

Haute Ecole Spécialisée
de Suisse occidentale
Fachhochschule Westschweiz
University of Applied Sciences
Western Switzerland

Bereich Ingenieurwissenschaften
Rte du Rawyl 47
CH- 1950 Sion 2
Tel. +41 27 606 85 11
Fax +41 27 606 85 75
info@hevs.ch

www.hevs.ch

Studiengang Life Technologies

Vertiefungsrichtung Lebensmitteltechnologie

Diplom 2007

Annetta Hartmann

*Bestimmung der Gesamtphenole und der Anthocyane
sowie der antioxidativen Kapazität von Erdbeeren
vor und nach technologischer Verarbeitung*

Untersuchungen zur Farbstabilität

Dozent Wilfried Andlauer

Experte Claus-Dieter Platz

Détermination de la teneur en phénols totaux et anthocyanes, ainsi que de la capacité antioxydante des fraises avant et après traitement technologique – analyses de la stabilité de la couleur

Bestimmung der Gesamtphenole und der Anthocyane sowie der antioxidativen Kapazität von Erdbeeren vor und nach technologischer Verarbeitung – Untersuchungen zur Farbstabilität

Objectif

Lors de ce travail, les effets du traitement sur différents critères de qualité de la purée et du jus de fraise ont été étudiés. Pour identifier les étapes critiques lors de la fabrication, des échantillons ont été prélevés après chaque traitement et soumis à de simples analyses physicochimiques, telles que la stabilité de la couleur, la teneur en acide ascorbique, en phénols totaux et en anthocyanes ainsi que l'évaluation de la capacité antioxydante. Cette dernière a été déterminée à l'aide de trois différentes méthodes colorimétriques (DPPH, FRAP et TEAC) dont les résultats obtenus ont été comparés entre eux.

Résultats

Lors de la fabrication de la purée et du jus de fraise, les critères de qualité susmentionnés s'affaiblissaient après chaque étape du traitement. Seul le traitement thermique faisait office d'exception et renforçait la capacité antioxydante. Vraisemblablement, le chauffage engendrerait une formation de produits antioxydants (ex. produits de la réaction de Maillard). Les critères de qualité observés tout au long du processus présentaient des tendances très différentes les uns des autres et d'une étape de fabrication à l'autre. La teneur en acide ascorbique diminuait avec le temps de production ainsi qu'après chaque étape, en particulier lors de la décongélation et lors du chauffage. La teneur en phénols totaux, en anthocyanes ainsi que l'intensité de la couleur diminuaient clairement lors du chauffage et du pressage de la fraise. De même, la capacité antioxydante subissait une plus forte diminution lors du pressage. Un traitement enzymatique de la trempée augmente le rendement de tous les critères de qualité à part l'acide ascorbique. Les trois méthodes testées pour la détermination de la capacité antioxydante ont présenté des bons coefficients de corrélation qui se situaient entre 0.889 et 0.948.

Mots-clés

Fraises, jus de fraises, purée de fraises, capacité antioxydante, anthocyanes, phénols totaux, acide ascorbique, couleur, TEAC, FRAP, DPPH

Ziel

Mit der vorliegenden Arbeit wurden die Auswirkungen der Verarbeitung von Erdbeeren zu Saft und Püree auf verschiedene Qualitätsparameter untersucht. Um die verlustreichsten Herstellungsetappen zu identifizieren wurden nach jedem Verarbeitungsschritt Proben gezogen und mit einfachen physikochemischen Methoden auf ihren Gehalt an Ascorbinsäure, Gesamtphenolen, antioxidativer Kapazität, Anthocyanen und Farbe geprüft. Zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität wurden drei verschiedene kolorimetrische Methoden eingesetzt (DPPH, FRAP und TEAC) und untereinander verglichen.

Resultate

Bei der Herstellung von Erdbeerpüree und -saft senkt jeder Verarbeitungsschritt die Gehalte der erwähnten Parameter. Die Ausnahme bilden die Hitzebehandlungen, welche die antioxidative Kapazität teils ansteigen lassen, da durch die Wärmeeinwirkung vermutlich antioxidativ wirksame Produkte gebildet werden (z.B. Maillard-Reaktions-Produkte). Das Ausmass der jeweiligen Verluste ist je nach untersuchtem Parameter und Verarbeitungsschritt sehr unterschiedlich. Der Ascorbinsäuregehalt sinkt mit der Produktionszeit und jeder Etappe, v.a. während dem Auftauen und der Hitzebehandlung. Gesamtphenole, Anthocyane und Farbe verzeichnen die deutlichste Abnahme durch die Entsaftung und Erhitzung und auch die antioxidative Kapazität wird durch Entsaftung am stärksten gesenkt. Bei der Safterstellung steigert eine Enzymierung der Maische die Ausbeute aller Parameter bedeutend mit Ausnahme der Ascorbinsäure. Die drei Bestimmungsmethoden der antioxidativen Kapazität korrelieren gut untereinander wobei Korrelationskoeffizienten von 0.889 bis 0.948 gefunden wurden.

Schlüsselwörter

Erdbeeren, Erdbeersaft, Erdbeerpüree, antioxidative Kapazität, Anthocyane, Gesamtphenole, Ascorbinsäure, Farbe, TEAC, FRAP, DPPH

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung.....	6
1.1	Allgemeine Einführung	6
1.2	Zielsetzung	7
1.3	Grundlagen	8
1.3.1	Erdbeeren	8
1.3.2	Sekundäre Pflanzenstoffe	9
1.3.3	Antioxidative Kapazität.....	9
1.3.4	Polyphenole	10
1.3.5	Anthocyane.....	11
2	Material und Methoden	13
2.1	Material	13
2.1.1	Früchte.....	13
2.1.2	Verarbeitungshilfsstoffe	13
2.1.3	Verarbeitungsmaschinen	13
2.1.4	Chemikalien	14
2.1.5	Labormaterial und Apparaturen	15
2.2	Methoden.....	16
2.2.1	Herstellung und Lagerung von Säften und Pürees aus Erdbeeren	16
2.2.2	Probenaufbereitung	20
2.2.3	Refraktion.....	20
2.2.4	Ascorbinsäure.....	20
2.2.5	Gesamtsäure	21
2.2.6	Monomerindex	21
2.2.7	Extraktion	22
2.2.8	Antioxidative Kapazität.....	22
2.2.9	Gesamtphenolgehalt nach Folin-Ciocalteu	24
2.2.10	Anthocyangehalt.....	25
2.2.11	Farbe.....	26
2.2.12	Auswertung	26
3	Resultate.....	27
3.1	Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und anschliessende Lagerung	27
3.1.1	°Brix	27
3.1.2	Ascorbinsäure.....	28
3.1.3	Gesamtsäure	29
3.1.4	Antioxidative Kapazität.....	29
3.1.5	Gesamtphenole	31
3.1.6	Anthocyane.....	32
3.1.7	Monomerindex	32
3.1.8	Farbe.....	34
3.2	Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und anschliessende Lagerung	36
3.2.1	°Brix	37
3.2.2	Ascorbinsäure.....	38
3.2.3	Gesamtsäure	39
3.2.4	Antioxidative Kapazität.....	40
3.2.5	Gesamtphenole	42
3.2.6	Anthocyane.....	43

3.2.7	Monomerindex	44
3.2.8	Farbe.....	46
3.3	Vergleich der verschiedenen Methoden zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität.....	50
4	Diskussion	52
4.1	Einfluss der Verarbeitungstechnik	52
4.1.1	Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und Lagerung	53
4.1.2	Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und Lagerung.....	56
4.2	Vergleich der Endprodukte nach Verarbeitung.....	58
4.3	Vergleich der verschiedenen Methoden zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität.....	60
5	Schlussfolgerung und Perspektiven.....	62
6	Literatur.....	64
7	Anhang	69

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1:	UV-Vis Spektren von Anthocyanen bei pH 1 und 4.5 sowie die Strukturen des Flavyliumkations und der hemiketalen Form.....	11
Abbildung 2:	Bildung farbloser Anthocyan-Sulfon Verbindungen durch Reaktion der Anthocyane mit Disulfit.....	12
Abbildung 3:	Verarbeitungsschema der Erdbeeren zu Püree.....	17
Abbildung 4:	Verarbeitungsschema der Erdbeeren zu Saft.....	19
Abbildung 5:	Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte und Lagerzeiten auf den Grad Brix (°Brix) des Erdbeerpürees.....	27
Abbildung 6:	Veränderung des Ascorbinsäuregehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und anschliessender Lagerung.....	28
Abbildung 7:	Veränderung des Gehalts an titrierbaren Säuren während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und der anschliessenden Lagerung.....	29
Abbildung 8:	Antioxidative Kapazität nach DPPH, FRAP und TEAC während Verarbeitung und Lagerung der Erdbeerpürees.....	30
Abbildung 9:	Veränderung der Gesamtphenole während Verarbeitung und Lagerung des Erdbeerpürees.....	31
Abbildung 10:	Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte und Lagerzeiten auf den Gehalt an Pelargonidin-3-glycosid des Erdbeerpürees.....	32
Abbildung 11:	Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte und Lagerzeiten auf die Extinktionen der monomeren und der polymeren Anthocyane im Erdbeerpüree und die entsprechenden Monomerindices.....	33
Abbildung 12:	Farbspektren des nicht enzymierten und des enzymierten Pürees während Verarbeitung und Lagerung.....	34
Abbildung 13:	Einfluss von Verarbeitung und Lagerung auf die Farbintensität und Farbnuance des Erdbeerpürees.....	35
Abbildung 14:	Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte und der Lagerung auf den Zuckergehalt (°Brix) des Erdbeersaftes.....	37
Abbildung 15:	Veränderung des Ascorbinsäuregehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und anschliessender Lagerung.....	38
Abbildung 16:	Veränderung des Gehalts an titrierbaren Säuren während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und der anschliessenden Lagerung.....	39
Abbildung 17:	Antioxidative Kapazität nach DPPH, FRAP und TEAC während der Saftverarbeitung.....	40
Abbildung 18:	Antioxidative Kapazität nach DPPH, FRAP und TEAC während der elfwöchigen Lagerung.....	41
Abbildung 19:	Veränderung des Gesamtphenolgehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und der anschliessenden Lagerung.....	42
Abbildung 20:	Veränderung des Anthocyangehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und der anschliessenden Lagerung.....	43
Abbildung 21:	Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte auf die Extinktionen der monomeren und der polymeren Anthocyane im Erdbeersaft und die entsprechenden Monomerindices.....	44
Abbildung 22:	Einfluss der elfwöchigen Lagerung auf die Extinktionen der monomeren und der polymeren Anthocyane im Erdbeersaft und die entsprechenden Monomerindices.....	45
Abbildung 23:	Farbspektren des nicht enzymierten und des enzymierten Saftes während der Verarbeitung.....	46
Abbildung 24:	Farbspektren des nicht enzymierten und des enzymierten Saftes während der elfwöchigen Lagerung.....	47
Abbildung 25:	Einfluss der Verarbeitung und Lagerung auf die Farbintensität des Erdbeersaftes.....	48
Abbildung 26:	Einfluss der Verarbeitung und Lagerung auf die Farbnuance des Erdbeersaftes.....	49
Abbildung 27:	Korrelationsgeraden zwischen den mittels DPPH-, FRAP-, TEAC- und FC-Methode gemessenen Werten.....	50
Abbildung 28:	Endgehalte an Ascorbinsäure, Farbpigmenten, Anthocyanen, Gesamtphenolen und antioxidativer Kapazität der Pürees und Säfte nach entsprechender Verarbeitung.....	58

Abkürzungsverzeichnis

AAPH	2,2'-Azobis-(2-methylpropionamidin)-dihydrochlorid
ABTS	2,2'-Azino-bis-(3-ethylbenzothiazolin-6-sulfonsäure)
AC	Anthocyane
AK	antioxidative Kapazität
AS	Ascorbinsäure
BW	Blindwert
CS	Citronensäure
dest.	destilliert
DPPH	2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl
enz.	enzymiert
E _{mono}	Extinktion der monomeren Anthocyane
E _{poly}	Extinktion der polymeren Anthocyane
ET	Elektron-Transfer
FC	Folin-Ciocalteu
FG	Frischgewicht
FRAP	Ferric reducing/antioxidant power
GAE	Gallussäureäquivalent
GP	Gesamtphenole
GS	Gesamtsäure
HAT	Wasserstoffatom-Transfer
HCl	Chlorwasserstoffsäure (Salzsäure)
I	Farbintensität
KZE	Kurzzeiterhitzung
MeOH	Methanol
MI	Monomerindex
ORAC	Oxygen Radical Absorbance Capacity
past.	pasteurisiert
Pg-3-glu	Pelargonidin-3-glucosid
resp.	respektiv
rpm	rounds per minute
SGE	Schweizerische Gesellschaft für Ernährung
TE	Troloxäquivalent
TEAC	Trolox Equivalent Antioxidant Capacity
TPTZ	2,4,6-Tri(2-pyridyl)-s-triazin
UV-Vis	Ultraviolet-visible

1 Einleitung

1.1 Allgemeine Einführung

Verschiedene unabhängige epidemiologische Studien haben eine Beziehung zwischen einem hohen Früchte- und Gemüsekonsum und der Vorbeugung oder Verzögerung von Herz- und Kreislauferkrankungen sowie bestimmten Arten von Krebs gezeigt [1-7]. Diese präventive Wirkung wird hauptsächlich Phytochemikalien zugeschrieben, welche antioxidative Eigenschaften besitzen wie L-Ascorbinsäure, Vitamin E, Carotinoide und Phenole, wobei letztere im Vergleich zu den Vitaminen C und E meist eine erheblich höhere antioxidative Kapazität aufweisen [5].

Die derzeitigen Richtlinien der Schweizerischen Gesellschaft für Ernährung (SGE) empfehlen einen täglichen Konsum von drei Portionen Gemüse und 2 Portionen Früchten verschiedener Farben [8]. Diese Empfehlung ist jedoch für viele Menschen schwer umsetzbar, u.a. auch aufgrund der benötigten Vielfalt an Früchten und Gemüse. Dies legt den Ersatz einer oder mehrerer solcher Portionen durch Nahrungsergänzungsmittel oder Fruchtsäfte resp. Fruchtkonzentrate nahe. Gemäss den Empfehlungen des SGE kann eine tägliche Portion an Frucht oder Gemüse durch 200 ml eines ungesüßerten Frucht- oder Gemüsesaftes ersetzt werden [8].

Die antioxidative Kapazität und der Phenolgehalt von Fruchtsäften sind hauptsächlich von der Frucht selbst abhängig, aber auch Verarbeitungs- und Lagerbedingungen sind wichtige Einflussfaktoren [9-12].

Die antioxidative Kapazität verschiedener Pflanzen variiert stark (teilweise über tausendfache Differenzen). Zu jenen Pflanzen mit dem höchsten Gehalt an Antioxidantien zählen Hagebutten, Walnüsse, Granatäpfel, Krähenbeeren, wilde Heidelbeeren, schwarze Johannisbeeren, wilde Erdbeeren, wilde Brombeeren, Sauerkirschen, Sonnenblumenkerne, wilde Himbeeren und Ingwer. Generell weisen rote Beeren eine durchschnittlich höhere antioxidative Kapazität als andere Früchte und Gemüse auf [13]. Unterschiede gibt es jedoch nicht nur zwischen verschiedenen Fruchtarten; auch Sorte, Anbaubedingungen, Reife und Lagerung beeinflussen den Gehalt an Antioxidantien [14-16]. Die antioxidative Kapazität von Säften (v.a. der Gehalt an phenolischen Antioxidantien) kann somit durch die Auswahl entsprechender Früchte bedeutend beeinflusst werden.

Erdbeeren haben ein breites Spektrum an phenolischen Komponenten, wobei die farbgebenden Anthocyane, aber auch farblose Phenole (v.a. Ellagsäure, p-Cumarsäure und Kämpferol), den grössten Beitrag zur antioxidativen Kapazität leisten [17].

Die im Vergleich zu den meisten anderen Früchten hohe antioxidative Aktivität der Erdbeeren basiert somit hauptsächlich auf phenolischen Komponenten; Ascorbinsäure stellt einen Anteil von nur etwa 10 % [18]. (Je nach Frucht und Sorte kann Ascorbinsäure einen Beitrag von beinahe 100 % zur antioxidativen Kapazität leisten so z. B. bei verschiedenen Orangen- und Grapefruitsorten [19]).

Neben den Früchten selbst hat auch die Verarbeitung einen Einfluss auf den Polyphenolgehalt und die antioxidative Kapazität eines Fruchtsaftes [12]. Zudem führt auch eine Lagerung zu zusätzlichen Verlusten, dies jedoch in Abhängigkeit von den Lagerbedingungen und der Dauer [11].

Auch wenn die positiven Gesundheitseffekte von Früchten wohl bekannt sind, ist für den Verbraucher neben dem Geschmack meist die Farbe ein wichtiges Kriterium zum Kauf eines Saftes. Die farbgebenden Anthocyane unterliegen im Verlaufe des Herstellungsprozesses und der Lagerung teils starken Veränderungen. Ihre Stabilität hängt stark von ihrer Struktur sowie der Matrix und der Zusammensetzung des Mediums ab. Temperatur, pH, Licht, Sauerstoff und Ascorbinsäure beeinflussen beträchtlich die Halbwertszeit von Anthocyanen [20]. Ein teilweise beachtlicher Farbbau der Anthocyane in verarbeiteten Erdbeeren findet auch durch oxidative Enzyme, v.a. Polyphenoloxidasen und Peroxidasen, statt [21]. Anthocyane kondensieren zudem mit anderen phenolischen Komponenten und bilden gefärbte Polymere [22]. Die teils beachtlichen Veränderungen der Anthocyane während der Herstellung und Lagerung sind jedoch farblich von blossen Auge kaum wahrnehmbar. Die visuell wahrgenommene Farbe eines Buntsaftes lässt somit nicht erkennen, wie viele der ursprünglich vorhandenen phenolischen Komponenten noch im Endprodukt vorhanden sind.

Um die wertgebenden Inhaltsstoffe von Früchten bei der Verarbeitung bestmöglich zu erhalten ist es wichtig, die verlustreichsten Verarbeitungsetappen zu identifizieren. Durch die Quantifizierung dieser Verluste können anschliessend Optimierungsmöglichkeiten erwogen werden, und es kann nach Verfahrenstechniken, Lagerarten oder Rohstoffen gesucht werden mit dem Ziel, diese Verluste zu mindern.

1.2 Zielsetzung

Mit der vorliegenden Arbeit sollte der Einfluss der technologischen Verarbeitung auf verschiedene Qualitätsparameter von Erdbeeren untersucht werden. Dabei sollten neben den im Rahmen der Semesterarbeit erlernten Methoden zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität, des Anthocyanengehalts und der Gesamtphenole weitere analytische Methoden angeeignet und eingesetzt werden. Zudem sollten auch die zur Verarbeitung nötigen technologischen Schritte kennen gelernt und ausgeführt werden.

Durch Kontrolle der einzelnen Verfahrensschritte bei der Verarbeitung von Erdbeeren zu Püree und Saft wurden diejenigen Etappen identifiziert, welche zu den höchsten Verlusten an verschiedenen Qualitätsparametern (Ascorbinsäure, Gesamtsäure, °Brix, Anthocyane, Polyphenole, antioxidative Kapazität und Farbe) führten. Dadurch konnten Optimierungsmöglichkeiten zur Reduzierung dieser Verluste erwogen sowie wichtige Unterschiede zwischen Püree und Saft hervorgehoben werden.

Zudem sollten drei häufig verwendete Methoden zur Quantifizierung der antioxidativen Kapazität (TEAC, DPPH und FRAP) eingesetzt und untereinander verglichen werden.

1.3 Grundlagen

1.3.1 Erdbeeren

Unter den Kulturpflanzen sind die Erdbeeren mit einer etwas mehr als zwei Jahrhunderte alten Geschichte eine relativ neue Errungenschaft. Als Walderdbeere (*Fragaria vesca*) ist sie jedoch schon viel länger bekannt. So taucht der Name „Fragaria“ zum ersten Mal im 14. Jahrhundert auf und stammt vom lateinischen Wort „fragare“ ab, welches übersetzt „duften“ bedeutet.

Die Walderdbeere ist aber keine direkte Vorfahrin der hiesigen Kulturerdbeere, da ihre Fruchtgrösse züchterisch nicht verbessert werden konnte. Die heute handelsübliche, grossfruchtige Erdbeere (*Fragaria x ananassa*) entstand aus mehrfachen und zufälligen Kreuzungen der amerikanischen Scharlacherdbeere (*Fragaria virginia*) und der grossfruchtigen Chileerdbeere (*Fragaria chiloensis*) indem die beiden Arten abwechselnd nebeneinander angepflanzt wurden [23, 24].

Im botanischen Sinne gehört die Erdbeerpflanze zu den Rosengewächsen (*Rosaceae*) und ist eine Staude. Ihre Frucht wird als Sammelnussfrucht bezeichnet, da die eigentlichen Früchte der Erdbeere die kleinen Nüsschen auf der Oberfläche sind. Beim Fruchtfleisch handelt es sich um die verdickte Blütenachse.

Der botanische Name der Erdbeere lautet *Fragaria* und diese Gattung umfasst elf verschiedene Arten, von welchen hauptsächlich die Art *Fragaria x ananassa* als Kultur- und Gartenerdbeere weit verbreitet ist.

Es existieren rund 1000 verschiedene Erdbeersorten, wovon ungefähr 100 im Handel zu finden sind [23, 24].

Frische Erdbeeren enthalten neben 90 % Wasser ca. 6 % Kohlenhydrate (hauptsächlich Glucose und Fructose) und 2 % Ballaststoffe. Der Gesamtmineralstoffgehalt liegt bei 0.5 % und besteht aus Kalium, Phosphor, Calcium, Magnesium, Natrium, Eisen, Mangan, Kupfer und Zink in abnehmender Reihenfolge. Sie verfügen über einen auffallend hohen Gehalt an Vitamin C von durchschnittlich 65 mg/ 100 g. Ein weiterer wichtiger Bestandteil der stark zur Wertschätzung der Erdbeere beiträgt sind die sekundären Pflanzenstoffe [25].

1.3.2 Sekundäre Pflanzenstoffe

Sekundäre Pflanzenstoffe werden ausschliesslich von Pflanzen hergestellt. Ihre Stoffwechselwege werden als Sekundärstoffwechsel zusammengefasst, da sie nicht im Grundstoffwechsel der Pflanze gebildet werden. Die Bausteine für diese Sekundärmetaboliten stammen aus dem anabolen sowie katabolen Stoffwechsel der Pflanze. So geht beispielsweise die Bildung von aromatischen Verbindungen im Sekundärstoffwechsel der Pflanzen von Produkten des Kohlenhydratstoffwechsels aus und aromatische Aminosäuren müssen somit von Mensch und Tier über Pflanzen aufgenommen werden [26].

Eine der wichtigsten Gruppen der sekundären Pflanzenstoffe sind die Polyphenole, welche als Untergruppe die Anthocyane beinhalten und die einen wichtigen Beitrag zur antioxidativen Kapazität der Erdbeere leisten.

1.3.3 Antioxidative Kapazität

Der menschliche Metabolismus generiert konstant reaktive Moleküle, welche auch freie Radikale beinhalten. Diese besitzen ein hohes Potential durch oxidative Prozesse dem biologischen System des Menschen zu schaden und sind dadurch ein wichtiger Faktor für den Alterungsprozess sowie für einige Krankheitsbilder.

Der menschliche Organismus ist wie alle sauerstoffkonsumierenden Organismen mit einem antioxidativen System ausgerüstet. Dieses beinhaltet enzymatische und nicht-enzymatische Komponenten. Zu der letzten Gruppe gehören Makromoleküle wie Albumin sowie auch kleine Moleküle wie Vitamin C, E und phenolische Komponenten, die eine starke antioxidative Kapazität aufweisen, was bedeutet, dass sie oxidative Prozesse stark reduzieren können [27, 28].

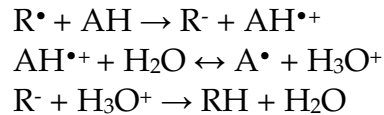
Zur Bestimmung dieser antioxidativen Kapazität gibt es verschiedene Methoden, welche auf unterschiedlichen chemischen Reaktionen basieren. Zusätzlich existieren für jede Methode verschiedene Variationen in der Ausführung. Je nach Methode und Ausführung ergeben sich somit unterschiedliche Werte für den Gehalt an Antioxidantien einer Probe.

Die verschiedenen Methoden zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität können auf Basis der ablaufenden Reaktionen grob in zwei Klassen unterteilt werden: Methoden deren Reaktionen auf einem Wasserstoffatom-Transfer (HAT) oder auf einem Elektron-Transfer (ET) beruhen. Die auf einem ET basierenden Methoden messen die Reduktionskapazität von Antioxidantien, während die auf einem HAT beruhenden Methoden deren Kapazität ein Wasserstoffatom abzugeben quantifizieren.

Die in der vorliegenden Arbeit eingesetzten Methoden TEAC, DPPH, FRAP und FC basieren alle auf einem Elektron-Transfer [29].

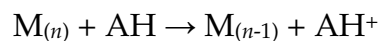
Für den DPPH- und TEAC-Test wird jeweils eine oxidative Lösung mit stabilen Radikalen hergestellt. Die Reduktion dieser Radikale führt zu einer Farbabnahme der Lösung welche sich proportional zur Konzentration der Antioxidantien verhält und somit photometrisch gemessen werden kann.

Folgende Reaktionen finden statt [30]:



wobei AH für ein Antioxidans und $R\cdot$ für ein freies Radikal steht.

Bei der FRAP-Methode werden die antioxidativen Moleküle der Probe mit Eisen(III) oxidiert. Dabei wird ein Elektron vom Antioxidans auf das Oxidationsmittel übertragen und reduziert dieses zu Eisen(II) nach folgender Reaktion [31]:



wobei $M_{(n)}$ für ein Metall und der Index n für seine Ladung steht.

Auch hier erfolgt die Quantifizierung durch eine photometrische Messung, da die Absorption der Eisenlösung mit zunehmender Reduktion des Eisen(III) steigt.

1.3.4 Polyphenole

Der Begriff Polyphenole umfasst keine einheitliche Stoffgruppe, sondern beinhaltet alle Substanzen, die auf der Struktur des Phenols basieren.

Die wichtigsten in Früchten vorkommenden Polyphenole sind Phenolcarbonsäuren und ihre Derivate (auch Nichtflavonoide genannt), Flavonoide und niedermolekulare Phenole [10].

Polyphenole sind bei vielen Obstarten prägend für Aussehen und Geschmack und tragen somit wesentlich zum Charakter von Fruchtsäften und Weinen bei.

Dunkel gefärbte Früchte weisen einen besonders hohen Gehalt an Polyphenolen auf [13, 32].

Eine Möglichkeit für die Bestimmung des Polyphenolgehaltes bietet die Methode nach Folin–Ciocalteu. Dabei wird der gelbe Phosphomolybdat-Phosphowolfram-Komplex des Folin-Ciocalteu-Reagenzes durch die in der Probe enthaltenen Phenole reduziert und nimmt eine tief blaue Farbe an. Die Absorption der blauen Farbe wird photometrisch gemessen [30].

1.3.5 Anthocyane

Die Anthocyane sind die Glycoside der Anthocyanidine und werden der Gruppe der Flavonoide zugeordnet. Sie sind die wichtigste Gruppe der wasserlöslichen Pflanzenfarbstoffe und ausschlaggebend für die Farbqualität vieler frischer und verarbeiteter Früchte; wobei mit der Verarbeitung von Früchten zu Saft, Konzentraten und Wein oft ein erheblicher Verlust an Anthocyanen einhergeht [9-12].

Im Vergleich mit andern roten Beeren weisen Erdbeeren einen relativ geringen Gehalt (200 – 900 mg/kg FG) an Anthocyanen auf, welche sich hauptsächlich von den Anthocyanidinen Pelargonidin und Cyanidin ableiten [33, 34]. Den Hauptanteil der Erdbeeranthocyane machen die Pelargonidin-3-glucoside aus mit einem durchschnittlichen Massenanteil von 83 – 95 % aller Anthocyane [33].

Anthocyane unterliegen reversiblen Strukturtransformationen, die mit Änderungen des pH-Wertes einhergehen.

Bei einem pH-Wert von 1 liegen sie als Flavyliumkation vor und haben eine maximale Farbintensität, deren Spektrum von Orange bis Purpur reichen kann. Wird der pH auf einen Wert von 4.5 erhöht nimmt ihre Struktur eine hemiketale Form an und sie werden farblos. Sie können folglich mit einer photometrischen Messung, durch die resultierende Absorptionsdifferenz nach pH-Wert, quantifiziert werden [35].

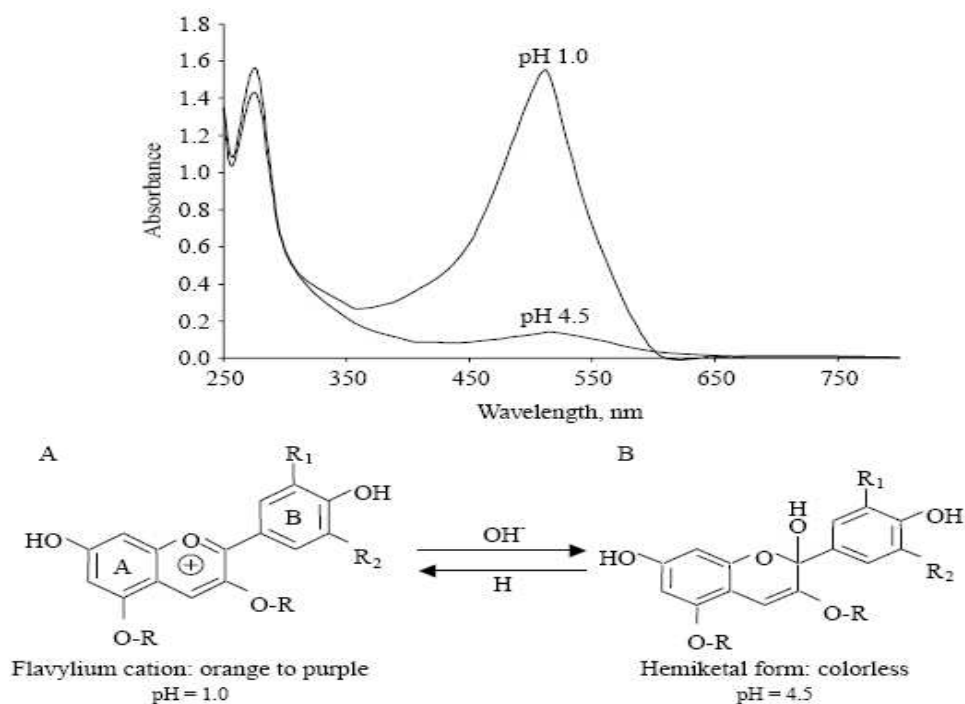


Abbildung 1: UV-Vis Spektren von Anthocyanen bei pH 1 und 4.5 sowie die Strukturen des Flavyliumkations (A) und der hemiketalen Form (B) [22]

Anthocyane sind labile Verbindungen, die verschiedenen Abbaureaktionen unterliegen. Zudem kondensieren sie mit andern phenolischen Verbindungen und bilden farbige Polymere. Diese zeigen keine reversiblen Strukturtransformationen mehr wie dies bei monomeren Anthocyanen der Fall ist. Somit können sie durch Bildung der Absorptionsdifferenz zwischen den beiden pH-Werten bei der Berechnung des Anthocyangehalts ausgeschlossen werden [22].

Die Bildung neuer Verbindungen zwischen Anthocyanen und farblosen Phenolen findet hauptsächlich während Verarbeitung und Lagerung statt und hat oft eine farbintensivierende und farbstabilisierende Wirkung [36]. Dabei sind unterschiedliche Kondensations- und Polymerisationsreaktionen sowie auch Komplexbildungen möglich. Die Menge der so gebildeten Polymere hängt zudem auch von der Konzentration an Anthocyanen, dem molaren Verhältnis und der Art von Anthocyanen und farblosen Phenolen, dem pH-Wert, der Temperatur, der Zusammensetzung der Matrix u.v.m. ab [22, 37].

Durch die Entstehung von Polymeren sowie den Abbau der monomeren Anthocyane verschiebt sich ihr Verhältnis im Verlaufe der Verarbeitung und Lagerung. Dieses Verhältnis, der so genannte Monomerindex, kann bestimmt werden, indem die Probe angesäuert und anschliessend mit einer Disulfitlösung versetzt wird [11].

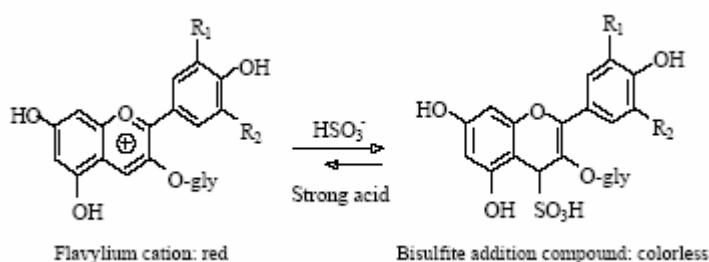


Abbildung 2: Bildung farbloser Anthocyan-Sulfon Verbindungen durch Reaktion der Anthocyane mit Disulfit [22]

Monomere Anthocyane reagieren mit Disulfit an der C-4 Position (siehe Abbildung 2) und bilden farblose Anthocyan-Sulfon Verbindungen. Polymere Anthocyane gehen diese Reaktion hingegen nicht ein, da die benötigte C-4 Position kovalent mit einer phenolischen Komponente verbunden ist [22].

Mit den beiden erwähnten Methoden können somit Aussagen zu den Veränderungen von monomeren und polymeren Anthocyanen im Verlaufe der Verarbeitung und Lagerung sowie auch zu ihrem gegenseitigen Verhältnis getroffen werden.

2 Material und Methoden

2.1 Material

2.1.1 Früchte

- Erdbeeren der Sorte Senga, 15 – 35 mm, Oerlemans Foods B. V., Producer of „frozen fresh“ vegetables, fruit & potato products, 5902 RJ Venlo, NL

2.1.2 Verarbeitungshilfsstoffe

- Vegazym M, Erbslöh Geisenheim AG, 65366 Geisenheim, D
- Fructozym Color, Art. Nr. 21391, Erbslöh Geisenheim AG, 65366 Geisenheim, D
- Fructozym P, Art.Nr. 21114, Erbslöh Geisenheim AG, 65366 Geisenheim, D
- SIHA-Klärgelatine „feinkörnig“, Art. Nr. 97.102.010, E. Begerow GmbH & Co, 55450 Langenlohnheim, D
- Blankasit, Erbslöh Geisenheim Getränketechnologie GmbH & Co, 65366 Geisenheim, D

2.1.3 Verarbeitungsmaschinen

- Walzenmühle: Model ABB, Defranceschi Advanced Beverage Equipment Worldwide, Defranceschi Deutschland GmbH, 68169 Mannheim, D
- Packpresse: Typ HPP 400, W. Wahler, 7053 Kerb, D
- Ultra-Filtrationsmodul: Hollow Fiber Cartridge, Model Nr. HF1-43-PM100, Romicon Inc. Subsidiary of Rohm & Haas Company, MA 01801 Wobarn, USA
- Heissfüllanlage: Mabo-Fruchtsaftdispenser, Mabo Steuerungselemente GmbH, 75031 Eppingen, D

2.1.4 Chemikalien

Nachstehende Chemikalien und Reagenzien wurden verwendet:

Tabelle 1: Übersicht der eingesetzten Chemikalien und Reagenzien

Produkt	Formel	Hersteller	Produktnr.	Toxizität	Reinheit	LOT Nr.
2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH)	$C_{18}H_{12}N_5O_6$	Fluka	43180	gesundheits-schädlich	>85.0 %	1299348
Methylalkohol	CH_4O	Merck	1.06009.6025	leicht-entzündlich, giftig	>99.0 %	K 33553309429
(±)-6-Hydroxy-2,5,7,8-tetra-methyl-chroman-2-carbonsäure (Trolox)	$C_{14}H_{18}O_4$	Fluka	56510	reizend	>98.0 %	1276850
Natriumacetat	$NaCH_3COO$	Carl Roth GmbH	3856.2	-	>99.0 %	20940347
Chlorwasserstoffsäure (37 %)	HCl	Carl Roth GmbH	4625.2	ätzend	-	1789
Essigsäure	$C_2H_4O_2$	Carl Roth GmbH	3738.2	ätzend	>99.8 %	2789
Natriumkarbonat Monohydrat	$Na_2CO_3 * 1 H_2O$	Carl Roth GmbH	8563.2	reizend	>99.0 %	23355686
Kaliumchlorid	KCl	Merck	4936	-	>99.5 %	TA589336
Aceton	C_3H_6O	Merck	1.0014.6025	reizend, leicht-entzündlich	>99.0 %	K 36566814640
Eisen(III)-chlorid Hexahydrat	$FeCl_3 * 6 H_2O$	Riedel-de Haën	31232	gesundheits-schädlich	>99.0 %	70460
2,4,6-Tri (2-pyridyl)-s-triazin (TPTZ)	$C_{18}H_{12}N_6$	Fluka	93285	reizend	>99.0 %	1328179
Gallussäure Monohydrat	$C_7H_6O_5 * 1 H_2O$	Fluka	48630	-	>98.0 %	219449881
Folin-Ciocalteu's Phenol Reagenz	-	Merck	1.09001	-	-	4022536109633
Kaliumdisulfit	$K_2S_2O_5$	Merck	1.05057	reizend	>96 %	4022536060101
Kaliumhydrogen-phosphat	KH_2PO_4	Carl Roth GmbH	76185	-	>99.0 %	52468761
Di-Kaliumhydrogen-phosphat	K_2HPO_4	Merck	5099	-	>99.0 %	0071984
2,2'-Azino-bis-(3-ethylbenzothiazolin-6-sulfonsäure) Diammoniumsalz (ABTS)	$C_{18}H_{24}N_6O_6S_4$	Fluka	11557	reizend	>99.0 %	1329754
Kaliumpersulfat	$K_2O_8S_2$	Fluka	60489	brand-fördernd	>99.0 %	318575/1
Natronlauge	NaOH	Bernd Kraft GmbH	01339.3	reizend	-	1058579
Kaliumiodid	KI	VWR	850.365	-	>99.99 %	06J270014
L(+)-Ascorbinsäure	$C_6H_8O_6$	Carl Roth GmbH	3525.1	-	>99.5 %	08147089
Citronensäure	$C_6H_8O_7$	VWR	20276.361	reizend	-	04J250016
Oxalsäure	$C_2H_2O_4$	Carl Roth GmbH	8879	minder-giftig	>98.0 %	5106242
Schwefelsäure	H_2SO_4	Merck	1.00731.2511	ätzend	>95.0 %	K36759231
Kaliumiodat-Kaliumiodid-Lösung	KIO_3/KI	Bernd Kraft GmbH	3233.31	-	-	1078699

2.1.5 Labormaterial und Apparaturen

Faltenfilter:	Sartorius, Grade 39/N, 240 mm Diameter, Sartorius AG, 37075 Göttingen, D
Küvetten:	Plastibrand Einmal-Küvetten, Cat. No. 759005, Brand GmbH & Co, 97861 Wertheim, D
Stabmixer:	Braun 300 Watt, Braun GmbH, 76187 Karlsruhe, D
Refraktometer:	Abbemat Digital Automatic Refractometer, AHP 2000-098, Dr. Wolfgang Kernchen GmbH, 30926 Seelze, D
Analysenwaage:	Sartorius CP224S, Sartorius AG, 37075 Göttingen, D
Waage:	Sartorius LP4200S, Sartorius AG, 37075 Göttingen, D
Zentrifugen:	Rotanta 460 RS, Hettich Zentrifugen, 78532 Tuttlingen, D Rotina 35, Typ 1705, Hettich Zentrifugen, 78531 Tuttlingen, D
Wasserbad:	Julabo F18, Julabo Labortechnik GmbH, 7633 Seelbach, D
Vortex:	Reax 1, Heidolph Instruments GmbH & Co, 91126 Schwabach, D
Spectrophotometer:	Shimadzu UV-1202, Shimadzu Deutschland GmbH, 47269 Duisburg, D ThermoSpectronic, Unicam UV 500, ThermoFischer Scientific, 63303 Dreieich, D
Elektroden:	Schott N6580 Silberelektrode, Schott-Geräte GmbH, 55122 Mainz, D Schott KF1100 Doppelplatinelektrode, Schott-Geräte GmbH, 55122 Mainz, D
Titrimo:	Titrinoline alpha, Schott Geräte GmbH, 65791 Hotheim, D Titrinoline alpha plus, Schott Geräte GmbH, 65791 Hotheim, D
Autosampler:	TW alpha, Schott Geräte GmbH, 65791 Hotheim, D TW alpha plus, Schott Geräte GmbH, 65791 Hotheim, D

2.2 Methoden

2.2.1 Herstellung und Lagerung von Säften und Pürees aus Erdbeeren

Erdbeerpüree:

Die gefrorenen Erdbeeren wurden über Nacht (15 h) bei 19 °C aufgetaut.

Die noch -1 °C kalten Erdbeeren wurden während 60 min in einem Wasserbad auf 25 °C erwärmt und anschliessend mit einer Maischestampfe zerkleinert.

Die Maische wurde in zwei Chargen geteilt, wovon eine während 90 min bei 25 °C mit Vegazym M enzymiert wurde. In dieser Zeit wurde die zweite Charge mit einem handelsüblichen Passiersieb zu Püree weiterverarbeitet, anschliessend in einem Wasserbad auf 85 °C erhitzt (Heisshaltezeit: 2 min) und heiss in 375 ml Einmachgläser eingefüllt.

Die Gläser wurden bis Erreichen der Raumtemperatur stehen gelassen und danach im Kühlschrank bei 8 °C während 3, 7 und 11 Wochen gelagert.

Mit der enzymierten Maische wurde anschliessend gleich verfahren.

Von den gefrorenen Erdbeeren, nach jedem Verarbeitungsschritt und nach den drei Lagerzeiten wurden Proben genommen und umgehend bei -28 °C bis zur Analyse eingefroren. Die gesamte Probe bestand jeweils aus fünf Teilproben zu 250 bis 300 g.

Das Verarbeitungsschema der Erdbeeren zu Püree ist in Abbildung 3 dargestellt.

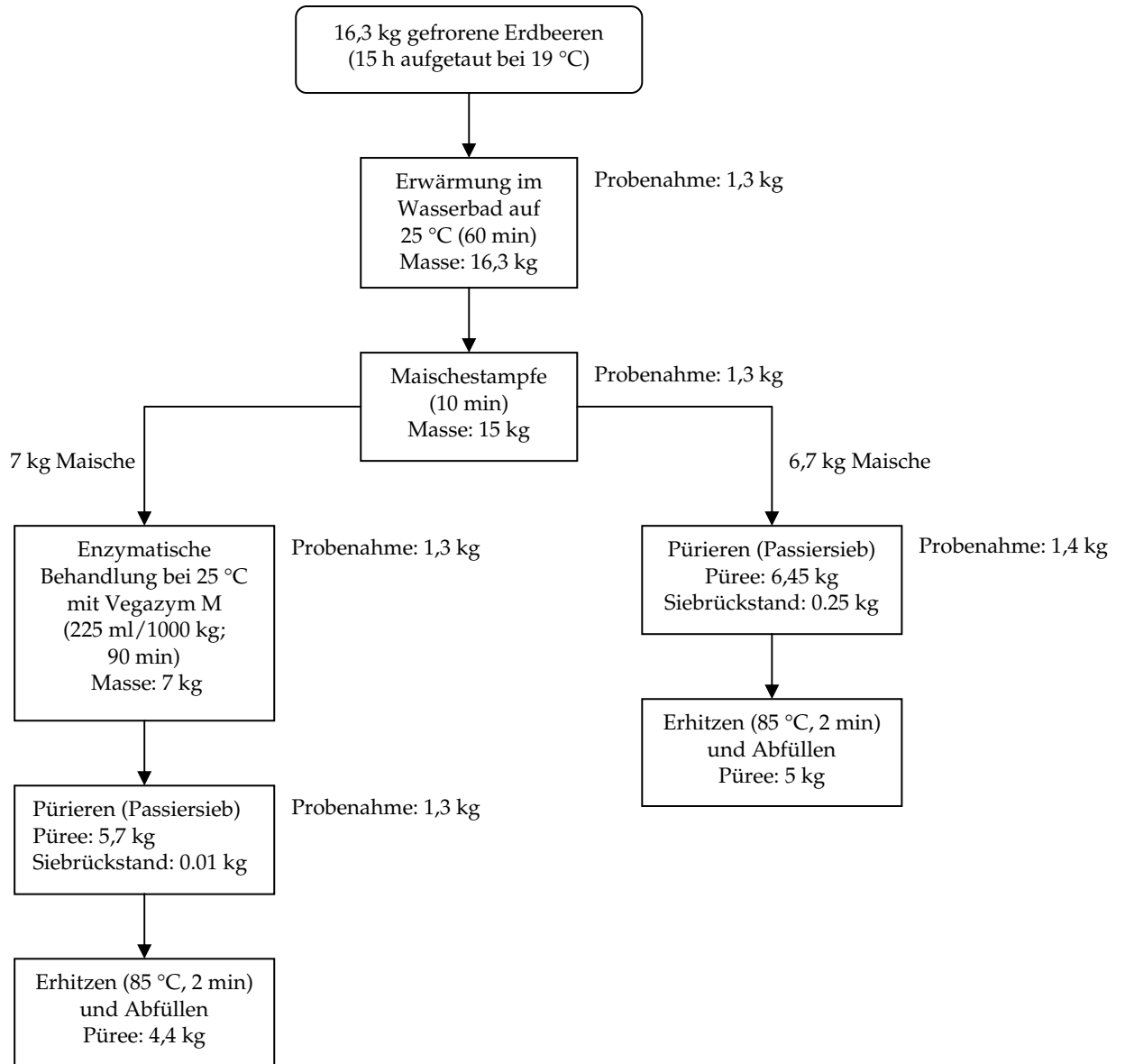


Abbildung 3: Verarbeitungsschema der Erdbeeren zu Püree

Erdbeersaft:

Die gefrorenen Erdbeeren wurden über Nacht (15 h) bei 19 °C aufgetaut.

Die noch 0 °C kalten Erdbeeren wurden mit einer Walzenmühle zerkleinert und in einem Wasserbad während 90 min auf 25 °C erwärmt. Anschliessend wurde die Maische in zwei Chargen geteilt, wovon die eine weiter während 2 h auf 45 °C erwärmt und anschliessend mit Fructoenzym Color für 90 min enzymiert wurde.

Die zweite Charge wurde umgehend mittels Packpresse entsaftet (1h). Eine Hälfte des erhaltenen Safts wurde in 33 cl Glasflaschen gefüllt und in einem Wasserbad bei 85 °C 15 min pasteurisiert.

Die andere Hälfte wurde mittels Heissfüllanlage bei 85 °C in 33 cl PET-Flaschen abgefüllt (Heisshaltezeit ca. 5 s).

Die enzymierte Maische wurde gleichfalls mittels Packpresse entsaftet (20 min). Eine Hälfte des erhaltenen Saftes wurde ebenfalls mittels Heissfüllanlage bei 85 °C in PET-Flaschen abgefüllt.

Die andere Hälfte wurde mit Fructozym P enzymiert und während 3 h bei Raumtemperatur (20 °C) sowie über Nacht (14 h) bei 3 °C stengelassen, damit ein vollständiger Pektinabbau stattfinden konnte. Anschliessend wurde der Saft mit 10 g/hl SIHA-Klärgelatine versetzt. Nach 15 min wurde die fünffache Menge an Kieselsäure zugegeben und während 4.5 Stunden über eine Ultrafiltrationsanlage filtriert. Das Permeat wurde anschliessend mittels Heissfüllanlage bei 85 °C in 33 cl Flaschen abgefüllt.

Alle Flaschen wurden bis Erreichen der Raumtemperatur stehen gelassen und danach im Kühlschrank bei 8 °C während 3, 7 und 11 Wochen gelagert.

Von den gefrorenen Erdbeeren, nach jedem Verarbeitungsschritt und nach den drei Lagerzeiten wurden Proben genommen und umgehend bei -28 °C bis zur Analyse eingefroren. Die gesamte Probe bestand jeweils aus fünf Teilproben zu 250 bis 300 g.

Das Verarbeitungsschema der Erdbeeren zu Saft ist in Abbildung 4 dargestellt.

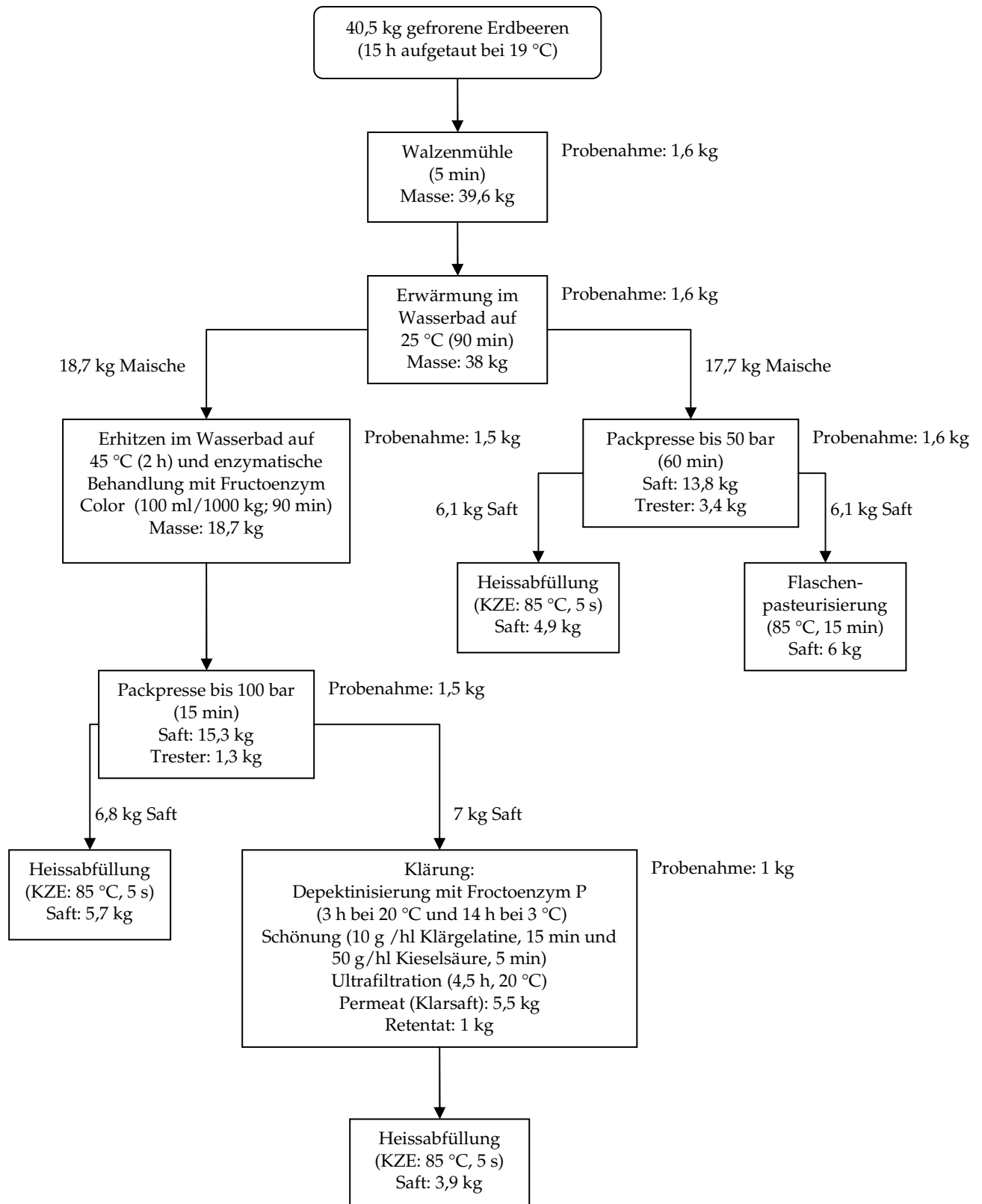


Abbildung 4: Verarbeitungsschema der Erdbeeren zu Saft

2.2.2 Probenaufbereitung

Die gefrorenen Proben wurden im Wasserbad bei 40 °C während 30 min aufgetaut. Mit Ausnahme des Erdbeersaftes wurden sie umgehend mit dem Stabmixer homogenisiert und das Homogenisat wurde anschliessend für die Bestimmung der einzelnen Parameter eingesetzt.

2.2.3 Refraktion

Die Bestimmung des Zuckergehaltes (°Brix) wurde nach Tanner und Brunner [38] Kapitel 2 durchgeführt.

Die Messung erfolgte mittels Präzisionsrefraktometer bei 20 °C und die Resultate werden in °Brix angegeben.

2.2.4 Ascorbinsäure

Der Gehalt an Ascorbinsäure wurde gemäss Tanner und Brunner [38] Kapitel 8.1 und 11.1 mittels jodometrischer Titration bestimmt.

50 g Erdbeerrhomogenisat resp. Erdbeersaft wurden mit 150 g Oxalsäure (2 %) versetzt und mittels Stabmixer homogenisiert. 25 g des Gemisches wurden in ein 100 ml Becherglas eingewogen und mit 2,5 ml 1,2 mol/l Kaliumjodid-Lösung versetzt. Die Probe wurde anschliessend mit Schwefelsäure (10 %) angesäuert und mit 1/128 mol/l Jodid-Jodat-Lösung potentiometrisch titriert. Die Titration erfolgte automatisch mit dem Schott-Titrator „Titrioline Alpha Plus“ und der Software „Titrisoft“.

Die Angabe der Resultate erfolgt in mg Ascorbinsäure (AS)/kg FG und wurde nach folgender Formel berechnet:

$$\text{mg AS/kg FG} = \frac{M \times MG_{AS} \times a \times F \times 1000}{E}$$

wobei:

M = Molarität der Jodid-Jodat-Lösung [mol/l]

MG_{AS} = Molekulargewicht von Ascorbinsäure [g/mol]

a = Verbrauch an Jodid-Jodat-Lösung [ml]

F = Verdünnungsfaktor [-]

E = Einwaage [g]

In Oxalsäure bleibt der Ascorbinsäuregehalt der Proben über mehr als 5 h stabil. Additionsversuche zeigten zudem eine hohe Wiederfindungsrate von 99 ± 3 %.

2.2.5 Gesamtsäure

Der Gehalt an titrierbaren Säuren wurde gemäss Tanner und Brunner [38] Kapitel 6 bestimmt.

Zu 50 g Erdbeerhomogenisat resp. Erdbeersaft wurde 150 g dest. Wasser gegeben und mittels Stabmixer homogenisiert. 25 g des Gemisches wurden in ein 100 ml Becherglas eingewogen und mit ca. 25 ml dest. Wasser versetzt. Die Probe wurde anschliessend mit 1/3 mol/l Natronlauge bis zu einem pH-Wert von 8.1 titriert. Die Titration erfolgte automatisch mit dem Schott-Titrator „Titrioline Alpha“ und der Software „Titrisoft“.

Die Angabe der Resultate erfolgt in g Citronensäure (CS)/kg FG und wurde nach folgender Formel berechnet:

$$\text{g CS/kg FG} = \frac{M \times MG_{CS} \times a \times F}{3 \times E}$$

wobei:

M = Molarität der Natronlauge [mol/l]

MG_{CS} = Molekulargewicht von Citronensäure [g/mol]

a = Verbrauch an Natronlauge [ml]

F = Verdünnungsfaktor [-]

E = Einwaage [g]

2.2.6 Monomerindex

Die Bestimmung des Monomerindex erfolgte nach der Methode von Bonerz [11].

Ca. 150 g Erdbeerhomogenisat resp. Saft wurden während 5 min bei 10000 rpm zentrifugiert. Der Überstand wurde anschliessend filtriert (Faltenfilter: Sartorius, Grade 39/N) wobei die ersten 20 ml verworfen wurden.

Für die Messung der Gesamtanthocyane (E_{Gesamt}) wurden 1700 µl dest. Wasser, 200 µl HCl-Lösung (5 ml HCl konz. in 100 ml dest. Wasser) und 100 µl Probe mit einem Rührspatel vermischt. Nach 20 min erfolgte die photometrische Messung bei 520 nm gegen den Reagenzienblindwert (Wasser anstelle der Probe).

Für die Messung der polymeren Anthocyane (E_{Pol}) wurden 900 µl dest. Wasser, 200 µl HCl-Lösung, 800 µl Kaliumdisulfitlösung (5.54 g Kaliumdisulfit in 50 ml dest. Wasser) und 100 µl Probe vermischt. Anschliessend wurde gleich verfahren wie bei der Messung der Gesamtanthocyane.

Die Berechnung der Extinktion der monomeren Anthocyane (E_{Mono}) erfolgte durch Bildung der Differenz der Extinktion der Gesamtanthocyane und der polymeren Anthocyane nach folgender Formel:

$$E_{\text{Mono}} = (E_{\text{Gesamt}} - BW_1) - (E_{\text{Poly}} - BW_2)$$

Der Monomerindex ergibt sich aus dem Verhältnis der Monomeren zu den polymeren Anthocyanen:

$$\text{Monomerindex} = E_{\text{Mono}}/E_{\text{Poly}}$$

2.2.7 Extraktion

Das Extraktionsverfahren der Erdbeeren wurde von den Methoden von Scalzo et al. [14] und Gao und Mazza [39] abgeleitet.

30 g Erdbeerhomogenisat resp. Erdbeersaft wurde mit 50 ml MeOH/H₂O/Aceton (60:30:10; v:v:v) vermischt und mit einem Lebensmittelmixer 2 min homogenisiert. Anschliessend erfolgte eine Zentrifugation des Homogenisats bei 4500 rpm während 10 min um einen klaren Überstand zu erhalten. Dieser wurde danach mit dem Extraktionsmittel auf 100 ml aufgefüllt und für alle nachfolgend beschriebenen Bestimmungen eingesetzt.

2.2.8 Antioxidative Kapazität

Zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität wurden drei verschiedene Methoden eingesetzt.

- **DPPH**

Zum einen wurde die Methode von Alamanni und Cossu [40] leicht modifiziert angewandt, bei der ein stabiles Radikal (DPPH) von den antioxidativen Molekülen der Probe reduziert und somit entfärbt wird.

Von einer 0.1 mmol/l DPPH-Lösung in Methanol wurden jeweils 10 ml mit 0.1 ml Probenextrakt vermischt. Nach 30 Minuten erfolgte die Messung der Absorption bei einer Wellenlänge von 517 nm. Für den Reagenzienblindwert wurde Methanol anstelle der Probe verwendet.

- **FRAP**

Bei der zweiten angewandten Methode handelt es sich um den „Ferric reducing/antioxidant power (FRAP) Assay“. Die Methode von Benzie und Strain [41] modifiziert von Guo et al. [42] wurde übernommen. Sie basiert auf der Reduktion eines Eisen(III)-Komplexes durch die Präsenz von Antioxidantien auf seine gefärbte Eisen(II)-Form.

Das FRAP-Reagenz wurde jeweils kurz vor Messbeginn frisch hergestellt und bestand aus 5 ml einer 10 mmol/l TPTZ- Lösung in 40 mmol/l Salzsäure, 5 ml einer 20 mmol/l Eisen(III)Chlorid- Lösung in dest. Wasser und 50 ml Acetatpuffer (0.3 mol/l, pH 3.6)

0.1 ml Probenextrakt wurden mit 0.3 ml dest. Wasser und 3 ml Reagenz vermischt und nach 8 min wurde die Absorption der Mischung bei einer Wellenlänge von 593 nm gemessen. Für den Reagenzienblindwert wurde dest. Wasser anstelle der Probe verwendet.

- **TEAC**

Für die dritte Bestimmung, den Trolox Equivalent Antioxidative Capacity Assay (TEAC), wurde eine leicht modifizierte Methode von Re et al. [43] verwendet. Sie basiert auf der Oxidation einer ABTS-Lösung mit Persulfat wodurch das blau/grüne ABTS^{•+} Radikalkation generiert wird. Dieses wird von den antioxidativen Molekülen der Probe reduziert und somit entfärbt.

Zu einer 7 mmol/l ABTS-Lösung in 50 mmol/l Phosphatpuffer (pH 7,2 – 7,4) wurden 2.45 mmol/l Kaliumpersulfat gegeben. Die Lösung wurde bei Raumtemperatur für mindestens 6 h stengelassen.

Vor Messbeginn wurde die ABTS-Lösung mit Phosphatpuffer (50 mmol/l) so verdünnt, dass ihre Extinktion zwischen 0.7 und 0.9 lag. 1.9 ml dieser Lösung wurden mit 0.1 ml Probenextrakt vermischt und nach 6 min photometrisch bei 734 nm gemessen. Für den Reagenzienblindwert wurde Phosphatpuffer anstelle der Probe verwendet.

Die Quantifizierung erfolgte bei allen 3 Methoden mit einer Kalibriergeraden mit unterschiedlichen Trolox-Konzentrationen (wasserlösliches Vitamin E-Derivat).

Die Angabe der Resultate erfolgt für alle drei Methoden in mmol Troloxäquivalent (TE)/g FG und wurde nach folgender Formel berechnet:

$$\text{mmol TE/kg FG} = \frac{(A_p - b) \times V \times F \times 1000}{a \times E}$$

wobei:

- A_p = Absorption der Probe bei 517 (DPPH), 593 (FRAP) resp. 734 nm (TEAC)
- b = Y-Achsenabschnitt der Eichgeraden [-]
- a = Steigung der Eichgeraden [-]
- V = Volumen des Extraktes [l]
- F = Verdünnungsfaktor
- E = Einwaage des Homogenisats resp. Saftes [g]

2.2.9 Gesamtphenolgehalt nach Folin-Ciocalteu

Die Bestimmung der Gesamtphenole wurde nach Tanner und Brunner [38] Kapitel 19 durchgeführt. Die Methode basiert auf der Redoxreaktion der phenolischen Substanzen mit einem Oxidationsgemisch aus phosphorsaurem Wolfram und Molybdat (Folin-Ciocalteu-Reagenz) in alkalischem Milieu, was zu einer Blaufärbung führt.

7.5 ml dest. Wasser wurden mit 1 ml Probenextrakt und 0.5 ml Folin-Ciocalteu-Reagenz gemischt (Vortex) und 6 min stehengelassen. Danach wurde 1 ml einer gesättigten Natriumcarbonat-Lösung zugegeben und erneut gemischt (Vortex). Nach 60 min erfolgte die photometrische Messung bei 720 nm. Für den Reagenzienblindwert wurde Wasser anstelle der Probe eingesetzt.

Die Quantifizierung erfolgte mit einer Kalibriergeraden mit unterschiedlichen Gallussäure-Konzentrationen.

Die Angabe der Resultate erfolgt in mg Gallussäureäquivalent (GAE)/kg FG und wurde wie folgt berechnet:

$$\text{mg GAE/kg FG} = \frac{(A_p - b) \times V \times F \times 1000}{a \times E}$$

wobei:

- A_p = Absorption der Probe bei 720 nm
- b = Y-Achsenabschnitt der Eichgeraden [-]
- a = Steigung der Eichgeraden [-]
- V = Volumen des Extraktes [l]
- F = Verdünnungsfaktor [-]
- E = Einwaage des Homogenisats resp. Saftes [g]

2.2.10 Anthocyangehalt

Die Bestimmung des Anthocyangehalts erfolgte nach der Methode von Giusti und Wrolstad [35].

Zwei Pufferlösungen mit 0.025 mol/l Kaliumchlorid und 0.4 mol/l Natriumacetat wurden mit konzentrierter Salz- resp. Essigsäure auf einen pH-Wert von 1 und 4.5 eingestellt.

Die Probe wurde mit diesen beiden Puffern jeweils 10fach verdünnt. Anschliessend wurde das Absorptionsspektrum der Probelösung in Kaliumchlorid gegen Wasser gemessen und das Absorptionsmaximum bestimmt. Beide Verdünnungen der Probe wurden anschliessend bei der Wellenlänge des Absorptionsmaximums und bei 700 nm gemessen.

Die Angabe der Resultate erfolgt in mg Pelargonidin-3-glucosid (Pg-3-glu)/kg FG und wurde wie folgt berechnet:

$$\text{mg Pg-3-glu/kg FG} = \frac{[(A_{\lambda_{\text{max}}} - A_{700})_{\text{pH}1} - (A_{\lambda_{\text{max}}} - A_{700})_{\text{pH}4.5}] \times MG \times F \times V \times 10^6}{\varepsilon \times E}$$

wobei:

A = Absorption [-]

MG = Molekulargewicht von Pelargonidin-3-glucosid [g/mol]

F = Verdünnungsfaktor [-]

V = Volumen des Extraktes [l]

ε = Molarer Extinktionskoeffizient [l/(mol*cm)]

E = Einwaage des Homogenisats resp. Saftes [g]

Für die Berechnungen wurden ein Molekulargewicht von 433.2 g/mol und ein molarer Extinktionskoeffizient von 15600 l/(mol*cm) angenommen. Die Werte stammen aus den Tabellen F1.2.1 und F1.2.2 oben erwähnter Methode.

2.2.11 Farbe

Die Evaluierung der Farbe erfolgte nach der Methode von Castillo-Sanchez et al. [44].

Für die Beurteilung der Farbveränderungen und Bräunungsreaktionen während Verarbeitung und Lagerung wurden die Absorptionsspektren von 380 bis 770 nm gegen Wasser gemessen (UV-Vis Photospektrometer). Für die Messung wurde das in KCl verdünnte Extrakt (siehe Kapitel 2.2.10) eingesetzt.

Die Bewertung der Farbe erfolgte mit Hilfe von Farbintensität und Farbnuance. Für Buntsäfte werden hierbei die Extinktionen bei 420 nm, 520 nm und 620 nm verwendet.

Die Farbintensität wurde durch Addition der drei Extinktionen und die Farbnuance durch Bildung des Quotienten der Extinktionen bei 420 und 520 nm berechnet:

$$\text{Farbintensität (I) [-]} = E_{420\text{nm}} + E_{520\text{nm}} + E_{620\text{nm}}$$

$$\text{Farbnuance (N) [-]} = \frac{E_{420\text{nm}}}{E_{520\text{nm}}}$$

Die Farbintensität ist die Summe der Braun-, Rot- und Blaukomponenten und somit die Farbstärke resp. Farbdichte, während die Farbnuance das Verhältnis von Braun- zu Rotkomponenten wiedergibt [38].

2.2.12 Auswertung

Sämtliche Messungen wurden mittels F- und T-Test statistisch ausgewertet um festzustellen, ob signifikante Unterschiede zwischen den Mittelwerten der einzelnen Ergebnisse bestehen [45]. Es wird jeweils der Mittelwert der Messungen mit einem Konfidenzintervall von 95 % angegeben. Bei allen Messungen wurden Dreifachbestimmungen durchgeführt (n = 3). Die angegebenen Werte beziehen sich stets auf das Frischgewicht der Erdbeeren. Die Korrelationsgeraden zwischen den Daten einzelner Bestimmungsmethoden wurden mittels StatSoft, Inc. (2005), STATISTICA für Windows, Version 7.1 erstellt.

3 Resultate

3.1 Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und anschliessende Lagerung

Bei der Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree wurden nach jeder Verarbeitungsstufe und nach verschiedenen Lagerzeiten Proben gezogen und auf die Parameter °Brix, Ascorbinsäure, Gesamtsäure, Monomerindex, antioxidative Kapazität, Gesamtphenole, Anthocyane und Farbe untersucht. Nachfolgend sind die Werte der einzelnen Bestimmungen für jeden Verarbeitungsschritt und für 3 unterschiedliche Lagerzeiten (Lagerung bei 8 °C) dargestellt. Die Verarbeitung mit Enzymierung der Maische wird dabei jeweils von derjenigen ohne Enzymierung farblich unterschieden und in der Legende als enzymiert resp. nicht enzymiert angegeben.

3.1.1 °Brix

Abbildung 5 zeigt die Veränderung des Grad Brix während Verarbeitung und Lagerung der beiden Erdbeerpürees.

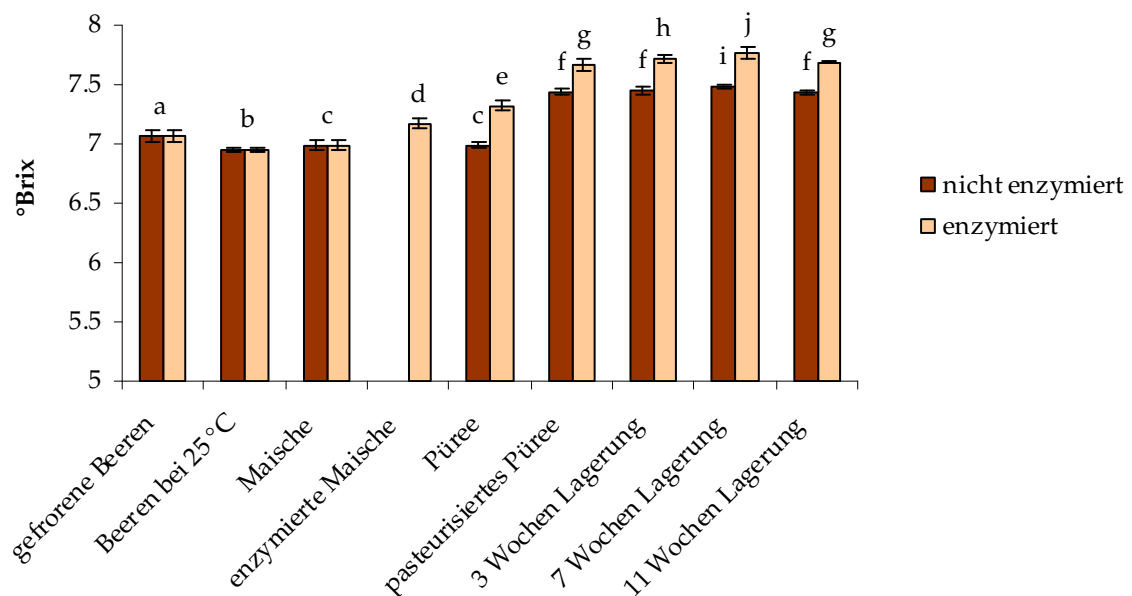


Abbildung 5: Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte und Lagerzeiten auf den Grad Brix (°Brix) des Erdbeerpürees. Werte mit unterschiedlichen Buchstaben sind signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Abbildung 5 zeigt eine deutliche Zunahme des Grad Brix durch Enzymierung (rund 3 %) und Pasteurisierung (durchschnittliche 5 %). Die Werte des enzymierten Pürees liegen signifikant höher als jene des nicht enzymierten (ca. 4 % Differenz). Eine Lagerdauer von 11 Wochen zeigt hingegen keinen Einfluss.

3.1.2 Ascorbinsäure

In untenstehender Abbildung 6 ist die Abnahme des Ascorbinsäuregehaltes über den Verarbeitungs- und Lagerzeitraum dargestellt.

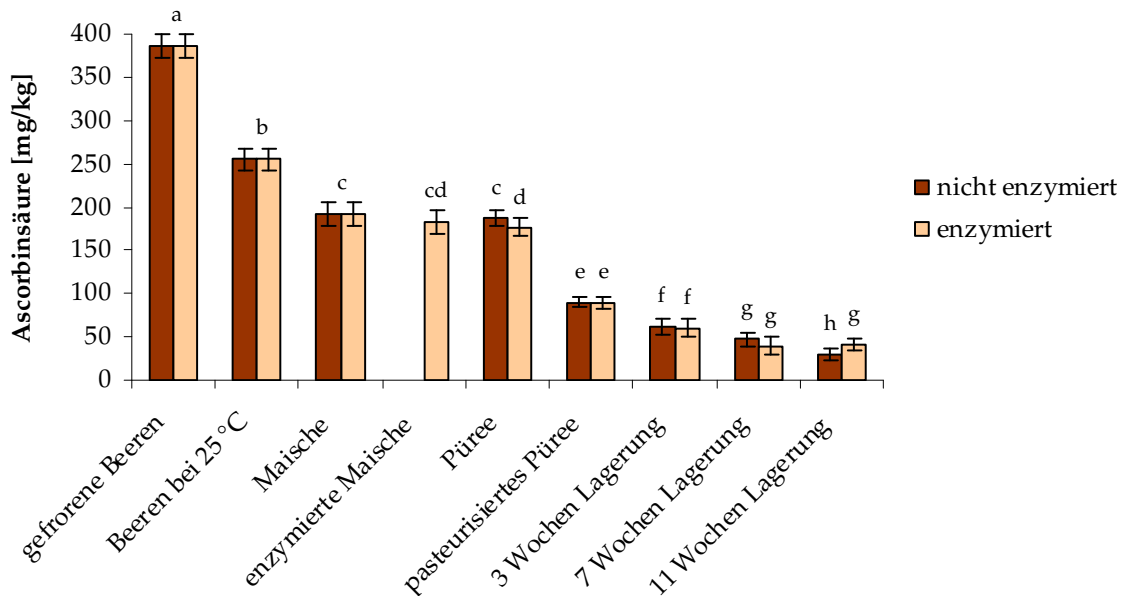


Abbildung 6: Veränderung des Ascorbinsäuregehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und anschliessender Lagerung. Werte mit unterschiedlichen Buchstaben sind signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Aus Abbildung 6 ist ersichtlich, dass der Ascorbinsäuregehalt des Erdbeerpürees während Verarbeitung und Lagerung kontinuierlich abnimmt. Nach der Pasteurisierung sind noch 23 % und nach einem Lagerzeitraum von 11 Wochen noch knappe 10 % des Anfangsgehaltes der gefrorenen Beeren vorhanden. Die beiden verlustreichsten Schritte sind das Auftauen und Erwärmen der Beeren auf 25° C (34 % Abnahme) sowie die Pasteurisierung (50 % Abnahme).

3.1.3 Gesamtsäure

Die Veränderungen der Gehalte an Gesamtsäure in Abhängigkeit von Verarbeitungsstufe und Lagerung sind in Abbildung 7 wiedergegeben.

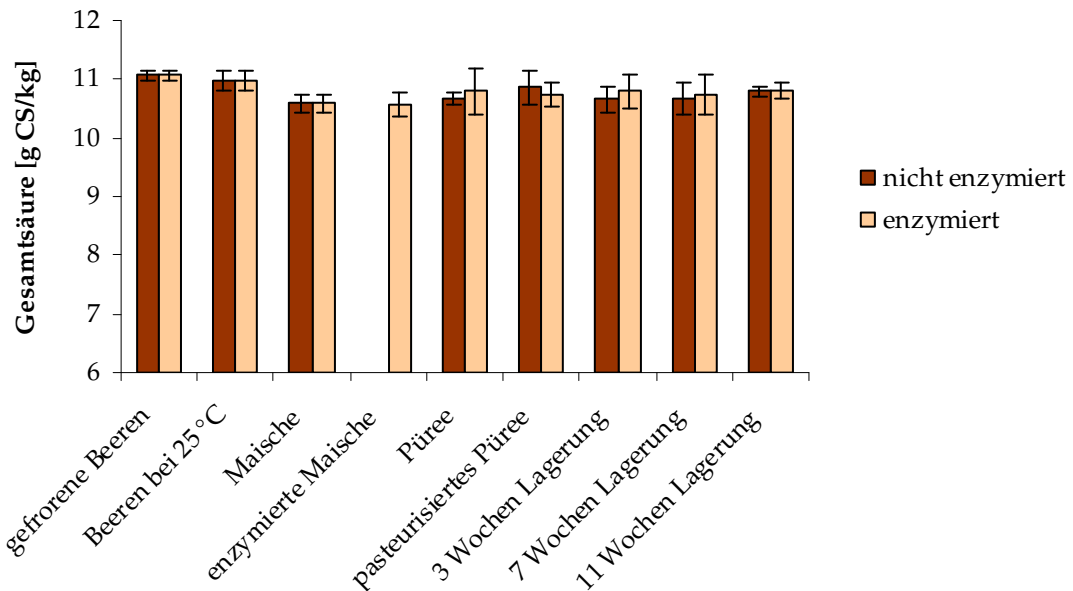


Abbildung 7: Veränderung des Gehalts an titrierbaren Säuren während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und der anschliessenden Lagerung

Abbildung 7 zeigt Schwankungen des Gesamtsäuregehaltes von bis zu 5 % (Werte zwischen 11.1 und 10.6 g CS/kg). Es ist kein klarer Einfluss von Herstellung und Lagerung ersichtlich.

Dasselbe Bild ergibt sich auch bei den Messdaten der pH-Werte, welche zwischen 3.3 und 3.5 schwanken ohne eine klare Tendenz zu zeigen (siehe Anhang 1).

3.1.4 Antioxidative Kapazität

Die nachfolgende Abbildung 8 gibt einen Überblick der Veränderung der antioxidativen Kapazität über den Verarbeitungs- und Lagerzeitraum des Pürees. Die Werte werden nach der jeweiligen Bestimmungsmethode in getrennten Diagrammen wiedergegeben.

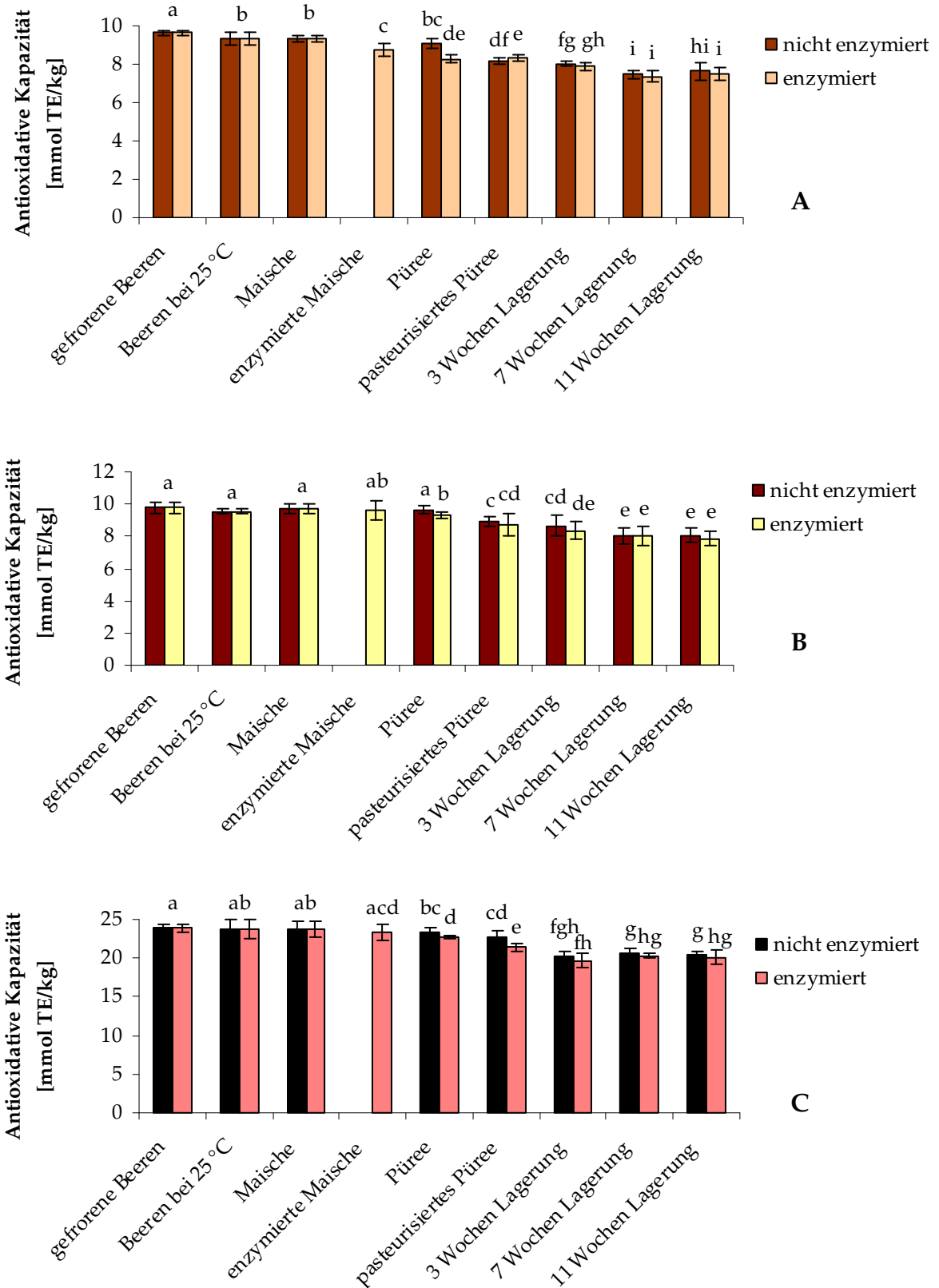


Abbildung 8: Antioxidative Kapazität nach DPPH (A), FRAP (B) und TEAC (C) während Verarbeitung und Lagerung der Erdbeerpürees. In einem Balkendiagramm sind Werte mit unterschiedlichen Buchstaben signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Abbildung 8 zeigt, dass auch in Bezug auf die antioxidative Kapazität Pasteurisierung und Lagerung den grössten Einfluss haben. Die 3 Methoden ergeben allgemein ein ähnliches Bild; bei der Pasteurisierung zeigen sich jedoch teils grössere Unterschiede. Die bedeutendste Abnahme von 10 % verzeichnet die DPPH-Methode bei der Erhitzung des nicht enzymierten Pürees. Beim enzymierten Püree registriert dieselbe Methode hingegen als einzige keine Veränderung durch Pasteurisierung. Die andern beiden Methoden verzeichnen jeweils einen Verlust von rund 6 % beim enzymierten Püree sowie 7 % (FRAP) resp. 3 % (TEAC) bei der Erhitzung ohne vorhergehende Enzymierung. Die elfwöchige Lagerung des nicht enzymierten Pürees zeigt Verluste von 6 % (DPPH) resp. 10 % (FRAP und TEAC), diejenige des enzymierten Pürees solche von 10 % (DPPH und FRAP) resp. 6 % (TEAC).

Nach 11 Wochen Lagerung weisen die Pürees noch ca. 78 % (DPPH), 81 % (FRAP) resp. 85 % (TEAC) der ursprünglichen antioxidativen Kapazität der gefrorenen Beeren auf.

3.1.5 Gesamtphenole

Die Veränderungen des Gesamtphenolgehalts nach Folin-Ciocalteu während Verarbeitung und Lagerung sind in der anschliessenden Abbildung 9 dargestellt.

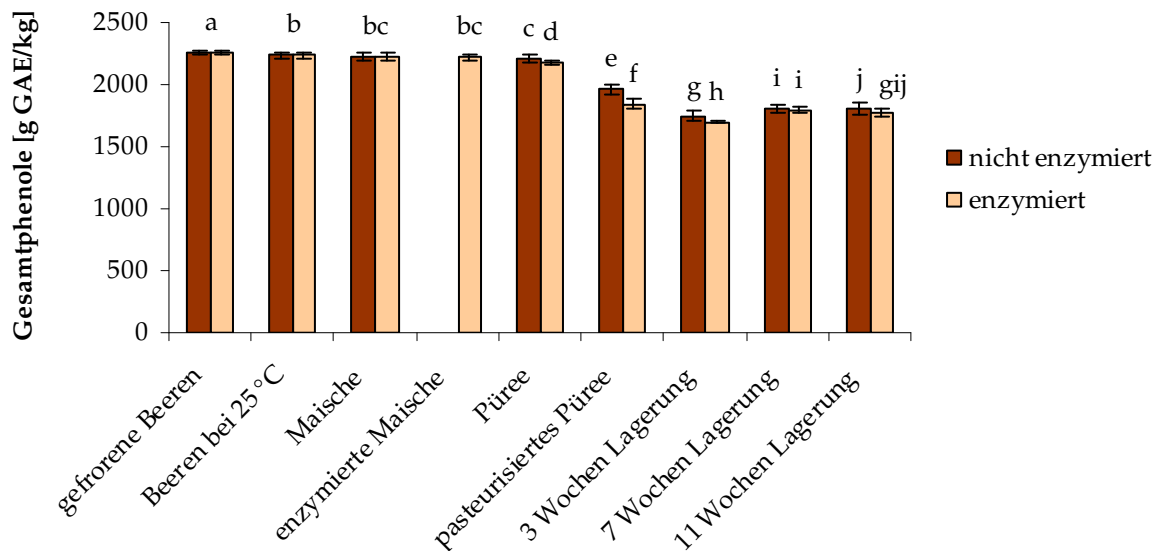


Abbildung 9: Veränderung der Gesamtphenole während Verarbeitung und Lagerung des Erdbeerpürees. Werte mit unterschiedlichen Buchstaben sind signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Abbildung 9 lässt erkennen, dass die Pasteurisierung den Gehalt an Polyphenolen am stärksten beeinflusst (über 10 % Abnahme). Während der Lagerdauer nimmt der Gesamtphenolgehalt um weitere knappe 10 % ab, wobei v.a. die ersten Wochen ausschlaggebend sind. Nach Verarbeitung und 11 Wochen Lagerung sind noch knappe 80 % der Gesamtphenole im Püree vorhanden.

3.1.6 Anthocyane

Nachstehende Abbildung 10 zeigt den Anthocyangehalt (berechnet als Pelargonidin-3-glucosid) in Abhängigkeit der Verarbeitungsschritte und der Lagerung.

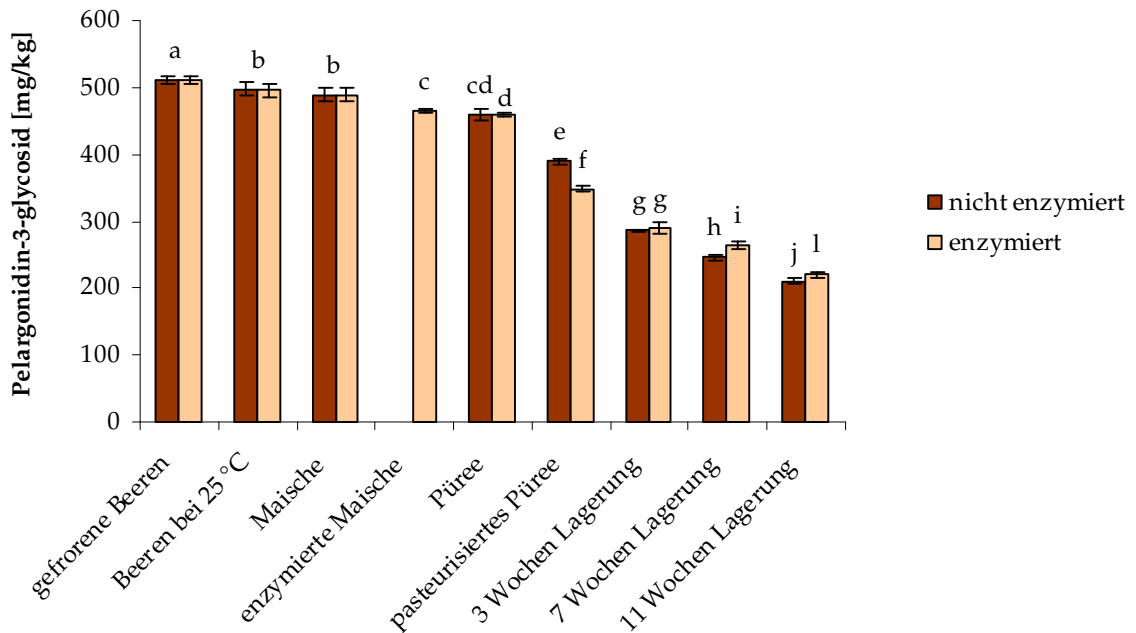


Abbildung 10: Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte und Lagerzeiten auf den Gehalt an Pelargonidin-3-glycosid des Erdbeerpürees. Werte mit unterschiedlichen Buchstaben sind signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Ein deutlicher Verlust an Anthocyanen durch Pasteurisierung und auch Lagerung zeigt sich in Abbildung 10. Die Hitzebehandlung führt zu einer Abnahme von durchschnittlichen 20 %. Nach 11 Wochen Lagerung sind noch ca. 40 % der ursprünglichen Anthocyane im Püree vorhanden, wobei die ersten 3 Wochen die stärkste Abnahme verzeichnen.

3.1.7 Monomerindex

Während der Verarbeitung und Lagerung wurden die monomeren und polymeren Anthocyane sowie auch ihr Verhältnis, die Monomerindices, bestimmt. Abbildung 11 gibt einen Überblick.

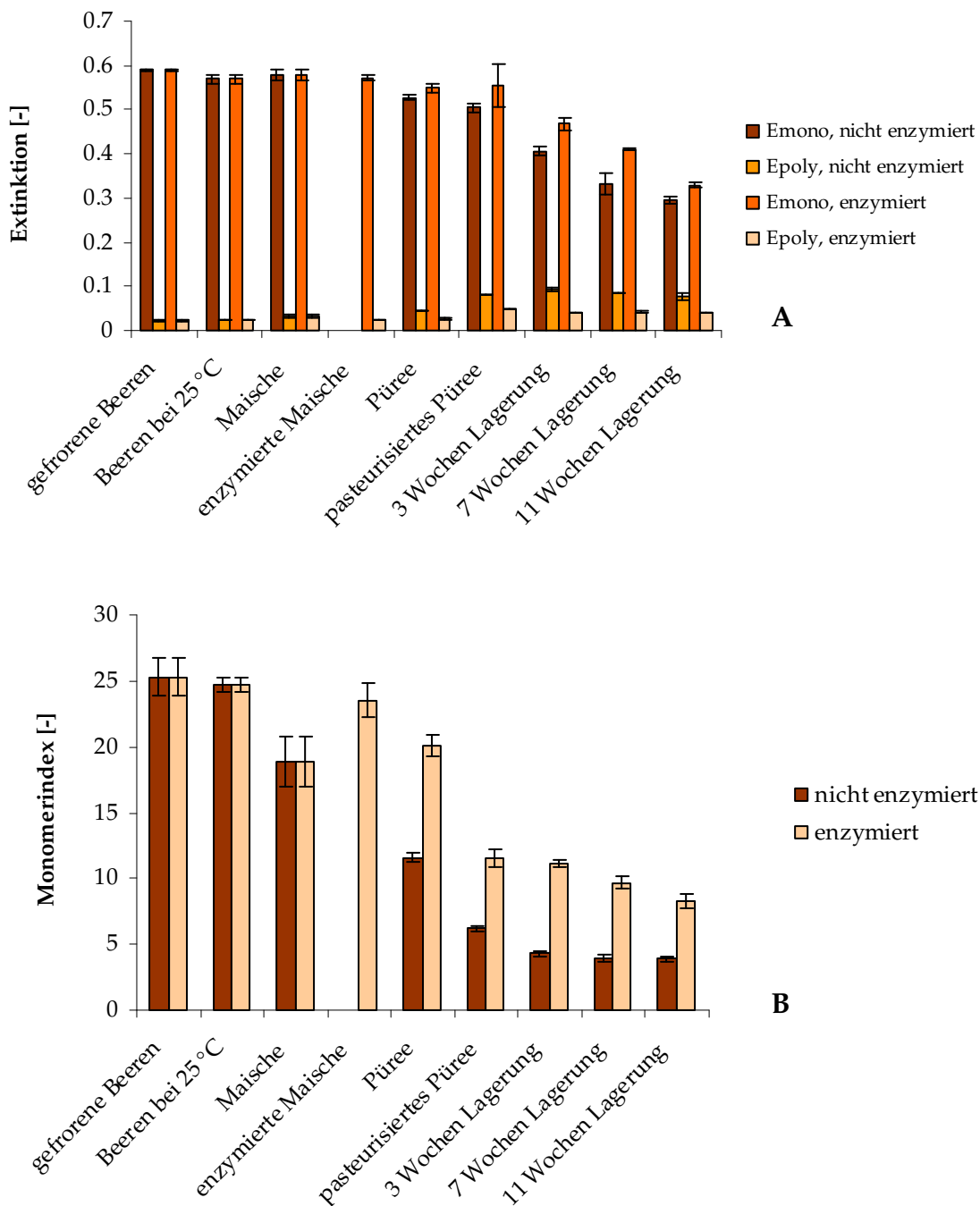


Abbildung 11: Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte und Lagerzeiten auf die Extinktionen der monomeren (E_{mono}) und der polymeren (E_{poly}) Anthocyane im Erdbeerpüree (A) und die entsprechenden Monomerindices (B)

Aus Abbildung 11 ist ersichtlich, dass die monomeren Anthocyane im Laufe der Verarbeitung v.a. durch Pürieren und Pasteurisieren sowie der anschliessenden Lagerung abnehmen, während der Gehalt an polymeren Anthocyanen vorwiegend bei der Pasteurisierung und der Lagerung steigt. Der Monomerindex sinkt folglich während der Verarbeitung und Lagerung, wobei Vermaischung, Pürieren und Pasteurisieren den grössten Einfluss haben.

Die Enzymierung der Maische bewirkt eine Abnahme der polymeren Anthocyane, was den Monomerindex um 24 % ansteigen lässt. Generell beträgt der Monomerindex beim enzymierten Püree im Vergleich zum nicht enzymierten mehr als das Doppelte wobei hauptsächlich die Differenz der polymeren Anthocyane mit ebenfalls mehr als einem Faktor zwei zum Tragen kommt.

3.1.8 Farbe

In Abbildung 12 sind die Farbspektren (280-770 nm) der Erdbeerpürees während Verarbeitung und Lagerung wiedergegeben.

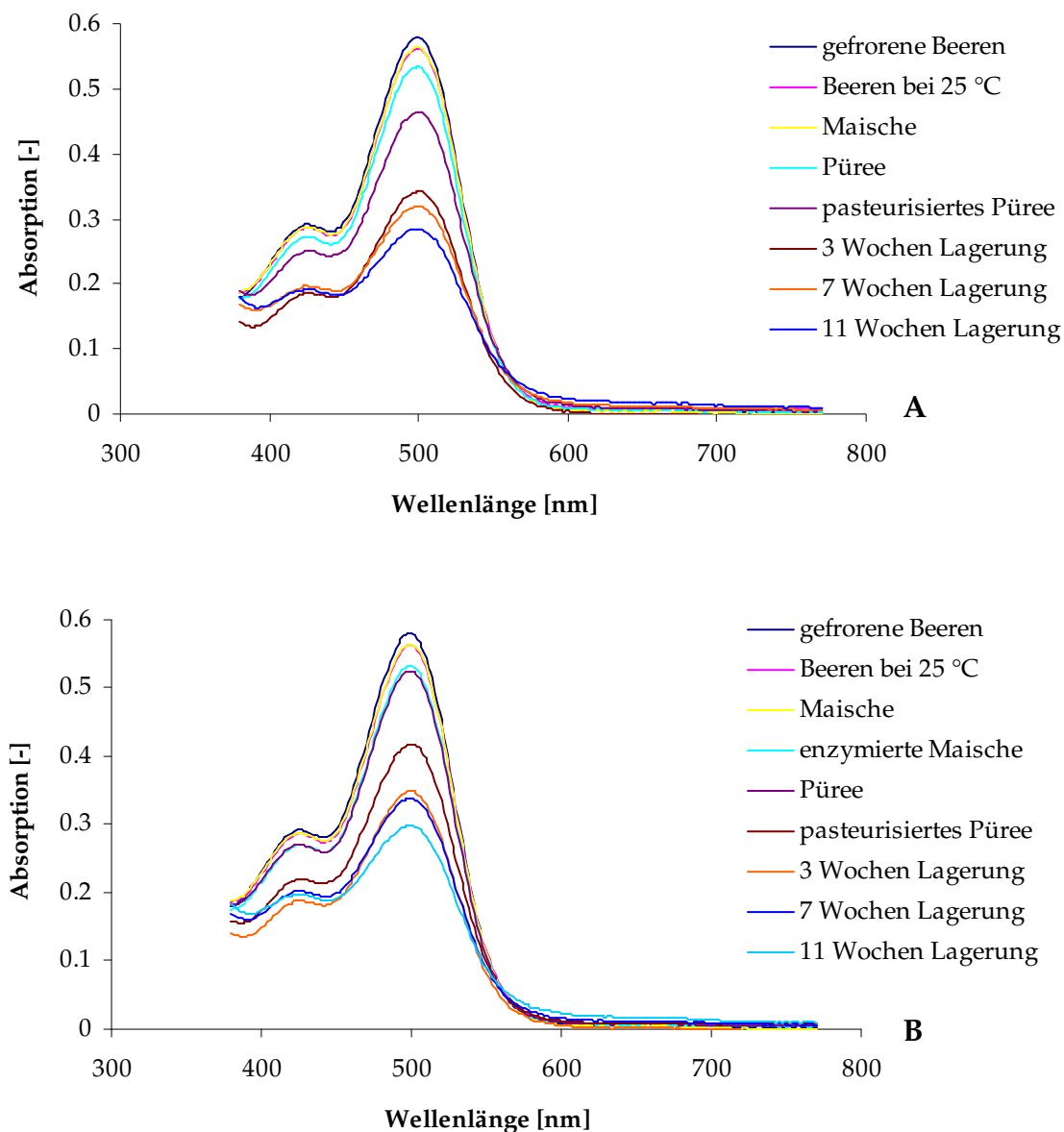


Abbildung 12: Farbspektren während der Verarbeitung und Lagerung des nicht enzymierten (A) und enzymierten Pürees (B)

In Abbildung 12 ist eine kontinuierliche Abnahme der Absorptionen zu erkennen, wobei vor allem im Bereich der Absorption der roten Komponenten (520 nm) die beträchtlichste Abnahme verzeichnet wird. Die deutlichste Farbabnahme ergibt sich durch Pasteurisierung sowie während den ersten drei Wochen Lagerung.

Dementsprechend verlaufen auch die Werte der Farbintensität und Farbnuance. Abbildung 13 gibt dazu eine Übersicht.

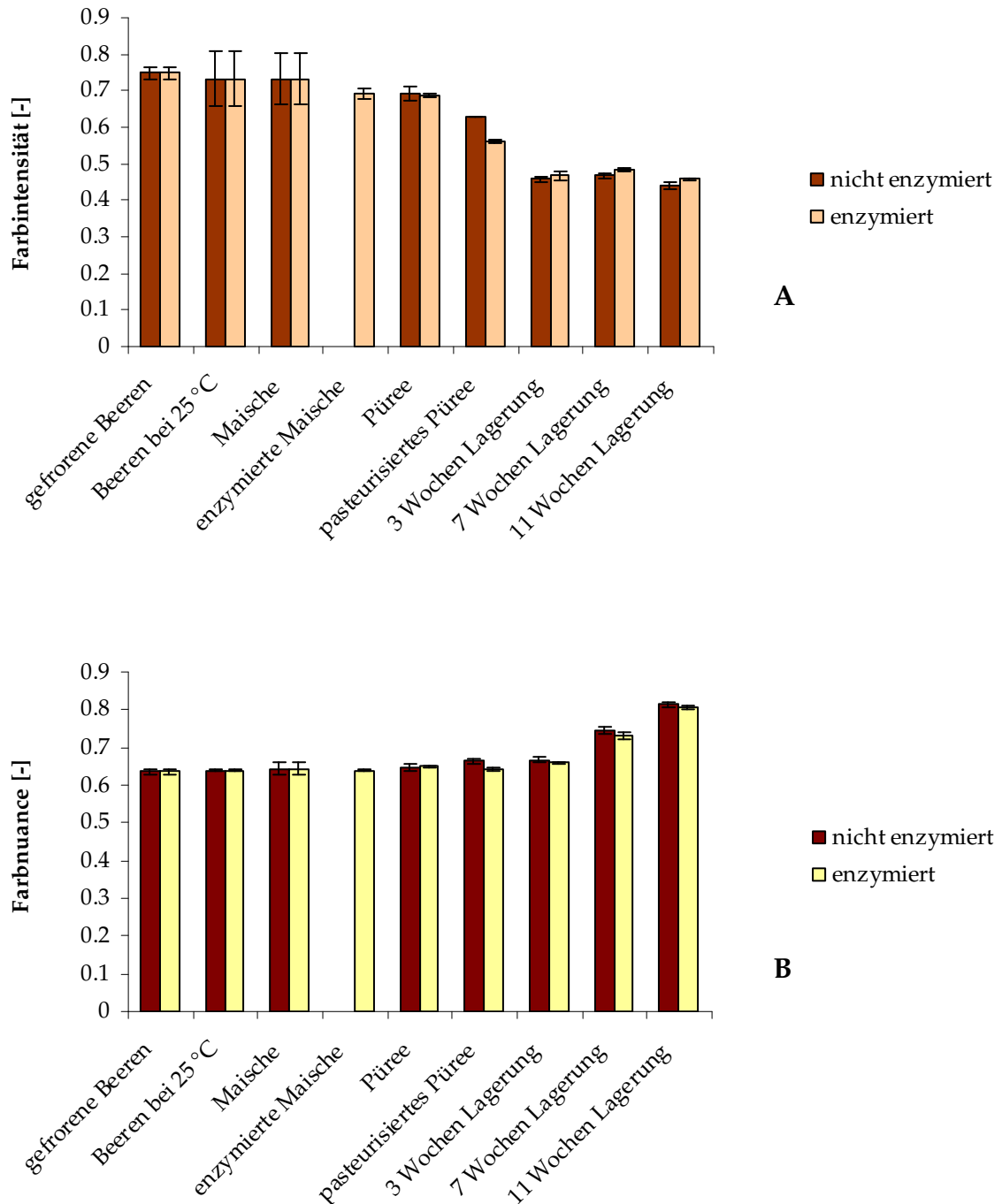


Abbildung 13: Einfluss von Verarbeitung und Lagerung auf die Farbintensität (A) und Farbnuance (B) des Erdbeerpürees

In Abbildung 13 ist eine deutliche Abnahme der Farbintensität v.a. durch die Pasteurisierung (bis zu 18 %) und die ersten Wochen der Lagerung (bis zu 27 %) zu erkennen. Das Verhältnis von Braun- zu Rotkomponenten (Farbnuance) verändert sich hingegen erst nach einer Lagerdauer von 7 Wochen markant zugunsten der Braunkomponenten.

3.2 Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und anschliessende Lagerung

Bei der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft wurden nach jeder Verarbeitungsstufe und nach verschiedenen Lagerzeiten Proben gezogen und auf die Parameter °Brix, Ascorbinsäure, Gesamtsäure, Monomerindex, antioxidative Kapazität, Gesamtphenole, Anthocyane und Farbe untersucht. Nachfolgend sind die Werte der einzelnen Bestimmungen für jeden Verarbeitungsschritt und für 3 unterschiedliche Lagerzeiten (Lagerung bei 8 °C) dargestellt. Die Verarbeitung mit Enzymierung der Maische wird dabei jeweils von derjenigen ohne Enzymierung farblich unterschieden und in der Legende als enzymiert resp. nicht enzymiert angegeben.

Bei der Lagerung werden die 2 Säfte welche mit einer Enzymierung der Maische hergestellt wurden mit der Angabe von „enz.“ in der Legende gekennzeichnet.

3.2.1 °Brix

Abbildung 14 zeigt die Veränderung des Grad Brix während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und während der elfwöchigen Lagerung.

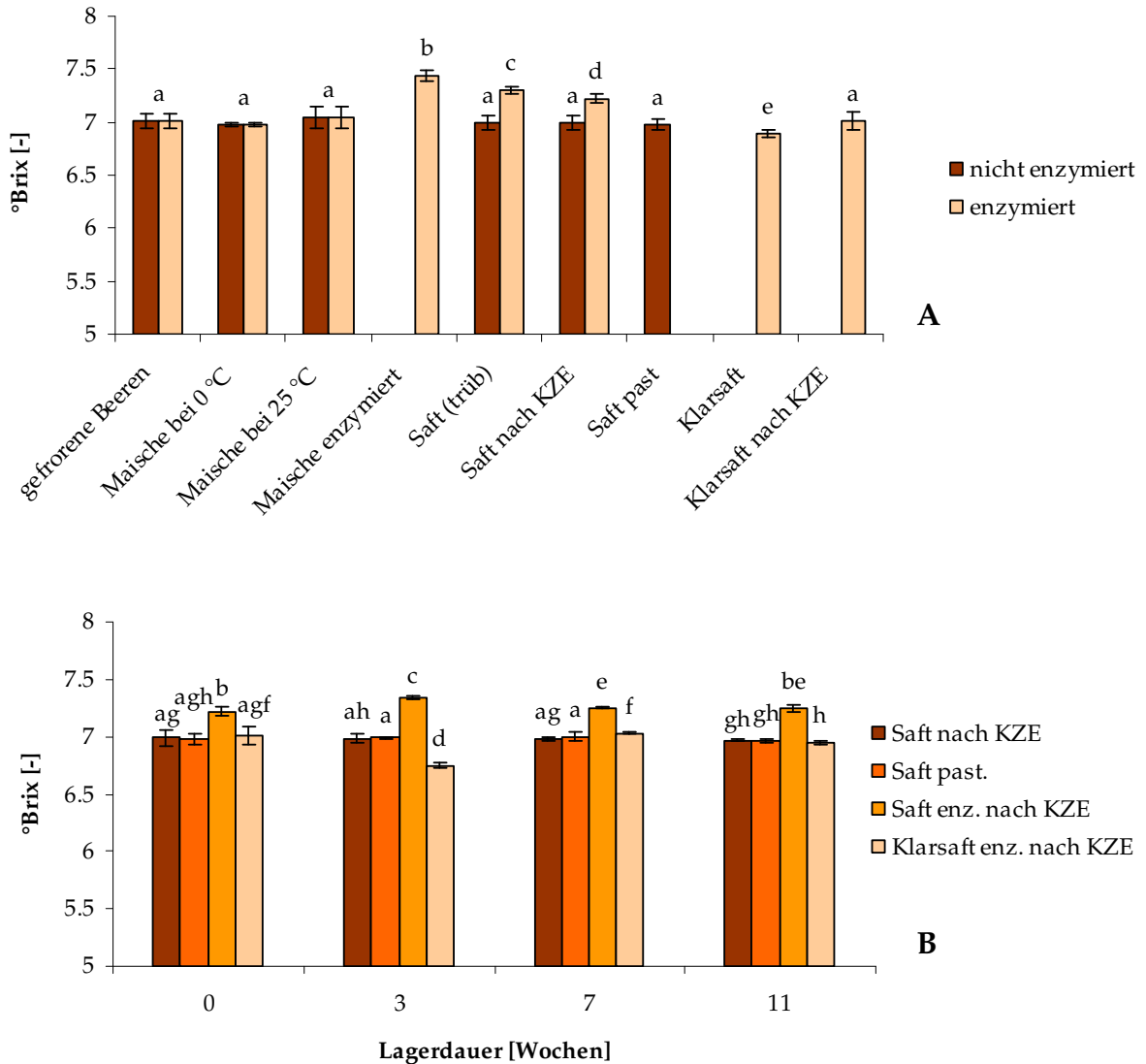


Abbildung 14: Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte (A) und der Lagerung (B) auf den Zuckergehalt (°Brix) des Erdbeersaftes. In einem Balkendiagramm sind Werte mit unterschiedlichen Buchstaben signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Aus Abbildung 14 ist eine signifikante Zunahme des Zuckergehalts des Presssaftes (ca. 4 %) durch die Enzymierung ersichtlich. Eine anschliessende Klärung lässt diesen jedoch wieder auf seinen Anfangsgehalt sinken (A). Der enzymierte, ungeklärte Saft unterscheidet sich somit als einziger signifikant in seinem Zuckergehalt. Eine elfwöchige Lagerung zeigt keinen Einfluss auf die Zuckergehalte der vier Erdbeersäfte (B).

3.2.2 Ascorbinsäure

Die Abnahme des Ascorbinsäuregehaltes über den Verarbeitungs- und Lagerzeitraum ist in Abbildung 15 abgebildet.

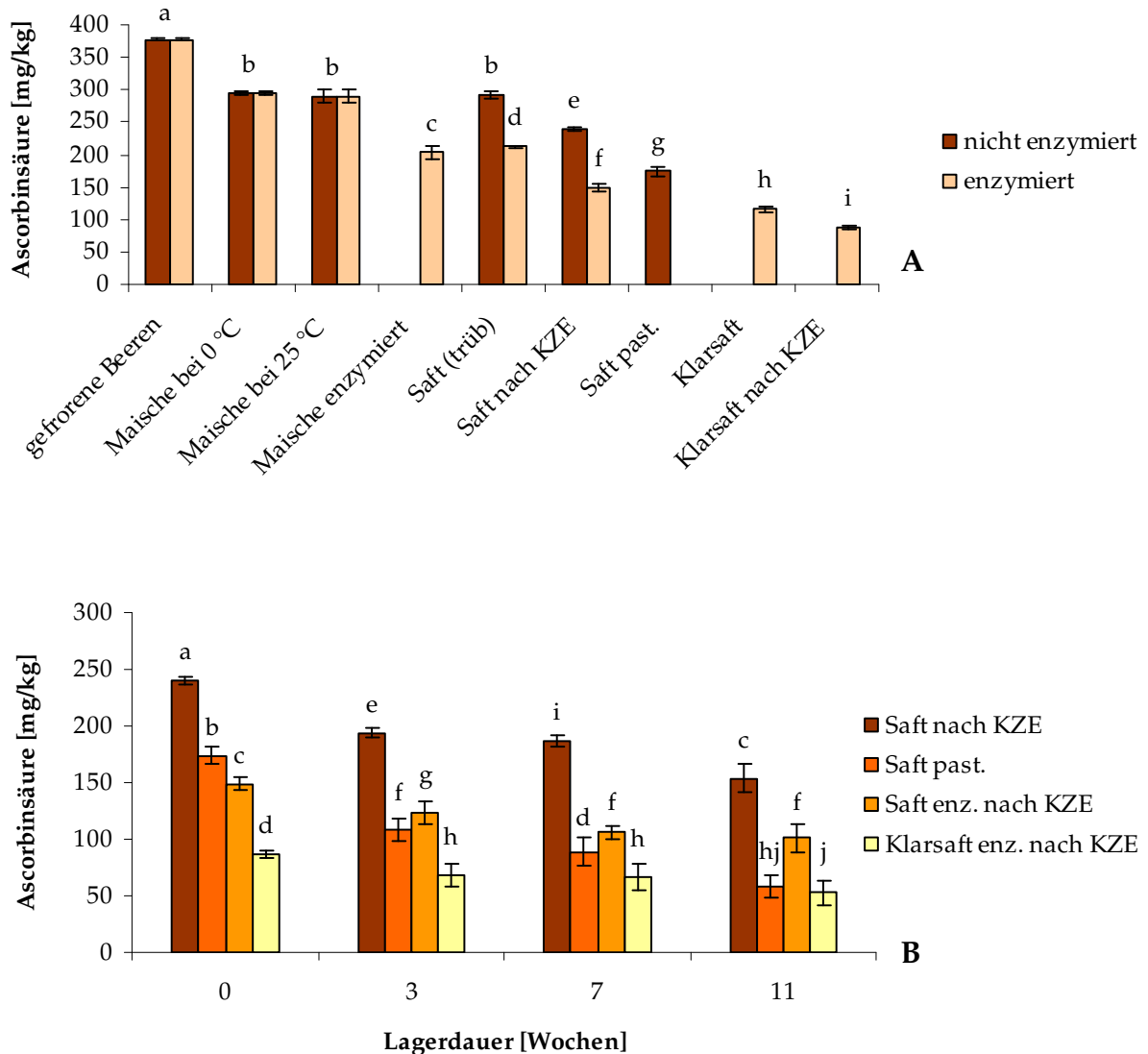


Abbildung 15: Veränderung des Ascorbinsäuregehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft (A) und anschliessender Lagerung (B). In einem Balkendiagramm sind Werte mit unterschiedlichen Buchstaben signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Die verlustreichsten Schritte bei der Safterstellung sind gemäss Abbildung 15 das Auftauen (22 %), die Enzymierung (30 %), die Klärung (45 %) und die Hitzebehandlung. Verschiedene Erhitzungsverfahren ergeben zudem unterschiedlich starke Verluste; eine KZE führt zu Verlusten von 18 bis 30 %, während eine Flaschenpasteurisierung mit einer Abnahme von 40 % deutlich höher liegt.

Auch die elfwöchige Lagerung führt zu grösseren Verlusten, die von 32 bis 66 % reichen.

Nach einem Lagerzeitraum von 11 Wochen sind in den nicht enzymierten Säften noch 41 % (KZE) und 16 % (past.) des Anfangsgehalts der gefrorenen Beeren vorhanden. Bei den beiden Säften mit Maischeenzymierung liegen die Endgehalte an Ascorbinsäure bei 27 % (KZE) und 14 % (KZE und Klärung) des Ausgangswertes.

3.2.3 Gesamtsäure

Die Diagramme in Abbildung 16 zeigen den Gehalt an titrierbaren Säuren in Abhängigkeit der Verarbeitungsstufen und der Lagerung.

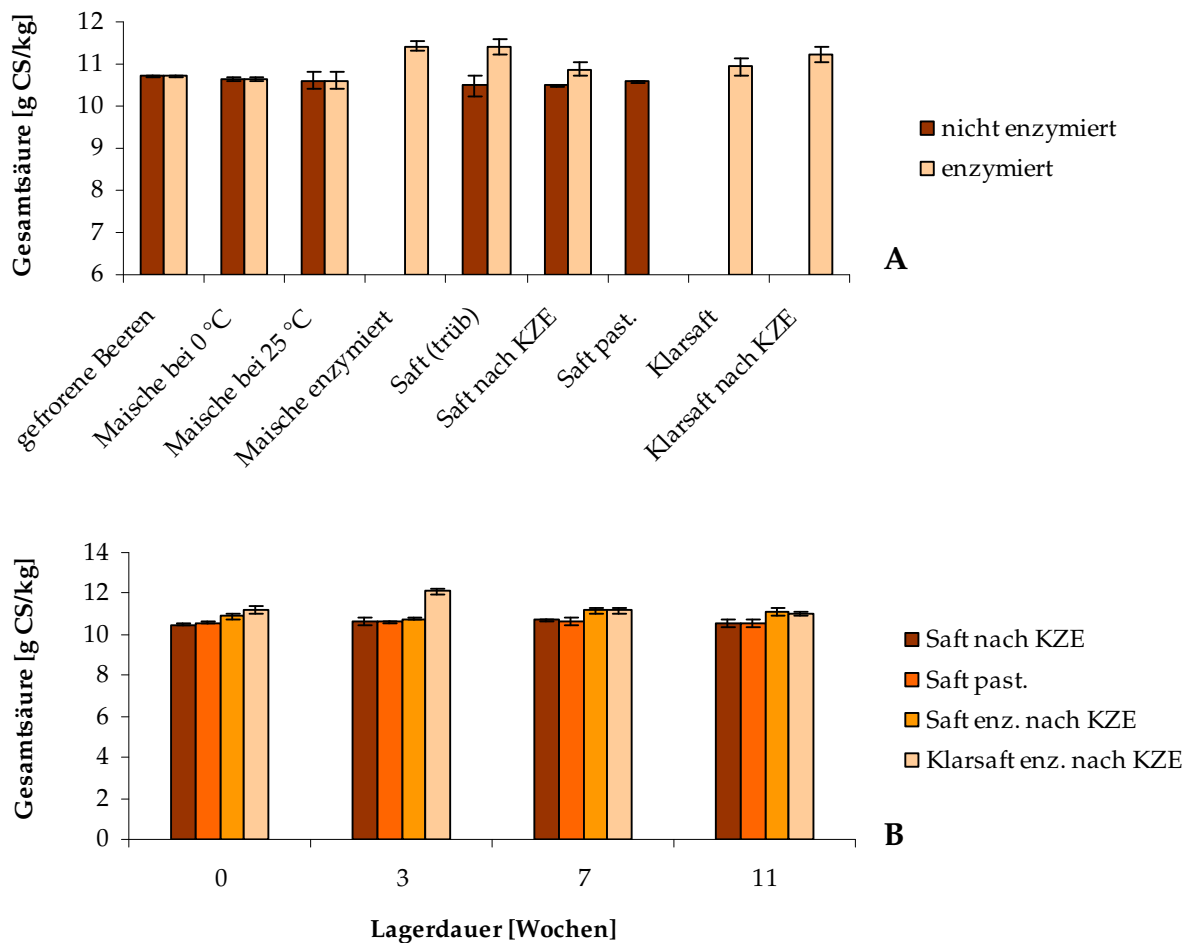


Abbildung 16: Veränderung des Gehalts an titrierbaren Säuren während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft (A) und der anschliessenden Lagerung (B)

Aus Abbildung 16 geht ein deutlicher Anstieg des Säuregehaltes des Presssaftes durch die Enzymierung der Maische hervor (9 % Zunahme). Gegen Ende der elfwöchigen Lagerung betragen die Unterschiede zwischen den enzymierten und nicht enzymierten Säften noch rund 5 %. Die Daten der Gesamtsäure stimmen dabei gut mit den gemessenen pH-Werten überein (siehe Anhang 2)

3.2.4 Antioxidative Kapazität

Abbildung 17 gibt einen Überblick der antioxidativen Kapazität (nach Bestimmungsmethode) während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft.

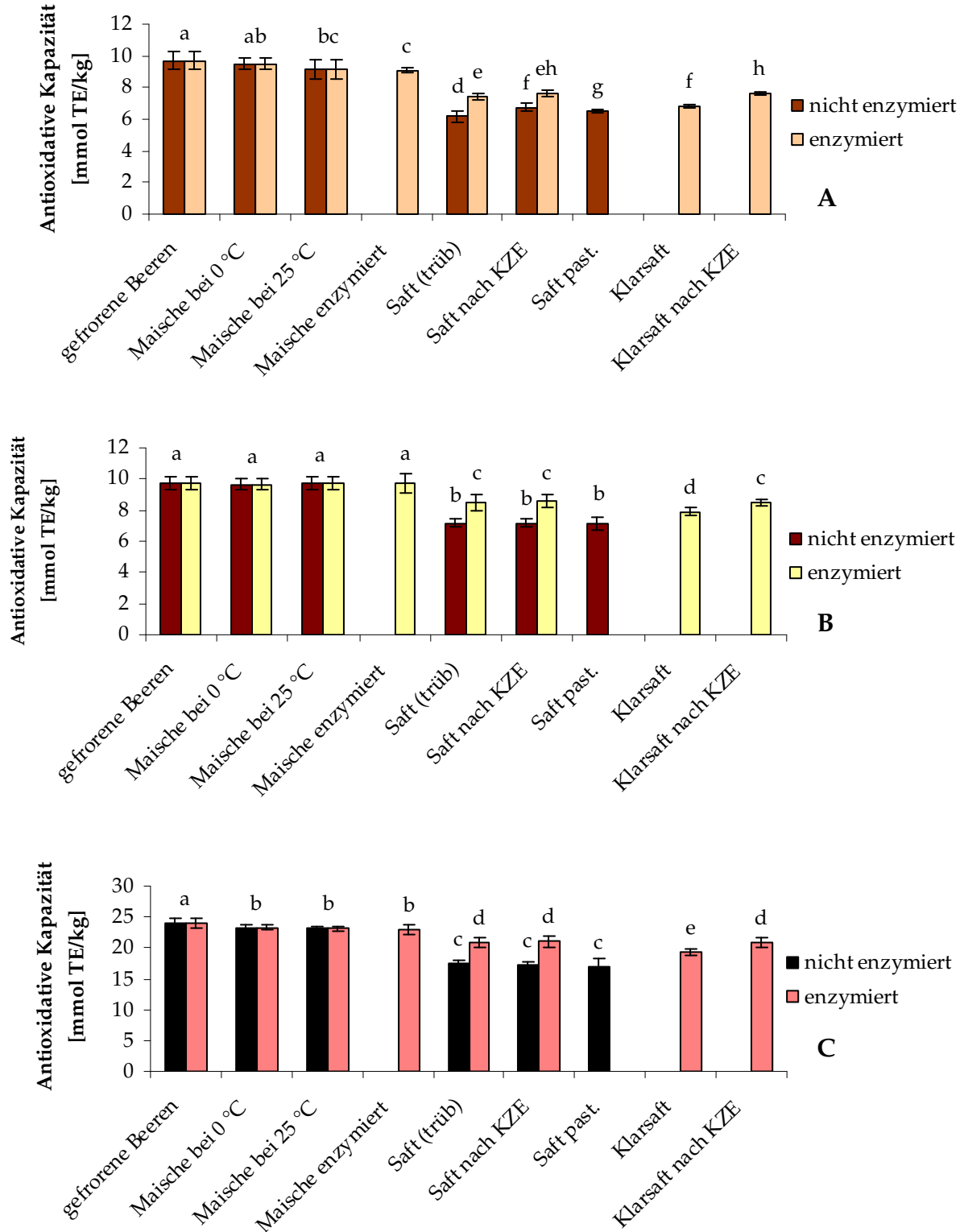


Abbildung 17: Antioxidative Kapazität nach DPPH (A), FRAP (B) und TEAC (C) während der Saftverarbeitung. In einem Balkendiagramm sind Werte mit unterschiedlichen Buchstaben signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Bezüglich antioxidativer Kapazität zeigt Abbildung 17 deutlich, dass durch die Entsaftung ohne vorhergehende Enzymierung der Maische ein starker Verlust von durchschnittlich 28 % auftritt. Eine Maischeenzymierung senkt diesen Verlust auf durchschnittliche 13 %. Die Erhitzung der drei trüben Säfte hingegen hat bei der FRAP- sowie auch der TEAC-Methode keine signifikanten Auswirkungen. Einzig bei der DPPH-Methode zeigt sich eine klare Zunahme bei den beiden nicht enzymierten Säften (rund 10 % durch KZE und 6 % durch past.). Alle drei Methoden zeigen zudem eine signifikante Zunahme der antioxidativen Kapazität des Klarsaftes durch die KZE (12 % mit DPPH, 8 % mit FRAP und TEAC). Die Klärung selbst hingegen lässt die antioxidative Kapazität signifikant um ca. 8 % sinken.

Der Einfluss einer elfwöchigen Lagerung auf die antioxidative Kapazität ist in nachstehender Abbildung 18 nach Bestimmungsmethode wiedergegeben.

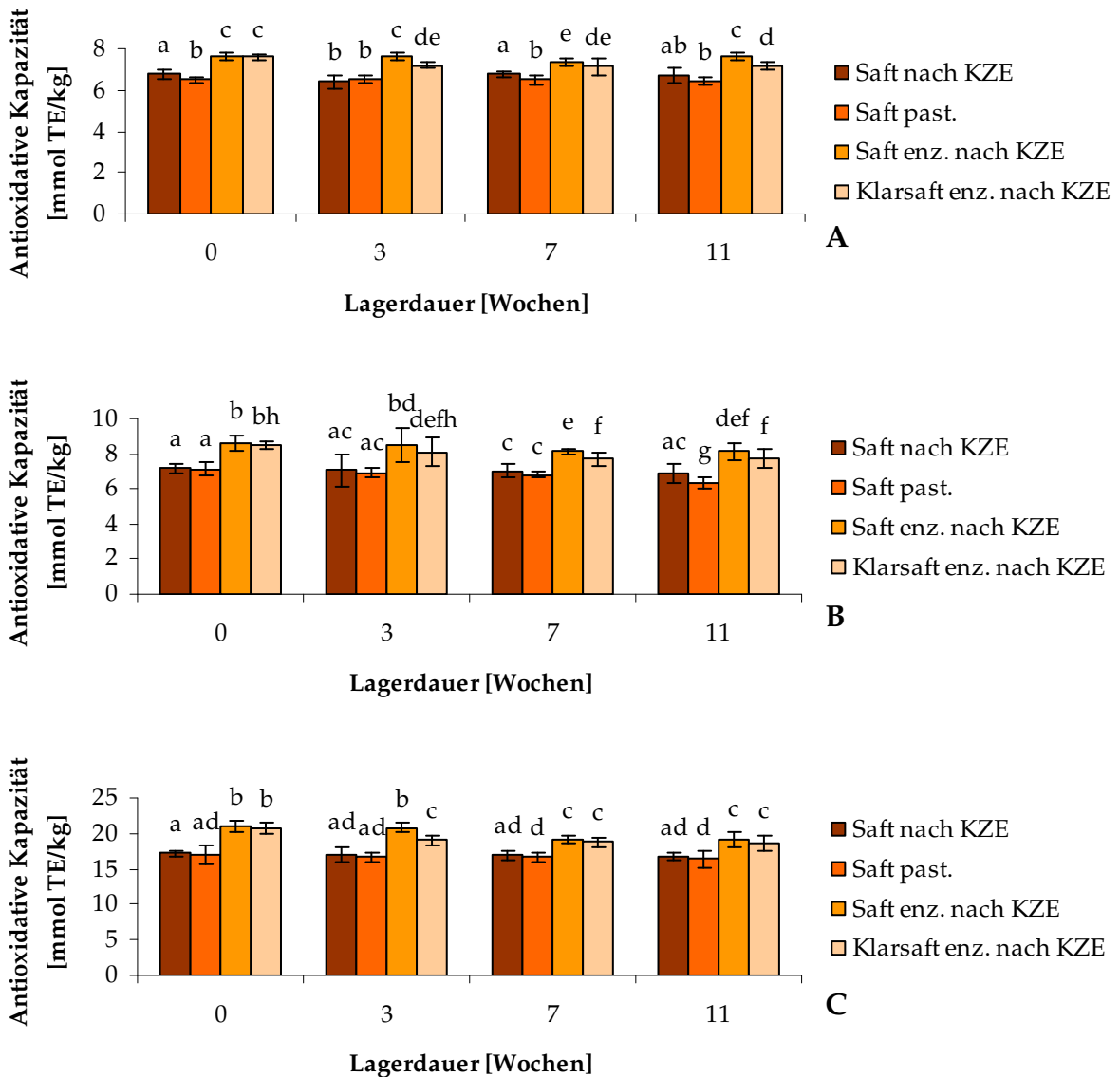


Abbildung 18: Antioxidative Kapazität nach DPPH (A), FRAP (B) und TEAC (C) während der elfwöchigen Lagerung. In einem Balkendiagramm sind Werte mit unterschiedlichen Buchstaben signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

In Abbildung 18 sind teils Schwankungen der Messwerte während der elfwöchigen Lagerung ersichtlich, generell lässt sich die Tendenz einer leichten Abnahme der antioxidativen Kapazität erkennen. Bei den Messungen mittels DPPH-Methode zeigt sich einzig beim Klarsaft eine signifikante Abnahme, mit der FRAP-Methode lässt sich zusätzlich auch beim past. Saft sowie beim enzymierten, trüben Saft eine signifikante Abnahme über die 11 Wochen erkennen. Die TEAC-Messwerte zeigen signifikante Verluste der antioxidativen Kapazität bei den beiden enzymierten Säften. Die stärksten Verluste über 11 Wochen zeigen sich beim past. Saft mit 11 % (FRAP), beim Klarsaft mit 10% (TEAC) und beim enzymierten, trüben Saft mit 9 % (TEAC). Keine der Methoden verzeichnet hingegen eine signifikante Veränderung des nicht enzymierten, kurzzeiterhitzten Saftes.

3.2.5 Gesamtphenole

Nachstehende Abbildung 19 stellt die Veränderungen des Gesamtphenolgehalts nach Folin-Ciocalteu während Verarbeitung und Lagerung dar.

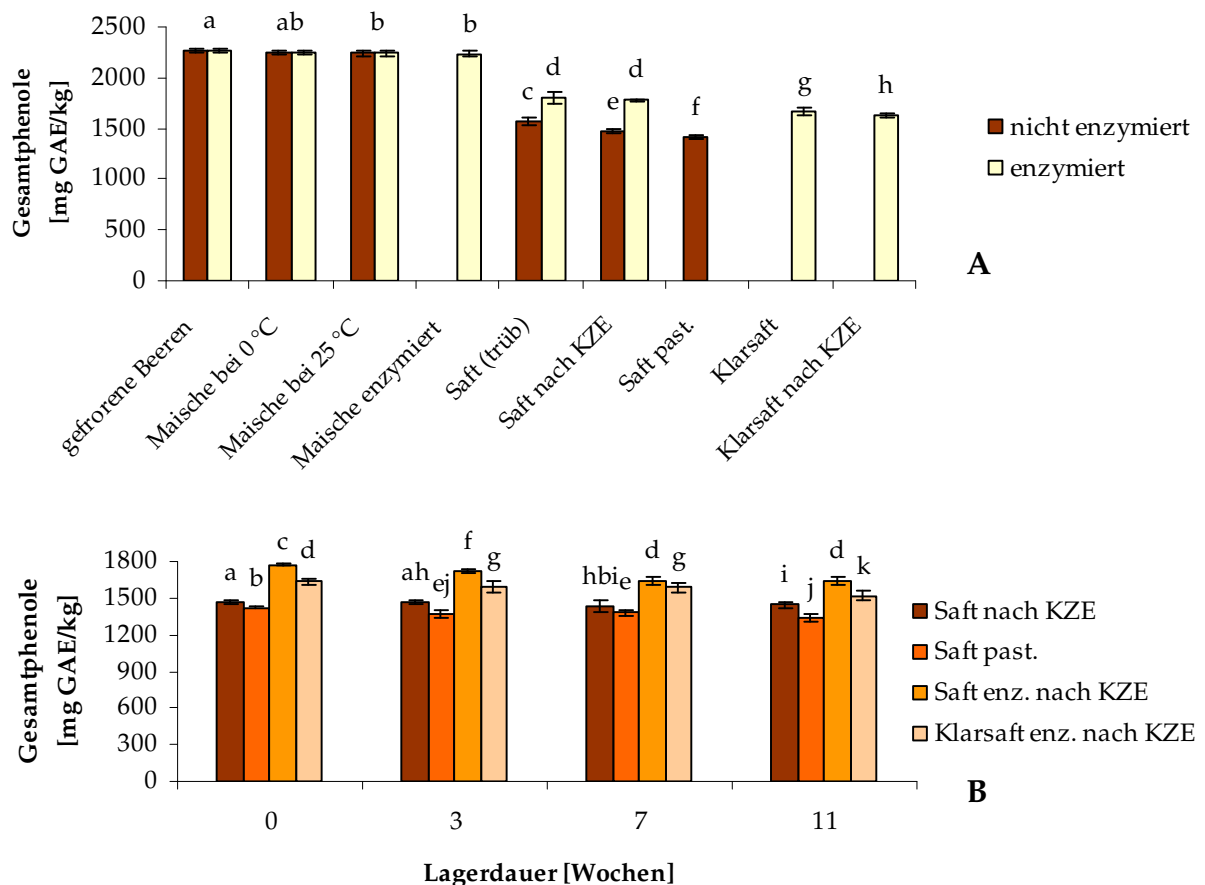


Abbildung 19: Veränderung des Gesamtphenolgehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft (A) und der anschliessenden Lagerung (B). In einem Balkendiagramm sind Werte mit unterschiedlichen Buchstaben signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Abbildung 19 lässt erkennen, dass eine Entsaftung ohne Enzymierung der Maische zu einem beträchtlichen Verlust an Gesamtphenolen (30 %) führt. Eine Maischeenzymierung vor der Entsaftung senkt diesen um gut einen Drittel auf 19 %. Die Hitzebehandlung wirkt sich nur auf den Gesamtphenolgehalt der nicht enzymierten Säfte (6 % Verlust durch KZE und 10 % durch past.) und des Klarsaftes (2 % Verlust durch KZE) signifikant aus. Die Klärung vermindert den Gesamtphenolgehalt zudem um gute 8 %.

Während der elfwöchigen Lagerdauer nimmt der Gesamtphenolgehalt relativ konstant um weitere 2 bis 8 % ab, der Endgehalt nach Lagerung der Säfte beträgt minimal 59 % (past. Saft) bis maximal 72 % (enz. Saft ohne Klärung) des Ausgangsgehaltes der gefrorenen Erdbeeren.

3.2.6 Anthocyane

Der Anthocyangehalt (berechnet als Pelargonidin-3-glucosid) zeigt in Abhängigkeit von Verarbeitung und der Lagerung folgendes Bild:

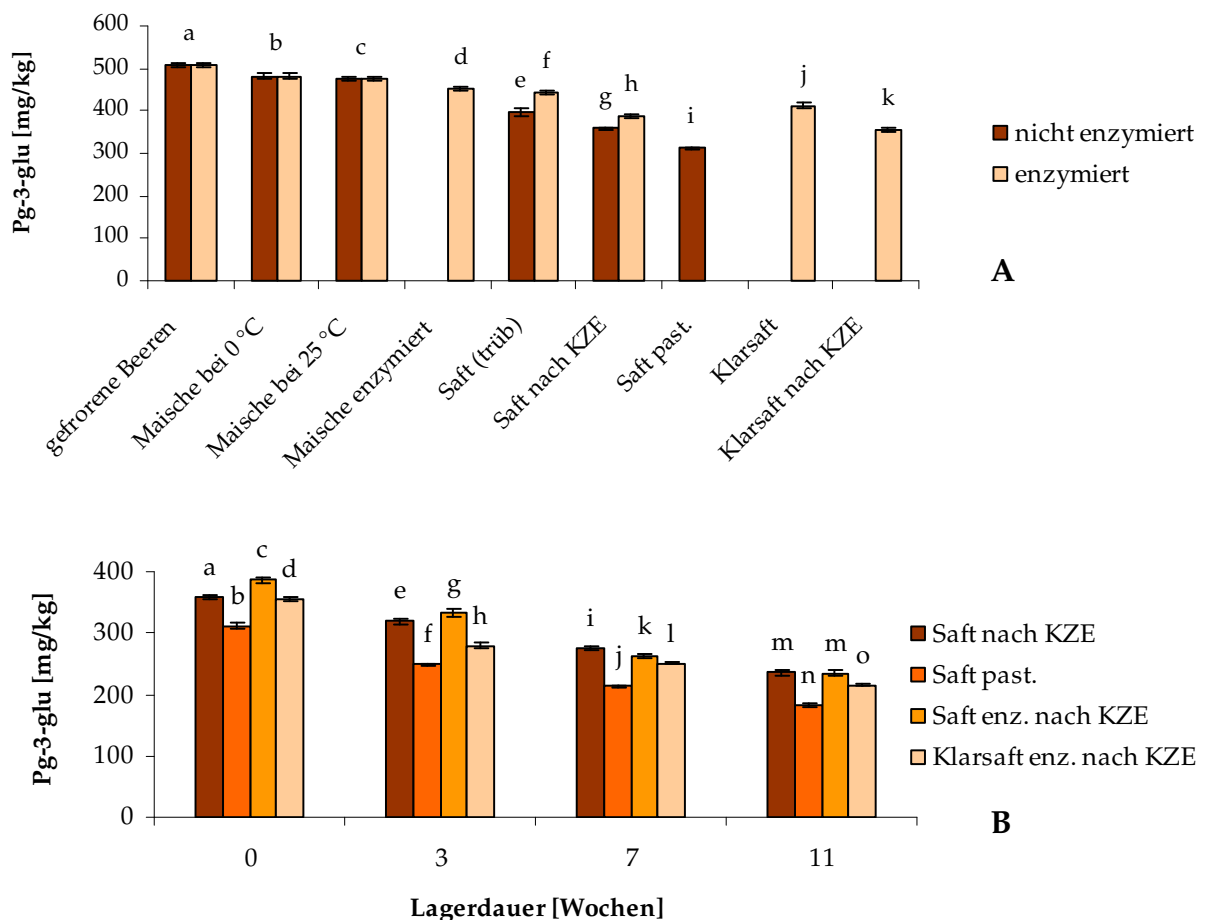


Abbildung 20: Veränderung des Anthocyangehaltes während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft (A) und der anschliessenden Lagerung (B). In einem Balkendiagramm sind Werte mit unterschiedlichen Buchstaben signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Auch auf den Gehalt an Anthocyanen wirkt sich eine Enzymierung der Maische stark positiv aus, wie in Abbildung 20 deutlich zu erkennen ist. Der Verlust durch Entsaftung kann dadurch von 17 % auf ca. 3 % gesenkt werden. Die grösste Abnahme an Anthocyanen von 21 % entsteht jedoch aufgrund der Pasteurisierung, eine KZE führt zu etwas milderen Verlusten von 9 % (trüber Saft), 12 % (enz. trüber Saft) und 14 % (Klarsaft). Die Klärung bedingt einen Verlust von 7 %. Durch die 11 Wochen Lagerung entsteht ebenfalls ein beträchtlicher Verlust von durchschnittlich 39 %. Bei der Verarbeitung bewirkt jede einzelne Etappe einen signifikanten Anthocyanverlust, und auch eine dreiwöchige Lagerung lässt ihren Gehalt bereits signifikant sinken. Dadurch finden sich noch durchschnittlich 43 % der ursprünglichen Anthocyane (der gefrorenen Beeren) nach der elfwöchigen Lagerung im Endprodukt wieder.

3.2.7 Monomerindex

Die Veränderungen der monomeren und polymeren Anthocyane während der Verarbeitung sind in Abbildung 21 wiedergegeben.

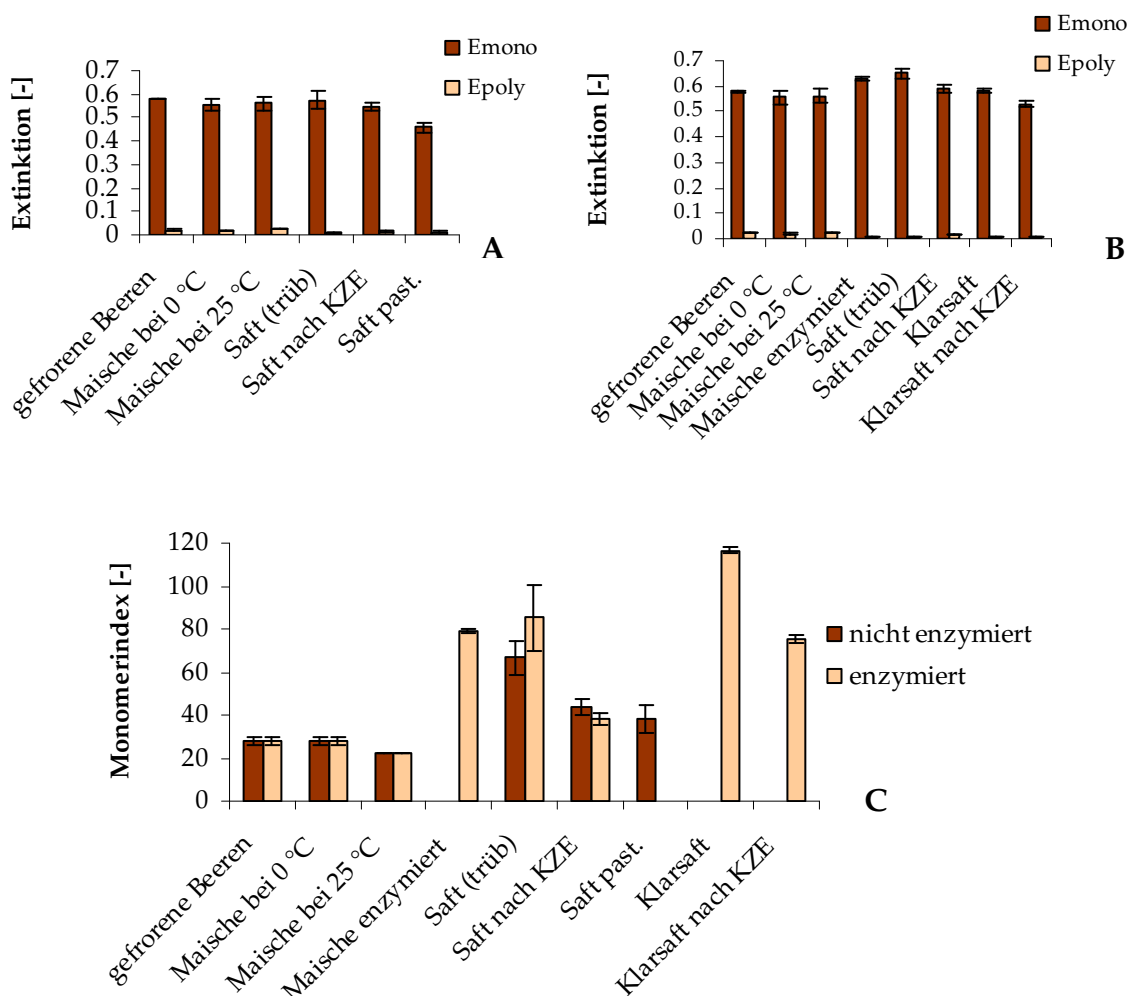


Abbildung 21: Einfluss der einzelnen Verarbeitungsschritte auf die Extinktionen der monomeren (E_{mono}) und der polymeren (E_{Poly}) Anthocyane im nicht enzymierten (A) und enzymierten (B) Erdbeersaft sowie die entsprechenden Monomerindices (C)

Die Diagramme A und B aus Abbildung 21 zeigen, dass Enzymierung und Entsaftung zu einem Anstieg der monomeren und einer gleichzeitigen Abnahme der polymeren Anthocyane führen. Dadurch steigt der Monomerindex des Presssaftes sprunghaft an (Grafik C). Auch die Klärung des Saftes führt zu einer Reduktion der polymeren Anthocyane (B), was den Monomerindex zusätzlich beträchtlich ansteigen lässt. Erhitzungen verändern das Verhältnis der monomeren zu den polymeren Anthocyanen stark zu Gunsten der polymeren, was den Monomerindex wieder deutlich sinken lässt. Der Monomerindex des erhitzten Klarsafts liegt knapp doppelt so hoch wie jener der andern drei Säfte.

Die Veränderungen der mono- und polymeren Anthocyane während der Lagerung sind in Abbildung 22 wiedergegeben.

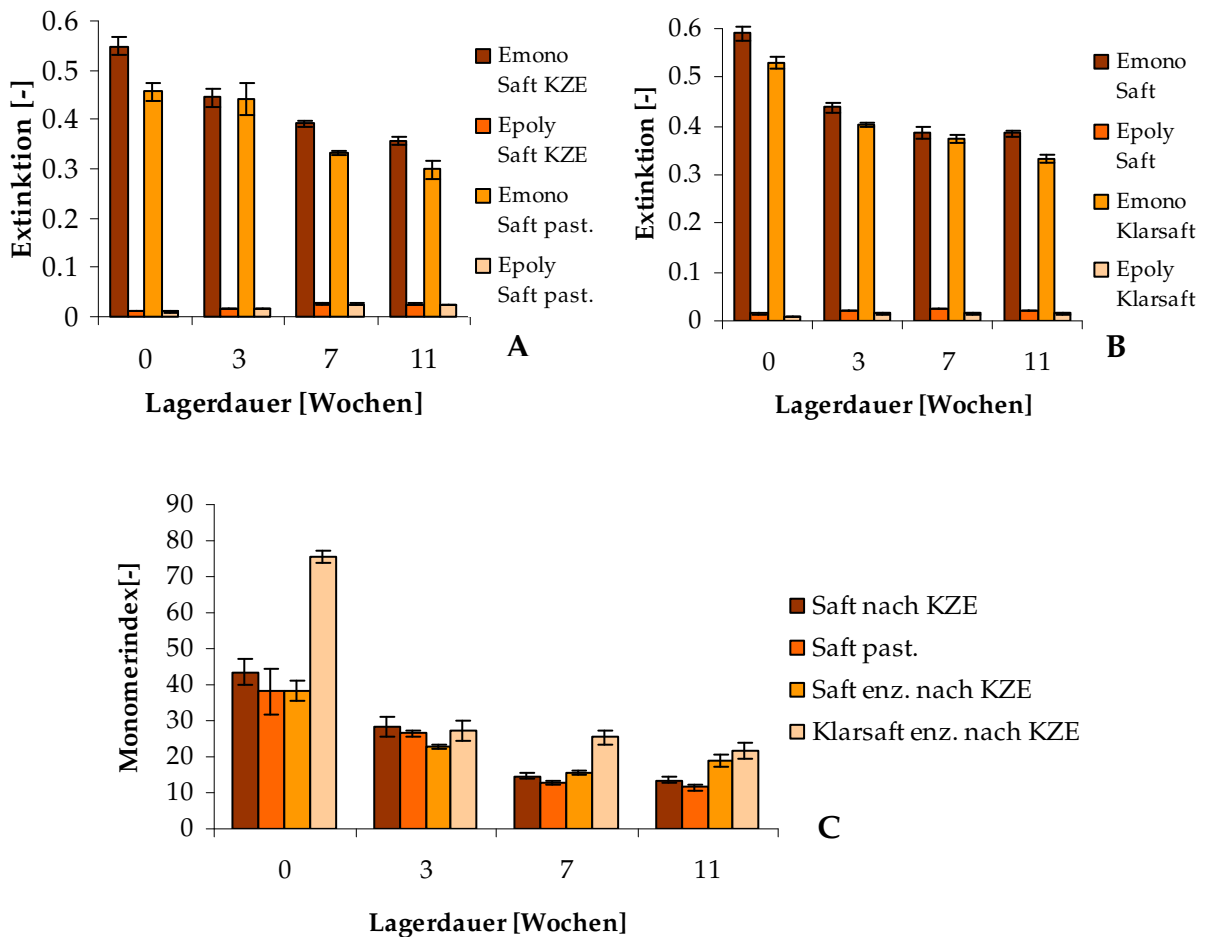


Abbildung 22: Einfluss der elfwöchigen Lagerung auf die Extinktionen der monomeren (E_{mono}) und der polymeren (E_{poly}) Anthocyane im nicht enzymierten (A) und enzymierten (B) Erdbeersaft sowie die entsprechenden Monomerindices (C)

Abbildung 22 zeigt eine stetige Abnahme der monomeren Anthocyane, während die polymeren leicht steigen. Dies führt zur Senkung des Monomerindex wobei sich die Werte der vier Säfte leicht angleichen. Der grösste Unterschied (zwischen past. Saft und Klarsaft) liegt dennoch bei einem Faktor zwei.

3.2.8 Farbe

In Abbildung 23 sind die Farbspektren (280-770 nm) der Erdbeersäfte während der Verarbeitung wiedergegeben.

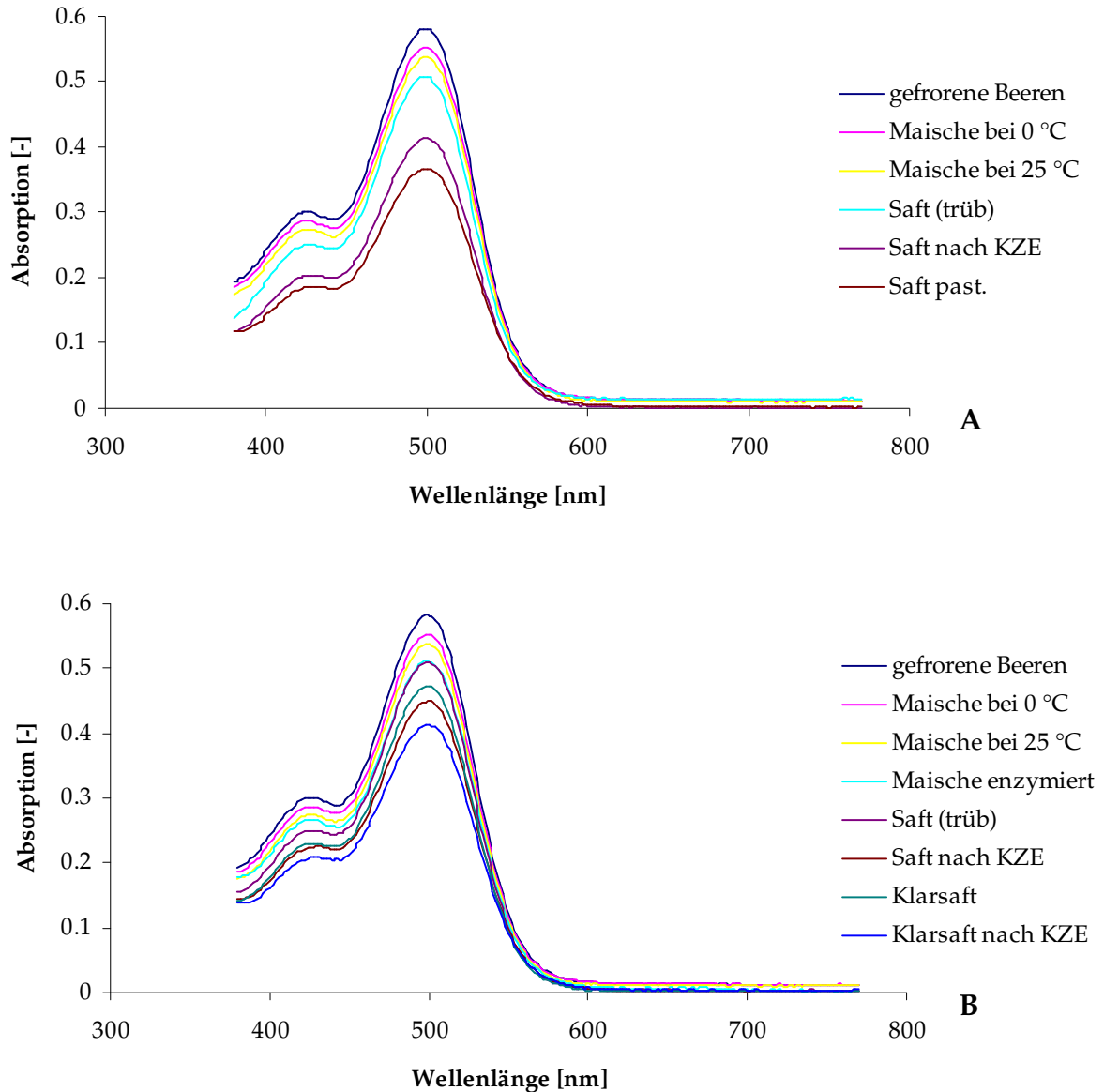


Abbildung 23: Farbspektren des nicht enzymierten (A) und des enzymierten Saftes (B) während der Verarbeitung

In Abbildung 23 A ist eine starke Abnahme der Absorptionen im Bereich der roten Komponenten bei einer Wellenlänge von 520 nm zu erkennen, verursacht durch Pasteurisierung resp. KZE. Die Pasteurisierung bedingt dabei gegenüber der KZE eine deutlich stärkere Farbabnahme. Die enzymierten Säfte in Grafik B zeigen bei der Erhitzung ein ähnliches Bild wie die KZE in Grafik A. Die Enzymierung der Maische führt zu einem zusätzlichen Farbverlust, dafür ergibt sich keine Abnahme der Farbe im Presssaft. Auch die Klärung wirkt sich negativ auf die Farbe des Erdbeersaftes aus.

Die Farbspektren (280-770 nm) der Erdbeersäfte während der elfwöchigen Lagerung sind in untenstehender Abbildung 24 wiedergegeben.

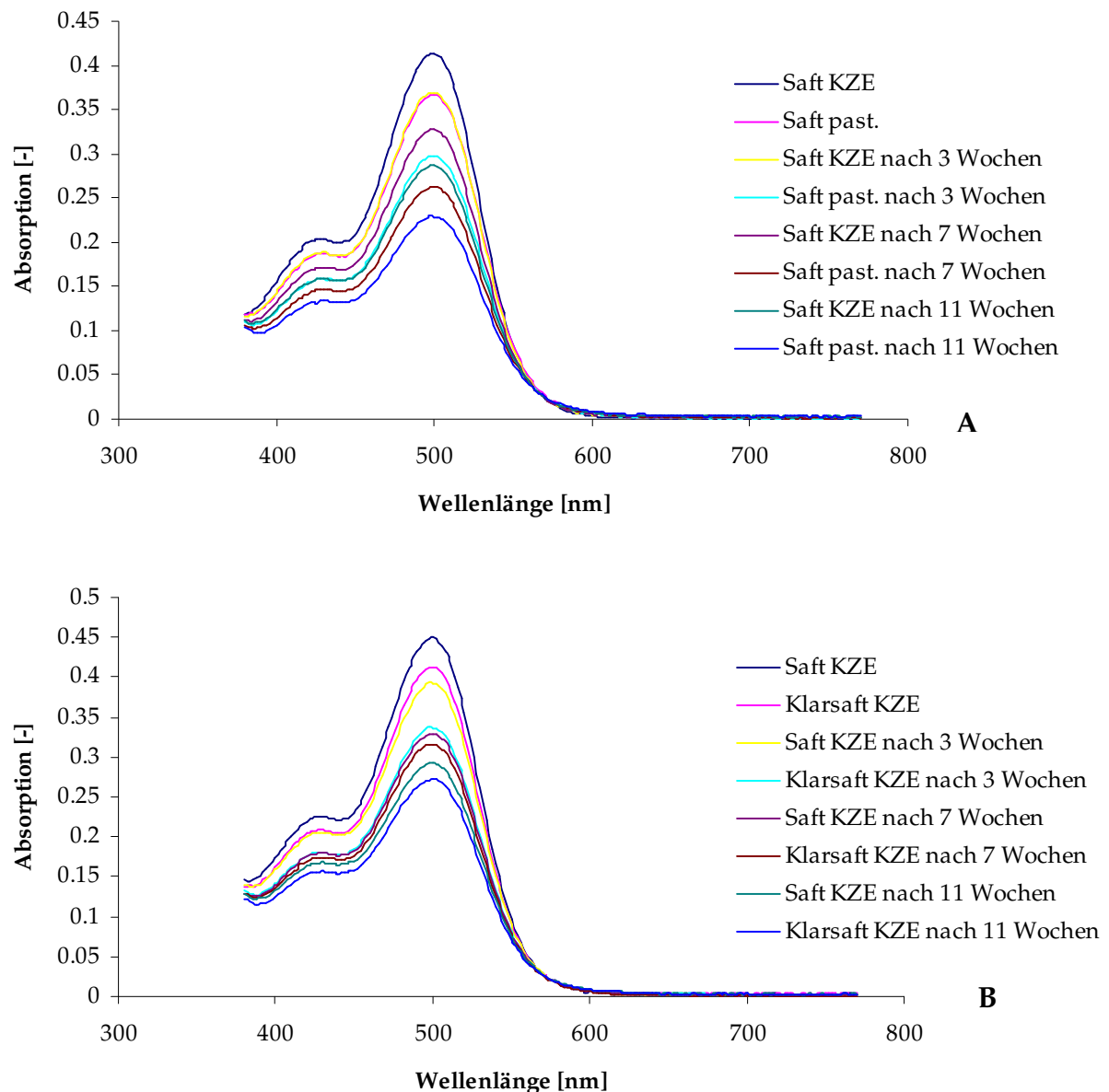


Abbildung 24: Farbspektren des nicht enzymierten (A) und des enzymierten Saftes (B) während der elfwöchigen Lagerung

Eine Lagerung von wenigen Wochen wirkt sich bereits deutlich auf die Farbe der einzelnen Säfte aus, wie Abbildung 24 zeigt. Die Farbabnahme verläuft dabei bei allen vier Säften relativ schnell und konstant.

Nach Verarbeitung und Lagerung ist im trüben, enzymierten Saft noch der grösste Anteil an roten Farbpigmenten vorhanden. Der Klarsaft weist trotz Schönung und Filtration noch einen höheren Gehalt an roten Farbkomponenten auf als der past. Saft.

Die Werte der Farbintensität zeigen ein sehr ähnliches Bild wie aus Abbildung 25 ersichtlich ist.

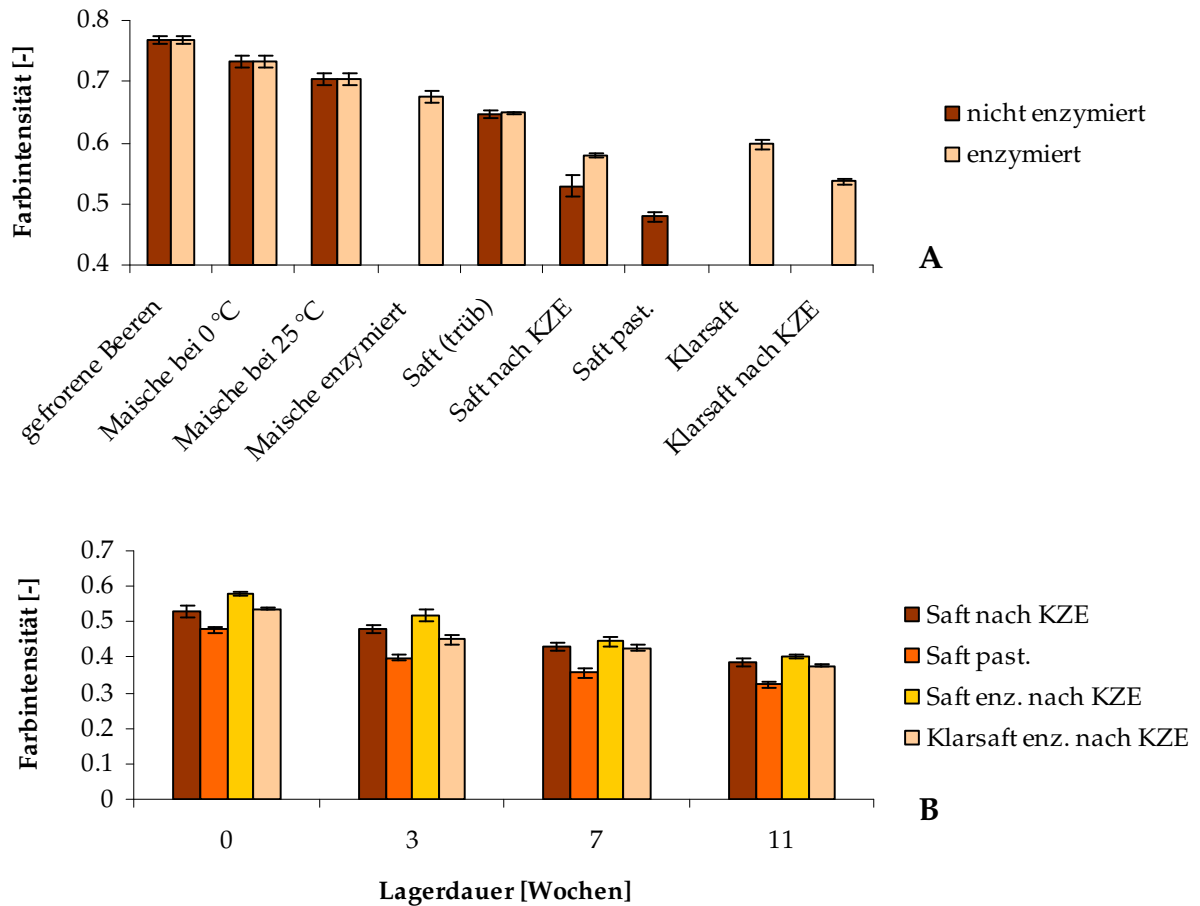


Abbildung 25: Einfluss der Verarbeitung (A) und Lagerung (B) auf die Farbintensität des Erdbeersaftes

Abbildung 25 zeigt eine fortschreitende Abnahme der Farbintensität mit der Anzahl Verarbeitungsschritte. Besonders deutlich treten Pasteurisierung (26 % Abnahme) und KZE (18 % Saft nicht enz., 11 % Saft enz. und 10 % Klarsaft) hervor. Aber auch die Klärung führt zu 8 % Verlusten. Die Lagerung verzeichnet eine konstante, wenn auch weniger ausgeprägte Abnahme der Farbstärke. Nach 11 Wochen Lagerung weisen die kurzzeiterhitzten Säfte noch rund die Hälfte und der past. Saft noch ca. 42% der Ausgangsfarbe der gefrorenen Beeren auf.

Das Verhältnis von Braun- zu Rotkomponenten (Farbnuance) während der Verarbeitung und Lagerung ist in Abbildung 26 wiedergegeben.

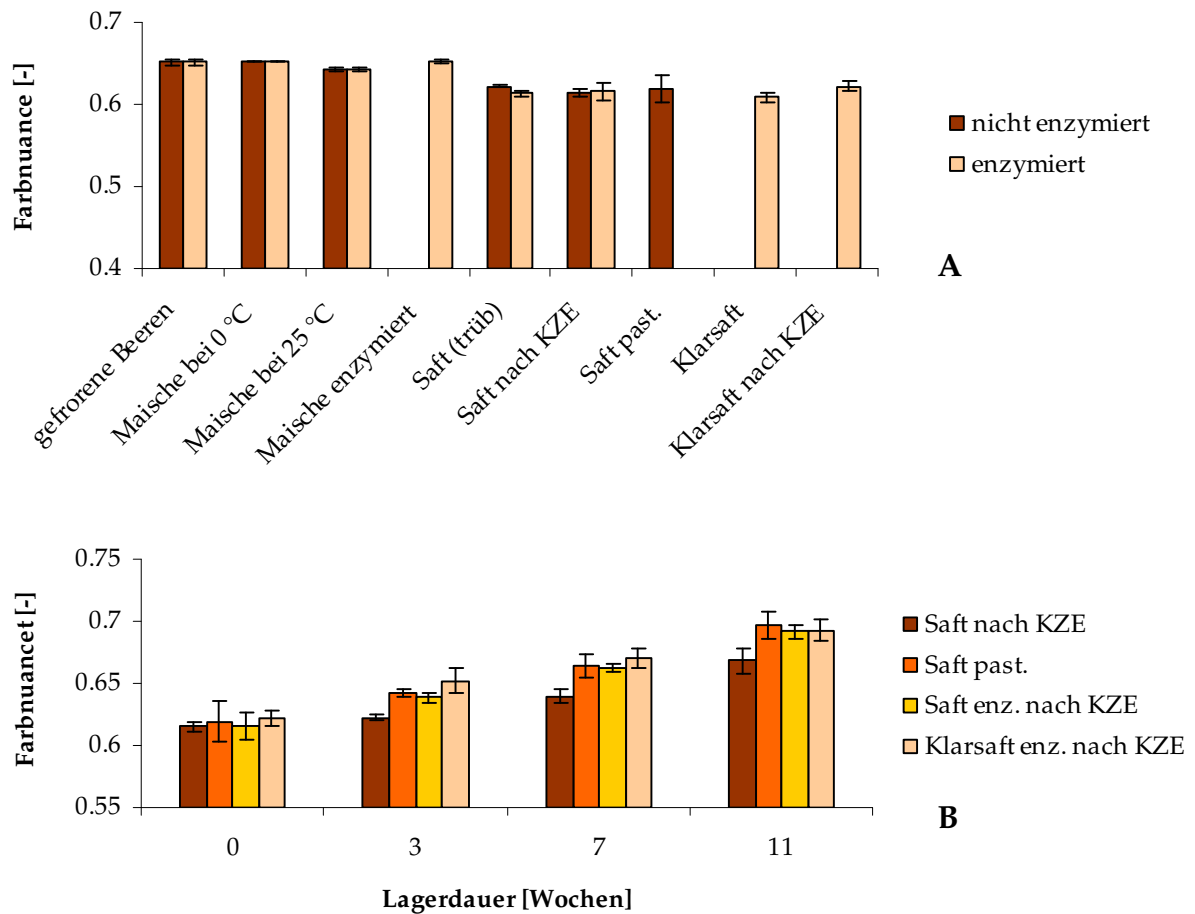


Abbildung 26: Einfluss der Verarbeitung (A) und Lagerung (B) auf die Farbnuance des Erdbeersaftes

Abbildung 26 A lässt erkennen, dass sich bei der Entsaftung und Klärung das Verhältnis von Braun- zu Rotkomponenten (Farbnuance) zu Gunsten der roten Pigmente ändert. Die anschliessende Erhitzung lässt den Wert der Farbnuance hingegen wieder ansteigen.

Eine Veränderung der Farbnuance ist während der Lagerung (Grafik B) zu erkennen. Die roten Komponenten nehmen im Vergleich zu den braunen stärker ab (siehe Abbildung 24) was die Farbnuance mit fortschreitender Lagerdauer ansteigen lässt. Durch die Abnahme der Farbnuance bei der Entsaftung findet über den gesamten Verarbeitungs- und Lagerzeitraum nur ein mittlerer Anstieg der Farbnuance um 2 % (Saft KZE), 6 % (enz. Säfte) und 7 % (past. Saft) statt.

3.3 Vergleich der verschiedenen Methoden zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität

Die drei zur Quantifizierung der antioxidativen Kapazität verwendeten Methoden (DPPH, FRAP und TEAC) ergaben teils sehr unterschiedliche Werte, weisen aber eine gute Korrelation untereinander sowie auch mit den Messdaten der Gesamtphenole nach Folin-Ciocalteu auf. Die einzelnen Korrelationsgeraden sind in Abbildung 27 dargestellt.

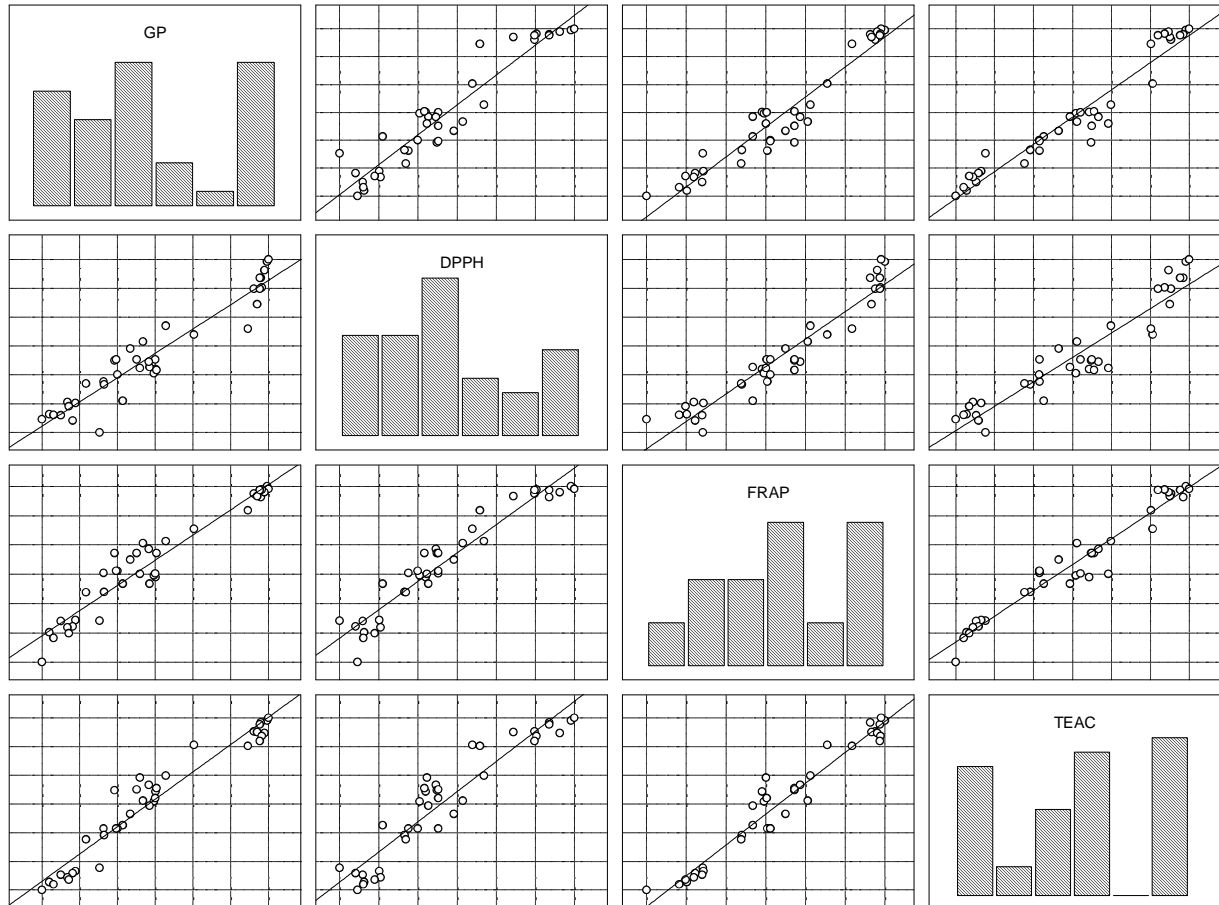


Abbildung 27: Korrelationsgeraden zwischen den mittels DPPH-, FRAP-, TEAC- und FC-Methode gemessenen Werten. In einem Diagramm werden jeweils die Messwerte der sich (in Bezug auf die Ordinate und Abszisse) auf gleicher Höhe befindenden Methoden gegeneinander aufgetragen. In den Histogrammen wird die Häufigkeit der Datenpunkte pro Abszissenabschnitt wiedergegeben

Aus Abbildung 27 ist ersichtlich, dass zwischen den Messdaten aller vier Methoden (DPPH, FRAP, TEAC, FC) eine eindeutige Korrelation besteht. Die einzelnen Korrelationskoeffizienten sind der untenstehenden Tabelle zu entnehmen.

Tabelle 2: Korrelationskoeffizienten zwischen den mittels DPPH-, FRAP-, TEAC- und FC-Methode gemessenen Werten

Bestimmungsmethode	TEAC	FC	DPPH
FC	0.9325		
DPPH	0.8885	0.9028	
FRAP	0.9481	0.9262	0.9211

Die in Tabelle 2 wiedergegebenen Korrelationskoeffizienten zeigen unterschiedlich gute Korrelationen zwischen den jeweiligen Methoden. Die beste Korrelation besteht dabei zwischen der TEAC- und der FRAP-Methode; TEAC und DPPH weisen den tiefsten Koeffizienten auf.

4 Diskussion

Der Gehalt von Säften und Pürees an wertgebenden Inhaltsstoffen wie Vitaminen und Phenolen hängt vorwiegend von der Frucht selbst, aber auch von der Sorte und weiteren Faktoren wie Anbaubedingungen und Reife ab [10, 14, 15]. Auch Verarbeitung und Lagerung haben Auswirkungen auf den Endgehalt dieser Substanzen im Produkt, sie können aber den ursprünglichen Gehalt im besten Falle erhalten, nicht aber steigern [12]. Somit ist die Grundvoraussetzung zur Herstellung eines hochwertigen Produktes die Auswahl geeigneter Rohware.

Die in der vorliegenden Arbeit verarbeiteten Erdbeeren der Sorte Senga wurden nach der Ernte eingefroren und bis zur Verarbeitung tiefgekühlt gelagert. Es waren vermehrt unausgereifte Früchte darunter, die erst eine leicht rötliche Farbe aufwiesen. Sie verzeichneten mit rund 390 mg/kg einen eher tiefen Gehalt an Vitamin C, der für Erdbeeren im Durchschnitt bei 650 mg /kg liegt [25]. Wie eine Studie von Sahari et al. [46] zeigt, kann jedoch der Ascorbinsäuregehalt über einen Lagerzeitraum von 3 Monaten in Abhängigkeit der Temperatur noch unterschiedlich stark abnehmen (von 9 % bei -4 °C, 11 % bei -18 °C bis 65 % bei -12 °C). Der Säuregehalt lag mit 11 g/kg (berechnet als Citronensäure) eher im oberen, der Zuckergehalt mit 7 °Brix eher im unteren Bereich der für Erdbeeren üblichen Werte [9, 25]. Auch wenn in der Literatur Bestimmungen des Phenol- und Anthocyangehalts sowie der antioxidativen Kapazität mit denselben Methoden für Erdbeeren zu finden sind, ist ein Vergleich aufgrund unterschiedlicher Extraktionsmittel dennoch nur bedingt möglich. Der Gehalt an Gesamtphenolen liegt mit 2260 mg GAE/kg im mittleren Bereich der in der Literatur zu findenden Werte von 1600 – 2800 mg GAE/kg [14, 15]. Auch der Anthocyangehalt weist mit 500 mg Pg-3-glu/kg den Mittelwert der Literaturdaten von 200 - 900 mg Pg-3-glu für Erdbeeren verschiedener Sorten auf [33, 34, 36]. Die mittels TEAC-Methode bestimmte antioxidative Kapazität von 24 mmol TE/kg liegt hingegen im oberen Bereich der an der Forschungsanstalt Geisenheim gefundenen Werte von 15 – 25 mmol TE /kg. Ein erstes Steigerungspotential für die erwähnten Inhaltsstoffe zeigt sich somit einerseits durch die Auswahl von Früchten mit höheren Gehalten an Ascorbinsäure, Phenolen und Anthocyanen, was beispielsweise durch die Auswahl bestimmter Sorten und Anbaubedingungen erreicht werden könnte, aber v.a. auch durch Reife- und Lagertemperaturkontrollen.

4.1 Einfluss der Verarbeitungstechnik

Die erhaltenen Resultate zeigen eindeutig, dass bei der Herstellung von Püree und Saft jeder Verarbeitungsschritt die Werte des Ascorbinsäuregehalts, des Gesamtphenolgehalts, des Anthocyangehalts und der antioxidativen Kapazität negativ beeinflusst. Die einzige Ausnahme bildet dabei die Erhitzung, welche teils die antioxidative Kapazität ansteigen lässt. Das Ausmass der jeweiligen Verluste ist jedoch je nach untersuchtem Parameter und Verarbeitungsschritt sehr unterschiedlich.

4.1.1 Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und Lagerung

Nachfolgend werden die Auswirkungen jeder Verarbeitungsetappe zur Herstellung des Pürees sowie der Lagerung auf die verschiedenen untersuchten Parameter betrachtet.

Die Veränderungen des Gesamtsäuregehaltes werden dabei ausgelassen, da zwar Schwankungen der gemessenen Werte, aber keine eindeutigen Einflüsse von Verarbeitung und Lagerung ersichtlich sind. Ein Einfluss der Lagerung bei -28 °C ist nicht auszuschliessen, da eine Studie von Sahari et al. [46] eine konstante Abnahme der Gesamtsäure durch eine Lagerung bei -24 °C zeigt.

Auftauen und Erwärmen der Beeren auf 25 °C

Der Auftauvorgang von 15 h sowie die einstündige Erhitzung der Beeren auf 25 °C zeigen einen verheerenden Effekt auf den Ascorbinsäuregehalt, der dadurch um gut einen Drittel abnimmt. Antioxidative Kapazität, Gesamtphenole, Anthocyane, Monomerindex und Farbe werden ebenfalls, wenn auch nur leicht beeinflusst, die maximale Abnahme verzeichnen die Anthocyane und antioxidative Kapazität (DPPH) mit rund 3 %. Die im Vergleich zur antioxidativen Kapazität und Gesamtphenolen sehr viel stärkere Abnahme der Ascorbinsäure könnte teils auch darauf zurückzuführen sein, dass die Ascorbinsäure in ihrer Funktion als Antioxidationsmittel die Phenole vor einer Oxidation schützt oder auch bereits oxidierte Phenole wieder reduziert.

Vermischung

Die Vermischung hat ebenfalls Auswirkungen auf den Ascorbinsäuregehalt (25 % Abnahme in Bezug auf die aufgetauten Beeren) und auch auf den Monomerindex, der durch den deutlichen Anstieg der polymeren Anthocyane von 35 % um über 20 % sinkt. Die übrigen Parameter verzeichnen keine signifikanten Veränderungen, was ebenfalls zum Teil dem Oxidationsschutz der Ascorbinsäure zuzuschreiben sein könnte.

Maischebehandlung (Erwärmung und Enzymierung)

Durch die Enzymierung der Maische zeigt sich ein signifikanter Anstieg des Grad Brix. Durch den enzymatischen Pektinabbau wird mehr Zucker aus den Zellen freigesetzt und somit steigt der mittels Refraktometer gemessene Wert. Der Anstieg des Grad Brix ist somit nicht mit einer Zunahme des Zuckergehalts der Erdbeerprobe gleichzusetzen. Der starke Anstieg des Monomerindexes basiert auf der Abnahme der polymeren Anthocyane um 23 %, wodurch ihr Gehalt wieder ungefähr auf den Ausgangswert fällt. Die Extinktion der monomeren Anthocyane sinkt hingegen um lediglich 1%, was auf eine vermehrte Freisetzung der monomeren Anthocyane durch den enzymatischen Zellaufschluss schliessen lässt, welche deren Abbau kompensiert. Diese Vermutung wird vom Verlauf des Anthocyanengehaltes und der Farbintensität gestützt, welche durch die Enzymierung signifikant um 5 % resp. 6 % sinken. Die vermehrte Farbstofffreisetzung kommt bei diesen Methoden kaum zum Tragen, da bei beiden eine Extraktion mit organischen Lösungsmitteln (siehe Kapitel 2.2.7) vor der Messung durchgeführt wurde.

Für die Bestimmung des Monomerindexes wurde die Probe hingegen lediglich abzentrifugiert und der Überstand direkt zur Messung eingesetzt (siehe Kapitel 2.2.6). Die restlichen Parameter verzeichnen jeweils eine leichte, nicht signifikante Abnahme. Eine Enzymierung der Maische zeigt sich aber für die Qualität des erhaltenen Pürees unerlässlich, das enzymierte Püree war weniger viskos und wies feinere Partikel auf, während bei dem nicht enzymierten Püree noch grobe Fasern von Auge sichtbar waren. Durch die höhere Viskosität blieben auch viele Luftbläschen im nicht enzymierten Püree eingeschlossen. Auch für die Stabilität des Pürees ist eine Enzymierung notwendig; beim nicht enzymierten Püree setzte sich bereits nach weniger als 3 Wochen Lagerung Wasser am Boden des Glases ab, während beim enzymierten in den 11 Wochen keine Wasserabtrennung erfolgte. Für die Ausbeute ist die Enzymierung hingegen vernachlässigbar.

Pürieren mittels Passiersieb

Das Pürieren der Maische zeigte allgemein nur sehr geringe Verluste, die oftmals nicht signifikant ausfielen. Einzig der Monomerindex sinkt durch die Abnahme der monomeren und die gleichzeitige Zunahme der polymeren Anthocyane signifikant, wobei die Abnahme beim nicht enzymierten Püree mit 39 % deutlich höher ausfiel als beim enzymierten Püree mit 15 %. Bei diesem Verarbeitungsschritt zeigt sich eine deutliche Differenz zur Studie von Klopotek et al. [12] welche das Pürieren als den verlustreichsten Prozessschritt für die antioxidative Kapazität identifizierten. Gründe dafür könnten bei Unterschieden in der Verarbeitung zum Püree liegen oder auch durch eine unterschiedliche Dauer des Pürierens entstanden sein. Da aber genauere Angaben zu diesem Schritt der Verarbeitung fehlen, kann die Ursache nicht eindeutig bestimmt werden.

Pasteurisierung

Die Erhitzung auf 85 °C und Heisshaltezeit von 2 min stellte für viele Parameter den verlustreichsten Verarbeitungsschritt dar. Auch hier verzeichnete die Ascorbinsäure mit rund 50 % die stärkste Abnahme, gefolgt von den Anthocyanen mit durchschnittlichen 20 % und den Gesamtphenolen mit rund 10 bis 15 %. Die Farbintensität sank um 10 bis 20 % und auch der Monomerindex nahm mit durchschnittlichen 45 % stark ab. Die Verluste an Anthocyanen, Farbintensität und Phenolen waren beim enzymierten Püree jeweils etwas ausgeprägter als beim nicht enzymierten. Einzig die antioxidative Kapazität sank nur leicht, wobei je nach Messmethode Unterschiede bestehen. So verzeichnet der FRAP-Test bei der Erhitzung beider Pürees eine signifikante Abnahme, während der DPPH-Test nur beim nicht enzymierten Püree und der TEAC-Test nur beim enzymierten Püree eine signifikante Abnahme registrieren. Da der Gesamtphenolgehalt markant sinkt während die antioxidative Kapazität keine grösseren Unterschiede durch Erhitzung verzeichnet, kann vermutet werden, dass durch die Wärmeeinwirkung antioxidativ wirksame Produkte gebildet werden. Nahe liegend sind dabei Produkte der Maillard-Reaktion aus reduzierenden Zuckern (v.a. Glucose und Fructose) und freien Aminosäuren. Wie eine Studie von Morales und Jimenez-Perez [47] zeigt, sind aus Glucose und Lysin gebildete Maillard-Reaktionsprodukte antioxidativ wirksam, und können mittels DPPH-Test detektiert werden. Auch Maillard-Reaktionsprodukte aus Glucose und Histidin weisen eine antioxidative Kapazität auf [48].

Eine Studie von Tsai und Huang [49] zeigt zudem, dass durch Erhitzung (90 °C) gebildete polymere Anthocyane aus Hibiskus, je nach verwendeter Methode, zu einer Erhöhung der antioxidativen Kapazität führen können. Die Quantifizierung mittels DPPH zeigte dabei eine Zunahme, FRAP eine Abnahme und TEAC keine Veränderung der antioxidativen Kapazität.

Ob die durch Erhitzung entstandenen antioxidativ wirksamen Produkte ebenfalls eine gesundheitsfördernde Wirkung haben, ist jedoch nicht belegt.

Auch der Zuckergehalt der Pürees wird durch die Pasteurisierung beeinflusst und steigt um 5 bis 6 % an. Da die Erhitzung in einem offenen System durchgeführt wurde, kann dieser Anstieg möglicherweise durch die Verdunstung von Wasser und somit einer leichten Aufkonzentrierung des Zuckers sowie durch einen zusätzlichen Zellaufschluss durch die Hitze erklärt werden.

Lagerung

Eine Lagerdauer von 11 Wochen zeigt deutliche Auswirkungen auf den Ascorbinsäuregehalt, welcher eine konstante Abnahme verzeichnet. Auch die Anthocyane nehmen stetig stark ab, wobei der Verlust in den ersten 3 Wochen durchschnittlich am höchsten liegt. Durch die Abnahme der roten Farbpigmente verzeichnet die Farbintensität in den ersten 3 Wochen den grössten Verlust und bleibt anschliessend relativ konstant. Ab der 7. Woche Lagerung zeigt sich ein deutlicher Anstieg der Farbnuance durch eine stärkere Abnahme der roten Farbpigmente im Verhältnis zu den braunen Komponenten wie die Farbspektren zeigen (siehe Kapitel 3.1.8). Durch die Lagerung finden zudem Polymerisations- und Kondensationsreaktionen statt und es kommt zu einem Abbau der monomeren Anthocyane, wie die einzelnen Extinktionen und der Verlauf des Monomerindex (siehe Kapitel 3.1.7) zeigen. Die Gesamtphenole nehmen in den ersten drei Wochen um rund 10 % ab und bleiben anschliessend stabil. Die antioxidative Kapazität zeigt bei allen drei Methoden die gleichen Verluste während der elfwöchigen Lagerung von ebenfalls ca. 10 %.

Eine Lagerstudie von Aaby et al. [50] zeigt einen ähnlichen Verlauf bei einer Lagerung von Erdbeerpüree über 8 und 16 Wochen bei 6 °C. Die Ascorbinsäure nahm während der Lagerung stark ab und war nach 16 Wochen nicht mehr nachweisbar. Auch die Gehalte an Pelargonidin-3-glucosiden und Gesamtphenolen sanken in derselben Grössenordnung wie in der vorliegenden Arbeit. Bei der antioxidativen Kapazität wurde hingegen eine stärkere Abnahme von bereits knapp 15 % während der ersten 8 Wochen verzeichnet.

Da Licht den Abbau von Phenolen stark fördert, könnte eine Lagerung in Braunglasflaschen anstelle von Weissglas den hohen Anthocyan- und auch Farbverlust während der Lagerung senken und auch den Gehalt an Gesamtphenolen und antioxidativer Kapazität besser erhalten. Durch eine Entgasung des Pürees könnten die Oxidationsreaktionen zusätzlich eingeschränkt werden, welche sich nicht nur negativ auf den Gehalt an Ascorbinsäure, Anthocyanen, Gesamtphenolen und antioxidativer Kapazität auswirken, sondern auch die Polymerisations- und Kondensationsreaktionen der Phenole untereinander beschleunigen.

4.1.2 Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft und Lagerung

Nachfolgend werden die Auswirkungen einer jeden Verarbeitungsetappe zur Herstellung des Saftes sowie der Lagerung auf die verschiedenen untersuchten Parameter betrachtet.

Auftauen der Beeren, Vermaischung und Erwärmung auf 25 °C

Hier zeigt sich für die meisten Parameter dasselbe Bild wie nach den gleichen Schritten bei der Verarbeitung zu Püree. Eine Ausnahme bilden die Anthocyane, welche etwas stärker abnehmen (6 % gegenüber 3 %), was auch die Farbintensität beeinflusst (8% anstelle von 3 %). Grund dafür könnte die Zwischenlagerung der Beeren (24 h bei 3 °C) vor der Verarbeitung sein, was bei der Verarbeitung zu Püree nicht der Fall war. Die Beeren waren zwar nach dieser Zeit durchaus noch in gefrorenem Zustand, tauten über Nacht aber schneller auf, wodurch enzymatische Abbaureaktionen begünstigt werden könnten. Dem widerspricht jedoch die deutlich geringere Abnahme des Ascorbinsäuregehaltes von nur 23 %. Grund dafür könnte auch einfach die starke Inhomogenität der Beeren sein, welche wie bereits erwähnt viele unreife Früchte aufwies oder auch Messungenauigkeiten und -schwankungen. Der Monomerindex fällt hingegen leicht geringer aus, was an der Art der Vermaischung liegen könnte, die mit einer Walzenmühle anstelle der Maischestampfe durchgeführt wurde.

Maischebehandlung (Erwärmung auf 45 °C und Enzymierung) und Entsaftung

Durch den enzymatischen Pektinabbau werden mehr Zucker und Säuren aus den Zellen freigesetzt, was zu signifikant höheren Gehalten im Saft führt. Die Enzymierung führt zudem, wie bei der Verarbeitung zu Püree, zu einem markanten Anstieg des Monomerindexes durch eine Zunahme der monomeren und eine starke Abnahme der Polymeren Anthocyane. Bei der anschliessenden Entsaftung werden vermehrt monomere Anthocyane freigesetzt, was erneut zu einem leichten Anstieg führt. Die Entsaftung ohne vorherige Enzymierung der Maische führt zu einem sprunghaften Anstieg des Monomerindexes, da hier neben der vermehrten Freisetzung der monomeren Anthocyane die polymeren zum Teil in der Maische verbleiben, was ihren Anteil im Saft stark reduziert (um 64 %). Die einzigen Parameter, die durch die Enzymierung signifikant negativ beeinflusst werden, sind die Anthocyane (5 % Abnahme) und damit verbunden die Farbintensität (4 % Abnahme). Hier zeigen sich die von Bordignon-Luiz et al. [20] erwähnten Auswirkungen von Licht, Sauerstoff und Temperatur auf die Halbwertszeit der Anthocyane. Der enzymatische Zellaufschluss ist jedoch für eine bessere Polyphenol- und Anthocyanausbeute unerlässlich. Durch die Enzymierung konnten ca. 87 % der möglichen Anthocyanausbeute erreicht werden, während die Ausbeute beim nicht enzymierten Presssaft nur ca. 65 % betrug. Diese auch ohne Enzymierung relativ hohe Ausbeute könnte auf der guten Wasserlöslichkeit der Anthocyane beruhen, die beim pH-Wert von 3.2 (enzymierte Maische) resp. 3.4 (nicht enzymierte Maische) teils noch in kationischer Form vorliegen (siehe Abbildung 1). Der enzymierte Presssaft verzeichnete mit ca. 72 % ebenfalls eine höhere Ausbeute an Polyphenolen im Vergleich zum nicht enzymierten Saft (ca. 55 % Ausbeute).

Auch die Erwärmung der Maische trägt zur erhöhten Ausbeute bei, indem die Löslichkeit von schlecht wasserlöslichen Polyphenolen gesteigert wird [10]. Die enzymatisch bedingte bessere Anthocyan- und Polyphenolausbeute führt auch zu einer höheren antioxidativen Kapazität des enzymierten Presssaftes. Die Ausbeute beträgt hier mit Enzymierung durchschnittlich ca. 77 % gegenüber ca. 56% ohne Enzymierung; wobei die Bestimmung nach der DPPH-Methode tiefere Ausbeuten bei beiden Säften zeigt als die beiden andern Methoden.

Dass weder die Polyphenole noch die antioxidative Kapazität während der zweistündigen Erwärmung auf 45 °C und der anschliessenden enzymatischen Behandlung signifikante Veränderungen erfahren ist erstaunlich, könnte aber ebenfalls auf der bereits erwähnten Schutzfunktion der Ascorbinsäure beruhen. Diese Hypothese wird auch von der deutlichen Abnahme der Ascorbinsäure (30 %) während der Maischebehandlung gestützt. Die Saftausbeute mit vorheriger Enzymierung liegt mit 89 % sehr hoch, ist aber auch ohne Enzymierung nicht ausser Acht zu lassen (78 %). Durch die Lagerung der Beeren in gefrorenem Zustand findet ein stetiges Wachstum der Eiskristalle statt, welches zu einer Zerstörung der Zellwände führt und somit auch ohne enzymatischen Pektinabbau hohe Ausbeutungen an Inhaltsstoffen und Saft ermöglicht.

Klärung (Depektinisierung, Schönung mit Klärgelatine und Ultrafiltration)

Eine Klärung des enzymierten Saftes führt zu einer Reduktion aller untersuchten Parameter. Sie lässt den Zuckergehalt leicht unter seinen Ausgangswert sinken, während die Gesamtsäure hingegen nur schwach abnimmt. Die Ascorbinsäure wird knapp um die Hälfte reduziert, wobei hier v.a. die lange Verarbeitungszeit von 22 h ausschlaggebend ist, während welcher der Saft konstant der Luft und somit einer uneingeschränkten Oxidation preisgegeben war. Die Reduktion der Gesamtphenole liegt bei 8 %, diejenige der Anthocyane bei 7 %. Dadurch liegt auch die Abnahme der Farbintensität und der antioxidativen Kapazität im selben Bereich. Im Interesse einer möglichst hohen Erhaltung dieser gesundheitlich wertvollen Inhaltsstoffe sollte auf eine Klärung des Saftes verzichtet werden. Diese wirkt sich hingegen positiv auf den Monomerindex aus, der durch eine weitere Abnahme der polymeren Anthocyane um beträchtliche 37 % ansteigt. Der geklärte Saft blieb über die elfwöchige Lagerung im Hinblick auf eine Nachtrübung stabil.

Erhitzung

Eine Erhitzung führt zu signifikanten Verlusten an Gesamtphenolen, Anthocyanen und Farbintensität. Die Abnahme durch KZE liegt bei den Phenolen zwischen 2 und 6 %, bei den Anthocyanen zwischen 9 und 14 % und bei der Farbintensität zwischen 10 und 18 %. Die durch Flaschenpasteurisation bedingten Verluste fallen für diese Parameter um einiges deutlicher aus mit 10 % (GP), 21 % (AC) und 26 % (I). Bei der antioxidativen Kapazität zeigen sich hingegen keine negativen Veränderungen; sie bleibt stabil und nimmt für den Klarsaft sogar – durch Bildung antioxidativ wirksamer Produkte (siehe Kapitel 4.1.1) – zu. Die Erhitzungsverfahren begünstigen zudem alle auch beträchtlich die Oxidation der Ascorbinsäure sowie die Polymerisations- und Kondensationsreaktionen der Anthocyane.

Lagerung

Der Gesamtphenolgehalt sinkt bei allen vier Säften über die elfwöchige Lagerdauer signifikant um 2 bis 8 %, wobei der nicht enzymierte, kurzzeiterhitzte Saft die schwächste und der trübe, enzymierte Saft die stärkste Abnahme verzeichnen. Der Abbau der Anthocyane fällt mit 34 bis 42 % bereits einiges deutlicher ins Gewicht. Zudem finden Polymerisations- und Kondensationsreaktionen unter den Phenolen statt, worauf die stetige Zunahme der polymeren Anthocyane schliessen lässt. Während der Lagerung zeigt sich für alle vier Säfte auch erstmals ein eindeutiger und relativ konstanter Anstieg der Farbnuance; jedoch nicht durch Bräunungsreaktionen, sondern aufgrund einer starken Abnahme der roten Farbpigmente. Die antioxidative Kapazität lässt generell die Tendenz einer leichten Abnahme in der Grössenordnung von jener der Polyphenole erkennen. Auch beim Saft zeigt sich eine deutliche Abnahme der Ascorbinsäure mit der Lagerdauer. Um die Verluste der erwähnten Parameter zu reduzieren bietet sich auch hier eine Lagerung in Braunglasflaschen unter Lichtausschluss und eine Entgasung des Saftes an (siehe Kapitel 4.1.1).

Eine Studie von Kammerer et al. [51] zeigt, dass die Farbe von Erdbeeren durch Zugabe von Konzentraten aus Holunderbeeren oder schwarzen Rüben als natürliche Farbstoffe bedeutend stabilisiert werden kann. Auch eine Anreicherung der Beerensäfte mit Phenolsäuren hat farbstabilisierende Auswirkungen, wobei v.a. die Sinapinsäure bei Erdbeeren den stärksten Effekt zeigt [52].

4.2 Vergleich der Endprodukte nach Verarbeitung

Abbildung 28 gibt einen Überblick der Endgehalte der Säfte und Pürees nach der Herstellung. Die Verarbeitungen mit Enzymierung der Maische werden dabei jeweils von denjenigen ohne Enzymierung unterschieden und in der Legende mit enz. resp. nicht enz. angegeben.

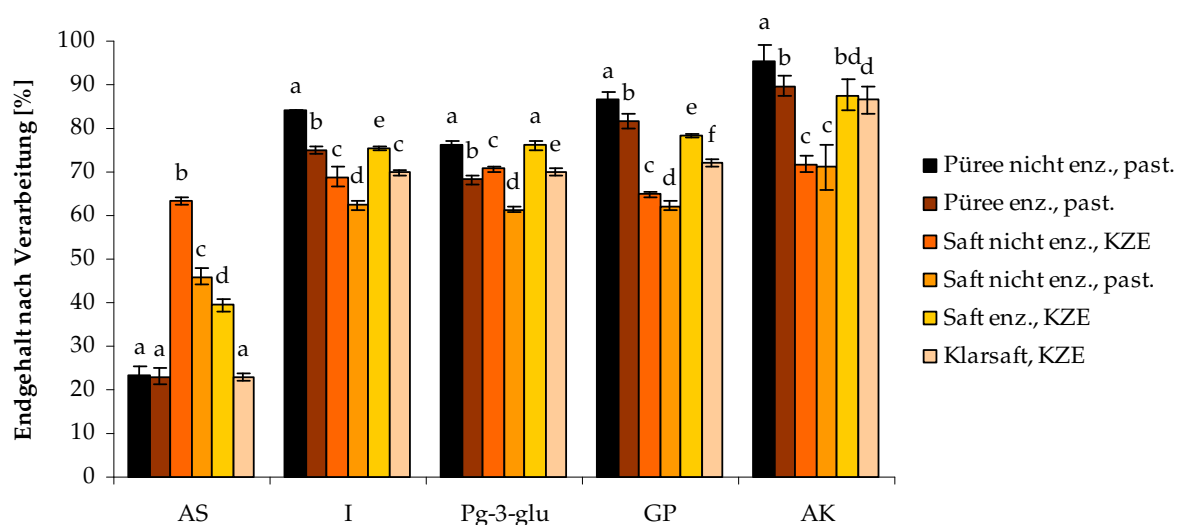


Abbildung 28: Endgehalte an Ascorbinsäure (AS), Farbpigmenten (I), Anthocyanen (Pg-3-glu), Gesamtphenolen (GP) und antioxidativer Kapazität nach TEAC (AK) der Pürees und Säfte nach entsprechender Verarbeitung in Prozent des Ausgangswertes der gefrorenen Beeren. Werte mit unterschiedlichen Buchstaben sind signifikant verschieden ($\alpha = 0.05$)

Aus Abbildung 28 ist gut ersichtlich, dass sich die Endgehalte der verschiedenen Säfte und Pürees an Ascorbinsäure, Farbpigmenten, Anthocyanen, Gesamtphenolen und antioxidativer Kapazität mit wenigen Ausnahmen bei allen Erzeugnissen signifikant unterscheiden.

Die Ascorbinsäure reagiert am empfindlichsten auf die einzelnen Verarbeitungsschritte und weist im Endprodukt auch einen beträchtlich geringeren Gehalt als die restlichen Parameter auf. Zudem zeigen sich beachtliche Unterschiede zwischen den Pürees und Säften, aber auch zwischen den einzelnen Säften, von bis zu einem Faktor drei.

Deutliche Unterschiede sind auch bei den Gesamtphenolen und der antioxidativen Kapazität ersichtlich. Hier zeigen sich bei den Pürees (v.a. jenem ohne Enzymierung) höhere Endgehalte (bis zu 20 % GP und bis zu knapp 10 % AK) als bei den Säften mit einer Enzymierung der Maische vor der Entsaftung, welche wiederum höhere Endgehalte (bis zu 26 % GP und bis zu 23 % AK) als jene ohne Enzymierung aufweisen. Die Farbtintensität lässt eine ähnliche Tendenz erkennen, die Unterschiede fallen jedoch weniger deutlich aus. Beim Anthocyanengehalt treten das nicht enzymierte Püree sowie der trübe, enzymierte Saft mit signifikant höheren Gehalten hervor.

Eine Gegenüberstellung mit den Ergebnissen von Klopotek et al. [12] verdeutlicht den Einfluss der Frucht selbst und auch der Verarbeitungsschritte auf die Endgehalte der verschiedenen Parameter. Ein Vergleich des in der Studie von Klopotek et al. erhaltenen Klarsaftes mit jenem dieser Arbeit zeigt gleiche Verluste an Ascorbinsäure und Anthocyanen, deutliche Unterschiede bestehen jedoch in Bezug auf die Gesamtphenole und antioxidative Kapazität. Die Verluste der beiden letztgenannten Parameter bei der Herstellung des erhitzten Klarsaftes sind bei Klopotek et al. ungefähr doppelt so hoch, wobei vor allem die Art der Klärung (Gelatine/Bentonit/Schichtenfilter) neben der Pasteurisierung (5 min 85 °C) zu einer starken Abnahme führten. Durch die Hitzebehandlung verzeichnen sie mit zwei Methoden (FRAP und TEAC) eine signifikante Abnahme der antioxidativen Kapazität von bis zu 38 % während in der vorliegenden Arbeit mit allen drei Methoden (DPPH, FRAP und TEAC) ein signifikanter Anstieg der antioxidativen Kapazität von bis zu 12 % durch die KZE festgestellt wurde. Dies betont den beträchtlichen Einfluss der Art der Hitzebehandlung sowie auch der Zusammensetzung des Saftes und somit auch der Rohware. Es werden jedoch auch durch den Auftauvorgang, die Vermaischung und die Entsaftung leicht unterschiedliche Verluste verzeichnet.

Bei der Herstellung von Pürees werden zum Teil signifikant mehr der erwünschten antioxidativ wirksamen Inhaltsstoffen der Erdbeere ins Produkt transferiert. Durch das Umgehen der Entsaftung wird ein verlustreicher Verarbeitungsschritt ausgelassen und es entstehen weniger Abfälle, was sich auch aus ökonomischer Sicht positiv auswirkt, da beinahe die ganze Frucht verwertet wird. Um ein trinkbares Produkt mit einem möglichst hohen Gehalt an wertgebenden Inhaltsstoffen zu erzielen wäre folglich ein Verdünnen des Pürees mit einem enzymierten, trüben Saft und eine anschließende KZE die optimale Lösung. Schwierigkeiten könnten sich hierbei jedoch bei der Stabilisierung dieser Suspension ergeben.

4.3 Vergleich der verschiedenen Methoden zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität

Zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität wurden verschiedene Methoden entwickelt, die auf unterschiedlichen Reaktionsmechanismen beruhen. In der vorliegenden Arbeit wurden drei häufig verwendete Methoden eingesetzt, welche alle auf einem Elektronentransfer basieren [29]. Es handelt sich somit um Redoxreaktionen und die antioxidative Kapazität wird mit der Reduktionskapazität gleichgesetzt. Antioxidantien können unterschiedlich auf Radikale oder Oxidationsquellen reagieren und leisten somit je nach Bestimmungsmethode teils ungleiche Beiträge zur antioxidativen Kapazität einer Probe [53]. Daher können mit verschiedenen Methoden gemessene Werte untereinander nicht verglichen werden. Die mittels TEAC-Test bestimmten Werte der antioxidativen Kapazität liegen durchschnittlich um einen Faktor 2.5 höher als die mit der FRAP- und DPPH-Methode gemessenen Werte. Ein möglicher Grund für die höheren Messdaten könnte darin bestehen, dass die Proben einen hohen Anteil an Antioxidantien enthalten welche eine höhere Aktivität im TEAC-Test zeigen. Auch Interaktionen zwischen den einzelnen Antioxidantien könnten zu unterschiedlichen Messwerten führen.

Auch wenn die Quantifizierung der antioxidativen Kapazität zwischen den drei Test teils stark unterschiedlich ausfiel, zeigen sich doch gute Korrelationen zwischen den einzelnen Tests sowie auch zwischen diesen und der Bestimmung nach Folin-Ciocalteu. Klotek et al. [12] fanden ebenfalls eindeutige Korrelationen zwischen TEAC, FRAP und Folin-Ciocalteu, die mit Korrelationskoeffizienten von 0.977 bis 0.987 noch deutlich höher liegen als jene in dieser Arbeit. In der Studie wurden zudem auch deutliche Korrelationen zwischen den erwähnten Parametern und dem Gehalt an Anthocyanen und Ascorbinsäure gefunden, welche sich in der vorliegenden Arbeit nicht bestätigten. Die klaren Korrelationen zwischen DPPH, FRAP und TEAC zeigen, dass eine der drei angewandten Methoden durchaus ausreichend für die Quantifizierung der antioxidativen Kapazität ist.

Bei allen drei Methoden sind die Operationen relativ unkompliziert und einfach zu standardisieren, sie haben aber jeweils ihre Vor- und auch Nachteile.

Im Vergleich zu den andern beiden Methoden ist der FRAP-Test aufwändiger in Bezug auf die Herstellung der Reagenzien. Die Quantifizierung erfolgt hier auch nicht mit einer Endpunktmessung, was zu einer schlechteren Wiederhol- und Reproduzierbarkeit führt. Da keine Substanzen detektiert werden, die durch einen Wasserstoffatom-Transfer antioxidativ wirksam sind (beispielsweise Moleküle mit einer SH-Gruppe wie Glutathion), besteht die Gefahr, dass Messwerte zu tief ausfallen [54].

Auch wenn TEAC und DPPH als ET-basierende Reaktionen klassifiziert werden, können die Indikatorradikale bei beiden auch durch eine direkte Reduktion durch ein Wasserstoffatom neutralisiert werden [30]. Der TEAC-Test ist zudem weniger aufwändig als FRAP und wird aufgrund der einfachen Handhabung häufig eingesetzt, wodurch TEAC-Werte von vielen Lebensmitteln in der Literatur zu finden sind. Ein weiterer Vorteil ist zudem der breite pH-Bereich, in welchem er angewendet werden kann [54].

Ein Vorteil des DPPH-Test liegt darin, dass die Radikale nicht erst wie beim TEAC-Test generiert werden müssen. Die Herstellung der Lösung in MeOH führt jedoch zu einem relativ hohen Verbrauch an Lösungsmitteln und somit bei häufiger Anwendung auch zu einer nicht vernachlässigbaren Menge an organischen Lösungsmittelabfällen. Eine weitere Problematik der MeOH-Lösung zeigte sich bei der Messung verschiedener Fruchtsäfte, die direkt, d.h. ohne vorherige Extraktion, gemessen wurden. In MeOH werden die Proteine der Säfte denaturiert und fallen aus, was zu einer Trübung der Lösung führt und eine exakte Quantifizierung erschwert oder gar verunmöglicht. Die Quantifizierung kann zudem erschwert werden, wenn Komponenten gemessen werden, deren Spektren mit dem von DPPH interferieren, wie beispielsweise Carotinoide. Ein weiterer nachteiliger Punkt ist die sterische Hinderung, wodurch kleine Moleküle durch einen besseren Zugang eine höhere Aktivität zeigen [30].

Aufgrund der erwähnten Vor- und Nachteile erweist sich der TEAC-Test als die geeignetste der drei Methoden.

Alle drei Methoden haben jedoch den grossen Nachteil, dass weder die beiden Radikale von TEAC und DPPH noch die Reduktionskapazität von Eisen viel Gemeinsamkeiten mit den hoch reaktiven Peroxylradikalen haben, welche bei der Fettoxidation in Lebensmitteln und biologischen Systemen eine Rolle spielen. Wasserstoffatom-Transfer-Reaktionen sind die Schlüsseletappen bei diesen durch Oxidation induzierten Radikal-Kettenreaktionen [30]. Dadurch sowie auch durch eine oftmals kompetitive Reaktionskinetik zwischen dem oxidierbaren Substrat und den Antioxidantien um generierte Peroxylradikale, sind HAT-basierende Reaktionen physiologisch relevanter als ET-basierende [29]. Somit wäre ein HAT-basierender Test wie beispielsweise der Oxygen Radical Absorbance Capacity (ORAC) Test eine gute Alternative zum TEAC-Test.

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurde ebenfalls versucht, die antioxidative Kapazität mittels ORAC-Test zu quantifizieren. Dafür wurde die Methode nach Ou et al. [55] modifiziert von Davalos et al. [56] zur Bestimmung der antioxidativen Kapazität eingesetzt. Dabei werden durch eine Stickstoffkomponente (AAPH) konstant Peroxylradikale generiert, welche mit einer Fluoresceinlösung reagieren, was einen Verlust an Fluoreszenz zur Folge hat. Antioxidantien inhibieren diese Radikale und die Menge vorhandener Antioxidantien bestimmt somit die Abnahmerate der Fluoreszenz. Zur Quantifizierung der antioxidativen Kapazität wird die Fluoreszenz gegen die Zeit aufgetragen, das Integral der Fläche unter der Kurve berechnet und mit einer Standardserie verschiedener Troloxkonzentrationen verglichen. Zur Fluoreszenzmessung wurde ein HPLC-Fluoreszenz-Detektor verwendet. Durch die hohe Temperatur im Innern des Detektors wurde die Fluoresceinlösung nach einer Verweilzeit von wenigen Minuten thermisch degradiert, was eine korrekte Quantifizierung verunmöglichte. Die Weiterentwicklung der Methode durch Versuche mit andern Fluorometern wäre jedoch sinnvoll, da auch Phipps et al. [54] im Pharmakopöischen Forum die Methode nach Folin-Ciocalteu sowie den ORAC- und ev. den TEAC-Test als die am besten für eine standardisierte Messung der antioxidativen Kapazität geeigneten Methoden erachten.

5 Schlussfolgerung und Perspektiven

Für die Herstellung eines Fruchtpürees resp. –saftes mit möglichst hohem Gehalt an antioxidativ wirksamen Inhaltsstoffen und Farbpigmenten sollte, neben einer sorgfältigen Auswahl der Rohware, die Anzahl der Verarbeitungsschritte so weit als möglich minimiert werden. Vor allem Verarbeitungsetappen, die den Gehalt an Antioxidantien wie Phenolen und Anthocyanen stärker reduzieren, sollten möglichst umgangen oder, falls sie unerlässlich sind, optimiert werden. Dies bedeutet beispielsweise bei der Herstellung des Erdbeersaftes die Klärung auszulassen und eine Hitzebehandlung mittels KZE als schonendere Variante zu wählen. Für eine möglichst hohe Ausbeute an Phenolen, Anthocyanen und antioxidativer Kapazität ist eine Enzymierung der Maische hingegen unumgänglich. Die einzelnen Herstellungsetappen sollten so effizient wie möglich durchgeführt und lange Standzeiten an der Luft vermieden werden, um Oxidationsprozesse einzuschränken. Eine lichtgeschützte Lagerung z.B. in Braunglas kann zusätzlich lagerungsbedingten Verlusten entgegenwirken.

Um den Gehalt an wertgebenden Inhaltsstoffen des Saftes zu erhöhen besteht die Möglichkeit einer Mischung von Saft und Püree. Die Farbstabilität und auch Intensität könnten zudem durch Zugabe von Sinapinsäure oder natürlichen Farbstoffen gesteigert werden.

Aus den in Kapitel 4.3 erwähnten Gründen wäre, zur Quantifizierung der antioxidativen Kapazität, der ORAC-Test eine gute Alternative zu den drei in der vorliegenden Arbeit verwendeten Methoden (TEAC, DPPH und FRAP). Weitere Versuche zur Quantifizierung mit andern Fluorometern wären demnach sinnvoll.

Danksagung

Ich bedanke mich bei allen, die mich bei der Erstellung dieser Diplomarbeit unterstützt haben.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Dr. C. Patz für die Überlassung des Themas sowie seine Hilfe, Unterstützung und wertvollen Anregungen während meiner Zeit in Geisenheim.

Herrn Dr. W. Andlauer danke ich für seine Unterstützung, Ratschläge und Verfügbarkeit.

Den Mitarbeitern des Aussendienstes der Forschungsanstalt Geisenheim danke ich für die aktive Hilfe bei der Verarbeitung der Erdbeeren sowie für ihre Erklärungen und grosse Hilfsbereitschaft.

Bei allen Mitarbeitern des Fachgebiets Weinanalytik und Getränkeforschung der Forschungsanstalt Geisenheim möchte ich mich für die Hilfeleistungen bedanken.

Frau Rahel Aepli danke ich für ihre Freundschaft und ihr Engagement beim Korrekturlesen dieser Arbeit.

Un merci à Joëlle Quiquerez pour l'amélioration de mon français et surtout pour son irremplaçable amitié.

Ein grosser Dank geht an meine Eltern für ihre Geduld, Liebe und Hilfe. Ohne ihre Unterstützung wäre diese Arbeit nicht möglich gewesen.

Dinhard, den 1. Februar 2008

Annetta Hartmann

6 Literatur

- [1] Tapiero H., Tew K. D., Nguyen Ba G. and Mathé G., Polyphenols: do they play a role in the prevention of human pathologies?, *Biomed Pharmacother*, 56, 200-207 (2002)
- [2] Cook N. C. and Samman S., Flanonoids – Chemistry, metabolism, cardioprotective effects, and dietary sources, *Journal of Nutritional Biochemistry*, 7, 66-76 (1996)
- [3] Duthie S. J., Berry phytochemicals, genomic stability and cancer: Evidence for chemoprotection at several stages in the carcinogenic process, *Molecular Nutrition Food Research*, 51, 665-674 (2007)
- [4] McGhie T. K. and Walton M. C., The bioavailability and absorption of anthocyanins: Towards a better understanding, *Molecular Nutrition Food Research*, 51, 702-713 (2007)
- [5] Hollman P., Evidence for health benefits of plant phenols: local or systemic effects?, *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 81, 842 – 852 (2001)
- [6] Zafra-Stone S., Yasmin T., Bagchi M., Chatterjee A., Vinson J. A. and Bagchi D., Berry anthocyanins as novel antioxidants in human health and disease prevention, *Molecular Nutrition Food Research*, 51, 675-683 (2007)
- [7] Ramos S., Effects of dietary flavonoids on apoptotic pathways related to cancer chemoprevention, *Journal of Nutritional Biochemistry*, 18, 427-442 (2007)
- [8] SGE Schweizerische Gesellschaft für Ernährung, Recommendations for healthy, tasty eating and drinking for adults, Bern, (2007)
- [9] Thielen C., Auswahl und Verarbeitung von Früchten zur Steigerung der Gehalte an phenolischen Antioxidantien in Fruchtsäften, Dissertation, Technische Universität Kaiserslautern, 6-17 (2006)
- [10] Rechner A., Einfluss der Verarbeitungstechnik auf Polyphenole und antioxidative Kapazität von Apfel- und Beerenobstsäften, Dissertation, Justus – Liebig – Universität Giessen, 5-14 (2000)
- [11] Bonerz D., Alterungsvorgänge der Anthocyane in Sauerkirsch-, Erdbeer- und Holundersäften und -konzentraten im Hinblick auf die Saftqualität und Festlegung des Mindesthaltbarkeitsdatums, Dissertation, Johann Wolfgang Goethe-Universität Frankfurt am Main (2007)

- [12] Klopotek Y., Otto K. and Böhm V., Processing Strawberries to different products alters contents of vitamin C, total phenolics, total anthocyanins, and antioxidant capacity, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53, 5640-5646 (2005)
- [13] Halvorsen, B. L., Holte K., Myhrstad M. C. W., Barikmo I., Hvattum E., Fragertun Remberg S., Wold A., Haffner K., Baugerod H., Frost Andersen L., Moskaug J. O., Jacobs D.R. and Blomhoff R., A systematic screening of total antioxidants in dietary plants, *Journal of Nutrition*, 132, 461-471 (2002)
- [14] Scalzo J., Politi A., Pellegrini N., Mezzetti B., and Battino M., Plant genotype affects total antioxidant capacity and phenolic contents in fruit, *Nutrition*, 21, 207-213 (2005)
- [15] Anttonen M. J., Hoppula K.I., Nestby R., Verheul M. J. and Karjalainen R. O., Influence of fertilization, mulch color, early forcing, fruit order, planting date, shading, growing environment and genotype on the contents of selected phenolics in strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.) fruits, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54, 2614-2620 (2006)
- [16] Olsson M. E., Ekvall J., Gustavsson K.-E., Nilsson J., Pillai D., Sjöholm I., Svensson U., Akesson B. and Nyman M. G.L., Antioxidants, low molecular weight carbohydrates, and total antioxidant capacity in strawberries (*Fragaria x ananassa*): Effects of cultivar, ripening, and storage, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52, 2490-2498 (2004)
- [17] Hernanz D., Recamales A. F., Melendez-Martinez A. J., Gonzalez-Miret M. L. and Heredia F. J., Assessment of the differences in the phenolic composition of five strawberry cultivars (*Fragaria x ananassa* Duch.) grown in two different soilless systems, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55, 1846-1852 (2007)
- [18] Kalt W., Forney C. F., Martin A. and Prior R. L., Antioxidant capacity, vitamin C, phenolics, and anthocyanins after fresh storage of small fruits, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47, 4638-4644 (1999)
- [19] Gardner P. T., White T. A. C., McPhail D. B. and Duthie G. G., The relative contributions of vitamin C, carotenoids and phenolics to the antioxidant potential of fruit juices, *Food Chemistry*, 68, 471-474 (2000)
- [20] Bordignon-Luiz M. T., Gauche C., Gris E. F. and Falcao L. D., Colour stability of anthocyanins from Isabel grapes (*Vitis labrusca* L.) in model systems, *LWT*, 40, 594-599 (2007)

- [21] Lopez-Serrano M., and Ros Barcelo A., Comparative study of the products of the peroxidase-catalyzed and the polyphenoloxidase-catalyzed (+)-catechin oxidation. Their possible implications in strawberry (*Fragaria x ananassa*) browning reactions, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50, 1218-1224 (2002)
- [22] Wrolstad R. E., Durst R. W. and Lee J., Tracking color and pigment changes in anthocyanin products, *Trends in Food Science & Technology*, 16, 423-428 (2005)
- [23] Lehari G., Erdbeeren, Ulmer, Düsseldorf, (2005), 1-15
- [24] Fox L., Hinrichsen T., Langley J., Schröder W. und Wobbe R., Die Erdbeere: Verführung in Rot, Husum Druck- und Verlagsgesellschaft GmbH, Husum, (2001), 5-9 / 75-77
- [25] Senser F. und Scherz H., Der kleine „Souci Fachmann Kraut“; Lebensmitteltabelle für die Praxis, Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart, (1991), 354
- [26] Knodel H., Bayrhuber H., Bässler U., Danzer A. und Kull U., Linder Biologie, J. B. Metzlersche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, (1983), 129
- [27] Fang Y. Z., Yang S. and Wu G. Y., Free radicals, antioxidants and nutrition, *Nutrition*, 18, 872-879 (2002)
- [28] Jacob R. A., The integrated antioxidant system, *Nutrition Research*, 15, 755-766 (1995)
- [29] Huang D., Ou B. and Prior R. L., The chemistry behind antioxidant assays, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53, 1841-1856 (2005)
- [30] Prior R. L., Wu X. and Schaich K., Standardized Methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53, 4290-4303 (2005)
- [31] Ou B., Huang D., Hampsch – Woodill M., Flanagan J. A. and Deemer E. K., Analysis of antioxidant activities of common vegetables employing radical absorbance capacity (ORAC) and ferric reducing antioxidant power (FRAP) assays: a comparative study, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50, 3122-3128 (2002)
- [32] Jakobek L., Seruga M., Novak I. and Medvidovic-Kasanovic M., Flavonols, phenolic acids and antioxidant activity of some red fruits, *Deutsche Lebensmittelrundschau*, 8, 369-378 (2007)

- [33] Lopes da Silva F., Escribano-Bailon M. T., Alonso J. J., Rivas-Gonzalo J. C., Santos – Buelga C., Anthocyanin pigments in strawberry, *LWT*, 40, 374-382 (2007)
- [34] Garcia-Viguera C., Zafrilla P. and Tomas-Barberan A. F., The use of acetone as an extraction solvent for anthocyanins from strawberry fruit, *Phytochemical Analysis*, 9, 274-277 (1998)
- [35] Giusti M. and Wrolstad R. E., Characterization and Measurement of anthocyanins by UV-visible Spectroscopy, *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, F1.2.1-F1.2.13 (2001)
- [36] Ngo T., Wrolstad R. E. and Zhao Y., Color quality of oregon strawberries – impact of genotype, composition, and processing, *Journal of Food Science*, 72, 25-32 (2007)
- [37] Asen S., Stewart R. N. and Norris K. H., Co-pigmentation of anthocyanins in plant tissues and its effect on color, *Phytochemistry*, 11, 1139-1144 (1972)
- [38] Tanner H. und Brunner H. R., *Getränke-Analytik*, Heller Chemie- und Verwaltungsgesellschaft mbH, Schwäbisch Hall, (1987), 21/39-41/47-49/65-66, 91-92/122-124
- [39] Gao L., and Mazza G., Characterization, quantitation and distribution of anthocyanins and colorless phenolics in sweet cherries, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 43, 343-346 (1995)
- [40] Alamanni M. C. and Cossu M., Radical scavenging activity and antioxidant activity of liquors of myrtle (*Myrtus vommunis* L.) berries and leaves, *Italian Journal of Food Science* n. 2, 16, 197-208 (2004)
- [41] Benzie I. F. F. and Strain J. J., The ferric reducing ability of plasma as a measure of „antioxidant power“: the FRAP assay, *Analytical Biochemistry*, 239, 70-76 (1996)
- [42] Guo C., Yang J., Jingyu W., Yunfeng L., Jing X and Yugang J, Antioxidant activities of peel, pulp and seed fractions of common fruits as determined by FRAP assay, *Nutrition Research*, 23, 1719-1726 (2003)
- [43] Re R., Pellegrini N., Proteggente A., Pannala A., Yang M. and Rice-Evans C., Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay, *Free Radical Biology & Medicine*, 26, 1231-1237 (1999)

- [44] Castillo-Sanchez J. X., Garcia-Falcon M. A., Garrido J., Martinez-Carballo E., Martins-Dias L. R. and Mejuto X.C., Phenolic compounds and colour stability of vinho wines: Influence of wine-making protocol and fining agents, *Food Chemistry*, 106, 18-126 (2008)
- [45] Grogg A. F., *Angewandte Statistik Kapitel 4.4: Vergleichstests*, Hochschule Wallis, Sitten, (2007), 41-42/ Anhänge 4-6
- [46] Sahari M. A., Boostani M. and Hamidi Z., Effect of low temperature on the ascorbic acid content and quality characteristics of frozen strawberry, *Food Chemistry*, 86, 357-363 (2004)
- [47] Morales F. J. and Jimenez-Perez S., Free radical scavenging capacity of maillard reaction products as related to colour and fluorescence, *Food Chemistry*, 72, 119-125 (2001)
- [48] Lingnert H. and Waller G. R., Stability of antioxidants formed from histidine and glucose by the maillard reaction, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 31, 27-30 (1983)
- [49] Tsai P.-J. and Huang H.-P., Effect of polymerization on the antioxidant capacity of anthocyanins in roselle, *Food Research International*, 37, 313-318 (2004)
- [50] Aaby K., Wrolstad R. E., Ekeberg D. and Skrede G., Polyphenol composition and antioxidant activity in strawberry purees; impact of achene level and storage, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55, 5156-5166 (2007)
- [51] Kammerer D. R., Schillmöller S., Maier O., Schieber A. and Reinhold C., Colour stability of canned strawberries using black carrot and elderberry juice concentrates as natural colourants, *European Food Research Technology*, 224, 667-679 (2007)
- [52] Rein M. J. and Heinonen M., Stability and enhancement of berry juice color, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52, 3106-3114 (2004)
- [53] Nilsson J., Pillai D., Önning G., Persson C., Nilsson A. and Akesson B., Comparison of the 2,2'-azinobis-3-ethylbenzotiazoline-6-sulfonic acid (ABTS) and ferric reducing antioxidant power (FRAP) methods to assess the total antioxidant capacity in extracts of fruit and vegetables, *Molecular Nutrition & Food Research*, 49, 239-246 (2005)
- [54] Phipps S. M., Sharaf M. H. M. and Butterweck V., Assessing antioxidant activity in botanicals and other dietary supplements, *Pharmacopeial Forum*, 33, 810-814 (2007)

- [55] Ou B., Hampsch Woodill M. and Prior R. L., Development and validation of an improved oxygen radical absorbance capacity assay using fluorescein as the fluorescent probe, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49, 4619-4626 (2001)
- [56] Davalos A., Gomez-Cordoves C. and Bartolome B., Extending applicability of the oxygen radical absorbance capacity (ORAC-fluorescein) assay, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52, 48-54 (2004)

7 Anhang

- Anhang 1: Übersicht der Messdaten der Verarbeitung zu Püree und Lagerung
- Anhang 2: Übersicht der Messdaten der Verarbeitung zu Saft
- Anhang 3: Übersicht der Messdaten der gelagerten Säfte

Anhang 1

In Tabelle 3 sind die Messdaten der einzelnen Proben während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Püree und der anschliessenden Lagerung wiedergegeben. Die Abkürzungen „Ld“ und „w“ stehen dabei für Lagerdauer und Wochen.

Tabelle 3: Messdaten während der Verarbeitung zu Püree und der anschliessenden Lagerung (Mittelwerte \pm Konfidenzintervall von 95 %, n=3)

Probe	AS [mg/kg]	GS [g/kg]	pH [-]	Brix [-]	MI [-]	AC [mg/kg]	I [-]	GP [mg GAE/kg]	DPPH	FRAP	TEAC
									AK [mmol TE/kg]	AK [mmol TE/kg]	AK [mmol TE/kg]
gefrorene Erdbeeren	386 \pm 14	11.06 \pm 0.08	3.35 \pm 0.02	7.06 \pm 0.05	25.3 \pm 1.4	510 \pm 6	0.748 \pm 0.018	2261 \pm 14	9.65 \pm 0.11	9.78 \pm 0.37	23.87 \pm 0.50
Erdbeeren bei 25 °C	255 \pm 13	10.98 \pm 0.17	3.45 \pm 0.04	6.95 \pm 0.02	24.7 \pm 0.5	497 \pm 10	0.733 \pm 0.076	2235 \pm 24	9.32 \pm 0.35	9.57 \pm 0.12	23.78 \pm 1.19
Maische	192 \pm 13	10.59 \pm 0.16	3.43 \pm 0.08	6.99 \pm 0.04	18.9 \pm 0.19	488 \pm 10	0.731 \pm 0.070	2231 \pm 31	9.32 \pm 0.14	9.71 \pm 0.26	23.69 \pm 1.05
Püree	187 \pm 9	10.65 \pm 0.10	3.34 \pm 0.06	6.99 \pm 0.03	11.6 \pm 0.3	460 \pm 9	0.693 \pm 0.020	2207 \pm 31	9.10 \pm 0.23	9.64 \pm 0.23	23.38 \pm 0.50
past. Püree	90 \pm 6	10.86 \pm 0.28	3.28 \pm 0.05	7.44 \pm 0.02	6.2 \pm 0.2	389 \pm 4	0.630 \pm 0.001	1961 \pm 37	8.16 \pm 0.20	8.95 \pm 0.31	22.79 \pm 0.86
enzymierte Maische	183 \pm 14	10.56 \pm 0.21	3.38 \pm 0.08	7.17 \pm 0.04	23.5 \pm 1.3	464 \pm 3	0.691 \pm 0.014	2221 \pm 22	8.78 \pm 0.34	9.59 \pm 0.59	23.35 \pm 1.00
enzymiertes Püree	177 \pm 11	10.79 \pm 0.38	3.39 \pm 0.04	7.32 \pm 0.04	20.1 \pm 0.8	459 \pm 3	0.688 \pm 0.005	2183 \pm 18	8.28 \pm 0.19	9.31 \pm 0.21	22.74 \pm 0.29
enz. und past. Püree	89 \pm 6	10.75 \pm 0.21	3.26 \pm 0.01	7.66 \pm 0.05	11.5 \pm 0.7	348 \pm 4	0.561 \pm 0.005	1844 \pm 36	8.34 \pm 0.15	8.71 \pm 0.68	21.43 \pm 0.57
Püree, Ld 3 w	63 \pm 9	10.66 \pm 0.22	3.31 \pm 0.04	7.45 \pm 0.03	4.3 \pm 0.2	286 \pm 2	0.458 \pm 0.006	1750 \pm 36	8.02 \pm 0.14	8.67 \pm 0.62	20.32 \pm 0.65
enz. Püree, Ld 3 w	61 \pm 10	10.79 \pm 0.30	3.30 \pm 0.04	7.72 \pm 0.03	11.1 \pm 0.3	290 \pm 9	0.467 \pm 0.014	1699 \pm 10	7.88 \pm 0.19	8.35 \pm 0.56	19.73 \pm 0.84
Püree, Ld 7 w	47 \pm 7	10.67 \pm 0.26	3.40 \pm 0.04	7.48 \pm 0.02	3.9 \pm 0.3	246 \pm 4	0.467 \pm 0.006	1802 \pm 29	7.46 \pm 0.22	8.01 \pm 0.50	20.72 \pm 0.64
enz. Püree, Ld 7 w	40 \pm 10	10.73 \pm 0.34	3.40 \pm 0.01	7.77 \pm 0.05	9.7 \pm 0.5	263 \pm 6	0.486 \pm 0.005	1796 \pm 19	7.37 \pm 0.31	8.04 \pm 0.61	20.29 \pm 0.29
Püree, Ld 11 w	30 \pm 6	10.79 \pm 0.10	3.40 \pm 0.01	7.43 \pm 0.02	3.9 \pm 0.2	211 \pm 4	0.441 \pm 0.008	1802 \pm 49	7.65 \pm 0.46	8.08 \pm 0.40	20.44 \pm 0.52
enz. Püree, Ld 11 w	42 \pm 7	10.81 \pm 0.13	3.38 \pm 0.01	7.69 \pm 0.01	8.3 \pm 0.5	220 \pm 5	0.458 \pm 0.004	1778 \pm 35	7.50 \pm 0.35	7.89 \pm 0.45	20.10 \pm 0.90

Anhang 2

In Tabelle 4 sind die Messdaten der einzelnen Proben während der Verarbeitung der Erdbeeren zu Saft wiedergegeben.

Tabelle 4: Messdaten während der Verarbeitung zu Saft (Mittelwerte \pm Konfidenzintervall von 95 %, n=3)

Probe	AS [mg/kg]	GS [g/kg]	pH [-]	Brix [-]	MI [-]	AC [mg/kg]	I [-]	GP [mg GAE/kg]	DPPH	FRAP	TEAC
									AK [mmol TE/kg]	AK [mmol TE/kg]	AK [mmol TE/kg]
gefrorene Erdbeeren	378 \pm 2	10.72 \pm 0.03	3.28 \pm 0.06	7.01 \pm 0.07	28.0 \pm 1.9	508 \pm 5	0.768 \pm 0.006	2267 \pm 26	9.70 \pm 0.56	9.73 \pm 0.41	23.98 \pm 0.79
aufgetaute Erdbeeren	295 \pm 3	10.64 \pm 0.03	3.33 \pm 0.04	6.98 \pm 0.02	28.2 \pm 1.7	481 \pm 6	0.732 \pm 0.010	2251 \pm 18	9.48 \pm 0.36	9.67 \pm 0.33	23.31 \pm 0.36
Maische	290 \pm 10	10.61 \pm 0.19	3.37 \pm 0.01	7.05 \pm 0.1	22.1 \pm 0.2	476 \pm 5	0.705 \pm 0.009	2244 \pm 24	9.13 \pm 0.60	9.72 \pm 0.43	23.18 \pm 0.36
Saft	291 \pm 6	10.48 \pm 0.24	3.40 \pm 0.01	6.99 \pm 0.07	66.6 \pm 8.15	395 \pm 9	0.646 \pm 0.006	1572 \pm 46	6.17 \pm 0.38	7.16 \pm 0.24	17.35 \pm 0.71
Trester	156 \pm 24	12.72 \pm 0.07	3.36 \pm 0.02	7.08 \pm 0.1	6.2 \pm 0.6	1464 \pm 5	1.702 \pm 0.062	5300 \pm 59	22.05 \pm 1.02	21.71 \pm 0.88	59.50 \pm 2.16
Saft KZE	240 \pm 3	10.48 \pm 0.03	3.32 \pm 0.04	6.99 \pm 0.07	43.4 \pm 3.6	359 \pm 3	0.529 \pm 0.017	1472 \pm 15	6.76 \pm 0.22	7.17 \pm 0.24	17.21 \pm 0.43
Saft Flaschenpast.	174 \pm 7	10.58 \pm 0.03	3.29 \pm 0.02	6.98 \pm 0.05	38.2 \pm 6.46	312 \pm 4	0.479 \pm 0.008	1412 \pm 21	6.51 \pm 0.15	7.15 \pm 0.42	17.05 \pm 1.28
enzymierte Maische	203 \pm 9	11.43 \pm 0.10	3.19 \pm 0.04	7.44 \pm 0.05	78.7 \pm 1.0	453 \pm 4	0.676 \pm 0.009	2231 \pm 30	9.10 \pm 0.12	9.71 \pm 0.60	22.96 \pm 0.78
Saft enz.	212 \pm 2	11.42 \pm 0.19	3.24 \pm 0.01	7.30 \pm 0.04	85.2 \pm 15	442 \pm 4	0.649 \pm 0.001	1806 \pm 59	7.44 \pm 0.19	8.48 \pm 0.56	20.88 \pm 0.72
Trester enz.	139 \pm 1	9.21 \pm 0.14	3.19 \pm 0.02	8.16 \pm 0.4	12.2 \pm 0.5	1123 \pm 10	1.791 \pm 0.032	6359 \pm 49	22.39 \pm 0.27	26.42 \pm 0.35	66.75 \pm 1.58
Saft KZE, enz.	149 \pm 6	10.88 \pm 0.16	3.23 \pm 0.01	7.22 \pm 0.04	38.5 \pm 2.72	387 \pm 5	0.579 \pm 0.004	1775 \pm 13	7.61 \pm 0.19	8.56 \pm 0.43	21.02 \pm 0.85
Klarsaft, enz.	116 \pm 4	10.94 \pm 0.21	3.18 \pm 0.01	6.89 \pm 0.04	116.5 \pm 1.6	413 \pm 5	0.597 \pm 0.009	1667 \pm 34	6.81 \pm 0.14	7.88 \pm 0.27	19.24 \pm 0.57
Klarsaft KZE, enz.	87 \pm 3	11.23 \pm 0.19	3.25 \pm 0.04	7.01 \pm 0.08	75.6 \pm 1.9	355 \pm 4	0.537 \pm 0.005	1633 \pm 18	7.63 \pm 0.14	8.48 \pm 0.19	20.78 \pm 0.75
Rückstand UF	173 \pm 6	10.89 \pm 0.11	3.24 \pm 0.01	6.74 \pm 0.1	82.0 \pm 0.6	377 \pm 2	0.577 \pm 0.009	1739 \pm 22	7.48 \pm 0.14	8.07 \pm 0.51	21.34 \pm 0.75

Anhang 3

In Tabelle 5 sind die Messdaten der einzelnen Saftproben während der Lagerung des Saftes wiedergegeben. Die Abkürzungen „Ld“ und „w“ stehen dabei für Lagerdauer und Wochen.

Tabelle 5: Messdaten während der Lagerung des Saftes (Mittelwerte \pm Konfidenzintervall von 95 %, n=3)

Probe	AS [mg/kg]	GS [g/kg]	pH [-]	Brix [-]	MI [-]	AC [mg/kg]	I [-]	GP [mg GAE/kg]	DPPH	FRAP	TEAC
									AK [mmol TE/kg]	AK [mmol TE/kg]	AK [mmol TE/kg]
Saft KZE, Ld 3 w	194 \pm 4	10.64 \pm 0.20	3.29 \pm 0.02	6.98 \pm 0.04	28.4 \pm 2.8	319 \pm 4	0.480 \pm 0.009	1462 \pm 13	6.40 \pm 0.34	7.05 \pm 0.88	17.12 \pm 1.08
Saft past., Ld 3 w	107 \pm 10	10.60 \pm 0.08	3.33 \pm 0.01	6.99 \pm 0.01	26.5 \pm 1.0	249 \pm 1	0.398 \pm 0.009	1365 \pm 32	6.53 \pm 0.20	6.93 \pm 0.30	16.73 \pm 0.64
Saft enz. KZE, Ld 3 w	125 \pm 10	10.76 \pm 0.07	3.28 \pm 0.01	7.34 \pm 0.01	23.0 \pm 0.5	332 \pm 6	0.518 \pm 0.015	1725 \pm 18	7.65 \pm 0.18	8.44 \pm 0.98	20.81 \pm 0.61
Klarsaft KZE, Ld 3 w	68 \pm 10	12.10 \pm 0.16	3.19 \pm 0.04	6.75 \pm 0.02	27.4 \pm 2.7	280 \pm 6	0.450 \pm 0.012	1588 \pm 47	7.20 \pm 0.13	8.09 \pm 0.83	19.10 \pm 0.69
Saft KZE, Ld 7 w	186 \pm 5	10.69 \pm 0.08	3.26 \pm 0.04	6.98 \pm 0.02	14.7 \pm 0.7	275 \pm 4	0.431 \pm 0.011	1439 \pm 48	6.78 \pm 0.16	7.03 \pm 0.37	16.94 \pm 0.59
Saft past., Ld 7 w	89 \pm 12	10.66 \pm 0.20	3.24 \pm 0.02	7.00 \pm 0.04	12.9 \pm 0.6	213 \pm 4	0.357 \pm 0.014	1382 \pm 26	6.52 \pm 0.23	6.82 \pm 0.20	16.63 \pm 0.79
Saft enz. KZE, Ld 7 w	106 \pm 6	11.18 \pm 0.14	3.13 \pm 0.02	7.25 \pm 0.01	15.5 \pm 0.5	263 \pm 4	0.444 \pm 0.012	1646 \pm 32	7.34 \pm 0.17	8.13 \pm 0.19	19.09 \pm 0.59
Klarsaft KZE, Ld 7 w	67 \pm 12	11.18 \pm 0.14	3.28 \pm 0.01	7.03 \pm 0.01	25.5 \pm 1.9	251 \pm 1	0.427 \pm 0.010	1591 \pm 39	7.14 \pm 0.40	7.72 \pm 0.39	18.80 \pm 0.63
Saft KZE, Ld 11 w	154 \pm 12	10.56 \pm 0.22	3.33 \pm 0.03	6.97 \pm 0.01	13.6 \pm 1.0	236 \pm 4	0.387 \pm 0.011	1445 \pm 23	6.69 \pm 0.35	6.91 \pm 0.52	16.82 \pm 0.60
Saft past., Ld 11 w	59 \pm 10	10.54 \pm 0.20	3.27 \pm 0.02	6.96 \pm 0.02	11.4 \pm 0.7	182 \pm 4	0.323 \pm 0.010	1335 \pm 40	6.43 \pm 0.20	6.35 \pm 0.37	16.37 \pm 1.08
Saft enz. KZE, Ld 11 w	101 \pm 12	11.11 \pm 0.19	3.19 \pm 0.04	7.24 \pm 0.03	19.0 \pm 1.6	235 \pm 4	0.406 \pm 0.005	1641 \pm 31	7.65 \pm 0.18	8.13 \pm 0.45	19.10 \pm 1.05
Klarsaft KZE, Ld 11 w	53 \pm 11	11.04 \pm 0.09	3.12 \pm 0.02	6.95 \pm 0.02	21.7 \pm 2.2	216 \pm 1	0.378 \pm 0.004	1516 \pm 40	7.16 \pm 0.17	7.71 \pm 0.54	18.61 \pm 1.05