001) 114
Tab. 23: Effektberechnung für den Gehalt der monomeren Anthocyane (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, B = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001) 114
Tab. 24: Effektberechnung für den Gehalt an L-Ascorbinsäure (T = Durchschnittswert, A = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationstemperatur von 80 °C auf 90 °C, B = Effekt durch Erhöhung der Pasteurisationsdauer von 1 min auf 30 min, * p = 0,05, ** p = 0,01, *** p = 0,001) 115
Tab. 25: Gehalt der Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Brixgrade, Pasteurisationseinheiten) in der normalpasteurisierten (VP1-15) und HTST-pasteurisierten (VP2-6) Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert zu den verschiedenen Messzeitpunkten (PE = Pasteurisationseinheiten, vor/nach Past = vor/nach der Pasteurisation) 121
Tab. 26: Gehalt der monomeren Anthocyane [mg/L] der normalpasteurisierten (VP1-15) und HTST-pasteurisierten (VP2-6) Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert zu verschiedenen Messzeitpunkten, inklusive Halbwertszeit (HWZ) 123

Tab. 27: Gehalt der L-Ascorbinsäurekonzentration [mg/L] in der normalpasteurisierten (VP1-15) und HTST-pasteurisierten (VP2-6) Nektarvariante mit jeweils dem höchsten P-Wert zu verschiedenen Messzeitpunkten, inklusive Halbwertszeit (HWZ) 124
Tab. 28: Berechnung der Korrelationen zwischen der Differenz des Gehaltes an monomeren Anthocyanen und der Veränderung der roten Erdbeerfarbe innerhalb der ersten 4 Lagerwochen (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) in allen 3 Versuchsplänen 154
Tab. 29: Berechnung der Korrelationen zwischen der Differenz des L-Ascorbinsäuregehaltes und der Veränderung der roten Erdbeerfarbe (ausgedrückt als Akzeptanzfaktor a*/h°) in allen 3 Versuchsplänen 154
Tab. 30: Durchschnittlicher Gehalt aller Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Pasteurisationseinheiten) zu allen verschiedenen Messzeitpunkten (vor/nach Past = vor/nach Pasteurisation, PE = Pasteurisationseinheiten) 182
Tab. 31: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars vor der Pasteurisation 184
Tab. 32: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar vor der Pasteurisation 184
Tab. 33: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach der Pasteurisation 185
Tab. 34: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach der Pasteurisation.. 187
Tab. 35: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 2 Wochen Lagerung 189
Tab. 36: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 4 Wochen Lagerung 191
Tab. 37: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach 4 Wochen Lagerung 193
Tab. 38: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 6 Wochen Lagerung 194
Tab. 39: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 8 Wochen Lagerung 196
Tab. 40: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 10 Wochen Lagerung 198
Tab. 41: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 12 Wochen Lagerung 200
Tab. 42: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 14 Wochen Lagerung 202
Tab. 43: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 16 Wochen Lagerung 204
Tab. 44: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 18 Wochen Lagerung 206
Tab. 45: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 30 Wochen Lagerung 208
Tab. 46: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars vor der Pasteurisation 210
Tab. 47: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar vor der Pasteurisation 211
Tab. 48: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach der Pasteurisation 212
Tab. 49: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach der Pasteurisation.. 213
Tab. 50: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 2 Wochen Lagerung 214
Tab. 51: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 4 Wochen Lagerung 215

Tab. 52: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach 4 Wochen Lagerung 216
Tab. 53: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 6 Wochen Lagerung 217
Tab. 54: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 8 Wochen Lagerung 218
Tab. 55: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 10 Wochen Lagerung 219
Tab. 56: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 12 Wochen Lagerung 220
Tab. 57: Durchschnittlicher Gehalt aller Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Pasteurisationseinheiten) zu allen verschiedenen Messzeitpunkten (vor/nach Past = vor/nach Pasteurisation, PE = Pasteurisationseinheiten) 221
Tab. 58: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars vor der Pasteurisation 222
Tab. 59: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar vor der Pasteurisation.... 222
Tab. 60: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach der Pasteurisation 223
Tab. 61: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach der Pasteurisation.. 224
Tab. 62: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 2 Wochen Lagerung 225
Tab. 63: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 4 Wochen Lagerung 226
Tab. 64: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach 4 Wochen Lagerung 227
Tab. 65: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 6 Wochen Lagerung 228
Tab. 66: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 8 Wochen Lagerung 229
Tab. 67: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 30 Wochen Lagerung 230

14 TABELLENANHANG

14.1 Versuchsplan 1

Tab. 30: Durchschnittlicher Gehalt aller Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Pasteurisationseinheiten) zu allen verschiedenen Messzeitpunkten (vor/nach Past = vor/nach Pasteurisation, PE = Pasteurisationseinheiten)

Code	Sauerstoff [mg/L]		pH-Wert		Redoxpotential [mV]		PE
	Vor Past	Nach Past	Vor Past	Nach Past	Vor Past	Nach Past	
VP1-1	0,27 (±0,02)	0,38 (±0,00)	3,14 (±0,03)	3,12 (±0,00)	50 (±32)	38	20
VP1-2	0,20 (±0,06)	0,30 (±0,04)	3,35 (±0,04)	3,32 (±0,00)	22 (±17)	45 (±28)	18
VP1-3	0,27 (±0,02)	0,55 (±0,07)	3,14 (±0,03)	3,13 (±0,01)	50 (±32)	54	33
VP1-4	0,20 (±0,06)	0,37 (±0,06)	3,35 (±0,04)	3,33 (±0,01)	22 (±17)	21 (±2)	29
VP1-5	0,27 (±0,02)	0,55 (±0,18)	3,14 (±0,03)	3,12 (±0,00)	50 (±32)	69	45
VP1-6	0,20 (±0,06)	0,34 (±0,11)	3,35 (±0,04)	3,33 (±0,00)	22 (±17)	0 (±28)	41
VP1-7	0,27 (±0,02)	0,25 (±0,04)	3,14 (±0,03)	3,13 (±0,00)	50 (±32)	55	54
VP1-8	0,20 (±0,06)	0,34 (±0,13)	3,35 (±0,04)	3,34 (±0,01)	22 (±17)	-17 (±9)	52
VP1-9	0,27 (±0,02)	0,43 (±0,13)	3,14 (±0,03)	3,13 (±0,01)	50 (±32)	64 (+1)	174
VP1-10	0,20 (±0,06)	0,38 (±0,04)	3,35 (±0,04)	3,34 (±0,01)	22 (±17)	-3	154
VP1-11	0,27 (±0,02)	0,39 (±0,05)	3,14 (±0,03)	3,13 (±0,01)	50 (±32)	32 (±4)	290
VP1-12	0,20 (±0,06)	0,38 (±0,13)	3,35 (±0,04)	3,33 (±0,00)	22 (±17)	-29	256
VP1-13	0,27 (±0,02)	0,31 (±0,03)	3,14 (±0,03)	3,13 (±0,01)	50 (±32)	41 (±26)	442
VP1-14	0,20 (±0,06)	0,33 (±0,11)	3,35 (±0,04)	3,33 (±0,00)	22 (±17)	-11	413

VP1-15	0,27 (±0,02)	0,39 (±0,11)	3,14 (±0,03)	3,17 (±0,01)	50 (±32)	68 (±0)	637
VP1-16	0,20 (±0,06)	0,46 (±0,13)	3,35 (±0,04)	3,36 (±0,01)	22 (±17)	44	568
VP1-17	0,27 (±0,02)	0,50 (±0,18)	3,14 (±0,03)	3,27 (±0,01)	50 (±32)	84 (±26)	11
VP1-18	0,20 (±0,06)	0,35 (±0,09)	3,35 (±0,04)	3,42 (±0,01)	22 (±17)	39	19
VP1-19	0,27 (±0,02)	0,37 (±0,04)	3,14 (±0,03)	3,18 (±0,00)	50 (±32)	79 (±14)	21
VP1-20	0,20 (±0,06)	0,33 (±0,01)	3,35 (±0,04)	3,41 (±0,01)	22 (±17)	24	30
VP1-21	0,27 (±0,02)	0,43 (±0,01)	3,14 (±0,03)	3,19 (±0,01)	50 (±32)	63 (±17)	34
VP1-22	0,20 (±0,06)	0,32 (±0,07)	3,35 (±0,04)	3,46 (±0,04)	22 (±17)	16 (+7)	40
VP1-23	0,27 (±0,02)	0,41 (±0,00)	3,14 (±0,03)	3,19 (±0,00)	50 (±32)	63	45
VP1-24	0,20 (±0,06)	0,28 (±0,02)	3,35 (±0,04)	3,45 (±0,04)	22 (±17)	-1 (±9)	51
VP1-25	0,27 (±0,02)	0,54 (±0,02)	3,14 (±0,03)	3,28 (±0,02)	50 (±32)	57 (±13)	114
VP1-26	0,20 (±0,06)	0,33 (±0,04)	3,35 (±0,04)	3,40 (±0,00)	22 (±17)	58 (±14)	128
VP1-27	0,27 (±0,02)	0,41 (±0,02)	3,14 (±0,03)	3,19 (±0,01)	50 (±32)	63 (±13)	214
VP1-28	0,20 (±0,06)	0,35 (±0,05)	3,35 (±0,04)	3,38 (±0,00)	22 (±17)	-6 (±1)	230
VP1-29	0,27 (±0,02)	0,31 (±0,04)	3,14 (±0,03)	3,27 (±0,04)	50 (±32)	29 (±16)	341
VP1-30	0,20 (±0,06)	0,26 (±0,01)	3,35 (±0,04)	3,41 (±0,00)	22 (±17)	31 (±21)	318
VP1-31	0,27 (±0,02)	0,43 (±0,01)	3,14 (±0,03)	3,29 (±0,03)	50 (±32)	45	439
VP1-32	0,20 (±0,06)	0,31 (±0,01)	3,35 (±0,04)	3,44 (±0,00)	22 (±17)	2 (±13)	405

Tab. 31: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars vor der Pasteurisation

Verarbeitung	Fruchtanteil (%)	L*	a*	b*	C*	h°
frisch	40	23,78 (±0,31)	29,96 (±1,38)	21,84 (±1,07)	37,07 (±1,75)	36,10 (±0,13)
frisch	60	24,39 (±0,77)	32,95 (±0,56)	21,95 (±0,07)	39,60 (±0,50)	33,67 (±0,39)
gefroren	40	22,77 (±0,56)	28,77 (±1,19)	20,42 (±0,82)	35,28 (±1,41)	35,37 (±0,52)
gefroren	60	25,88 (±0,40)	31,31 (±1,32)	19,23 (±1,64)	36,75 (±1,97)	31,51 (±1,17)

Tab. 32: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar vor der Pasteurisation

Verarbeitung	Fruchtanteil [%]	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
frisch	40	3 (±0)	82 (±11)	114 (±14)	192 (±13)
frisch	60	4 (±0)	137 (±12)	191 (±18)	280 (±16)
gefroren	40	3 (±0)	76 (±6)	105 (±8)	179 (±15)
gefroren	60	4 (±0)	106 (±5)	147 (±10)	261 (±23)

Tab. 33: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach der Pasteurisation

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	25,69 (±0,69)	30,16 (±1,81)	21,74 (±2,64)	37,19 (±3,00)	35,67 (±1,73)
VP1-2	27,65 (±1,05)	32,84 (±1,42)	21,31 (±2,07)	39,16 (±2,31)	32,91 (±1,45)
VP1-3	25,31 (±1,13)	29,73 (±2,01)	21,20 (±2,67)	36,53 (±3,18)	35,37 (±1,64)
VP1-4	27,61 (±1,26)	32,66 (±1,34)	21,05 (±2,02)	38,87 (±2,21)	32,73 (±1,49)
VP1-5	25,71 (±1,02)	28,53 (±2,01)	19,38 (±2,37)	34,50 (±2,97)	34,09 (±1,44)
VP1-6	27,57 (±0,62)	31,91 (±0,74)	19,65 (±1,12)	37,48 (±1,21)	31,60 (±0,88)
VP1-7	25,62 (±0,75)	28,40 (±1,13)	18,81 (±0,81)	34,07 (±1,37)	33,52 (±0,45)
VP1-8	28,21 (±0,28)	31,44 (±1,04)	18,93 (±1,11)	36,70 (±1,46)	31,03 (±0,66)
VP1-9	26,13 (±0,81)	27,30 (±1,81)	17,33 (±1,57)	32,34 (±2,36)	32,36 (±0,75)
VP1-10	27,20 (±0,89)	31,11 (±0,46)	18,42 (±0,53)	36,15 (±0,64)	30,63 (±0,45)
VP1-11	26,38 (±0,84)	27,05 (±1,94)	17,13 (±1,96)	32,02 (±2,69)	32,27 (±1,14)
VP1-12	28,47 (±0,69)	29,73 (±0,97)	17,02 (±0,78)	34,26 (±1,22)	29,77 (±0,40)
VP1-13	24,90 (±0,94)	27,43 (±0,67)	17,26 (±0,50)	32,41 (±0,82)	32,17 (±0,30)
VP1-14	26,81 (±0,79)	30,93 (±0,92)	17,82 (±1,13)	35,70 (±1,36)	29,92 (±0,83)
VP1-15	23,52 (±1,01)	27,92 (±1,41)	17,95 (±1,26)	33,19 (±1,87)	32,72 (±0,55)
VP1-16	25,89 (±0,52)	30,93 (±0,68)	18,04 (±0,70)	35,81 (±0,94)	30,24 (±0,46)
VP1-17	23,58 (±0,79)	28,12 (±1,99)	19,00 (±2,16)	33,94 (±2,83)	33,96 (±1,31)

VP1-18	25,56 (±0,41)	30,73 (±0,96)	18,39 (±1,16)	35,82 (±1,42)	30,87 (±0,81)
VP1-19	22,46 (±0,62)	28,05 (±1,63)	18,80 (±1,21)	33,77 (±2,02)	33,82 (±0,33)
VP1-20	24,49 (±1,12)	31,30 (±0,33)	19,14 (±0,82)	36,69 (±0,69)	31,43 (±0,87)
VP1-21	22,22 (±0,34)	27,91 (±1,56)	18,94 (±1,36)	33,73 (±2,04)	34,14 (±0,62)
VP1-22	24,09 (±1,04)	31,30 (±0,25)	19,24 (±0,65)	36,34 (±0,52)	31,57 (±0,71)
VP1-23	21,82 (±0,42)	27,73 (±1,65)	18,42 (±1,22)	33,29 (±2,04)	33,58 (±0,41)
VP1-24	24,04 (±0,96)	30,81 (±0,42)	18,57 (±0,59)	35,97 (±0,60)	31,07 (±0,65)
VP1-25	22,90 (±0,43)	28,67 (±1,27)	19,08 (±0,34)	34,45 (±1,07)	33,67 (±1,28)
VP1-26	23,47 (±0,88)	30,99 (±0,34)	18,90 (±0,37)	36,30 (±0,45)	31,37 (±0,36)
VP1-27	21,87 (±0,58)	27,70 (±0,76)	18,44 (±0,97)	33,28 (±1,05)	33,64 (±1,11)
VP1-28	24,08 (+0,17)	29,58 (+1,50)	16,96 (+1,69)	34,11 (+2,14)	29,76 (+1,24)
VP1-29	22,12 (±0,76)	26,41 (±1,10)	16,22 (±1,28)	31,00 (±1,56)	31,52 (±1,21)
VP1-30	24,41 (±1,56)	28,24 (±1,02)	15,29 (±1,16)	32,12 (±1,45)	28,40 (±0,98)
VP1-31	22,76 (±0,38)	26,03 (+1,59)	14,94 (±1,13)	30,02 (±1,92)	29,84 (±0,66)
VP1-32	24,01 (±0,50)	29,09 (±0,62)	15,99 (±0,87)	33,20 (±0,95)	28,78 (±0,83)

Tab. 34: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach der Pasteurisation

Code	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
VP11	3 (±0)	76 (±10)	104 (±13)	175 (±13)
VP1-2	4 (±0)	129 (±4)	177 (±5)	256 (±13)
VP1-3	3 (±0)	87 (±17)	119 (±21)	-
VP1-4	4 (±0)	124 (±2)	169 (±4)	-
VP1-5	3 (±0)	74 (±9)	100 (±10)	-
VP1-6	4 (±0)	121 (±10)	163 (±15)	-
VP1-7	3 (±0)	71 (±10)	95 (±12)	167 (±1)
VP1-8	4 (±1)	124 (±26)	166 (±33)	245 (±4)
VP1-9	3 (±0)	80 (±16)	108 (±21)	164 (±13)
VP1-10	4 (±0)	106 (±14)	143 (±18)	245 (±8)
VP1-11	3 (±1)	68 (±14)	92 (±18)	-
VP1-12	4 (±0)	103 (±12)	139 (±14)	-
VP1-13	3 (±0)	57 (±12)	76 (±16)	-
VP1-14	3 (±0)	104 (±14)	137 (±19)	-
VP1-15	2 (±0)	53 (±12)	70 (±15)	141 (±20)
VP1-16	3	85	111	219

	(±1)	(±12)	(±15)	(±16)
VP1-17	3 (±0)	68 (±6)	94 (±7)	163 (±14)
VP1-18	4 (±0)	96 (±4)	131 (±8)	245 (±19)
VP1-19	3 (±0)	74 (±15)	100 (±19)	-
VP1-20	4 (±0)	91 (±7)	123 (±9)	-
VP1-21	3 (±0)	65 (±8)	89 (±11)	-
VP1-22	3 (±0)	94 (±8)	127 (±13)	-
VP1-23	3 (±0)	65 (±1)	88 (±2)	137 (±14)
VP1-24	4 (±0)	90 (±6)	121 (±9)	222 (±22)
VP1-25	3 (±0)	57 (±9)	79 (±13)	150 (±13)
VP1-26	4 (±1)	79 (±12)	107 (±18)	234 (±16)
VP1-27	3 (±0)	67 (±11)	91 (±13)	-
VP1-28	4 (±0)	86 (±1)	114 (±1)	-
VP1-29	3 (±0)	58 (±3)	79 (±3)	-
VP1-30	3 (±1)	77 (±4)	102 (±7)	-
VP1-31	3 (±0)	52 (±7)	69 (±11)	123 (±11)
VP1-32	3 (±0)	67 (±10)	87 (±12)	210 (±18)

Tab. 35: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 2 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	26,90 (±1,38)	26,10 (±2,44)	17,05 (±2,18)	31,18 (±3,23)	33,08 (±0,99)
VP1-2	29,56 (±0,75)	29,40 (±1,03)	18,42 (±,90)	34,69 (±1,34)	32,05 (±0,44)
VP1-3	26,99 (±1,14)	25,63 (±2,91)	16,03 (±2,70)	30,24 (±3,90)	31,87 (±1,48)
VP1-4	28,94 (±0,96)	29,17 (±1,06)	18,34 (±1,01)	34,46 (±1,43)	32,14 (±0,55)
VP1-5	26,88 (±1,33)	26,12 (±2,69)	16,16 (±2,17)	30,72 (±3,41)	31,67 (±0,96)
VP1-6	28,96 (±1,13)	29,21 (±2,09)	17,95 (±1,41)	34,29 (±2,51)	31,56 (±0,34)
VP1-7	27,48 (±0,88)	24,91 (±1,70)	15,02 (±1,18)	29,09 (±2,07)	31,07 (±0,38)
VP1-8	28,76 (±1,16)	28,78 (±1,26)	17,65 (±0,84)	33,76 (±1,49)	31,51 (±0,46)
VP1-9	26,60 (±1,37)	25,82 (±1,59)	15,97 (±1,43)	30,36 (±2,10)	31,69 (±0,75)
VP1-10	28,52 (±1,11)	28,93 (±1,36)	17,44 (±1,18)	33,78 (±1,77)	31,06 (±0,60)
VP1-11	25,95 (±0,75)	26,38 (±2,38)	16,58 (±2,11)	31,16 (±3,13)	32,06 (±1,02)
VP1-12	28,82 (±1,04)	29,41 (±0,86)	17,68 (±0,39)	34,32 (±0,89)	31,02 (±0,52)
VP1-13	25,86 (±1,31)	25,39 (±1,51)	15,14 (±1,01)	29,56 (±1,80)	30,81 (±0,52)
VP1-14	27,90 (±0,62)	27,25 (±0,78)	15,83 (±0,71)	31,52 (±1,03)	30,14 (±0,46)
VP1-15	25,59 (±1,27)	24,71 (±1,57)	14,12 (±1,07)	28,46 (±1,86)	29,74 (±0,76)
VP1-16	27,41 (±0,98)	28,35 (±1,18)	16,16 (±0,69)	32,63 (±1,28)	29,69 (±0,81)
VP1-17	24,59 (±0,50)	26,38 (±2,90)	16,01 (±2,44)	30,86 (±3,73)	31,13 (±1,28)

VP1-18	26,88 (±0,82)	28,51 (±0,88)	17,01 (±0,59)	33,19 (±0,99)	30,82 (±0,64)
VP1-19	24,00 (±0,56)	26,40 (±2,90)	16,12 (±2,15)	30,94 (±3,59)	31,34 (±0,64)
VP1-20	27,50 (±0,59)	27,47 (±1,33)	15,49 (±1,51)	31,54 (±1,86)	29,37 (±1,37)
VP1-21	23,73 (±0,74)	25,48 (±3,51)	15,08 (±2,76)	29,62 (±4,41)	30,46 (±1,38)
VP1-22	26,36 (±0,94)	27,63 (±1,29)	15,90 (±1,01)	31,88 (±1,58)	29,91 (±0,81)
VP1-23	23,44 (±1,17)	25,64 (±2,44)	15,27 (±1,40)	29,84 (±2,79)	30,79 (±0,65)
VP1-24	26,39 (±0,70)	27,69 (±1,31)	15,87 (±0,92)	31,87 (±1,56)	29,86 (±0,62)
VP1-25	23,82 (±0,13)	26,77 (±2,23)	16,38 (±1,43)	31,38 (±2,64)	31,46 (±0,46)
VP1-26	25,90 (±0,94)	28,05 (±1,10)	16,32 (±0,53)	32,46 (±1,19)	30,21 (±0,47)
VP1-27	23,11 (±0,54)	25,77 (±2,73)	15,32 (±1,77)	29,98 (±3,24)	30,70 (±0,65)
VP1-28	25,05 (±0,38)	27,85 (±0,82)	16,03 (±0,30)	32,13 (±0,84)	29,94 (±0,43)
VP1-29	23,05 (±0,44)	25,96 (±2,50)	15,23 (±1,88)	30,10 (±3,10)	30,34 (±0,92)
VP1-30	24,99 (±0,30)	27,50 (±0,81)	15,51 (±0,33)	31,56 (±0,81)	29,43 (±0,61)
VP1-31	22,36 (±0,88)	25,71 (±2,21)	15,18 (±1,20)	29,86 (±2,49)	30,57 (±0,56)
VP1-32	24,51 (±0,20)	27,71 (±0,92)	15,60 (±0,48)	31,80 (±1,03)	29,37 (±0,31)

Tab. 36: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 4 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	27,59 (±0,42)	23,45 (±1,10)	17,53 (±0,83)	29,29 (±1,38)	36,78 (±0,27)
VP1-2	29,50 (±0,39)	25,10 (±0,65)	20,01 (±0,44)	32,11 (±0,71)	38,57 (±0,58)
VP1-3	27,10 (±0,76)	22,83 (±1,70)	16,65 (±1,66)	28,25 (±2,35)	36,05 (±0,80)
VP1-4	29,31 (±0,48)	24,75 (±1,37)	19,61 (±0,96)	31,57 (±1,66)	38,39 (±0,35)
VP1-5	26,48 (±0,52)	23,63 (±1,74)	16,84 (±1,32)	29,02 (±2,18)	35,47 (±0,19)
VP1-6	28,48 (±0,63)	25,25 (±0,80)	19,13 (±0,39)	31,68 (±0,83)	37,15 (±0,58)
VP1-7	26,52 (±0,81)	22,71 (±2,44)	16,26 (±1,99)	27,93 (±3,14)	35,56 (±0,45)
VP1-8	28,61 (±0,66)	24,45 (±0,99)	18,89 (±0,38)	30,89 (±1,00)	37,71 (±0,62)
VP1-9	26,39 (±1,24)	22,24 (±1,90)	15,58 (±2,24)	27,16 (±2,84)	34,87 (±1,60)
VP1-10	28,48 (±0,85)	25,28 (±0,30)	18,61 (±0,46)	31,40 (±0,51)	36,36 (±0,39)
VP1-11	26,42 (±0,44)	22,90 (±1,72)	15,95 (±1,56)	27,91 (±2,30)	34,81 (±0,65)
VP1-12	28,42 (±0,21)	25,03 (±0,58)	18,43 (±0,25)	31,08 (±0,51)	36,36 (±0,68)
VP1-13	25,62 (±0,83)	22,15 (±2,04)	14,72 (±1,97)	26,60 (±2,78)	33,51 (±1,14)
VP1-14	27,62 (±0,70)	24,61 (±0,37)	17,31 (±0,24)	30,09 (±0,43)	35,12 (±0,18)
VP1-15	25,08 (±0,57)	22,32 (±2,38)	14,38 (±1,87)	26,55 (±3,00)	32,73 (±0,86)
VP1-16	26,51 (±0,12)	25,90 (±1,69)	17,05 (±0,23)	31,01 (±1,50)	33,43 (±1,50)
VP1-17	25,00 (±0,79)	24,71 (±1,70)	15,90 (±0,22)	29,39 (±1,54)	32,82 (±1,48)

VP1-18	25,51 (±1,52)	23,46 (±3,04)	14,64 (±1,97)	27,65 (±3,61)	31,95 (±0,42)
VP1-19	26,32 (±1,88)	25,71 (±1,22)	16,96 (±0,12)	30,80 (±1,02)	33,44 (±1,29)
VP1-20	25,43 (±0,99)	24,13 (±2,39)	15,35 (±1,34)	28,60 (±2,72)	32,49 (±0,71)
VP1-21	26,06 (±1,81)	25,42 (±1,64)	16,46 (±0,31)	30,29 (±1,54)	32,97 (±1,21)
VP1-22	24,89 (±1,14)	23,62 (±3,04)	14,75 (±1,81)	27,85 (±3,54)	32,01 (±0,24)
VP1-23	25,81 (±1,64)	25,58 (±1,26)	16,46 (±0,10)	30,42 (±1,01)	32,80 (±1,42)
VP1-24	24,52 (±1,26)	23,74 (±3,10)	14,72 (±1,79)	27,93 (±3,57)	31,82 (±0,39)
VP1-25	25,83 (±1,72)	25,05 (±1,80)	15,74 (±0,51)	29,58 (±1,79)	32,20 (±1,06)
VP1-26	26,25 (±0,95)	25,52 (±1,29)	15,96 (±0,19)	30,10 (±1,13)	32,06 (±1,24)
VP1-27	23,62 (±0,18)	23,95 (±2,78)	14,63 (±1,26)	28,06 (±3,02)	31,49 (±0,88)
VP1-28	25,93 (±0,78)	25,39 (±1,26)	15,12 (±0,45)	29,56 (±1,23)	30,80 (±1,00)
VP1-29	23,26 (±0,9)	24,36 (±2,17)	14,40 (±1,10)	28,30 (±2,42)	30,62 (±0,42)
VP1-30	25,43 (±1,17)	25,75 (±1,59)	14,81 (±0,90)	29,70 (±1,78)	29,92 (±0,75)
VP1-31	23,34 (±0,62)	23,30 (±2,81)	13,02 (±2,14)	26,71 (±3,42)	29,05 (±2,05)
VP1-32	24,97 (±0,58)	25,38 (±1,46)	14,65 (±0,45)	29,31 (±1,49)	30,02 (±0,69)

Tab. 37: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach 4 Wochen Lagerung

Code	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
VP1-1	2 (±0)	38 (±6)	47 (±6)	68 (±16)
VP1-2	3 (±0)	52 (±2)	65 (±4)	88 (±18)
VP1-7	2 (±0)	42 (±3)	52 (±4)	82 (±13)
VP1-8	3 (±0)	50 (±8)	62 (±10)	108 (±16)
VP1-9	2 (±0)	35 (±5)	43 (±7)	61 (±16)
VP1-10	3 (±0)	55 (±6)	68 (±7)	83 (±18)
VP1-15	2 (±1)	31 (±5)	37 (±6)	98 (±10)
VP1-16	2 (±0)	57 (±17)	68 (±20)	141 (±45)
VP1-17	2 (±1)	40 (±6)	50 (±7)	59 (±13)
VP1-18	3 (±0)	44 (±8)	56 (±9)	77 (±18)
VP1-23	2 (±0)	39 (±4)	49 (±5)	74 (±16)
VP1-24	3 (±0)	43 (±9)	54 (±11)	96 (±16)
VP1-25	2 (±1)	36 (±18)	46 (±22)	49 (±15)
VP1-26	2 (±0)	46 (±16)	57 (±18)	66 (±13)
VP1-31	2 (±0)	34 (±9)	42 (±11)	86 (±16)
VP1-32	3 (±0)	41 (±14)	50 (±17)	115 (±23)

Tab. 38: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 6 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	30,41 (±0,54)	21,88 (±0,33)	17,43 (±0,73)	27,97 (±0,68)	38,54 (±0,87)
VP1-2	32,16 (±0,15)	23,53 (±0,43)	21,21 (±0,40)	31,68 (±0,52)	42,04 (±0,50)
VP1-3	29,56 (±0,61)	20,70 (±1,79)	16,22 (±2,12)	26,31 (±2,71)	37,98 (±1,31)
VP1-4	32,33 (±0,11)	23,29 (±0,96)	21,02 (±0,59)	31,37 (±1,10)	42,08 (±0,42)
VP1-5	29,35 (±0,57)	20,83 (±1,54)	16,06 (±1,84)	26,30 (±2,33)	37,54 (±1,23)
VP1-6	31,33 (±0,50)	22,92 (±0,55)	19,57 (±0,42)	30,14 (±0,53)	40,49 (±0,84)
VP1-7	29,48 (±0,52)	20,85 (±1,06)	16,50 (±1,19)	26,59 (±1,57)	38,31 (±0,62)
VP1-8	31,44 (±0,50)	22,67 (±0,39)	19,85 (±0,15)	30,13 (±0,34)	41,21 (±0,46
VP1-9	29,55 (±0,67)	20,65 (±0,55)	15,54 (±0,95)	25,86 (±1,02)	36,81 (±0,78)
VP1-10	31,28 (±0,67)	22,61 (±0,55)	19,05 (±0,95)	29,57 (±1,02)	40,08 (±0,78)
VP1-11	29,37 (±0,53)	21,16 (±1,09)	16,08 (±1,24)	26,58 (±1,62)	37,20 (±0,72)
VP1-12	31,06 (±0,21)	23,09 (±0;88)	18,90 (±0,52)	29,84 (±0,77)	39,32 (±1,30)
VP1-13	28,47 (±0,90)	20,62 (±1,55)	14,73 (±1,94)	25,35 (±2,37)	35,42 (±1,66)
VP1-14	30,39 (±0,49)	22,33 (±0,82)	17,66 (±0,78)	28,47 (±1,11)	38,34 (±0,38)
VP1-15	28,20 (±0,91)	20,74 (±1,31)	14,48 (±1,42)	25,30 (±1,85)	34,88 (±1,28)
VP1-16	29,38 (±0,64)	24,71 (±2,39)	16,88 (±0,38)	29,95 (±2,00)	34,48 (±2,60)
VP1-17	25,52 (±0,20)	22,57 (±2,40)	15,36 (±0,87)	27,30 (±2,47)	34,34 (±1,36)

VP1-18	28,20 (±1,80)	23,48 (±1,76)	16,85 (±0,52)	28,91 (±1,48)	35,74 (±2,14)
VP1-19	25,25 (±0,07)	22,15 (±2,85)	14,65 (±1,33)	26,56 (±3,10)	33,59 (±1,11)
VP1-20	27,47 (±1,17)	24,11 (±0,98)	17,44 (±0,99)	29,77 (±0,95)	35,88 (±1,97)
VP1-21	24,86 (±0,60)	21,57 (±3,40)	13,80 (±2,00)	25,61 (±3,93)	32,66 (±0,79)
VP1-22	27,12 (±0,98)	23,90 (±0,78)	16,86 (±0,67)	29,27 (±0,43)	35,21 (±1,83)
VP1-23	24,31 (±0,24)	21,87 (±3,24)	14,14 (±1,47)	26,05 (±3,51)	33,03 (±1,22)
VP1-24	26,76 (±0,93)	23,61 (±1,22)	16,33 (±0,54)	28,73 (±0,72)	34,72 (±2,23)
VP1-25	24,77 (±0,29)	22,77 (±2,32)	15,09 (±0,44)	27,33 (±2,07)	33,69 (±2,35)
VP1-26	26,61 (±1,10)	23,85 (±1,08)	16,10 (±0,63)	28,79 (±0,55)	34,06 (±2,23)
VP1-27	24,32 (±0,64)	22,02 (±3,23)	13,84 (±1,32)	26,01 (±3,44)	32,31 (±1,38)
VP1-28	26,09 (±1,05)	24,10 (±1,11)	15,38 (±0,36)	28,60 (±0,75)	32,58 (±1,77)
VP1-29	23,43 (±0,23)	22,82 (±2,49)	13,88 (±1,05)	26,71 (±2,67)	31,38 (±0,95)
VP1-30	25,85 (±0,93)	24,07 (±1,69)	14,91 (±0,43)	28,33 (±1,30)	31,87 (±2,35)
VP1-31	23,31 (±0,35)	22,61 (±2,24)	13,59 (±0,40)	26,39 (±2,12)	31,14 (±1,84)
VP1-32	24,97 (±0,76)	24,50 (±1,04)	14,97 (±0,45)	28,72 (±0,71)	31,46 (±1,78)

Tab. 39: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 8 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	30,91 (±0,28)	20,11 (±0,76)	18,49 (±1,04)	27,32 (±1,22)	42,58 (±0,83)
VP1-2	33,30 (±0,44)	22,05 (±0,79)	21,96 (±1,10)	31,13 (±1,31)	44,87 (±0,63)
VP1-3	30,84 (±0,28)	19,46 (±2,21)	16,79 (±2,46)	25,71 (±3,28)	40,69 (±0,98)
VP1-4	32,44 (±0,61)	20,99 (±0,93)	21,31 (±0,62)	29,91 (±1,08)	45,45 (±0,55)
VP1-5	29,68 (±0,57)	20,05 (±2,32)	16,52 (±2,27)	25,99 (±3,21)	39,42 (±1,09)
VP1-6	32,07 (±0,38)	21,56 (±1,14)	20,62 (±0,38)	29,84 (±1,06)	43,75 (±1,06)
VP1-7	30,40 (±0,85)	19,40 (±1,47)	17,05 (±1,81)	25,83 (±2,26)	41,23 (±1,22)
VP1-8	31,70 (±0,63)	21,31 (±0,93)	20,51 (±0,49)	29,59 (±0,83)	43,92 (±1,26)
VP1-9	30,14 (±0,95)	19,97 (±1,90)	16,66 (±2,91)	26,02 (±3,30)	39,59 (±2,42)
VP1-10	31,80 (±0,66)	21,65 (±0,45)	20,09 (±0,70)	29,53 (±0,68)	42,85 (±0,95)
VP1-11	29,78 (±0,67)	19,32 (±1,62)	16,18 (±2,07)	25,20 (±2,57)	39,85 (±1,26)
VP1-12	31,61 (±0,25)	21,85 (±0,96)	19,97 (±0,46)	29,61 (±0,53)	42,45 (±1,78)
VP1-13	29,47 (±0,80)	19,80 (±1,28)	15,67 (±1,75)	25,26 (±2,07)	38,25 (±1,45)
VP1-14	31,07 (±0,76)	21,90 (±0,49)	19,05 (±0,44)	29,03 (±0,59)	41,03 (±0,60)
VP1-15	29,08 (±0,76)	19,78 (±1,01)	15,26 (±1,37)	24,98 (±1,59)	37,59 (±1,31)
VP1-16	30,08 (±0,47)	23,64 (±1,84)	17,83 (±0,61)	29,64 (±1,12)	37,13 (±3,04)
VP1-17	25,99 (±0,44)	20,47 (±2,25)	14,95 (±0,12)	25,37 (±1,87)	36,29 (±2,86)

VP1-18	28,45 (±1,14)	22,10 (±0,76)	17,36 (±1,66)	28,14 (±0,44)	38,12 (±3,62)
VP1-19	25,75 (±0,48)	20,19 (±2,72)	14,31 (±0,79)	24,76 (±2,67)	35,50 (±2,18)
VP1-20	28,32 (±1,32)	21,30 (±1,52)	15,89 (±0,56)	26,60 (±0,89)	36,79 (±2,92)
VP1-21	25,76 (±0,31)	20,04 (±3,40)	13,02 (±1,37)	23,90 (±3,60)	33,21 (±1,71)
VP1-22	27,74 (±0,97)	21,96 (±1,08)	16,22 (±0,95)	27,33 (±0,32)	36,49 (±2,94)
VP1-23	24,97 (±0,17)	20,61 (±3,32)	14,19 (±1,52)	25,03 (±3,59)	34,71 (±1,47)
VP1-24	26,98 (±1,18)	22,43 (±0,80)	16,64 (±0,58)	27,94 (±0,30)	36,58 (±1,93)
VP1-25	25,29 (±0,22)	21,43 (±2,77)	15,48 (±0,57)	26,45 (±2,57)	36,02 (±2,54)
VP1-26	26,77 (±1,74)	22,31 (±1,72)	16,06 (±0,38)	27,51 (±1,19)	35,84 (±2,72)
VP1-27	24,74 (±0,88)	20,34 (±3,69)	13,23 (±1,10)	24,29 (±3,69)	33,35 (±2,65)
VP1-28	26,63 (±1,46)	22,38 (±1,38)	15,27 (±0,59)	27,12 (±0,84)	34,36 (±2,60)
VP1-29	24,29 (±0,48)	20,88 (±2,56)	13,05 (±0,19)	24,65 (±2,24)	32,18 (±2,93)
VP1-30	26,59 (±0,54)	22,14 (±0,41)	14,24 (±1,56)	26,35 (±0,53)	32,70 (±3,33)
VP1-31	23,82 (±0,27)	20,99 (±2,36)	12,51 (±0,14)	24,46 (±2,00)	30,99 (±2,96)
VP1-32	25,93 (±0,28)	22,53 (±1,11)	13,85 (±1,39)	26,48 (±0,27)	31,60 (±3,81)

Tab. 40: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 10 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	30,58 (±1,09)	18,21 (±0,34)	18,29 (±0,23)	25,81 (±0,40)	45,13 (±0,17)
VP1-2	32,47 (±0,66)	18,91 (±0,63)	21,97 (±0,59)	28,99 (±0,86)	49,30 (±0,24)
VP1-3	30,25 (±0,52)	17,30 (±2,42)	16,21 (±2,99)	23,71 (±3,81)	42,98 (±1,31)
VP1-4	32,55 (±0,33)	18,52 (±1,68)	21,08 (±1,18)	28,06 (±2,00)	48,74 (±0,99)
VP1-5	30,02 (±1,06)	17,89 (±1,50)	17,08 (±1,97)	24,73 (±2,44)	43,62 (±0,92)
VP1-6	31,82 (±0,58)	19,56 (±1,06)	20,92 (±0,86)	28,66 (±0,21)	46,94 (±2,71)
VP1-7	29,62 (±0,97)	17,90 (±0,97)	17,21 (±0,93)	24,83 (±1,34)	43,87 (±0,07)
VP1-8	31,32 (±0,69)	19,70 (±0,86)	20,58 (±0,66)	28,49 (±1,06)	46,26 (±0,36)
VP1-9	29,96 (±1,03)	17,76 (±1,56)	16,24 (±3,16)	24,09 (±3,28)	42,13 (±3,10)
VP1-10	31,30 (±1,23)	20,45 (±0,08)	20,67 (±0,13)	29,07 (±0,05)	45,31 (±0,29)
VP1-11	29,47 (±0,19)	18,91 (±1,80)	16,62 (±0,86)	25,18 (±1,92)	41,37 (±1,24)
VP1-12	31,12 (±0,13)	20,29 (±1,43)	19,53 (±0,58)	28,19 (±0,66)	43,96 (±2,82)
VP1-13	29,19 (±0,94)	18,09 (±1,50)	15,41 (±2,24)	23,77 (±2,60)	40,29 (±1,77)
VP1-14	30,69 (±1,11)	20,17 (±0,08)	19,13 (±0,07)	27,80 (±0,08)	43,48 (±0,13)
VP1-15	28,71 (±0,80)	18,10 (±1,76)	14,91 (±1,83)	23,44 (±2,52)	39,43 (±0,73)
VP1-16	29,54 (±0,26)	21,60 (±3,19)	17,35 (±0,76)	27,79 (±2,01)	39,07 (±5,36)
VP1-17	26,23 (±0,27)	19,67 (±2,25)	15,64 (±0,10)	25,16 (±1,81)	38,65 (±3,04)

VP1-18	28,57 (±1,35)	21,36 (±1,16)	18,49 (±0,75)	28,27 (±0,39)	40,91 (±2,68)
VP1-19	25,71 (±0,28)	19,84 (±2,82)	15,10 (±0,70)	24,95 (±2,67)	37,49 (±2,69)
VP1-20	28,03 (±0,70)	21,24 (±1,19)	17,54 (±0,38)	27,56 (±0,67)	39,59 (±2,18)
VP1-21	25,58 (±0,23)	19,32 (±3,44)	14,11 (±1,60)	23,93 (±3,72)	36,35 (±1,80)
VP1-22	27,66 (±1,42)	21,68 (±1,32)	17,62 (±0,78)	27,97 (±0,54)	39,14 (±2,94)
VP1-23	25,57 (±0,44)	20,07 (±3,17)	14,63 (±0,90)	24,85 (±3,09)	36,35 (±2,69)
VP1-24	27,62 (±1,21)	21,57 (±1,46)	17,17 (±0,62)	27,59 (±0,77)	38,57 (±2,88)
VP1-25	25,32 (±0,28)	20,18 (±3,20)	15,53 (±0,15)	25,51 (±2,61)	37,89 (±4,17)
VP1-26	27,35 (±1,73)	22,17 (±1,48)	17,10 (±0,99)	28,04 (±0,56)	37,70 (±3,45)
VP1-27	24,79 (±0,59)	20,39 (±3,49)	14,64 (±0,32)	25,14 (±3,01)	36,05 (±4,12)
VP1-28	26,77 (±1,46)	22,21 (±1,30)	16,08 (±1,05)	27,45 (±0,46)	35,94 (±3,34)
VP1-29	24,33 (±0,15)	19,69 (±3,53)	13,03 (±1,04)	23,62 (±3,52)	33,79 (±2,66)
VP1-30	26,33 (±1,33)	22,81 (±0,99)	16,19 (±1,28)	28,00 (±0,09)	35,37 (±3,32)
VP1-31	24,06 (±0,54)	20,35 (±3,27)	13,63 (±0,42)	24,52 (±2,93)	34,13 (±3,56)
VP1-32	26,13 (±0,01)	22,37 (±0,08)	15,34 (±0,09)	27,12 (±0,10)	34,44 (±0,06)

Tab. 41: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 12 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP1-1	31,26 (±0,39)	17,06 (±0,70)	18,43 (±0,64)	25,12 (±0,94)	47,22 (±0,27)
VP1-2	33,09 (±0,35)	18,40 (±0,10)	21,52 (±0,60)	28,32 (±0,51)	49,46 (±067)
VP1-3	31,39 (±0,80)	16,74 (±2,35)	16,54 (±3,87)	23,55 (±4,38)	44,28 (±2,74)
VP1-4	33,21 (±0,30)	17,36 (±0,88)	20,99 (±0,52)	27,24 (±0,95)	50,44 (±0,74)
VP1-5	30,92 (±0,75)	17,71 (±0,06)	17,99 (±0,72)	25,25 (±0,48)	45,43 (±1,23)
VP1-6	32,08 (±0,30)	19,05 (±1,03)	21,48 (±0,32)	28,71 (±0,91)	48,45 (±1,15)
VP1-7	30,50 (±0,35)	17,16 (±1,61)	17,25 (±2,07)	24,34 (±2,60)	45,10 (±0,75)
VP1-8	31,93 (±0,56)	18,90 (±1,27)	21,26 (±0,46)	28,45 (±1,19)	48,41 (±1,29)
VP1-9	31,04 (±0,32)	17,56 (±0,61)	17,71 (±1,83)	24,96 (±1,73)	45,13 (±1,97)
VP1-10	32,55 (±0,48)	19,60 (±0,17)	21,07 (±0,56)	28,78 (±0,52)	47,06 (±0,51)
VP1-11	30,44 (±0,87)	17,21 (±1,44)	16,92 (±1,82)	24,14 (±2,30)	44,46 (±0,71)
VP1-12	32,26 (±0,14)	19,37 (±0,95)	20,46 (±0,44)	28,19 (±0,35)	46,57 (±2,01)
VP1-13	29,73 (±0,43)	17,72 (±1,87)	15,73 (±1,74)	23,70 (±2,55)	41,58 (±0,19)
VP1-14	31,28 (±0,83)	20,04 (±0,19)	19,70 (±0,41)	28,10 (±0,42)	44,52 (±0,34)
VP1-15	29,68 (±0,82)	17,32 (±1,40)	15,07 (±1,52)	22,96 (±2,05)	40,99 (±0,57)
VP1-16	30,86 (±0,78)	21,28 (±1,85)	18,18 (±2,08)	28,09 (±0,18)	40,52 (±5,68)
VP1-17	26,24 (±0,12)	18,94 (±2,20)	16,24 (±0,43)	25,00 (±1,39)	40,78 (±4,04)

VP1-18	28,75 (±1,64)	20,98 (±0,64)	19,03 (±1,85)	28,37 (±0,78)	42,13 (±3,62)
VP1-19	26,27 (±0,26)	19,42 (±1,99)	15,43 (±0,40)	24,81 (±1,81)	38,59 (±2,16)
VP1-20	28,39 (±1,46)	20,44 (±1,07)	18,11 (±0,63)	27,33 (±0,39)	41,57 (±2,48)
VP1-21	25,56 (±0,28)	18,63 (±3,24)	14,30 (±1,52)	23,49 (±3,49)	37,71 (±1,90)
VP1-22	27,79 (±1,37)	20,75 (±0,95)	17,78 (±1,09)	27,36 (±0,10)	40,60 (±3,02)
VP1-23	25,32 (±0,21)	19,17 (±3,23)	14,62 (±1,09)	24,13 (±3,23)	37,58 (±2,66)
VP1-24	27,43 (±1,22)	21,23 (±0,90)	17,98 (±1,64)	27,87 (±0,37)	40,24 (±3,77)
VP1-25	25,67 (±0,23)	19,29 (±2,53)	15,39 (±0,11)	24,71 (±1,98)	38,81 (±3,69)
VP1-26	27,60 (±1,87)	21,15 (±1,09)	17,14 (±1,24)	27,26 (±0,12)	39,03 (±3,45)
VP1-27	25,19 (±1,01)	19,21 (±3,83)	14,19 (±0,56)	23,93 (±3,41)	36,93 (±4,44)
VP1-28	27,03 (±1,91)	21,35 (±1,19)	16,35 (±0,94)	26,92 (±0,39)	37,49 (±3,12)
VP1-29	24,50 (±0,31)	19,57 (±3,07)	13,74 (±0,43)	23,95 (±2,74)	35,38 (±3,52)
VP1-30	25,88 (±1,14)	22,77 (±0,55)	15,11 (±0,35)	27,33 (±0,27)	33,58 (±1,24)
VP1-31	24,16 (±0,56)	19,68 (±3,31)	13,63 (±0,34)	23,98 (±2,91)	35,06 (±3,88)
VP1-32	26,01 (±1,53)	22,09 (±1,44)	15,61 (±1,35)	27,10 (±0,39)	35,29 (±4,11)

Tab. 42: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 14 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	30,47 (±0,08)	17,28 (±0,13)	19,08 (±0,40)	25,74 (±0,38)	47,83 (±0,38)
VP1-2	32,47 (±0,33)	17,74 (±0,24)	22,98 (±0,59)	29,04 (±0,39)	52,33 (±1,01)
VP1-3	31,59 (±0,80)	16,39 (±1,02)	17,95 (±0,86)	24,30 (±1,31)	47,62 (±0,55)
VP1-4	32,64 (±0,05)	18,33 (±0,85)	21,80 (±1,45)	28,48 (±1,66)	49,91 (±0,56)
VP1-5	30,69 (±0,52)	16,24 (±0,82)	16,91 (±0,86)	23,44 (±1,19)	46,17 (±0,26)
VP1-6	31,65 (±0,09)	18,64 (±0,04)	22,41 (±0,31)	29,15 (±0,26)	50,25 (±0,35)
VP1-7	30,15 (±0,30)	16,72 (±1,33)	17,89 (±1,61)	24,49 (±2,09)	46,93 (±0,31)
VP1-8	31,28 (±0,17)	18,56 (±0,50)	21,24 (±0,72)	28,20 (±0,88)	48,85 (±0,22)
VP1-9	30,03 (±0,09)	16,70 (±1,13)	17,54 (±2,11)	24,22 (±2,31)	46,30 (±1,52)
VP1-10	31,53 (±0,29)	19,21 (±0,17)	21,55 (±0,84)	28,87 (±0,74)	48,27 (±0,86)
VP1-11	30,36 (±0,85)	16,53 (±0,85)	16,64 (±0,57)	23,46 (±0,94)	45,21 (±0,96)
VP1-12	31,51 (±0,18)	18,63 (±0,23)	21,02 (±0,72)	28,10 (±0,40)	48,45 (±1,32)
VP1-13	29,47 (±0,13)	16,33 (±0,23)	16,04 (±0,34)	22,90 (±0,13)	44,49 (±0,97)
VP1-14	30,56 (±0,07)	19,41 (±0,11)	19,76 (±0,26)	27,69 (±0,26)	45,52 (±0,22)
VP1-15	29,12 (±0,09)	17,24 (±0,95)	16,02 (±1,55)	23,54 (±1,75)	42,83 (±1,19)
VP1-16	29,81 (±0,71)	21,22 (±1,88)	18,20 (±0,74)	28,00 (±0,95)	40,71 (±3,65)
VP1-17	24,16 (±0,57)	18,94 (±1,53)	17,91 (±0,82)	26,10 (±0,55)	43,46 (±3,62)

VP1-18	26,53 (±1,21)	20,13 (±0,71)	21,00 (±1,77)	29,13 (±0,79)	46,14 (±3,42)
VP1-19	23,64 (±0,20)	18,49 (±2,71)	16,67 (±0,47)	24,92 (±2,32)	42,27 (±3,41)
VP1-20	25,96 (±0,81)	19,93 (±1,17)	19,81 (±1,25)	28,14 (±0,14)	44,82 (±3,47)
VP1-21	23,46 (±0,09)	18,54 (±2,53)	16,34 (±0,44)	24,74 (±2,18)	41,60 (±3,15)
VP1-22	25,69 (±1,05)	20,82 (±1,15)	19,38 (±1,58)	28,49 (±0,24)	42,93 (±3,91)
VP1-23	23,21 (±0,01)	18,56 (±2,72)	15,77 (±0,44)	24,39 (±2,35)	40,59 (±3,39)
VP1-24	25,32 (±1,18)	20,66 (±0,97)	19,10 (±1,37)	28,17 (±0,22)	42,73 (±3,39)
VP1-25	23,35 (±0,30)	19,39 (±2,54)	17,32 (±1,19)	26,09 (±1,10)	41,95 (±5,67)
VP1-26	24,98 (±1,55)	20,67 (±1,30)	18,75 (±1,49)	27,96 (±0,08)	42,20 (±4,04)
VP1-27	22,84 (±0,45)	19,26 (±3,07)	15,99 (±0,50)	25,11 (±2,04)	40,03 (±5,38)
VP1-28	24,55 (±1,40)	21,22 (±1,63)	17,75 (±1,59)	27,73 (±0,24)	39,93 (±4,69)
VP1-29	22,21 (±0,24)	19,40 (±2,67)	15,21 (±0,20)	24,71 (±1,98)	38,35 (±4,18)
VP1-30	24,09 (±1,38)	21,37 (±1,27)	17,32 (±1,74)	27,57 (±0,12)	39,01 (±4,47)
VP1-31	22,12 (±0,67)	19,57 (±2,87)	15,03 (±0,51)	24,75 (±1,96)	37,84 (±5,01)
VP1-32	23,81 (±1,29)	21,63 (±1,23)	16,96 (±1,44)	27,53 (±0,11)	38,11 (±3,92)

Tab. 43: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 16 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	31,15 (±0,50)	16,32 (±0,58)	19,53 (±0,68)	25,45 (±0,89)	50,12 (±0,03)
VP1-2	32,18 (±0,22)	17,49 (±0,68)	23,62 (±0,21)	29,39 (±0,48)	53,48 (±1,02)
VP1-3	31,49 (±0,13)	15,97 (±1,05)	18,88 (±1,77)	24,73 (±2,03)	49,73 (±0,79)
VP1-4	32,60 (±0,11)	18,10 (±0,06)	23,63 (±0,18)	29,76 (±0,12)	52,55 (±0,29)
VP1-5	30,95 (±0,25)	16,44 (±1,85)	18,24 (±2,26)	24,55 (±2,92)	47,94 (±0,34)
VP1-6	31,93 (±0,62)	18,36 (±0,79)	22,53 (±0,11)	29,08 (±0,57)	50,84 (±1,10)
VP1-7	30,73 (±0,69)	16,04 (±1,25)	18,27 (±1,88)	24,31 (±2,24)	48,68 (±0,71)
VP1-8	31,90 (±1,05)	18,27 (±0,93)	22,30 (±0,52)	28,83 (±0,99)	50,70 (±0,78)
VP1-9	30,87 (±0,96)	15,62 (±1,05)	17,83 (±2,71)	23,72 (±2,73)	48,57 (±2,45)
VP1-10	31,82 (±0,83)	18,72 (±0,34)	21,92 (±0,84)	28,83 (±0,85)	49,50 (±0,58)
VP1-11	30,81 (±0,63)	16,30 (±0,95)	18,26 (±1,08)	24,47 (±1,43)	48,24 (±0,05)
VP1-12	31,93 (±0,66)	18,24 (±0,90)	21,72 (±0,42)	28,36 (±0,89)	50,00 (±0,88)
VP1-13	29,95 (±0,61)	17,31 (±0,97)	17,47 (±1,43)	24,59 (±1,69)	45,22 (±0,75)
VP1-14	31,26 (±0,68)	19,18 (±0,16)	20,75 (±0,28)	28,26 (±0,11)	47,26 (±0,62)
VP1-15	29,92 (±1,03)	16,43 (±0,66)	16,38 (±1,08)	23,20 (±1,23)	44,89 (±0,74)
VP1-16	30,32 (±0,13)	20,25 (±2,09)	18,79 (±1,17)	27,69 (±0,74)	42,95 (±4,72)
VP1-17	25,97 (±0,28)	17,94 (±2,73)	16,52 (±0,47)	24,42 (±2,32)	42,90 (±3,57)

VP1-18	28,66 (±1,57)	20,03 (±0,27)	20,72 (±2,14)	28,86 (±1,35)	45,86 (±3,34)
VP1-19	25,87 (±0,27)	18,15 (±2,73)	16,28 (±0,55)	24,41 (±2,39)	42,15 (±3,35)
VP1-20	27,87 (±1,16)	20,03 (±0,97)	19,36 (±1,22)	27,89 (±0,15)	44,02 (±3,19)
VP1-21	25,64 (±0,29)	18,50 (±2,83)	16,09 (±0,33)	24,56 (±2,34)	41,29 (±3,81)
VP1-22	27,66 (±0,77)	20,73 (±0,60)	19,16 (±1,37)	28,25 (±0,50)	42,70 (±2,86)
VP1-23	25,21 (±0,34)	18,26 (±3,01)	15,35 (±0,69)	23,89 (±2,75)	40,34 (±3,41)
VP1-24	27,33 (±1,07)	20,45 (±0,84)	18,78 (±1,43)	27,80 (±0,35)	42,53 (±3,54)
VP1-25	25,60 (±0,06)	18,37 (±3,05)	15,78 (±0,20)	24,26 (±2,43)	41,01 (±4,38)
VP1-26	27,17 (±1,17)	20,90 (±1,06)	18,27 (±1,60)	27,80 (±0,27)	41,14 (±3,92)
VP1-27	25,36 (±0,32)	18,50 (±3,01)	14,85 (±0,52)	23,80 (±2,02)	39,10 (±3,53)
VP1-28	26,93 (±1,20)	20,93 (±0,89)	17,29 (±1,80)	27,19 (±0,48)	39,51 (±4,12)
VP1-29	24,84 (±0,26)	18,88 (±3,05)	14,65 (±0,16)	23,96 (±2,33)	38,15 (±4,72)
VP1-30	26,39 (±1,50)	22,52 (±0,36)	16,42 (±1,34)	27,90 (±0,50)	36,06 (±2,65)
VP1-31	24,26 (±0,29)	19,00 (±3,01)	14,24 (±0,43)	23,82 (±2,15)	37,20 (±5,17)
VP1-32	24,26 (±0,29)	19,00 (±3,01)	14,24 (±0,43)	23,82 (±2,15)	37,20 (±5,17)

Tab. 44: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 18 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	31,07 (±0,59)	15,51 (±0,47)	19,33 (±0,76)	24,79 (±0,89)	51,25 (±0,29)
VP1-2	32,84 (±0,33)	16,76 (±0,81)	24,38 (±0,45)	29,59 (±0,22)	55,50 (±1,74)
VP1-3	31,20 (±0,52)	15,31 (±1,31)	19,08 (±1,43)	24,46 (±1,94)	51,28 (±0,31)
VP1-4	32,90 (±0,83)	17,66 (±0,33)	24,48 (±016)	30,19 (±0,15)	54,20 (±0,75)
VP1-5	30,99 (±0,62)	15,61 (±0,97)	19,40 (±1,46)	24,90 (±1,74)	51,16 (±0,36)
VP1-6	32,08 (±0,60)	17,67 (±0,60)	23,27 (±0,12)	29,22 (±0,38)	52,80 (±0,94)
VP1-7	31,35 (±1,20)	15,44 (±1,08)	18,52 (±1,71)	24,11 (±2,00)	50,13 (±0,63)
VP1-8	32,11 (±0,81)	17,51 (±0,24)	22,86 (±0,11)	28,79 (±0,08)	52,56 (±0,51)
VP1-9	30,82 (±0,93)	15,70 (±0,67)	18,68 (±1,88)	24,41 (±1,87)	49,87 (±1,65)±
VP1-10	31,84 (±0,83)	17,79 (±0,67)	22,12 (±0,63)	28,39 (±0,91)	51,21 (±0,25)
VP1-11	30,57 (±0,45)	15,83 (±1,27)	18,79 (±1,59)	24,57 (±2,03)	49,87 (±0,16)
VP1-12	31,94 (±0,63)	17,63 (±0,06)	21,48 (±1,36)	27,80 (±1,08)	50,58 (±1,70)
VP1-13	30,06 (±0,38)	16,08 (±1,18)	17,11 (±2,25)	23,49 (±2,44)	46,64 (±1,69)
VP1-14	31,22 (±0,45)	18,62 (±0,41)	20,82 (±0,13)	27,94 (±0,20)	48,20 (±0,79)
VP1-15	30,21 (±0,93)	16,26 (±1,08)	17,27 (±1,88)	23,72 (±2,11)	46,63 (±1,22)
VP1-16	30,27 (±0,53)	19,51 (±1,91)	19,03 (±0,67)	27,30 (±0,90)	44,38 (±3,81)
VP1-17	25,89 (±1,77)	16,54 (±2,46)	17,10 (±0,40)	23,85 (±1,42)	46,17 (±4,92)

VP1-18	28,29 (±0,86)	18,78 (±0,90)	20,13 (±1,17)	27,56 (±0,24)	46,97 (±3,03)
VP1-19	26,13 (±0,60)	17,39 (±2,47)	16,88 (±0,17)	24,28 (±1,87)	44,36 (±3,83)
VP1-20	28,28 (±1,25)	19,07 (±0,90)	19,78 (±1,18)	27,51 (±0,27)	46,03 (±3,03)
VP1-21	25,75 (±0,48)	17,40 (±2,66)	16,10 (±0,55)	23,74 (±2,33)	43,02 (±3,43)
VP1-22	26,90 (±1,07)	20,67 (±1,38)	16,76 (±1,04)	26,69 (±0,27)	39,05 (±3,63)
VP1-23	25,58 (±0,19)	17,74 (±2,69)	16,04 (±0,16)	23,96 (±2,10)	42,39 (±4,06)
VP1-24	27,59 (±1,17)	19,45 (±0,69)	19,07 (±1,69)	27,28 (±0,69)	44,36 (±3,56)
VP1-25	26,02 (±0,26)	17,86 (±2,68)	17,41 (±1,01)	25,04 (±1,21)	44,50 (±5,96)
VP1-26	27,48 (±1,51)	20,40 (±1,04)	18,62 (±2,04)	27,69 (±0,61)	42,31 (±4,58)
VP1-27	25,41 (±0,31)	17,69 (±3,08)	15,36 (±0,12)	23,50 (±2,27)	41,35 (±5,11)
VP1-28	27,20 (±1,16)	20,03 (±1,07)	17,92 (±1,53)	26,92 (±0,32)	41,80 (±3,92)
VP1-29	25,18 (±0,03)	18,41 (±3,41)	15,30 (±0,08)	24,01 (±2,57)	40,16 (±5,40)
VP1-30	26,74 (±1,18)	20,24 (±1,43)	16,67 (±1,30)	26,27 (±0,31)	39,51 (±4,17)
VP1-31	24,65 (±0,19)	18,18 (±3,24)	14,42 (±0,13)	23,28 (±2,45)	38,83 (±5,26)
VP1-32	26,90 (±1,75)	20,67 (±1,53)	16,76 (±1,79)	26,69 (±0,15)	39,05 (±5,06)

Tab. 45: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 30 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP11	30,80 (±0,06)	13,23 (±0,06)	21,01 (±0,11)	24,82 (±0,13)	57,80 (±0,00)
VP1-2	32,18 (±0,09)	15,52 (±0,17)	25,19 (±1,02)	29,59 (±0,78)	58,34 (±1,29)
VP1-3	30,90 (±0,14)	13,76 (±1,06)	20,36 (±1,14)	24,58 (±1,54)	55,97 (±0,58)
VP1-4	31,96 (±0,24)	15,74 (±0,08)	25,16 (±0,83)	29,68 (±0,68)	57,96 (±0,95)
VP1-5	30,39 (±0,16)	14,04 (±1,09)	20,09 (±1,29)	24,51 (±1,68)	55,08 (±0,37)
VP1-6	31,58 (±0,49)	16,14 (±0,41)	23,97 (±0,40)	28,91 (±0,10)	56,05 (±1,11)
VP1-7	30,39 (±0,18)	14,15 (±0,94)	19,79 (±1,49)	24,33 (±1,75)	54,42 (±0,28)
VP1-8	31,35 (±0,46)	16,00 (±0,10)	23,64 (±0,22)	28,54 (±0,24)	55,91 (±0,11)
VP1-9	30,04 (±0,04)	13,80 (±0,12)	18,94 (±0,15)	23,43 (±0,18)	53,92 (±0,03)
VP1-10	31,41 (±0,85)	16,06 (±0,12)	23,00 (±0,37)	28,05 (±0,37)	55,07 (±0,24)
VP1-11	30,04 (±0,62)	14,27 (±1,62)	19,54 (±0,69)	24,21 (±1,51)	53,95 (±2,14)
VP1-12	31,38 (±0,37)	15,83 (±0,36)	22,58 (±0,42)	27,58 (±0,15)	54,96 (±1,11)
VP1-13	30,21 (±0,43)	13,94 (±0,94)	17,75 (±1,48)	22,57 (±1,49)	51,81 (±1,25)
VP1-14	30,95 (±0,62)	16,43 (±0,38)	22,21 (±0,23)	27,63 (±0,41)	53,52 (±0,36)
VP1-15	29,17 (±0,08)	14,19 (±0,09)	16,90 (±0,09)	22,06 (±0,13)	49,98 (±0,03)
VP1-16	30,39 (±0,71)	16,99 (±0,33)	20,70 (±0,48)	26,79 (±0,18)	50,61 (±1,18)
VP1-17	26,92 (±1,02)	15,60 (±1,84)	18,69 (±1,91)	24,46 (±0,29)	50,10 (±6,18)

VP1-18	28,82 (±1,44)	17,78 (±0,14)	22,33 (±3,34)	28,59 (±2,70)	51,19 (±3,98)
VP1-19	26,32 (±0,70)	15,84 (±2,06)	18,37 (±1,28)	24,34 (±0,38)	49,29 (±5,65)
VP1-20	27,87 (±0,70)	17,56 (±0,44)	20,76 (±1,79)	27,22 (±1,09)	49,67 (±3,14)
VP1-21	25,92 (±1,01)	15,93 (±1,99)	16,90 (±0,28)	23,27 (±1,17)	46,86 (±4,03)
VP1-22	28,00 (±0,68)	17,71 (±0,21)	19,80 (±2,30)	26,61 (±1,58)	48,03 (±3,65)
VP1-23	25,66 (±0,76)	16,02 (±2,15)	16,52 (±0,11)	23,05 (±1,47)	46,08 (±3,95)
VP1-24	27,70 (±1,02)	18,15 (±0,39)	19,87 (±2,32)	26,96 (±1,44)	47,44 (±3,94)
VP1-25	25,94 (±0,33)	16,03 (±1,93)	18,25 (±2,20)	24,43 (±6,83)	0,34 (±0,09)
VP1-26	27,83 (±1,11)	18,31 (±0,44)	19,11 (±2,21)	26,51 (±1,30)	46,08 (±3,98)
VP1-27	25,70 (±0,51)	16,01 (±2,19)	16,17 (±1,41)	22,86 (±0,53)	45,39 (±6,41)
VP1-28	27,71 (±1,07)	18,31 (±0,53)	18,25 (±2,14)	25,90 (±1,13)	44,77 (±4,19)
VP1-29	25,39 (±0,06)	16,19 (±2,55)	15,46 (±0,30)	22,45 (±1,63)	43,95 (±5,08)
VP1-30	27,01 (±0,64)	18,64 (±0,54)	17,52 (±2,23)	25,64 (±1,14)	43,08 (±4,47)
VP1-31	24,95 (±0,11)	16,49 (±2,70)	14,87 (±0,17)	22,27 (±1,89)	42,35 (±4,99)
VP1-32	26,82 (±1,05)	19,06 (±0,90)	17,32 (±1,93)	25,81 (±0,63)	42,17 (±4,51)

14.2 Versuchsplan 2

Tab. 46: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars vor der Pasteurisation

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	26,36 (±0,18)	28,52 (±4,43)	18,40 (±3,26)	33,93 (±5,49)	32,78 (±0,57)
VP2-2	27,07 (±0,21)	30,66 (±0,93)	19,44 (±0,51)	36,30 (±1,05)	32,38 (±0,10)
VP2-3	27,02 (±0,02)	26,49 (±3,17)	15,91 (±2,51)	30,90 (±4,00)	30,92 (±0,96)
VP2-4	27,02 (±0,02)	26,49 (±3,17)	15,91 (±2,51)	30,90 (±4,00)	30,92 (±0,96)
VP2-5	26,55 (±0,24)	25,77 (±4,93)	15,65 (±4,55)	30,16 (±6,58)	31,00 (±2,60)
VP2-6	27,02 (±0,02)	26,49 (±3,17)	15,91 (±2,51)	30,90 (±4,00)	30,92 (±0,96)
VP2-7	27,21 (±0,06)	29,41 (±0,14)	17,82 (±0,02)	34,39 (±0,13)	31,21 (±0,09)

Tab. 47: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar vor der Pasteurisation

Code	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
VP2-1	2 (±0)	90 (±3)	132 (±13)	160 (±0)
VP2-2	2 (±0)	90 (±3)	120 (±4)	175 (±1)
VP2-3	2 (±0)	89 (±1)	118 (±2)	149 (±0)
VP2-4	3 (±0)	92 (±6)	122 (±8)	155 (±2)
VP2-5	3 (±0)	92 (±6)	122 (±8)	137 (±1)
VP2-6	3 (±0)	92 (±6)	122 (±8)	156 (±1)
VP2-7	2 (±0)	94 (±3)	125 (±4)	170 (±1)

Tab. 48: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach der Pasteurisation

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	25,90 (±0,45)	24,97 (±0,07)	13,29 (±0,19)	28,29 (±0,15)	28,03 (±0,29)
VP2-2	26,52 (±0,57)	30,60 (±0,82)	21,18 (±1,64)	37,22 (±1,61)	34,65 (±1,30)
VP2-3	27,32 (±0,05)	26,77 (±0,08)	16,18 (±0,12)	31,28 (±0,10)	31,14 (±0,,17)
VP2-4	25,44 (±0,28)	28,28 (±0,26)	18,88 (±0,30)	34,00 (±0,38)	33,73 (±0,18)
VP2-5	27,78 (±0,21)	26,30 (±0,28)	17,22 (±0,50)	31,43 (±0,51)	33,22 (±0,48)
VP2-6	27,32 (±0,32)	28,35 (±0,21)	17,78 (±0,39)	33,47 (±0,38)	32,09 (±0,40)
VP2-7	26,30 (±0,18)	30,19 (±0,09)	20,47 (±0,20)	36,48 (±0,19)	34,14 (±0,18)

Tab. 49: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach der Pasteurisation

Code	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
VP2-1	2 (±0)	70 (±1)	94 (±1)	158 (±0)
VP2-2	3 (±0)	80 (±6)	106 (±8)	165 (±0)
VP2-3	2 (±0)	64 (±2)	85 (±2)	148 (±1)
VP2-4	2 (±0)	58 (±7)	77 (±9)	148 (±1)
VP2-5	2 (±0)	58 (±1)	77 (±2)	127 (±1)
VP2-6	3 (±0)	86 (±1)	115 (±1)	148 (±1)
VP2-7	3 (±0)	87 (±1)	116 (±2)	127 (±1)

Tab. 50: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 2 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	29,73 (±0,74)	18,19 (±2,33)	10,26 (±1,13)	20,89 (±2,58)	29,47 (±0,52)
VP2-2	27,23 (±0,25)	25,76 (±14,78)	14,78 (±0,96)	29,70 (±1,06)	29,82 (±0,96)
VP2-3	28,81 (±0,28)	26,69 (±0,54)	15,75 (±0,49)	30,99 (±0,71)	30,54 (±0,29)
VP2-4	27,60 (±0,25)	26,51 (±0,23)	15,57 (±0,17)	30,75 (±0,28)	30,42 (±0,09)
VP2-5	28,59 (±0,93)	26,15 (±0,38)	16,44 (±0,37)	30,89 (±0,47)	32,16 (±0,46)
VP2-6	27,73 (±0,83)	27,47 (±0,38)	16,95 (±0,62)	32,28 (±0,64)	31,66 (±0,62)
VP2-7	28,05 (±0,05)	29,15 (±0,24)	18,94 (±0,37)	34,76 (±0,39)	33,01 (±0,30)

Tab. 51: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 4 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	32,07 (±0,58)	17,62 (±0,65)	14,35 (±0,90)	22,75 (±0,40)	39,16 (±2,60)
VP2-2	29,15 (±0,88)	27,03 (±0,50)	18,72 (±1,79)	32,89 (±1,43)	34,64 (±2,09)
VP2-3	30,28 (±0,58)	25,03 (±0,56)	15,57 (±0,70)	29,48 (±0,84)	31,87 (±0,60)
VP2-4	28,76 (±0,05)	26,40 (±0,09)	16,73 (±0,16)	31,26 (±0,15)	32,35 (±0,19)
VP2-5	30,45 (±0,62)	23,96 (±0,41)	15,47 (±0,75)	28,52 (±0,75)	32,84 (±0,84)
VP2-6	28,05 (±0,60)	26,20 (±0,42)	16,63 (±0,36)	31,04 (±0,54)	32,39 (±0,22)
VP2-7	29,10 (±0,44)	27,16 (±0,60)	18,66 (±0,96)	32,95 (±1,04)	34,47 (±0,79)

Tab. 52: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach 4 Wochen Lagerung

Code	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
VP2-1	2 (±0)	53 (±3)	64 (±3)	130 (±1)
VP2-2	2 (±0)	49 (±0)	60 (±2)	118 (±1)
VP2-3	2 (±0)	54 (±1)	64 (±1)	116 (±1)
VP2-4	2 (±0)	57 (±1)	68 (±1)	120 (±2)
VP2-5	3 (±0)	53 (±2)	64 (±2)	81 (±1)
VP2-6	2 (±0)	60 (±5)	73 (±6)	138 (±0)
VP2-7	2 (±0)	54 (±0)	67 (±1)	104 (±0)

Tab. 53: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 6 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	31,35 (±0,66)	18,29 (±0,22)	16,23 (±0,61)	24,46 (±0,34)	41,56 (±1,30)
VP2-2	29,17 (±0,56)	25,52 (±0,63)	18,41 (±2,18)	31,49 (±1,78)	35,70 (±2,55)
VP2-3	30,05 (±0,14)	24,27 (±0,09)	15,79 (±0,06)	28,95 (±0,07)	33,05 (±0,17)
VP2-4	29,27 (±0,26)	25,12 (±0,19)	16,59 (±0,07)	30,10 (±0,19)	33,45 (±0,13)
VP2-5	31,30 (±0,29)	22,45 (±0,32)	14,77 (±0,14)	26,87 (±0,22)	33,35 (±0,59)
VP2-6	30,85 (±0,53)	22,80 (±0,32)	14,06 (±0,16)	26,79 (±0,34)	31,66 (±0,25)
VP2-7	29,25 (±0,12)	25,67 (±1,08)	18,68 (±0,81)	31,75 (±1,35)	36,05 (±0,04)

Tab. 54: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 8 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	30,22 (±0,67)	18,35 (±0,88)	15,76 (±0,19)	24,20 (±0,56)	40,68 (±1,66)
VP2-2	28,97 (±1,08)	22,23 (±0,53)	14,51 (±0,69)	26,55 (±0,82)	33,11 (±0,63)
VP2-3	30,52 (±0,10)	22,82 (±0,21)	16,10 (±0,13)	27,92 (±0,13)	35,20 (±0,42)
VP2-4	29,73 (±1,08)	23,36 (±1,21)	15,52 (±0,49)	28,05 (±1,28)	33,61 (±0,54)
VP2-5	31,06 (±0,04)	21,58 (±0,20)	15,65 (±0,44)	26,65 (±0,42)	35,94 (±0,51)
VP2-6	29,57 (±0,73)	22,84 (±0,57)	15,25 (±0,04)	27,46 (±0,49)	33,73 (±0,62)
VP2-7	30,14 (±0,36)	23,46 (±0,31)	17,96 (±0,77)	29,55 (±0,62)	37,42 (±1,09)

Tab. 55: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 10 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	30,43 (±0,71)	17,64 (±0,69)	17,07 (±0,70)	24,55 (±0,98)	44,04 (±0,05)
VP2-2	31,07 (±0,04)	20,64 (±0,18)	19,08 (±0,10)	27,28 (±0,13)	35,37 (±0,04)
VP2-3	29,07 (±0,04)	22,19 (±0,04)	15,88 (±0,04)	27,29 (±0,06)	35,60 (±0,02)
VP2-4	29,73 (±0,04)	22,06 (±0,01)	15,24 (±0,04)	26,81 (±0,01)	34,62 (±0,08)
VP2-5	31,14 (±0,04)	20,39 (±0,02)	15,30 (±0,03)	25,49 (±0,00)	36,90 (±0,08)
VP2-6	29,30 (±0,04)	22,45 (±0,43)	15,35 (±0,08)	27,19 (±038)	34,37 (±0,44)
VP2-7	29,59 (±0,04)	22,22 (±0,05)	17,26 (±0,14)	28,14 (±0,12)	37,85 (±0,16)

Tab. 56: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 12 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP2-1	29,87 (±0,58)	15,51 (±0,43)	15,94 (±0,28)	22,24 (±0,49)	45,80 (±0,29)
VP2-2	28,55 (±0,24)	17,98 (±0,19)	13,56 (±0,03)	22,52 (±0,14)	37,04 (±0,36)
VP2-3	31,16 (±0,21)	19,99 (±0,13)	14,58 (±0,23)	24,75 (±0,23)	36,11 (±0,25)
VP2-4	29,98 (±0,11)	21,31 (±0,07)	15,36 (±0,12)	26,27 (±0,13)	35,78 (±0,13)
VP2-5	31,02 (±0,14)	18,62 (±0,04)	14,17 (±0,06)	23,40 (±0,01)	37,29 (±0,15)
VP2-6	28,59 (±1,50)	20,57 (±1,54)	14,30 (±1,29)	25,05 (±2,00)	34,78 (±0,52)
VP2-7	29,38 (±0,32)	20,43 (±0,71)	16,30 (±0,93)	26,14 (±1,12)	38,57 (±0,63)

14.3 Versuchsplan 3

Tab. 57: Durchschnittlicher Gehalt aller Begleitparameter (Sauerstoff, pH-Wert, Redoxpotential, Pasteurisationseinheiten) zu allen verschiedenen Messzeitpunkten (vor/nach Past = vor/nach Pasteurisation, PE = Pasteurisationseinheiten)

Code	Sauerstoff [mg/L]		pH-Wert		Redoxpotential [mV]		PE
	Vor Past	Nach Past	Vor Past	Nach Past	Vor Past	Nach Past	
VP3-1	0,32 (±0,03)	0,76 (±0,01)	3,43 (±0,07)	3,39 (±0,01)	73 (±6)	78 (±1)	15
VP3-2	0,32 (±0,03)	0,57 (±0,22)	3,43 (±0,07)	3,38 (±0,00)	73 (±6)	69 (±4)	24
VP3-3	0,32 (±0,03)	0,57 (±0,08)	3,43 (±0,07)	3,37 (±0,00)	73 (±6)	69 (±10)	35
VP3-4	0,32 (±0,03)	0,70 (±0,17)	3,43 (±0,07)	3,37 (±0,00)	73 (±6)	72 (±13)	46
VP3-5	0,32 (±0,03)	0,80 (±0,26)	3,43 (±0,07)	3,44 (±0,05)	73 (±6)	79 (±3)	81
VP3-6	0,32 (±0,03)	0,71 (±0,08)	3,43 (±0,07)	3,38 (±0,00)	73 (±6)	75 (±1)	161
VP3-7	0,32 (±0,03)	0,75 (±0,16)	3,43 (±0,07)	3,41 (±0,02)	73 (±6)	77 (±0)	251
VP3-8	0,32 (±0,03)	0,57 (±0,03)	3,43 (±0,07)	3,48 (±0,08)	73 (±6)	70 (±6)	358

Tab. 58: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars vor der Pasteurisation

L*	a*	b*	C*	h°
22,34 (±1,42)	28,44 (±2,25)	19,53 (±1,70)	34,50 (±2,81)	34,45 (±0,41)

Tab. 59: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar vor der Pasteurisation

Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
2 (±0)	102 (±22)	129 (±29)	138 (±6)

Tab. 60: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach der Pasteurisation

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP3-1	21,37 (±1,07)	29,07 (±2,48)	20,18 (±2,21)	35,39 (±3,29)	34,71 (±0,76)
VP3-2	21,27 (±1,47)	28,86 (±1,54)	19,44 (±0,99)	34,80 (±1,69)	33,97 (±1,18)
VP3-3	21,98 (±0,34)	27,41 (±3,34)	17,34 (±3,56)	32,46 (±4,73)	32,03 (±2,19)
VP3-4	20,70 (±1,25)	28,31 (±2,03)	18,82 (±1,57)	34,00 (±2,56)	33,60 (±0,38)
VP3-5	21,40 (±0,50)	28,61 (±2,66)	19,05 (±2,83)	34,38 (±3,78)	33,52 (±1,49)
VP3-6	20,69 (±1,56)	28,20 (±1,39)	18,63 (±0,55)	33,80 (±1,42)	33,48 (±0,77)
VP3-7	20,26 (±1,40)	27,54 (±1,92)	18,11 (±1,34)	32,97 (±2,33)	33,32 (±0,40)
VP3-8	20,22 (±1,46)	27,09 (±1,86)	17,17 (±1,76)	32,07 (±2,50)	32,31 (±0,92)

Tab. 61: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach der Pasteurisation

Code	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane [mg/L]	L-Ascorbinsäure [mg/L]
VP3-1	3 (±0)	103 (±20)	132 (±26)	122 (±9)
VP3-2	2 (±0)	102 (±11)	129 (±14)	-
VP3-3	2 (±0)	89 (±14)	113 (±8)	-
VP3-4	3 (±0)	114 (±15)	144 (±8)	92 (±8)
VP3-5	3 (±0)	122 (±16)	155 (±19)	105 (±8)
VP3-6	3 (±0)	115 (±17)	145 (±21)	-
VP3-7	2 (±0)	107 (±15)	134 (±19)	-
VP3-8	2 (±0)	97 (±11)	121 (±14)	79 (±15)22,45 (±

Tab. 62: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 2 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP3-1	22,45 (±0,62)	25,82 (±1,83)	16,65 (±1,74)	30,72 (±2,47)	32,76 (±0,92)
VP3-2	22,30 (±0,95)	25,75 (±1,37)	16,55 (±1,00)	30,62 (±1,69)	32,72 (±0,30)
VP3-3	21,99 (±0,63)	25,69 (±1,41)	16,63 (±1,32)	30,60 (±1,90)	32,88 (±0,68)
VP3-4	21,86 (±0,44)	25,53 (±1,01)	16,45 (±1,07)	30,38 (±1,42)	32,77 (±0,71)
VP3-5	22,99 (±0,30)	25,16 (±2,42)	15,52 (±2,53)	29,57 (±3,38)	31,50 (±1,71)
VP3-6	21,65 (±0,81)	25,62 (±1,74)	16,43 (±1,52)	30,43 (±2,28)	32,64 (±0,68)
VP3-7	21,73 (±0,31)	24,27 (±1,51)	14,93 (±1,70)	28,67 (±2,18)	31,29 (±1,35)
VP3-8	21,28 (±0,76)	24,62 (±1,57)	15,18 (±1,37)	28,93 (±2,05)	31,61 (±0,71)

Tab. 63: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 4 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP3-1	23,11 (±0,35)	22,92 (±1,60)	15,56 (±1,54)	27,70 (±2,19)	34,11 (±0,80)
VP3-2	23,18 (±0,27)	22,48 (±1,86)	14,83 (±2,17)	26,94 (±2,75)	33,27 (±1,71)
VP3-3	22,63 (±0,54)	22,95 (±1,60)	15,39 (±1,78)	27,64 (±2,32)	33,76 (±1,23)
VP3-4	22,67 (±0,19)	22,66 (±1,70)	15,11 (±1,90)	27,24 (±2,47)	33,59 (±1,36)
VP3-5	22,55 (±0,56)	23,36 (±1,65)	15,84 (±1,43)	28,22 (±2,17)	34,11 (±0,55)
VP3-6	22,12 (±0,93)	23,28 (±1,36)	15,73 (±0,93)	28,09 (±1,64)	34,04 (±0,33)
VP3-7	21,85 (±0,78)	23,28 (±1,41)	15,76 (±1,12)	28,11 (±1,80)	34,08 (±0,30)
VP3-8	21,69 (±0,81)	23,24 (±1,60)	15,62 (±1,24)	27,99 (±2,02)	33,89 (±0,32)

Tab. 64: Gehalt an Cyanidin-3-Glucosid (Kuromanin), Pelargonidin-3-Glucosid (Callestephin), monomeren Anthocyanen und L-Ascorbinsäure im Erdbeernektar nach 4 Wochen Lagerung

Code	Kuromanin [mg/L]	Callestephin [mg/L]	Monomere Anthocyane (mg/L]	L-Ascorbinsäure (mg/L]
VP3-1	2	53	66	28 (±4)
VP3-4	-	-	-	41 (±6)
VP3-5	-	-	-	29 (±14)
VP3-8	2	50	61	50 (±6)

Tab. 65: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 6 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP3-1	23,74 (±1,60)	20,73 (±0,83)	14,95 (±0,16)	25,56 (±0,75)	35,81 (±0,88)
VP3-2	23,66 (±1,09)	20,99 (±0,73)	15,11 (±0,35)	25,86 (±0,79)	35,74 (±0,42)
VP3-3	23,16 (±0,95)	21,35 (±1,54)	15,32 (±1,19)	26,27 (±1,94)	35,66 (±0,29)
VP3-4	23,44 (±1,33)	21,45 (±1,23)	15,01 (±0,62)	26,18 (±1,35)	35,01 (±0,61)
VP3-5	23,35 (±1,15)	21,57 (±1,00)	15,63 (±0,59)	26,64 (±1,13)	35,93 (±0,65)
VP3-6	23,22 (±0,93)	21,32 (±1,32)	14,73 (±0,92)	25,91 (±1,60)	34,63 (±0,37)
VP3-7	22,77 (±0,46)	21,84 (±2,10)	14,96 (±2,04)	26,47 (±2,89)	34,30 (±1,12)
VP3-8	22,12 (±0,65)	21,27 (±2,18)	14,57 (±1,82)	25,79 (±2,82)	34,35 (±0,64)

Tab. 66: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 8 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP3-1	23,46 (±0,96)	20,55 (±1,41)	16,96 (±1,13)	26,64 (±1,80)	39,53 (±0,16)
VP3-2	23,36 (±0,78)	20,10 (±1,66)	16,31 (±1,79)	25,88 (±2,41)	39,00 (±0,76)
VP3-3	23,30 (±0,70)	20,42 (±1,56)	16,35 (±1,44)	26,16 (±2,12)	38,66 (±0,39)
VP3-4	23,30 (±0,56)	20,27 (±1,74)	15,89 (±1,80)	25,76 (±2,48)	38,04 (±0,84)
VP3-5	23,44 (±0,62)	20,26 (±1,67)	16,11 (±1,86)	25,89 (±2,47)	38,40 (±0,93)
VP3-6	23,23 (±0,63)	20,69 (±1,59)	16,01 (±1,66)	26,17 (±2,27)	37,68 (±0,81)
VP3-7	22,94 (±0,63)	20,87 (±1,61)	15,89 (±1,67)	26,23 (±2,30)	37,23 (±0,79)
VP3-8	22,60 (±0,61)	21,18 (±1,73)	15,69 (±1,90)	26,36 (±2,51)	36,44 (±1,14)

Tab. 67: Einzelfarbwerte (L*, a*, b*, C*, h°) des Erdbeernektars nach 30 Wochen Lagerung

Code	L*	a*	b*	C*	h°
VP3-1	22,87 (±0,90)	15,52 (±1,56)	18,10 (±2,47)	23,84 (±2,89)	49,31 (±1,02)
VP3-2	23,02 (±0,71)	15,64 (±1,19)	17,91 (±1,81)	23,78 (±2,14)	48,82 (±0,74)
VP3-3	22,95 (±0,86)	16,00 (±0,84)	18,02 (±0,87)	24,10 (±1,21)	48,39 (±0,16)
VP3-4	22,70 (±0,89)	16,61 (±0,96)	18,31 (±1,03)	24,72 (±1,41)	47,79 (±0,06)
VP3-5	22,46 (±0,69)	16,00 (±0,99)	18,62 (±1,39)	24,55 (±1,70)	49,31 (±0,36)
VP3-6	22,78 (±16,32)	16,32 (±1,22)	17,78 (±1,63)	24,14 (±2,03)	47,42 (±0,50)
VP3-7	22,53 (±0,90)	16,45 (±1,57)	16,91 (±2,03)	23,59 (±2,55)	45,72 (±0,72)
VP3-8	22,40 (±1,05)	16,82 (±1,15)	16,86 (±1,65)	23,82 (±1,97)	45,02 (±0,85)

LEBENSLAUF

Zu meiner Person

Name:	Thomas Ullram
Geboren am:	12.10.1981

Schulausbildung

1988-1992:	Volksschule Friesgasse, Wien
1992-2000:	Neusprachliches Gymnasium Friesgasse, Wien
Juni 2000:	Matura mit „ausgezeichnetem Erfolg“
2000-2001:	Präsenzdienst (St. Anna Kinderspital)

Studium

Oktober 2001:	Studium der Ernährungswissenschaften an der Universität Wien
Wahlschwerpunkt:	Lebensmittelproduktion und -technologie

Praktika

2004:	**JOSEF MANNER & Comp AG**, Wolkersdorf: 1-monatiges Praktikum im Bereich Qualitätsmanagment und –kontrolle
2005:	**INSTITUT FÜR ERNÄHRUNGSWISSENSCHAFTEN DER UNIVERSITÄT WIEN**, Wien: 1-monatiges Praktikum im Bereich Rohstoffanalysen und Literaturrecherche
2006:	**JOSEF MANNER & Comp AG**, Wien: 1-monatiges Praktikum im Bereich Qualitätsmanagment und -kontrolle