



MASTERARBEIT | MASTER'S THESIS

Titel | Title

Die Nährstoffzusammensetzung der Kichererbse: Chemische
Analyse der Inhaltsstoffe und Antinutritiva

verfasst von | submitted by
Nathalie Runge BSc

angestrebter akademischer Grad | in partial fulfilment of the requirements for the degree of
Master of Science (MSc)

Wien | Vienna, 2024

Studienkennzahl lt. Studienblatt | Degree
programme code as it appears on the
student record sheet:

UA 066 862

Studienrichtung lt. Studienblatt | Degree
programme as it appears on the student
record sheet:

Masterstudium Chemie

Betreut von | Supervisor:

Univ.-Prof. Mag. Dr. Margit Cichna-Markl

Danksagung

Ich möchte mich an dieser Stelle bei denjenigen bedanken, durch welche diese Arbeit zustande gekommen ist. Ein großes Dankeschön gilt daher meinen Kolleg:Innen von der AGES, vor allem jedoch Magdalena Wagner, die mich in den vergangenen Monaten fortlaufend unterstützt hat. Die Zusammenarbeit hat stets große Freude bereitet und stellt für mich eine wertvolle Erfahrung dar. Des Weiteren möchte ich mich auch für die reibungslose Zusammenarbeit seitens der Universität Wien und der wissenschaftlichen Betreuung und Unterstützung von Margit Cichna-Markl bedanken. Zu guter Letzt gilt noch ein großer Dank meiner Familie und meinem Freund für die stetige Unterstützung, Motivation und Geduld.

Inhaltsverzeichnis

Danksagung	I
Inhaltsverzeichnis	II
Abbildungsverzeichnis	IV
Abkürzungsverzeichnis	VI
Tabellenverzeichnis	VIII
1 Einleitung	10
1.1 Problemstellung	10
1.2 Zielsetzung	12
2 Theoretische Grundlagen	13
2.1 Kichererbse	13
2.2 Inhaltsstoffe der Kichererbse	15
2.2.1 Proteine und Aminosäuren	16
2.2.2 Kohlenhydrate	18
2.2.3 Sekundäre und antinutritive Pflanzeninhaltsstoffe	21
2.2.3.1 Polypheole	22
2.2.3.2 Tannine	23
2.2.3.3 Proteinase-Inhibitoren	24
2.3 Analysenmethoden	24
2.3.1 Proteinbestimmung nach Dumas	24
2.3.2 Aminosäurebestimmung mittels Ionenaustauschchromatographie	25
2.3.3 Enzymatische Bestimmung der Stärke	26
2.3.4 Bestimmung von Mono-, Di- und Oligosacchariden mittels Ionenchromatographie	
27	
2.3.5 Bestimmung der Gesamtphenole mit der Folin-Ciocalteu Methode	28
2.3.6 Prinzip der Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität	30
3 Material und Methoden	31
3.1 Material	31
3.2 Methoden	34
3.2.1 Probenvorbereitung	34

3.2.2	Bestimmung der Tausendkommasse	34
3.2.3	Bestimmung der Feuchtigkeit.....	35
3.2.3.1	Bestimmung nach ISTA.....	35
3.2.3.2	Bestimmung mittels Brabender Automat.....	36
3.2.4	Rohproteinbestimmung nach Dumas.....	37
3.2.5	Aminosäurebestimmung mittels Ionenaustauschchromatographie	38
3.2.6	Enzymatische Bestimmung der Stärke	39
3.2.7	Bestimmung von Mono,- Di- und Oligosacchariden durch Ionenchromatographie	41
3.2.8	Fallzahlbestimmung.....	43
3.2.8.1	Kontrollierte Keimung für die Bestimmung der Fallzahl	44
3.2.9	Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität.....	45
3.2.10	Bestimmung der Gesamtphenole und Tannine	47
4	Ergebnisse und Diskussion.....	50
4.1	Probenbeschreibung.....	50
4.2	Bestimmung der Tausendkommasse	53
4.3	Bestimmung der Feuchtigkeit.....	55
4.4	Rohproteinbestimmung.....	58
4.5	Aminosäurebestimmung	62
4.6	Enzymatische Bestimmung der Stärke	67
4.7	Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide	69
4.8	Fallzahlbestimmung.....	74
4.9	Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität.....	77
4.10	Bestimmung der Gesamtphenole und Tannine	79
5	Zusammenfassung.....	82
6	Abstract (Deutsch).....	86
7	Abstract (English).....	87
7.1	Literaturverzeichnis.....	88
Appendix A	Abbildungen der Kichererbsensorten	93
Appendix B	Aminosäuregehalt aller Proben.....	118
Appendix C	Gemessene Extinktionen der Bestimmung der TIA aller Proben.....	120

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Temperaturanomalien in Europa seit 1910 bis 2022 (National Oceanic and Atmospheric Administration 2023).....	11
Abbildung 2: Kabuli-Typ (links), Desi-Typ (rechts) der Kichererbse (Eigene Darstellung). ...	14
Abbildung 3: Gulabi-Typ der Kichererbse (Eigene Darstellung).	14
Abbildung 4: Schematische Darstellung von L- und D- Isomeren von Aminosäuren (Berg et al. 2018).....	16
Abbildung 5: Fischer-Projektion der hydrophoben und polaren proteinogenen Aminosäuren. In Anlehnung an (Berg et al. 2018).....	17
Abbildung 6: Fischer-Projektion der positiv und negativ geladenen proteinogenen Aminosäuren. In Anlehnung an (Berg et al. 2018).....	18
Abbildung 7: Einteilung der Gruppe der Kohlenhydrate (Matissek et al. 2014).....	19
Abbildung 8: Einteilung der Kohlenhydrate und Nicht-Kohlenhydrate (Matissek 2019).....	20
Abbildung 9: Die wichtigsten Vertreter der sekundären Pflanzenstoffe (Schopfer und Brennicke 2010).....	21
Abbildung 10: Einteilung der verschiedenen polyphenolischen Gruppen (Rimbach et al. 2010).	22
Abbildung 11: Unterteilung der Gruppe der Tannine. In Anlehnung an (Yadav et al. 2007). 23	
Abbildung 12: Schematische Darstellung eines Stickstoffanalysators (LECO FP-2000) (Jung et al. 2003).....	25
Abbildung 13: Reaktion von Ninhydrin mit primären Aminosäuren (Gressner und Arndt 2013).	26
Abbildung 14: Reaktion der Folin-Ciocalteu Methode zur Bestimmung der Gesamtpolyphenole (Pérez et al. 2023).....	28
Abbildung 15: Hydrolyse des Substrats L-BAPA durch Trypsin (Panta 2017).....	30
Abbildung 16: Gepresste Probe in Zinnfolie mit Hilfe der Presse (Eigene Darstellung).....	37
Abbildung 17: Gradientenprofil der HPAEC-PAD zur Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide.....	42
Abbildung 18: Fallzahlgerät (links) und Viskosimeterrohr mit Rührviskosimeter (rechts). Eigene Darstellung.....	43
Abbildung 19: Protokoll der kontrollierten Auskeimung (Eigene Darstellung).	44
Abbildung 20: Boxplot des Desi- und Kabuli-Typs der Tausendkornmasse [g/1000 Körner in TM].....	54
Abbildung 21: Ergebnisse der Bestimmung der Feuchtigkeit nach ISTA und mittels Brabender-Automaten [%].....	56
Abbildung 22: Graphische Darstellung des Rohproteingehalts der Kichererbsen [% in TM]. 59	
Abbildung 23: Chromatogramm des Aminosäurestandards bei 440 nm.....	62
Abbildung 24: Chromatogramm des ox-Aufschlusses der Probe 001 bei 570 nm.	63
Abbildung 25: Chromatogramm des n-Aufschlusses der Probe 001 bei 570 nm.	63
Abbildung 26: Chromatogramm des n-Aufschlusses der Probe 001 bei 440 nm.	63

Abbildung 27: Graphische Darstellung der Aminosäurekonzentration als Mittelwert aller Proben [% in TM].....	65
Abbildung 28: Konzentration von essenziellen und nicht-essenziellen Aminosäuren der Kichererbse.....	65
Abbildung 29: Vergleich des Proteingehalts nach Dumas mit dem durch Summation der Aminosäuregehalte ermittelten Proteingehalt [% in TM].....	66
Abbildung 30: Chromatogramm des Multikomponentenstandards bei 10 ppm.	69
Abbildung 31: Chromatogramm der Probe 001.....	70
Abbildung 32: Graphische Darstellung der Konzentrationen der einzelnen Mono-, Di- und Oligosaccharide als MW ± SA aller Kichererbsensorten [% in TM].....	72
Abbildung 33: Graphische Darstellung der Konzentrationen der einzelnen Mono-, Di- und Oligosaccharide nach Kichererbsen-Typ [% in TM].....	73
Abbildung 34: Gekeimte Kichererbsen nach 24 Stunden (vor der Trocknung) (Eigene Darstellung).....	75
Abbildung 35: Gekeimte Kichererbsen nach 48 Stunden (vor der Trocknung) (Eigene Darstellung).....	75
Abbildung 36: Gekeimte Kichererbsen nach 120 Stunden (vor der Trocknung) (Eigene Darstellung).....	76
Abbildung 37: Trypsin-Inhibitor-Aktivität der verschiedenen Kichererbsenproben [mg/g in TM].	78
Abbildung 38: Graphische Darstellung der Konzentration der Gesamtphenole und Tannine in [% in TM].....	81
Abbildung 39: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Stärke, Rohproteine, Aminosäuren, Feuchtigkeit und TIA [% in TM].....	84
Abbildung 40: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Gesamtzucker, Gesamtphenole, Tannine und Saccharose [% in TM].....	84
Abbildung 41: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Fallzahl [s]....	85
Abbildung 42: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Tausendkornmasse [g/1000 Körner].....	85

Abkürzungsverzeichnis

Abkürzung	Wort
%	Prozent
°C	Grad Celsius
µL	Mikroliter
AACC	American Association of Cereal Chemists
Abb.	Abbildung
AGES	Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit
AOAC	Association of Official Analytical Chemists
AS	Aminosäure
ca.	circa
CaCl ₂ *2 H ₂ O	Calciumchlorid Dihydrat
d.h.	das heißt
Da	Dalton
dH ₂ O	deionisiertes Wasser
DMSO	Dimethylsulfoxid
DNA	Desoxyribonukleinsäure
dt/ha	Dezitonnen pro Hektar
et al.	et alii
F-C	Folin- Ciocalteu
h	Stunden
H ₂ O	Wasser
H ₂ O ₂	Wasserstoffperoxid
HCl	Salzsäure
HPAEC-PAD	Hochleistungs-Anionenaustauschchromatographie mit gepulster amperometrischer Detektion
i. Tr.	in der Trockenmasse
IBPGR	International Board for Plant Genetic Resources
ICC	International Association for Cereal Science and Technology
ISTA	International Seed Testing Association
kDa	Kilodalton
KOH	Kaliumhydroxid
L-BAPA	Benzoyl-L-Arginin-p-Nitroanilid
LSO100	Aminosäuren Standard (Labor Service Onken)
mg	Milligramm
min	Minute
µL	Milliliter

mol	Mol
MW	Mittelwert
N/A	not available (z.Dt. nicht verfügbar)
N ₂	Stickstoff
NaOH	Natriumhydroxid
n-Aufschluss	normaler Aufschluss
nm	Nanometer
nmol	Nanomol
NOR	Norleucin
NO _x	Stickstoffoxide
ox-Aufschluss	oxidativer Aufschluss
PP	Polypropylen
ppm	parts per million
PVP	Probenverdünnungspuffer
PVPP	Polyvinylpolypyrrrolidon
RNA	Ribonukleinsäure
rpm	rounds per minute
s	Sekunde
SA	Standardabweichung
TIA	Trypsin Inhibitor Aktivität
TKM	Tausendkornmasse
TM	Trockenmasse
U/min	Umdrehungen pro Minute
U/mL	Units pro Milliliter
VO	Verordnung
Σ	Summe

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Zusammensetzung der Kichererbse bezogen auf 100 g Trockenmasse (TM). In Anlehnung an (Rimbach et al. 2010)	15
Tabelle 2: Bioaktive Substanzen der Kichererbse. In Anlehnung an (Yadav et al. 2007)	15
Tabelle 3: Liste der verwendeten Chemikalien und Materialien.	31
Tabelle 4: Liste der verwendeten Geräte.	32
Tabelle 5: Liste der verwendeten Software.	33
Tabelle 6: Inhalt der im Megazyme Stärke Kit mitgelieferten Flaschen.	39
Tabelle 7: Geräteeinstellungen der HPAEC-PAD.....	42
Tabelle 8: Elutionsparameter der HPAEC-PAD zur Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide.....	42
Tabelle 9: Pipettierschema des Hauptversuchs der Trypsin-Inhibitor-Aktivitätsbestimmung	45
Tabelle 10: Verdünnungen der verdünnten Probenextrakte im Vorversuch.....	46
Tabelle 11: Pipettierschema des Vorversuchs der Analyse der Gesamtphenole.....	47
Tabelle 12: Pipettierschema der Kalibrationskurve.....	48
Tabelle 13: Pipettierschema der Probe 001 des phenolhaltigen und tanninfreien Extrakts. .	48
Tabelle 14: Liste der Kichererbsensorten.....	50
Tabelle 15: Liste der Kichererbsenproben für die Keimtests.....	51
Tabelle 16: Aussehen und Beschaffenheit der Kichererbsenproben.....	51
Tabelle 17: Ergebnisse der Bestimmung der Tausendkornmasse [g/1000 Körner in TM]. ...	53
Tabelle 18: Ergebnisse der Tausendkornmasse [g/1000 Körner im TM].	54
Tabelle 19: Ergebnisse der Feuchtigkeitsbestimmung nach ISTA und mittels Brabender Automat [%].....	55
Tabelle 20: Ergebnisse der Feuchtigkeitsbestimmung nach ISTA und Brabender-Automaten [%].	57
Tabelle 21: Ermittelter Rohproteingehalt nach Dumas [% in TM].....	58
Tabelle 22: Ergebnisse der Bestimmung des Rohproteingehalts [% im TM]	59
Tabelle 23: Berechneter Rohproteinertrag [dt/ha] berechnet auf 86 % TM.....	60
Tabelle 24: Rohproteinerträge nach Kabuli- und Desi-Typ [dt/ha].....	61
Tabelle 25: Ergebnisse der Aminosäurebestimmung [% in TM].....	64
Tabelle 26: Ergebnisse der Stärkebestimmung aller Kichererbsensorten [% in TM].	67
Tabelle 27: Ergebnisse der Stärkebestimmung nach Kabuli-Typ und Desi-Typ [% in TM]... ..	68
Tabelle 28: Retentionszeiten der im Multikomponentenstandard enthaltenen Substanzen..	69
Tabelle 29: Ergebnisse der Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide [% in TM]....	70
Tabelle 30: Ergebnisse der Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide [% in TM]....	72
Tabelle 31: Ergebnisse der Bestimmung der Fallzahl [s].....	74
Tabelle 32: Ergebnisse der Bestimmung der Fallzahl [s].....	75
Tabelle 33: Ergebnis der Bestimmung der Fallzahl der ausgekeimten Proben [s]	76
Tabelle 34: Ergebnisse der Trypsin-Inhibitor-Aktivität [mg/g in TM].....	77
Tabelle 35: Ergebnis der Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität [mg/g in TM].....	79

Tabelle 36: Ergebnisse der Gesamtphenol- und Tanninbestimmung [% in TM].....	79
Tabelle 37: Ergebnis der Bestimmung der Konzentration der Gesamtphenole und Tannine in Prozent.....	81

1 Einleitung

Die Kichererbse ist eine Hülsenfrucht, welche weltweit, vorrangig aber in afroasiatischen Ländern, als Kulturpflanze von großer Bedeutung ist. Sie wird global in über 50 Ländern angebaut, wobei Indien der Hauptproduzent ist (Jukanti et al. 2012). Es gibt zwei verschiedene Kichererbsen-Typen: den Kabuli- und Desi-Typ. Ersterer ist vor allem in Ostasien und im Mittelmeerraum Europas bekannt und besitzt helle, runde und große Samen. Zweiterer ist vermehrt in Afrika sowie in Süd- und Südostasien zu finden und besitzt kleine, braune und runzlige Samen (Yadav et al. 2007). Kichererbsen sind reich an Proteinen sowie essenziellen Aminosäuren und besitzen trotz ihres geringen Anteils an Lipiden wichtige ungesättigte Fettsäuren wie Linolsäure oder Ölsäure (Jukanti et al. 2012). Mit über 50 % sind jedoch die Kohlenhydrate die Hauptkomponente der Kichererbse. Zudem sind sie eine Quelle essenzieller Mineralstoffe und reich an Phosphor und Magnesium (Yadav et al. 2007). Kichererbsen sind hitze- und trockenheitstolerante Leguminosen. Diese Eigenschaften sind auf das ausgeprägte Wurzelsystem der Pflanze mit den stickstofffixierenden Knöllchenbakterien (Rhizobien) zurückzuführen (Formayer und Becsi 2020). Sie dienen seit jeher als Nutzpflanze und finden sowohl in der Human- als auch Tierernährung Verwendung. Neben den potenziell gesundheitsfördernden Wirkungen besitzen Kichererbsen jedoch auch Inhaltsstoffe, welche negative Auswirkungen auf die Gesundheit haben können, sogenannte antinutritive Inhaltsstoffe. Protease-Inhibitoren sind beispielsweise Vertreter dieser Stoffklasse und führen bei Menschen und Tieren zu einer verminderten Proteinverdauung (Jeroch et al. 2017).

1.1 Problemstellung

Über die letzten Jahre konnten kontinuierliche Temperaturanstiege der europäischen Sommer gemessen werden. Die Statistik in Abbildung 1 zeigt die seit Anfang der 2000er stetig zunehmende Temperaturanomalie in Europa. Im Jahr 2022 wurde bereits eine Temperaturanomalie von über 2 °C überschritten (National Oceanic and Atmospheric Administration 2023). Laut Klimamodellen ist davon auszugehen, dass sich die Entwicklung der letzten Jahre fortsetzen wird. So werden die Sommer im Durchschnitt immer wärmer und trockener, die Winter wärmer, schneeärmer, aber feuchter. Zudem wird es vermehrt Extremwetterereignisse wie extreme Hitze, Trockenheit und Starkniederschläge geben (Brasseur et al. 2017).

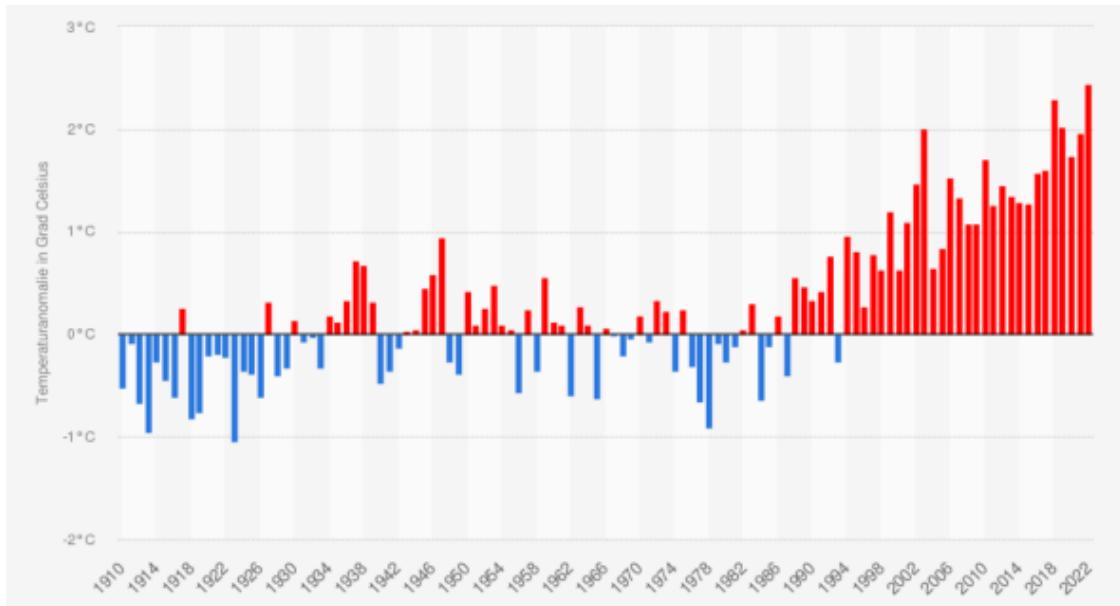


Abbildung 1: Temperaturanomalien in Europa seit 1910 bis 2022 (National Oceanic and Atmospheric Administration 2023).

Die Landwirtschaft ist wie fast kein anderer Wirtschaftssektor derart abhängig vom Klima. Temperatur- und Niederschlagsänderungen haben eine unmittelbare Auswirkung auf die physiologischen Prozesse von Kulturpflanzen. So haben Klimaveränderungen wie der Anstieg der Temperatur eine direkte Auswirkung auf das Wachstum, den Ertrag, die Qualität und die Phänologie von Kulturpflanzen. Ebenso zeigen Veränderungen im Niederschlag eine deutliche Auswirkung auf die Produktivität der Agrarökosysteme. Längere Trockenphasen bedeuten für Pflanzen ein geringeres oberirdisches Sprosswachstum durch das vermehrte Wurzelwachstum zur Kompensation der geringeren Verfügbarkeit des Bodenwassers (Brasseur et al. 2017).

Forschungsprogramme wie StartClim oder der Klimafond beschäftigen sich mit Themen rund um den Klimawandel und möglichen Anpassungsstrategien. Eine solche Anpassungsstrategie ist beispielsweise der Anbau von trockentoleranten Speise-Leguminosen. Leguminosen haben den Vorteil, Luftstickstoff zu binden und somit positiv auf die Umwelt und Folgekulturen zu wirken. Traditionell angebaute Speiseleguminosen wie Erbsen und Fisolen kämpfen mit klimawandelbedingter Hitze und Trockenheit, wodurch diese Ertragseinbußen erleiden müssen. Für österreichische Landwirt:innen rücken daher Leguminosen wie z.B. die Kichererbsen in den Vordergrund, welche an die Trockenheit angepasst sind. Bis dato gibt es in Österreich jedoch kaum Züchtungen oder Sortenversuche (Formayer und Becsi 2020).

Der regionale Anbau von Eiweißpflanzen hat nicht nur eine positive Auswirkung auf das Klima und die Umwelt, sondern auch auf die Ernährung. Hülsenfrüchte sind reich an Proteinen, spielen jedoch in der österreichischen Ernährung als Eiweißquelle derzeit eine untergeordnete Rolle, ist aber ein klares Ziel der Österreichischen Eiweißstrategie (Strangl 2021). Fleisch ist mit knapp 39,5 % die Haupteiweißquelle, an zweiter Stelle befinden sich Milch und Milchprodukte mit 19,5 %. Hülsenfrüchte liegen bei lediglich 0,2 %, wobei seit 2006 ein Aufwärtstrend zu erkennen ist. Als abgeleitete Maßnahme für die Anpassung an den Klimawandel ist somit eine verstärkte Züchtungsaktivität und ein breiteres Sortenspektrum von hitzetoleranten Leguminosen eine potenzielle Strategie. In Folge sind Studien zur Erhebung des Potentials von Leguminosen wie Hülsenfrüchten und der Einfluss dieser auf die Biodiversität von großem Interesse (Strangl 2021).

1.2 Zielsetzung

Für die Förderung der Biodiversität und Erkennung des Potenzials der Kichererbse in der österreichischen Landwirtschaft wurden im Rahmen eines Sortenversuchs 24 Kichererbssorten in Ostösterreich angebaut. Ziel dieser Masterarbeit ist die Bestimmung der Nährstoffzusammensetzung und antinutritiven Inhaltsstoffe der verschiedenen Sorten. Hierzu zählen Protein- und Aminosäuregehalt, Zuckerzusammensetzung sowie der Stärkegehalt. Zudem wurden weitere Parameter wie die Tausendkornmasse (TKM) und Trockenmasse (TM) erhoben. Die antinutritiven Inhaltsstoffe wie Tannine und Trypsin-Inhibitoren wurden ebenso ermittelt. Zusätzlich wurde bei rohen und ausgekeimten Kichererbssorten der Einfluss der Keimung auf die Enzymaktivität (α -Amylase-Aktivität) ermittelt. Die aus dieser Masterarbeit erhobenen Parameter tragen einerseits dazu bei, die Genbank der Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit (AGES) um die Kichererbssorten zu erweitern, da laut Stand Oktober 2023 nur drei Akzessionen der Kichererbse vorhanden sind (Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH 2023), andererseits liefern sie Hinweise über die Eigenschaften der in Österreich angebauten Kichererbsen. Die gewonnenen Daten werden somit als Orientierung für heimische Züchter:innen genutzt, um Empfehlungen für die österreichische Landwirtschaft ableiten zu können.

2 Theoretische Grundlagen

2.1 Kichererbse

Hülsenfrüchte (*Leguminosae*) sind Samen der Schmetterlingsblütler. Mit rund 650 Gattungen und mehr als 18.000 Spezies zählt die Familie der Leguminosae (Fabaceae) zu den größten der Blütenpflanzen. Zur Unterfamilie der Faboideae werden u.a. Sojabohnen, Erbsen, Linsen, Erdnüsse und Kichererbsen gezählt, welche in der Lebensmittel- und Futtermittelproduktion eingesetzt werden und außerdem in der Landwirtschaft als Zwischenfrüchte dienen (Rimbach et al. 2010). Leguminosen sind Pflanzen, die in der Lage sind, mit stickstofffixierenden Bakterien, den Knöllchenbakterien (Rhizobien), eine Symbiose einzugehen. Dadurch werden Bakterien mit Stickstoff versorgt, wobei dies im Gegenzug die Ernährung für die Pflanze sicherstellen. Somit sind Leguminosen geeignet, um auf stickstoffarmen Böden zu wachsen und dienen zudem in der Landwirtschaft als Gründünger (Piechulla und Heldt 2023). Leguminosen werden seit jeher als Nutzpflanze in der Human- und Tierernährung genutzt, wobei vor allem die Körnerleguminosen wie die Gartenbohne, Ackerbohne, Sojabohne, Mungbohne, Saat- und Felderbse, Lupine oder Kichererbse eine tragende Rolle spielen. Bereits im frühen Mittelalter wurden Hülsenfrüchte als Tierfuttermittel verwendet und dienten während der Schifffahrt als Nahrungsquelle für die Besatzung (Jeroch et al. 2017).

Die Kichererbse (*Cicer arietinum*) oder auch Echte Kicher, Römische Kicher oder Felderbse genannt, ist eine aus mutmaßlich Vorder- oder Südwestasien stammende Hülsenfrucht, und zählt zu einer der ältesten Kulturpflanzen. Ihr Anbau ist auf etwa 8.000 v. Chr. zurückzuführen. Kichererbsen werden in über 50 Ländern angebaut, wobei die Hauptproduktion mit 73 % in Südasien liegt. Der Anbau in Europa, Südamerika, West- und Zentralasien macht zusammen lediglich < 1 % aus (Yadav et al. 2007). Kichererbsen sind xerophil, d.h. Trockenheit liebende Pflanzen und benötigen somit für ihren Anbau relativ hohe Temperaturen. Zu hohe Temperaturen jedoch (35 °C am Tag/ 18 °C in der Nacht) haben zur Folge, dass die Pflanzenreifung zu schnell erfolgt, wodurch es zu Ertragseinbußen kommen kann. Aufgrund ihrer Resistenz gegenüber Dürre sind sie somit auch empfindlicher hinsichtlich Nässe, starker Sommerregen führt zu einem Anstieg möglicher Pilzerkrankungen der Pflanze und hat zeitgleich auch negative Auswirkungen auf die Bestäubung und Schotensbildung (Jeroch et al. 2017).

Man unterscheidet im Wesentlichen zwischen zwei Kichererbsen-Typen. Zumeinen dem Desi-Typ, welcher aus Indien stammt und kleine, runzlige, dunkle Samen besitzt und zum anderen dem Kabuli-Typ, welcher aus Mittelmeergebieten stammt und große, runde, cremefarbene Samen besitzt, siehe Abbildung 2 (Rimbach et al. 2010; Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH 2023a). Des Weiteren gibt es auch den Gulabi-Typ, einen Subtyp des Desi-Typs, welcher ebenfalls dunkle, jedoch runde Samen besitzt, siehe Abbildung 3 (Landwirtschaftliches Technologiezentrum Augustenberg). Das durchschnittliche Gewicht der Samen des Kabuli-Typs beträgt 0,2 g – 0,6 g, das des Desi-Typs hingegen nur 0,1 g – 0,3 g (Jukanti et al. 2012). Neben der optischen Unterscheidung der Samen gibt es weitere Parameter, durch die sich die beiden Kichererbsen-Typen unterscheiden. Die Pflanze des Desi-Typs ist eher klein und buschig, wohingegen die Pflanze des Kabuli-Typs halbwüchsig und halbaufrecht ist. Der Kabuli-Typ benötigt zudem, im Gegensatz zum Desi-Typ, eine bessere Bodenbeschaffenheit, sowie zusätzliche Bewässerungsanlagen. Dafür werden aufgrund der internationalen Nachfrage für den Kabuli-Typ bessere Preise erzielt (Bantilan et al. 2015).

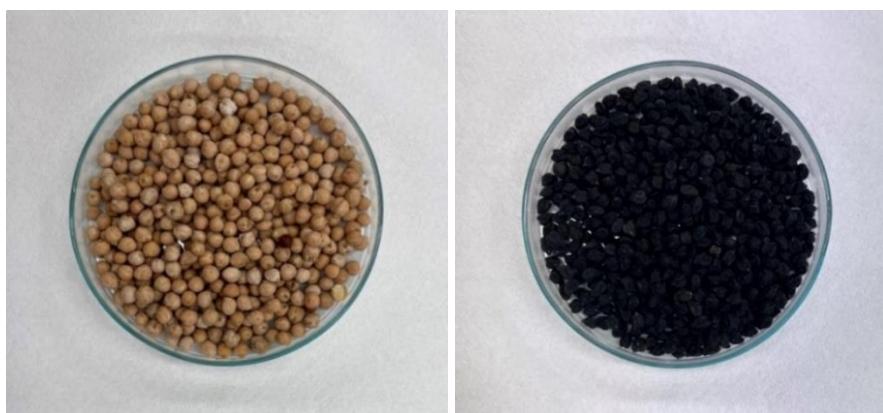


Abbildung 2: Kabuli-Typ (links), Desi-Typ (rechts) der Kichererbse (Eigene Darstellung).



Abbildung 3: Gulabi-Typ der Kichererbse (Eigene Darstellung).

2.2 Inhaltsstoffe der Kichererbse

Die Kichererbse besteht mit knapp 45 % mehrheitlich aus verdaulichen Kohlenhydraten, wobei weitere 16 % die Ballaststoffe darstellen. Proteine sind mit etwa 20 % ein bedeutender Bestandteil der Hülsenfrucht (Rimbach et al. 2010). Die typische Nährstoffzusammensetzung der Kichererbse pro 100 g Trockenmasse ist in der Tabelle 1 dargestellt. Aufgrund des hohen Proteingehalts der Kichererbse gilt diese als Grundnahrungsmittel in vielen Ländern, hauptsächlich jedoch in Indien. Sie dient aber nicht nur als günstige und gute Proteinquelle, sondern auch als Quelle essentieller Aminosäuren (Dachler 2023).

Tabelle 1: Zusammensetzung der Kichererbse bezogen auf 100 g Trockenmasse (TM). In Anlehnung an (Rimbach et al. 2010).

Inhaltsstoffe	[g / 100 g TM]
Verdauliche Kohlenhydrate	44,3
Protein	18,6
Ballaststoffe	15,5
Wasser	8,77
Fett	5,92

In Kichererbsen können im Allgemeinen sieben Klassen an bioaktiven Substanzen gefunden werden. Hierzu zählen: Protease-Inhibitoren, Oligosaccharide, Phytate, Saponine, Polyphenole, Isoflavone und Lektine. Protease-Inhibitoren kommen, im Vergleich zu anderen Hülsenfrüchten, sehr häufig vor, Oligosaccharide, Phytate und Saponine sind ebenso häufig enthalten. Polyphenole, Isoflavone und Lektine sind in Kichererbsen, im Gegensatz zu anderen Hülsenfrüchten, in geringeren Konzentrationen zu finden. Die Häufigkeit der bioaktiven Klassen im Vergleich zu anderen Leguminosen, als auch ihre biologische Aktivität sind in der Tabelle 2 zu sehen, wobei „++++“ für sehr abundant, „+++“ für abundant, „++“ für gering abundant und „±“ für sehr gering abundant steht. (Yadav et al. 2007).

Tabelle 2: Bioaktive Substanzen der Kichererbse. In Anlehnung an (Yadav et al. 2007).

Klasse	Relative Häufigkeit im Vergleich zu anderen Leguminosensamen	Biologische Aktivität
Protease-Inhibitoren	++++	Beeinträchtigung der Eiweißverdauung, Antitumoral
Oligosaccharide	+++	Präbiotika, Flatulenzen
Phytate	+++	Metallüberlastung, Senkung des glykämischen Index

Klasse	Relative Häufigkeit im Vergleich zu anderen Leguminosensamen	Biologische Aktivität
Saponine	+++	Wachstumshemmer, Senkung des Plasmacholesterinspiegels
Polyphenole	++	Antioxidans
Isoflavone	±	Phytoöstrogene, Stoffwechselkontrolle
Lektine	±	Schwere Wachstumsstörungen, Antitumoral

2.2.1 Proteine und Aminosäuren

Proteinogene Aminosäuren (AS), oder auch Standardaminosäuren genannt, sind Biomoleküle, welche als Bausteine für Proteine dienen. Sie bestehen aus vier Strukturmerkmalen: Einem zentralen Kohlenstoff Atom, auch C_α genannt, an welchem vier Substituenten gebunden sind, siehe Abbildung 4. Sie besitzen eine Carboxylgruppe (-COOH), eine Aminogruppe (-NH₂), ein Wasserstoffatom (-H) und eine variable Seitenkette (-R), welche sich je nach Aminosäure unterscheidet. Die einfachste Aminosäure ist Glycin, bei welcher die variable Seitenkette lediglich ein weiteres Wasserstoffatom ist. Bei allen anderen Aminosäuren befinden sich vier unterschiedliche Seitenketten am C_α -Atom, wodurch dieses ein chirales Zentrum besitzt und somit in D- und L-Enantiomer unterteilt werden kann. In der Natur kommen diese jedoch nicht im gleichen Verhältnis vor, denn für die Biosynthese von Proteinen werden lediglich L- α -Aminosäuren verwendet (Müller-Esterl 2018).

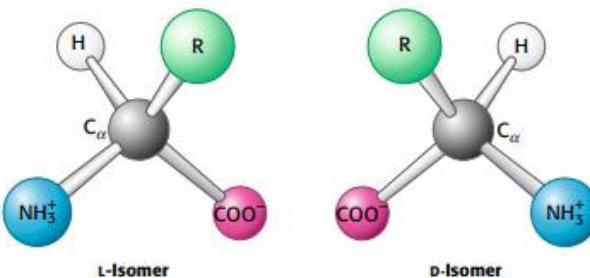


Abbildung 4: Schematische Darstellung von L- und D-Isomeren von Aminosäuren (Berg et al. 2018).

Aminosäuren verknüpfen sich unter Ausbildung einer Säureamid-Bindung (Peptidbindung) zu Peptiden. Von Oligopeptiden spricht man, wenn bis zu 10 Aminosäuren miteinander verknüpft sind, bis 100 Aminosäuren gilt die Bezeichnung Polypeptid. Makropeptide oder besser bekannt als Proteine besitzen eine Kettenlänge von 1000 und mehr Aminosäuren (Bannwarth et al. 2011).

Proteine besitzen ein Molekulargewicht von 10-1000 kDa und weisen eine definierte 3D-Struktur auf. Die Proteinstruktur lässt sich hierarchisch in Primär-, Sekundär-, Tertiär- und Quartärstruktur unterteilen. Die Primärstruktur ist die Aminosäuresequenz des Proteins. Unter der Sekundärstruktur bezeichnet man periodische Abschnitte wie die α -Helix oder das β -Faltblatt. Die Tertiärstruktur eines Proteins ist die räumliche Struktur aperiodischer Elemente und Sekundärstrukturen. Die Quartärstruktur ist die Gesamtheit von Untereinheiten und bildet zusammen ein oligomeres Proteinmolekül (Christen et al. 2015). Proteine sind an etlichen biologischen Prozessen beteiligt. Sie fungieren als Transport-, Speicher-, Bewegungs-, Stütz- bzw. Sklero-, Kontroll-, Rezeptor- oder Antikörperproteine und sind als Enzyme in enzymatischen Katalyseprozessen beteiligt (Bannwarth et al. 2011). Die Kategorisierung der Aminosäuren erfolgt entsprechend nach ihren Seitenketten in folgende Gruppen (Berg et al. 2018):

- Hydrophobe Aminosäuren: Glycin, Alanin, Leucin, Prolin, Valin
- Polare Aminosäuren: Serin, Threonin, Tyrosin, Cystein, Asparagin, Glutamin
- Positiv geladene Aminosäuren: Lysin, Arginin, Histidin
- Negativ geladene Aminosäuren: Aspartat, Glutamat

Abbildung 5 und Abbildung 6 stellen alle proteinogenen Aminosäuren in der Fischer-Projektion entsprechend ihrer Gruppe dar.

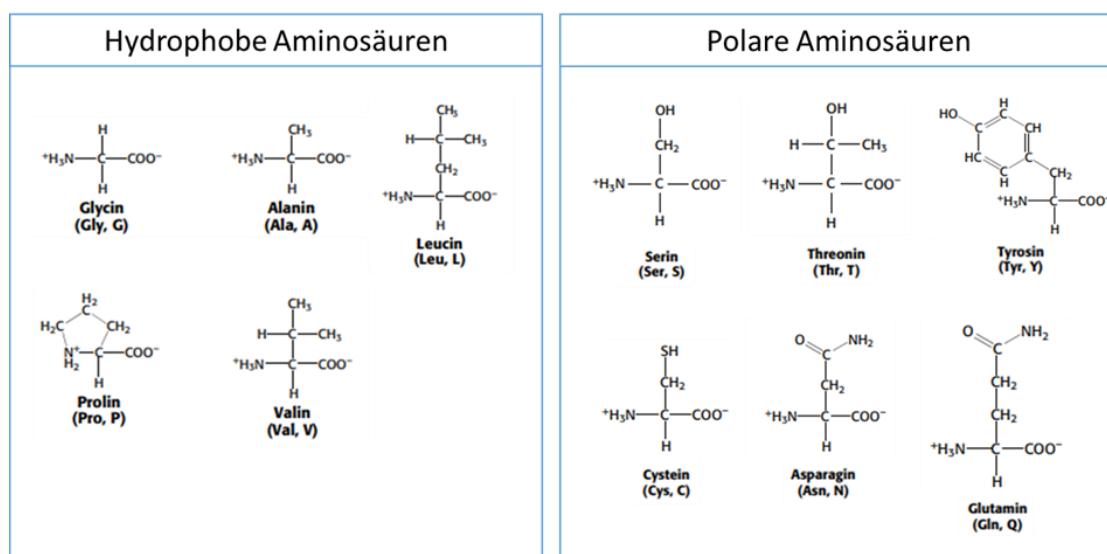


Abbildung 5: Fischer-Projektion der hydrophoben und polaren proteinogenen Aminosäuren. In Anlehnung an (Berg et al. 2018).

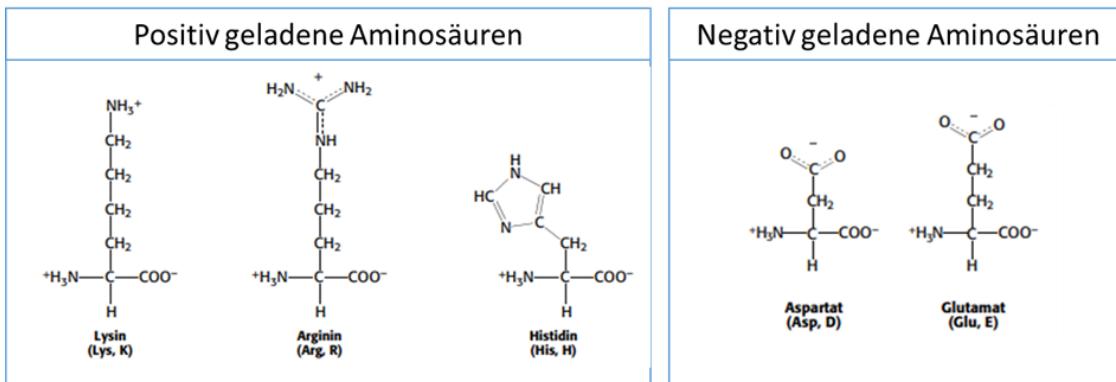


Abbildung 6: Fischer-Projektion der positiv und negativ geladenen proteinogenen Aminosäuren. In Anlehnung an (Berg et al. 2018).

Neben der Einteilung der Aminosäuren nach ihren Seitenketten gibt es zusätzlich noch eine Unterteilung in essenzielle und nicht-essenzielle Aminosäuren. Essenzielle Aminosäuren sind jene, die vom Organismus nicht selbst synthetisiert werden können und über die Nahrung aufgenommen werden müssen. Zu dieser Gruppe zählen die Aminosäuren Valin, Leucin, Isoleucin, Phenylalanin, Lysin, Methionin, Tryptophan, Threonin und zum Teil Histidin (Ebermann und Elmada 2008). Für die Aminosäure Histidin ist noch unklar, ob diese für den Erwachsenen essenziell ist, für Säuglinge hingegen schon. Semi-essenzielle Aminosäuren sind jene, welche aus bereits vorhandenen Aminosäuren selbst hergestellt werden können. Dazu gehört einerseits Tyrosin, welches aus Phenylalanin synthetisiert werden kann und andererseits Cystein, welches aus Serin oder Methionin synthetisiert werden kann. Nicht-essenzielle Aminosäuren können durch vorhandene Vorstufen durch den Organismus selbst hergestellt werden (Matissek 2019).

2.2.2 Kohlenhydrate

Kohlenhydrate sind in der Pflanzenwelt ein Bau- und Reservestoff, daher sind vor allem pflanzliche Lebensmittel reich an Kohlenhydraten (Matissek 2019). Die Polyhydroxycarbonyl-Verbindungen sind neben ihrer Funktion als Reservestoff auch als süßschmeckende Bestandteile in pflanzlichen Lebensmitteln wie Obst enthalten (Matissek et al. 2014). Sie haben einige physiologische Funktionen im menschlichen Körper, wie beispielsweise die Energiegewinnung, sowie -speicherung, die Synthese von DNA, RNA und Glykoproteinen und sind zudem an der Biosynthese nicht-essenzieller Aminosäuren beteiligt (Matissek 2019).

Kohlenhydrate sind eine Gruppe von nieder- bis hochmolekularen, polymeren Molekülen und werden in Monosaccharide, Oligosaccharide, Polysaccharide und Glykoside unterteilt. Die genaue Einteilung dieser ist in der Abbildung 7 zu sehen (Matissek et al. 2014).

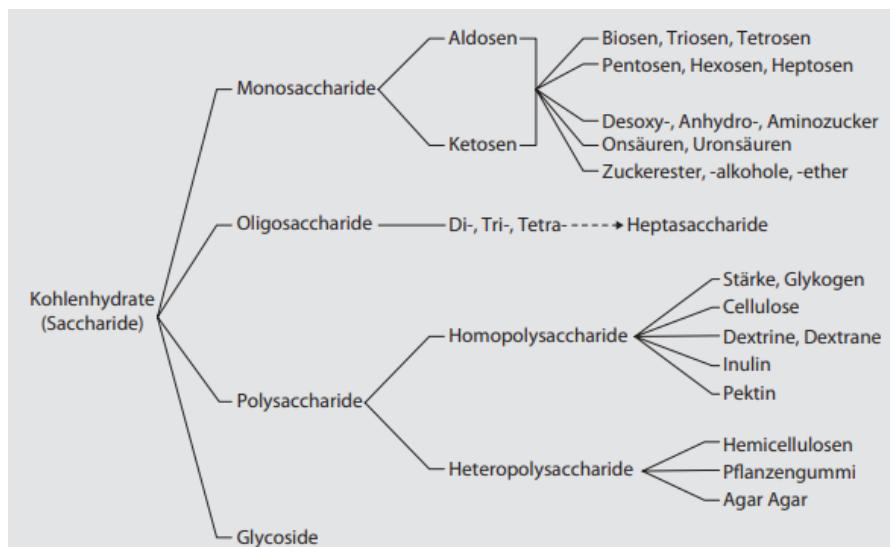


Abbildung 7: Einteilung der Gruppe der Kohlenhydrate (Matissek et al. 2014).

Kohlenhydrate können zudem noch in zwei weitere Gruppen unterteilt werden. Einerseits in Stärke und andererseits in Nicht-Stärke-Kohlehydrate, den Ballaststoffen (Rimbach et al. 2010). Stärke ist ein Polysaccharid bestehend aus α -D-Glucose Einheiten, welche über 1→4 bzw. 1→6 glykosidische Bindung miteinander verknüpft sind. Durch die unterschiedliche Verknüpfung der glykosidischen Bindung unterscheidet man Amylose und Amylopektin (Matissek 2019). Für den Abbau der Stärke sind die Enzyme α - und β -Amylase verantwortlich. Diese sind beispielsweise in Getreide zu finden und dafür verantwortlich, dass Reserveproteine und auch Kohlenhydrate während der Keimung abgebaut werden. (Ebermann und Elmada 2008). Das Enzym α -Amylase ist eine Endoglycosidase, welche Stärke inmitten von Kohlenhydratketten in Penta-, Hexa-, sowie Heptasaccharide spaltet, wodurch eine Stärkeverflüssigung erfolgt. Die β -Amylase hingegen ist eine Exoglycosidase, welche spezifisch Maltose-Einheiten abspaltet (Matissek 2019).

Ballaststoffe hingegen sind eine heterogene Gruppe von Stoffen, welche vom menschlichen Verdauungssystem nicht bzw. nur teils abgebaut werden können. Sie sind in pflanzlichen Produkten zu finden, vor allem in Vollkornprodukten, Hülsenfrüchten und Gemüse. Sie lassen sich in wasserlösliche Ballaststoffe unterteilen, beispielsweise Cellulose, Hemicellulose oder Lignin und wasserunlösliche Ballaststoffe, wie etwa Fructane, Pektin, Raffinose oder Xylose. Die schematische Einteilung der Kohlenhydrate in Ballaststoffe und Nicht-Ballaststoffe ist in Abbildung 8 zu sehen (Matissek 2019).

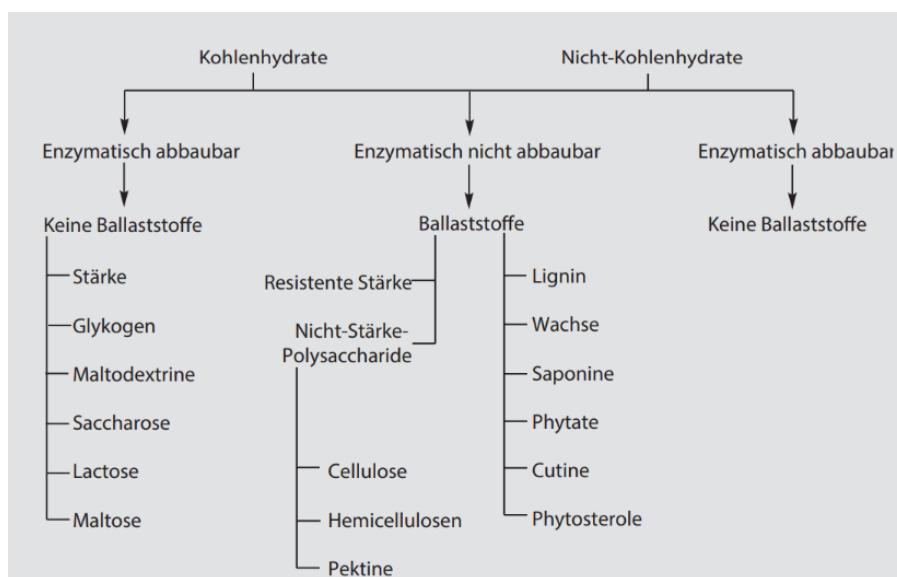


Abbildung 8: Einteilung der Kohlenhydrate und Nicht-Kohlenhydrate (Matissek 2019).

2.2.3 Sekundäre und antinutritive Pflanzeninhaltsstoffe

Sekundäre Pflanzeninhaltsstoffe sind eine chemisch sehr heterogene Gruppe aus bis zu 400.000 in der Natur vorkommenden Vertretern, welche zumeist pharmakologische Wirkungen besitzen. Sie werden in der Pflanze als Abwehrstoffe gegen Schädlinge und Erkrankungen oder als Lock-, Geschmacks-, und Duftstoffe genutzt (Schek 2002). Sekundäre Pflanzeninhaltsstoffe werden im Sekundärstoffwechsel der Pflanze gebildet. In Abbildung 9 sind die wichtigsten Vertreter der sekundären Pflanzenstoffe, sowie aus welchen Primärstoffen diese abgeleitet werden, dargestellt (Schopfer und Brennicke 2010).

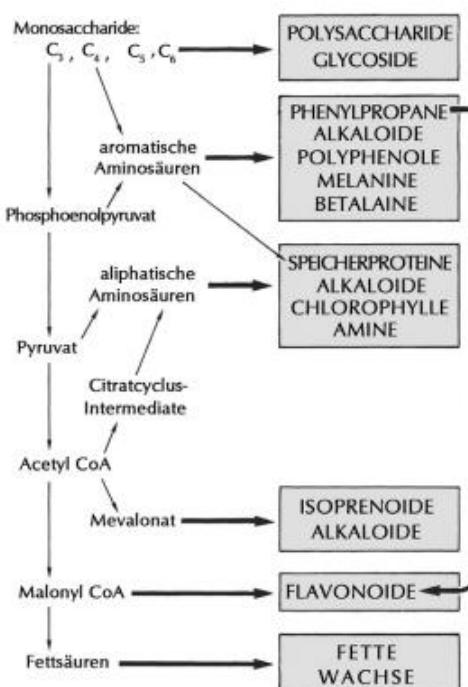


Abbildung 9: Die wichtigsten Vertreter der sekundären Pflanzenstoffe (Schopfer und Brennicke 2010).

Antinutritiva sind Inhaltsstoffe der Pflanze, welche die Aufnahme bestimmter Nährstoffe stören. Sie dienen der Pflanze als Abwehrmechanismus gegen äußere Gefahren und Umwelteinflüsse, im menschlichen Körper haben sie jedoch negative physiologische Auswirkungen und können toxisch sein (Yadav et al. 2007). Antinutritiva kommen in zahlreichen pflanzlichen Lebensmitteln wie Getreidekörnern, Hülsenfrüchten, Nüssen, Obst, Gemüse und vielen mehr vor (Petroski und Minich 2020). Der Gehalt an antinutritiven Inhaltsstoffen kann jedoch durch Kochen des pflanzlichen Lebensmittels reduziert werden (Nath et al. 2022). Antinutritive Inhaltsstoffe können in Protein- und Nicht-Protein basierte Antinutritiva unterteilt werden. Zu den Protein basierten Antinutritiva zählen Trypsin-Inhibitoren, Chymotrypsin-Inhibitoren, Lektine und antimykotische Peptide.

Unter Nicht-Protein basierten Antinutritiva versteht man Alkaloide, Tannine, Phytinsäure, Saponine und Phenole (Jukanti et al. 2012). Bei den Protein basierten antinutritiven Inhaltsstoffen der Hülsenfrüchte sind α -Amylase, Protease und Lektine bisher am meisten untersucht (Yadav et al. 2007).

2.2.3.1 Polyphenole

Polyphenole sind sekundäre Pflanzenstoffe und beinhalten eine Vielzahl an Verbindungen, welche als Strukturmerkmal mehr als zwei Phenol- oder Phenolether-Gruppen besitzen (Frede 2010). Sie lassen sich aufgrund gemeinsamer Strukturmerkmale in folgende Gruppen einteilen: Phenolsäuren, Flavonoide, Stilbene, Lignane, Cumarine, Chinone und Hydrochinone. Des Weiteren können Phenolsäuren und Flavonoide noch in weitere Subkategorien, wie in Abbildung 10 dargestellt, eingeteilt werden (Rimbach et al. 2010).

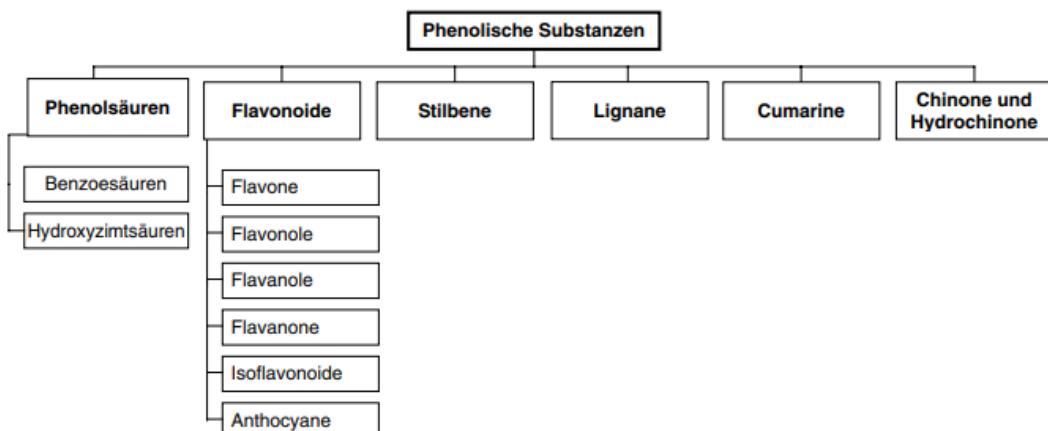


Abbildung 10: Einteilung der verschiedenen polyphenolischen Gruppen (Rimbach et al. 2010).

Polyphenole sind aus ernährungsphysiologischer Sicht von großem Interesse, da ihnen eine Vielzahl an potenziell gesundheitsfördernden Wirkungen zugeschrieben wird. Sie wirken möglicherweise (Rimbach et al. 2010):

- Antioxidativ
- Antikanzerogen
- Entzündungshemmend
- Antimikrobiell
- Immunmodulierend
- Antiatherogen
- Blutdruck beeinflussend
- Blutglukose beeinflussend

Polyphenole sind in einer Vielzahl an Nahrungsmitteln wie beispielsweise Früchten, Getreide, Gemüse, Tee, Kaffee, Wein oder auch Leguminosen vorhanden. Neben den genannten potenziell positiven Wirkungen auf die Gesundheit des Menschen hat der Verzehr von zu hohen Mengen auch potenzielle negative Auswirkungen. In *vitro*-Untersuchen sowie Tierstudien zeigten, dass einzelne Polyphenole karzinogen wirken und sich negativ auf die Schilddrüsenhormonsynthese auswirken können (Haller et al. 2013).

2.2.3.2 Tannine

Tannine sind Gerbstoffe, welche als Fraßschutz und Fungizid dienen. Sie beschützen zudem Pflanzen vor Mikroorganismen, indem sie die hydrolytischen Enzyme der Mikroorganismen beim Angriff auf die Pflanze inaktivieren. Sie sind in pflanzlichen Produkten, aber besonders in Borken einzelner Bäume oder in Gallen zu finden (Piechulla und Heldt 2023). Tannine werden, wie in Abbildung 11 dargestellt, in Gallotannine, Ellagitannine, komplexe Tannine und kondensierte Tannine unterteilt. Letztere sind dazu in der Lage, Proteine aus der Nahrung zu binden und somit in Folge die Proteinaufnahme zu reduzieren (Yadav et al. 2007).

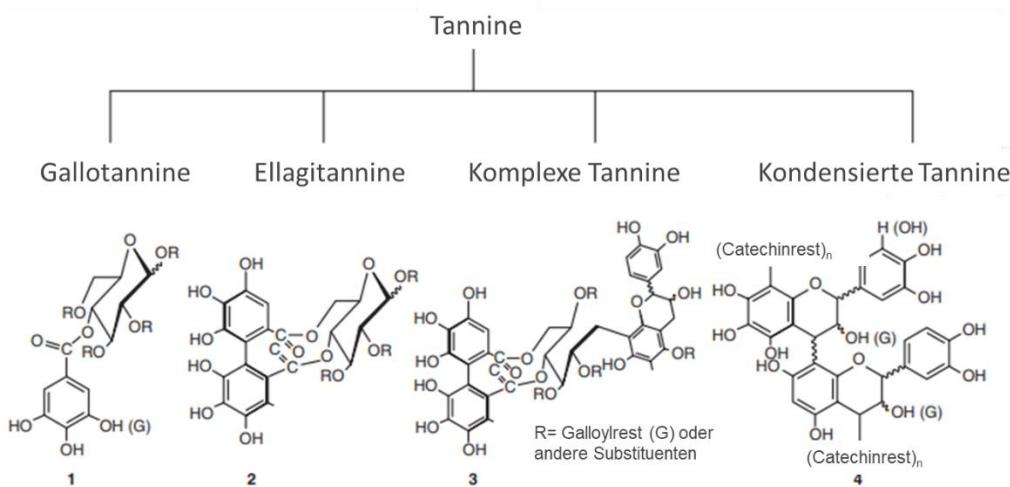


Abbildung 11: Unterteilung der Gruppe der Tannine. In Anlehnung an (Yadav et al. 2007).

2.2.3.3 Proteinase-Inhibitoren

Sogenannte Proteinase-Inhibitoren sind Proteine, welche Enzyme wie Trypsin oder Chymotrypsin inhibieren, indem sie diese als Komplex binden. Diese Enzymantagonisten kommen in einigen Lebensmitteln, aber besonders in Leguminosen vor. Sojabohnen weisen beispielsweise eine Konzentration von ca. 20 g/kg auf, Kichererbsen hingegen nur 2 g/kg. Proteinase-Inhibitoren werden in zwei Klassen eingeteilt: Kunitz-Trypsin-Inhibitoren und Bowman-Birk-Inhibitoren. Erstere besitzen für Trypsin ein inhibitorisches Zentrum, zweitere für Trypsin und Chymotrypsin (Rimbach et al. 2010). Der Kunitz-Trypsin-Inhibitor setzt sich aus 181 Aminosäuren zusammen, der Bowman-Birk-Inhibitor aus 71 Aminosäuren. Durch das Erhitzen verlieren die Trypsin- und Chymotrypsin-Inhibitoren ihre Wirksamkeit (Matissek 2020). Proteinase-Inhibitoren wie der Trypsin-Inhibitor kommen in Leguminosen in unterschiedlichsten Konzentrationen vor (Rimbach et al. 2010). Als antinutritive Inhaltsstoffe stören sie die Proteinverdauung, weshalb die Bestimmung dieses Parameters in der Lebensmittelindustrie von großem Interesse ist (Nath et al. 2022).

2.3 Analysenmethoden

2.3.1 Proteinbestimmung nach Dumas

Der Rohproteininhalt von Futtermitteln und pflanzlichen Rohstoffen kann neben dem gängigen Kjeldahlverfahren auch mit der Methode nach Dumas gemäß ISO 16334-1 bzw. 2 bestimmt werden. Als Rohprotein wird der Gesamtgehalt der Stickstoffverbindungen der zu untersuchenden Probe unter Einbezug eines geeigneten Proteinfaktors bezeichnet (Meißner 2016). Für unterschiedliche Lebensmittel werden zur Berechnung des Proteininhalts aus dem ermittelten Stickstoff unterschiedliche Faktoren herangezogen. Für pflanzliche Produkte wird im Allgemeinen ein Proteinfaktor von 6,25 verwendet. Die Methode beruht auf der katalytischen Verbrennung der Probe bei bis zu 1800 °C. Die bei der Verbrennung gebildeten Stickstoffoxide (NO_x) werden anschließend durch heißes Kupfer zu Stickstoff (N_2) reduziert (Matissek et al. 2014). Der molekulare Stickstoff wird anschließend an einem Wärmeleitfähigkeitsdetektor quantitativ bestimmt, wobei zugleich gebildete Verbrennungsprodukte mittels selektiver Adsorption entfernt werden (Meißner 2016).

Die schematische Darstellung des Aufbaus eines Stickstoffanalysators ist in Abbildung 12 zu sehen. Die Dumas-Methode bietet im Vergleich zu der gängigen Proteinbestimmung nach Kjeldahl einige Vorteile. Die Messung verläuft semi-automatisiert, dauert nur wenige Minuten pro Probe und der Einsatz von ätzenden und gefährlichen Chemikalien bleibt aus (Jung et al. 2003).

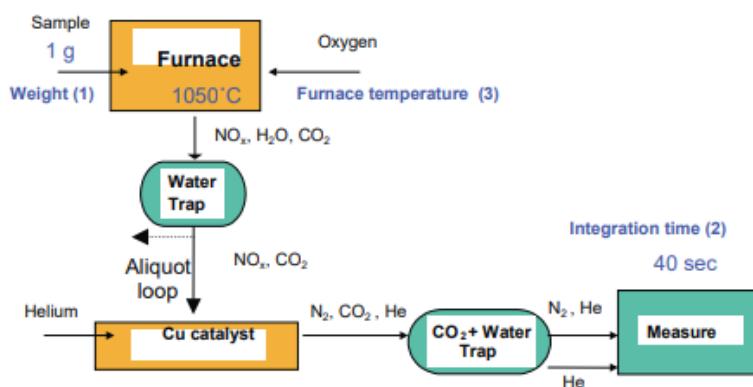


Abbildung 12: Schematische Darstellung eines Stickstoffanalysators (LECO FP-2000) (Jung et al. 2003).

2.3.2 Aminosäurebestimmung mittels Ionenaustauschchromatographie

Der Aminosäuregehalt von Futtermitteln kann nach Verordnung (VO) (EG) 152/2009 mittels Ionenaustauschchromatographie und photometrischer Detektion bestimmt werden. Dabei werden die Aminosäuren durch sauren Aufschluss in Lösung gebracht, indem die Aminosäuren mittels Salzsäure aus den Proteinen gewonnen werden, da unter diesen Bedingungen die Peptidbindungen gespalten werden. Die saure Hydrolyse zerstört jedoch Tryptophan, weshalb diese Aminosäure mit der Methode nach VO (EG) 152/2009 nicht bestimmt werden kann. Weiters werden die Aminosäuren Cystein und Methionin zum Teil zerstört, weshalb diese unter kontrollierten Bedingungen oxidiert werden müssen (Waters Corporation). Durch diese Instabilität der beiden Aminosäuren wird bei dieser Methode in einen oxidativen und normalen Ansatz unterteilt, da nur beim oxidativen Ansatz die Aminosäuren Cystein und Methionin miterfasst werden. Diese werden vor dem sauren Aufschluss zu Cysteinsäure und Methioninsulfon oxidiert und anschließend durch die Ionenaustauschchromatographie mit Nachsäulenderivatisierung getrennt. Die Nachsäulenderivatisierung mit Ninhydrin wird routinemäßig in der Aminosäureanalytik verwendet. Dafür werden die Aminosäuren in der Ionenaustauschersäule durch Anwendung

verschiedener Puffersysteme sowie Puffer-, Temperatur- und pH-Gradienten getrennt und gelangen anschließend über ein Mischsystem in Kontakt mit Ninhydrin und reagieren unter Hitzeinwirkung im Nachsäulenreaktor (Gey 2021). Ninhydrin reagiert mit primären Aminosäuren im alkalischen Milieu unter Abspaltung von Wasser zu dem violetten Farbstoff Ruhemanns Violett, siehe Abbildung 13. Die Konzentration des gebildeten Farbstoffes kann anschließend photometrisch bei 570 nm detektiert werden. Die sekundäre Aminosäure Prolin hingegen bildet mit Ninhydrin einen gelben Farbstoff, welcher bei 405 nm bestimmt werden kann (Gey 2021).

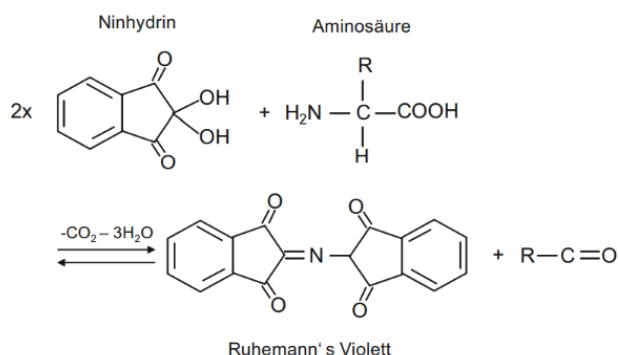
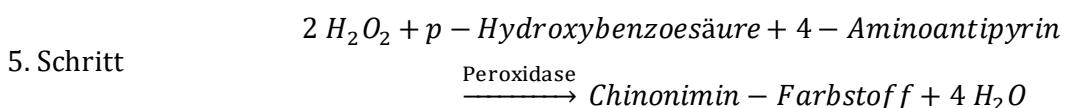
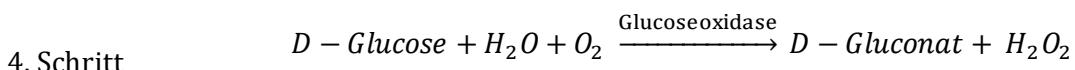
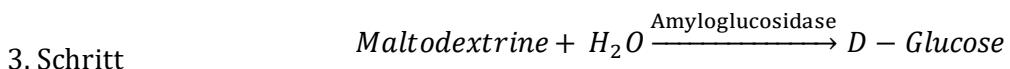
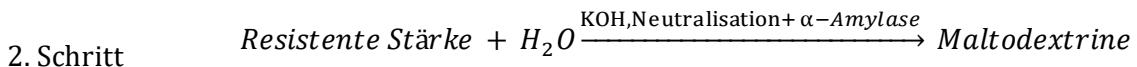
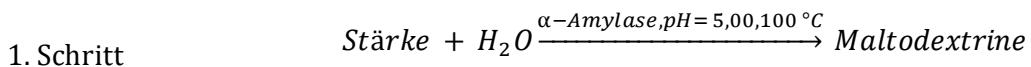


Abbildung 13: Reaktion von Ninhydrin mit primären Aminosäuren (Gressner und Arndt 2013).

2.3.3 Enzymatische Bestimmung der Stärke

Die enzymatische Bestimmung der Stärke beruht auf dem Assay „Total Starch (α -Amylase/Amyloglucosidase)“ der Firma Megazyme. Der Assay wurde nach den Methoden der Association of Official Analytical Chemists (AOAC) (Official Method 996.11) und American Association of Cereal Chemists (AAC) (Method 76.13.01) angepasst. Das Prinzip des Assays beruht auf dem Einsatz von thermostabiler α -Amylase und Amyloglucosidase zur Bestimmung der Gesamtstärke. Das Prinzip basiert auf folgenden fünf Schritten: Im ersten Schritt wird die Stärke unter Zugabe von thermostabiler α -Amylase bei 100 °C in verzweigte und unverzweigte Maltodextrine gespalten. Im zweiten Schritt kann in der Probe enthaltene resistente Stärke über Kaliumhydroxid (KOH) und darauffolgende Hydrolyse mit α -Amylase in Maltodextrine gespalten werden. Im dritten Schritt werden die Maltodextrine zu D-Glucose hydrolysiert durch Zugabe von Amyloglucosidasen. Im vierten Schritt wird D-Glucose zu D-Gluconat oxidiert, wobei ein Äquivalent Wasserstoffperoxid (H_2O_2) frei wird. Dieses wird im letzten Schritt durch Reaktion mit einem Farbreagenz und Peroxidase zu einem Chinonimin-Farbstoff umgewandelt.



2.3.4 Bestimmung von Mono-, Di- und Oligosacchariden mittels Ionenchromatographie

Die ÖNORM CEN/TS 15754 beschreibt eine Hochleistungs-Anionenaustauschchromatographie mit gepulster amperometrischer Detektion (HPAEC-PAD) Methode, mit der die Mono-, Di- und Oligosaccharide bestimmt werden können (Gressner und Arndt 2013). Die Ionenaustauschchromatographie ist eine Form der Flüssigkeitschromatographie, die darauf beruht, dass die Probenkomponenten aufgrund elektrostatischer Wechselwirkungen mit der stationären Phase aufgetrennt werden. Die an der Matrix der stationären Phase gebundenen ionischen Gruppen werden im Trennprozess durch die entgegengesetzt geladenen Analyt-Ionen ausgetauscht. Die Analyt-Ionen werden somit an der Oberfläche der stationären Phase angereichert und anschließend eluiert und vom Detektor erfasst, sobald ein Ion höherer Affinität an der Oberfläche binden kann (Gressner und Arndt 2013). Man unterscheidet zwischen Anionenaustauscher und Kationenaustauscher je nachdem, ob positiv oder negativ geladene Gruppen an dem Säulenmaterial gebunden sind (Jansohn und Rothämel 2012). Anionenaustauscher besitzen positiv geladene Gruppen wie NH_3^+ - oder NR_3^+ -Gruppen und können Anionen binden, wohingegen Kationenaustauscher negativ geladene Gruppen wie SO_3^- - oder COO^- -Gruppen besitzen und Kationen binden können (Gey 2021; Kurreck et al. 2022).

Die Methode der Hochleistungs-Anionenaustauschchromatographie für die Kohlenhydratanalytik beruht darauf, dass Kohlenhydrate mit einem pK_s -Wert von 12-14 schwache Säuren sind, wodurch ihre Hydroxylgruppen im hohen pH-Bereich als Oxyanionen vorliegen. Aufgrund dessen werden sie selektiv an starken Anionenaustauschersäulen auf Polymerbasis gebunden und darauffolgend eluiert, wobei die Trennung durch die Anzahl der Hydroxylgruppen, Anomerie oder den Polymerisationsgrad beeinflusst wird. Die Reihenfolge der Acidität der ionisierbaren Hydroxylgruppe in Bezug auf Glucose lautet: 1-OH > 2-OH \geq 6-OH > 3-OH > 4-O. Die anschließende gepulste amperometrische Detektion erfolgt zumeist an einer Gold- oder Platinanode (Corradini et al. 2012).

2.3.5 Bestimmung der Gesamtphenole mit der Folin-Ciocalteu Methode

Der Gesamtphenolgehalt in Lebensmitteln und pflanzlichen Rohstoffen kann mittels der Folin-Ciocalteu (F-C) Methode ermittelt werden. Die Methode beruht auf der Redoxreaktion des F-C-Reagens mit den phenolischen Substanzen in einer Lebensmittelprobe. Das F-C-Reagenz besteht aus einer Lösung aus Molybdatophosphorsäure und Wolframatophosphorsäure, welche durch die oxidierte phenolische Substanz in seine reduzierte Form überführt wird, siehe Abbildung 14. Die Reaktion verursacht eine Farbveränderung von gelb auf blau, wobei die Intensität der Blaufärbung direkt proportional zur Aktivität der Reduktion der phenolischen Substanzen ist. Der in alkalischer Lösung gebildete blaue Farbkomplex kann bei rund 760 nm spektroskopisch bestimmt werden (Pérez et al. 2023).

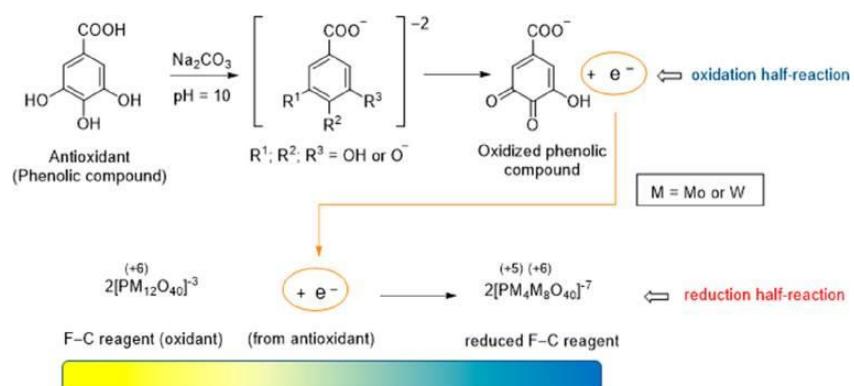


Abbildung 14: Reaktion der Folin-Ciocalteu Methode zur Bestimmung der Gesamtphenole (Pérez et al. 2023).

Spektroskopische Methoden basieren auf der Wechselwirkung elektromagnetischer Strahlung mit einem zu untersuchenden Objekt. Dabei kann die elektromagnetische Strahlung absorbiert, gestreut oder emittiert werden (Kurreck et al. 2022). In der UV/VIS Spektrometrie wird für analytische Aufgabenstellungen in einem Wellenlängenbereich von 200-800 nm gearbeitet (Gressner und Arndt 2013). Durch die elektromagnetische Strahlung im UV/VIS Bereich kommt es im bestrahlten Molekül zur Elektronenanregung und Absorption der Energie. Valenzelektronen aus energieärmeren Grundzuständen werden dabei in energiereichere Zustände überführt. Die einfallende Strahlung muss jedoch dabei genau der Differenz der beiden Energiezustände entsprechen, damit es zur Absorption kommen kann (Resonanzbedingung). (aprentas 2017). Das Ausmaß der Abschwächung von monochromatischem Licht durch eine Probelösung ist nach dem Lambert-Beer'schen Gesetz, siehe Formel (1), proportional zur Konzentration, Schichtdicke der Küvette und zum molaren, dekadischen Extinktionskoeffizienten. Die Lichtschwächung wird dabei als Extinktion angegeben (Gressner und Arndt 2013). Spektroskopische Methoden zeigen eine Vielzahl an möglichen Anwendungsgebieten und eignet sich gut für die Bestimmung der Konzentration von aromatischen Analyten, wie beispielsweise auch für die in Kapitel 2.3.5 dargestellte Methode, da aromatische Verbindungen vergleichsweise einfach angeregt werden (Ritgen 2020).

$$E = \log \frac{I_0}{I} = \varepsilon \times c \times d \quad (1)$$

E = Extinktion

I₀ = Intensität des eingestrahlten Lichts

I = Intensität des ausgestrahlten Lichts

ε = molarer dekadischer Extinktionskoeffizient

c = Konzentration der Probelösung

d = Schichtdicke der Küvette

2.3.6 Prinzip der Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität

Die Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität (TIA) beruht auf der durch Trypsin katalysierten Hydrolyse des Substrats Benzoyl-L-Arginin-p-Nitroanilid (L-BAPA) gemäß ISO 14902. L-BAPA reagiert mit Trypsin unter Abspaltung des farbigen Chromophors p-Nitroanilin, siehe Abbildung 15. Die bei einer Wellenlänge von 410 nm spektrophotometrisch messbare Extinktion ist proportional zur Trypsin-Aktivität. Diese wird durch die Anwesenheit von Trypsin-Inhibitoren gehemmt, wodurch diese durch Vergleich zu einem Trypsin Standard ermittelt werden können (Panta 2017).

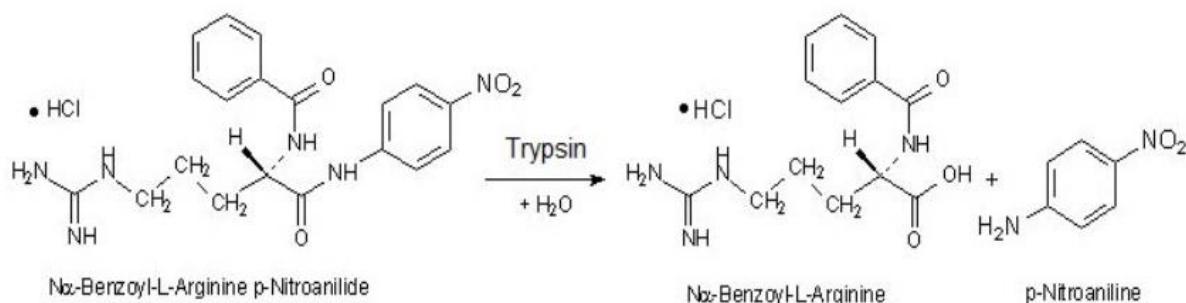


Abbildung 15: Hydrolyse des Substrats L-BAPA durch Trypsin (Panta 2017).

3 Material und Methoden

3.1 Material

Die in Abschnitt 3.2 verwendeten Chemikalien, Materialien und Geräte, sowie deren Hersteller sind in den Tabelle 3 und Tabelle 4 dokumentiert. Die für die Auswertung der Ergebnisse herangezogene Software ist in Tabelle 5 dargestellt.

Tabelle 3: Liste der verwendeten Chemikalien und Materialien.

Chemikalien und Materialien	Hersteller
2,2'-Thiodiethanol	Sigma-Aldrich
2-Propanol	Merck
5-Sulfosalicylsäure Dihydrat	Merck
Aceton HPLC Grade 99,5+ %	Alfa Aesar
Acetonitril gradient grade for liquid chromatography	Merck
Ameisensäure 98-100 %	Merck
Aminosäuren Kalibrierstandard (LSO100)	LaborService Onken
Trypsin aus Rinderpankreas	Sigma-Aldrich
Calciumchlorid Dihydrat (CaCl ₂ ·2 H ₂ O)	Merck
Dimethylsulfoxid (DMSO)	Merck
Einmal-Membranfilteraufsätze Porenweite 0,2 µm aus regenerierter Cellulose	Whatman
Einmalspritzen 10 mL	HENKE-JECT
Einmalspritzen 2 mL	B. Braun
Einwegküvetten PS Macro	VWR
Einwegpipetten diverser Größen	avantor
Einwegzentrifugenrörchen PP diverser Größe	Greiner Bio-One, FALCON
Eisessig 100 %	EMSURE
Eppendorf Tubes diverser Größe	Eppendorf
Fertigpuffer für Aminosäurenanalysator	biochrom
Folin-Ciocalteu (F-C) Reagenz	Sigma-Aldrich
Gase (Kohlenstoffdioxid, Stickstoff)	Messer Austria
Glaszentrifugenrörchen	Roth
Kaliumhexacyanoferrat Trihydrat	Merck
Kolbenhubpipetten diverser Volumina (20-200 µL, 100-1000 µL, 500-5000 µL)	RAININ

Chemikalien und Materialien	Hersteller
L-Asparaginsäure	Sigma-Aldrich
Megazyme Total Starch Kit	Megazyme
Methanol HPLC grade	VWR Chemicals
Mikrozentrifugentubes 2 mL	VWR
Natriumcarbonat (Na_2CO_3)	Merck
Natriumdisulfit	VWR Chemicals
Natriumhydroxid 0,1 M	Merck
Natriumhydroxid 32 % (NaOH)	VWR Chemicals
Ninhydrin-Reagenz	Biochrom
Norleucin	VWR Chemicals
Nylon Spritzenfilter 0,2 μm	VWR
Na-Benzoyl-L-arginin-4-nitroanilid-hydrochlorid (L-BAPA)	Sigma-Aldrich
Phenol	Merck
Polyvinylpolypyrrolidon	Sigma-Aldrich
Reinstwasser, Typ 1 (Reinstwasseranlage)	ENVIROFALK
Salzsäure (HCl) 25 %	Merck
Tri-Natriumcitrat Dihydrat	Merck
Tris-(hydroxymethyl)aminomethan (Tris)	Merck
Trypsin	Sigma-Aldrich
Wasserstoffperoxid 30 %	Merck
Zinksulfat Heptahydrat	Merck
Zinnfolie	Leco
Zuckerstandards (Galactose, Glucose, Fructose, Saccharose, Stachyose, Raffinose, Verbascose)	Sigma-Aldrich

Tabelle 4: Liste der verwendeten Geräte.

Geräte	Hersteller
Aminosäurenanalysator mit Autosampler	BIOCHROM 30+
Analysenwaage	Mettler Toledo
Antistatic Kit	Mettler Toledo
Dumaster D-480	Büchi
Exsikkator	Duran
Fallzahlmühle	Chopin-Technologies
Fallzahlgerät 1700	Perten Instruments
Feuchtigkeitsbestimmen	Brabender

Geräte	Hersteller
HPAEC (Autosampler, Detektor, Elektrode, Eluentengenerator, Pumpe, Säule)	Thermo Scientific
Labormühle 3310	Perten Instruments
Mehrplatzmagnetrührer	ika
Multifuge X Pro Series Zentrifuge	Thermo Scientific
pH-Elektrode Pro-ISM	Mettler Toledo
pH-Meter SevenCompact	Mettler Toledo
Rührviskosimeter	Perten Instruments
Shakematic 1095 Schüttler	Perten Instruments
Spektralphotometer V-630	biolab Ges.m.b.H.
Temperierte Wasserbad Haake DC30	Thermo
Tischzentrifuge CT 15E	Himac
Trockenschrank	Binder
Trockenschrank	Durocell
Überkopfschüttler	ika
Ultraschallbad RK510 H	RANDELIN SONOREX
Ultra-Zentrifugalmühle	Retsch
Viskosimeterrohr	Perten Instruments
Vortex MS 3 Basic	ika
Zählapparat (mit Behälter 3)	Contador Seed
Zentrifuge	VWR

Tabelle 5: Liste der verwendeten Software.

Gerät	Software
HPAEC-PAD	Chromeleon
Aminosäurenanalysator	OpenLAB CDS EZChrom Edition

3.2 Methoden

3.2.1 Probenvorbereitung

Die Kichererbsen wurden als ganze Körner geliefert und mussten für die folgenden Analysen homogenisiert und vermahlen werden. Lediglich für die Messung der TKM wurden die Kichererbsen als ganze Körner ohne Vermahlung verwendet. Für die Bestimmung der Trockenmasse nach International Seed Testing Association (ISTA) wurden die Kichererbsen auf eine Größe von ca. 4 mm grob geschrotet. Dafür wurde die Labormühle 3310 (Perten Instruments) verwendet. Für alle darauffolgenden Analysen wurden die grob geschroteten Proben anschließend auf eine Probengröße von $\leq 0,5$ mm fein vermahlt. Für die Feinvermahlung wurde die Zentrifugalmühle ZM200 (Retsch) bei 16000 rpm mit dem Sieb der Größe 0,5 mm genutzt. Für die Fallzahlbestimmung wurden zusätzlich Auswuchsversuche von ausgewählten Sorten durchgeführt. Diese wurden nach dem Auswuchs mittels Fallzahlmühle (Chopin-Technologies) fein auf $\leq 0,5$ mm vermahlt. Die Proben wurden während den Versuchen kühl gelagert. Zur Beurteilung der Signifikanz der in Kapitel 4 dargestellten Ergebnisse wurde für jeden analysierten Inhaltsstoff bzw. Parameter der Mann-Whitney-U-Test durchgeführt. Als Signifikanzniveau wurde $\alpha = 0,05$ (einseitig) gewählt, wobei Gruppe 1 (Kabuli-Typ) 20 Proben beinhaltet, Gruppe 2 (Desi-Typ) 5 Proben. Für die Durchführung des Mann-Whitney-U-Tests wurde die Software SPSS genutzt.

3.2.2 Bestimmung der Tausendkornmasse

Die Bestimmung der Tausendkornmasse ist eine Methode, mit welcher die Masse von 1000 Körnern - Getreide und Hülsenfrüchten bestimmt werden kann (ISO 520:2010-11). Die TKM ist somit eine Maßzahl zur Unterscheidung von Sorten und kann durch Anbaubedingungen beeinflusst werden (Rimbach et al. 2010). Faktoren, welche einen Einfluss auf die TKM haben, sind unter anderem die Wasser- und Nährstoffversorgung, Witterung oder auch die Dauer der Einkörnungsphase (Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH 2023b). Die Methode zur Bestimmung der TKM nach ÖNORM ISO 520:2010 unterteilt sich in die Bestimmung der TKM beim Probeneintrag und der TKM auf Basis der Trockenmasse. Für diese Masterarbeit wird nur zweitere ermittelt. Für die Bestimmung der TKM der Kichererbsen wurde eine Kornzahl von 200 gewählt, entsprechend der Kulturart „Mittel- und großsamige Leguminosen“. Eine Zählapparatur zur Bestimmung der TKM erfasst durch eine Lichtschranke die einzelnen Körner.

Für die Berechnung der TKM auf Basis der Trockenmasse ergibt sich somit folgende Formel (2).

$$\text{Tausendkornmasse (TKM)} = f \times m \times \frac{(100 - w_{H_2O})}{100} \quad (2)$$

f = Faktor in Abhängigkeit der Kornzahl

m = Masse der Probenkörner [g]

w_{H₂O} = Feuchtegehalt [%]

Für die Bestimmung der TKM wurden die ganzen Kichererbsen in die Zählapparatur überführt und somit die zuvor festgelegte Kornzahl von 200 bestimmt. Die Kichererbsen wurden vor der Abwaage auf Unversehrtheit kontrolliert, um etwaige beschädigte Körner auszutauschen. Abschließend wurden die Proben mit einer Analysenwaage abgewogen. Die Methode wurde in Doppelbestimmung durchgeführt. Für die Berechnung nach Formel (2) wird der Gehalt der Trockenmasse durch Bestimmung mittels Brabender Automat miteinbezogen. Der für die Berechnung der TKM benötigte Faktor beträgt, bei einer Kornzahl von 200, 5.

3.2.3 Bestimmung der Feuchtigkeit

3.2.3.1 Bestimmung nach ISTA

Die Methode zur Bestimmung der Feuchtigkeit nach ISTA dient zur Bestimmung des Wassergehalts bzw. der Trockenmasse von landwirtschaftlichem und pflanzlichem Saatgut. Die Trockenmasse stellt, nach Abzug aller flüchtiger Substanzen, die Masse an nicht flüchtigen Bestandteilen dar. Unter diesen fallen Lipide, Kohlenhydrate, Proteine oder auch Mineralstoffe (Matissek et al. 2014). Dafür wird, je nach Kornart, die Probe zuerst vermahlen und anschließend im Trockenschrank getrocknet. Die Dauer der Trocknung und das Temperaturprogramm werden ebenso in Abhängigkeit von der Kornart getroffen. Für die Kichererbse wird nach ISTA-Bestimmung eine Trocknung für 60 min \pm 3 min bei 130 °C durchgeführt, wobei die Probe zuvor grob vermahlen werden muss. Die Kichererbsen Körner wurden vor der Vermahlung durchmischt und anschließend in der Labormühle grob auf ca. 4 mm geschrötert. Anschließend wurden 10 g \pm 1 g der grob geschröterten Kichererbsenprobe in einer Trockenschale eingewogen. Die Masse der Trockenschale samt Deckel und Probe wurde gewogen und eine Stunde bei 130 °C getrocknet. Zum Auskühlen wurde das Probengefäß samt Probe für eine Stunde in den Exsikkator gestellt und abschließend erneut gewogen.

Für die Bestimmung der Feuchtigkeit in Prozent wurde die nachfolgende Formel (3) verwendet. Die Berechnung der Trockenmasse ergibt sich aus dem Feuchtigkeitsverlust und ist in Formel (4) dargestellt.

$$\text{Feuchtigkeit (\%)} = \frac{E' - A}{E} \times 100 \quad (3)$$

E' = Gewicht des Probenbehälters mit Probe [g]

E = Gewicht der Proben Einwaage [g]

A = Auswaage nach Trocknung [g]

$$\text{Trockenmasse (\%)} = 100 - \text{Feuchtigkeit (\%)} \quad (4)$$

3.2.3.2 Bestimmung mittels Brabender Automat

Für die Trockenmassebestimmung mittels Brabender Automat, sowie für alle restlichen Analysen muss die Probe, im Gegensatz zur Trockenmassebestimmung nach ISTA, fein vermahlen sein. Dafür wurde die Zentrifugalmühle ZM200 (Retsch) genutzt und die Probe wurde unter vorheriger Kühlung bei < 8 °C auf eine Größe von 0,5 mm vermahlen. Für die Bestimmung mittels Brabender Automat wurde $10\text{ g} \pm 1\text{ g}$ der fein vermahlenen Probe mit der im Gerät integrierten Waage abgewogen und bei 130 °C für 1 h getrocknet. Die gravimetrische Feuchtigkeitsbestimmung erfolgte automatisch durch das System des Geräts. Die dafür verwendete Formel ist in (5) zu sehen. Die Berechnung der Trockenmasse ist in der nachfolgenden Formel (6) zu sehen.

$$\text{Feuchtigkeit (\%)} = 100 - \left(\frac{A}{E} \right) \times 100 \quad (5)$$

E = Gewicht der Proben Einwaage [g]

A = Auswaage nach Trocknung [g]

$$\text{Trockenmasse (\%)} = 100 - \text{Feuchtigkeit (\%)} \quad (6)$$

3.2.4 Rohproteinbestimmung nach Dumas

Die Bestimmung des Rohproteingehalts nach Dumas wurde entsprechend der ISO 16634-1 bzw. 16634-2 durchgeführt. Dafür wurde 150 mg – 250 mg der Probe in Doppelbestimmung in eine Zinnfolie eingewogen und mit Hilfe der in Abbildung 16 dargestellten Presse in ein Pellet gepresst. Für die Messung wurde dieses in die entsprechende Position des Probengebers des Büchi DuMaster gelegt. Die Proben wurden in Doppelbestimmung analysiert. Als Kalibriersubstanz wurde Asparaginsäure verwendet, als Referenzmaterial Gerste. Zur Berechnung des Proteingehalts wurde ein Proteinfaktor von 6,25 herangezogen. Der ermittelte Rohproteingehalt wurde zudem auf die Trockenmasse bezogen.



Abbildung 16: Gepresste Probe in Zinnfolie mit Hilfe der Presse (Eigene Darstellung)

3.2.5 Aminosäurebestimmung mittels Ionenaustauschchromatographie

Die Bestimmung der Aminosäuren Cystein, Methionin, Lysin, Threonin, Alanin, Arginin, Asparaginsäure, Glutaminsäure, Glycin, Histidin, Isoleucin, Leucin, Phenylalanin, Prolin, Serin, Tyrosin und Valin erfolgte nach der Verordnung (EG) 152/2009 Anhang III.F. Tryptophan wird durch diese Methode nicht erfasst. Für die Bestimmung der Gesamtaminosäuren wurde im ersten Schritt eine saure Hydrolyse der Probe durchgeführt. Die Aminosäuren Cystein und Methionin können nicht direkt hydrolysiert werden, sondern müssen zuerst durch kontrollierte Oxidation in Cysteinsäure und Methioninsulfon umgewandelt werden (ox-Aufschluss). Für den ox-Aufschluss wurden 500 mg – 550 mg der Probe in eine 250 mL Pyrex-Flasche eingewogen und mit 10 mL einer zuvor frisch hergestellten Perameisensäure-Lösung für 45 min gerührt. Durch Zugabe von 1,7 g Natriumdisulfit wurde das überschüssige Oxidationsreagenz abgebaut. Für den normalen Aufschluss ohne Oxidation (n-Aufschluss) zur Bestimmung von Asparaginsäure, Threonin, Serin, Glutaminsäure, Prolin, Glycin, Alanin, Valin, Isoleucin, Leucin, Tyrosin, Phenylalanin, Histidin, Lysin und Arginin wurden ebenso 500 mg – 550 mg in eine 250 mL Pyrex-Flasche eingewogen. Die Proben des n-Aufschlusses und ox-Aufschlusses wurden für die saure Hydrolyse mit 25 mL einer Hydrolysemischung (6 M HCl mit 1g/L Phenol) versetzt und kurz gerührt. Die Proben wurden anschließend für 17 Stunden im Trockenschrank bei $115^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ hydrolysiert.

Am Folgetag wurden die Proben mit 13 mL 32 % NaOH neutralisiert. Dafür wurde schrittweise die 32 % NaOH hinzugefügt und zwischendurch abkühlen gelassen. Anschließend wurde der pH-Wert auf $2,2 \pm 0,02$ mit 32 % NaOH und 25 % HCl eingestellt und erneut 30 min gerührt. Der pH-Wert wurde erneut kontrolliert und gegebenenfalls auf 2,2 eingestellt. 2 mL eines 10 nmol/mL Norleucin (NOR) Probenverdünnungspuffers (PVP) wurden in einen 200 mL Messkolben vorgelegt und die Probelösung quantitativ in den Kolben überführt und mit Pufferlösung ohne NOR aufgefüllt. Die Probelösungen des n-Aufschlusses wurden 1:3 mit dem PVP mit NOR verdünnt und anschließend durch einen Membranfilter der Porengröße 0,2 μm filtriert. Die Proben des ox-Aufschlusses wurden unverdünnt eingesetzt und ebenso filtriert. Ein Aminosäurekalibrierstandard (100 nmol/mL) aus den zu analysierenden Aminosäuren wurde zu jeder Probensequenz gemessen. Die Auswertung der Spektren erfolgte über die Software OpenLAB CDS EZChrom Edition. Die Berechnung der Aminosäuren Gehalte in der Probe ist in Formel 7 beschrieben.

$$\text{Aminosäure Gehalt} \left[\frac{g}{kg} \right] = \frac{A \times c \times M \times V}{B \times m \times 1000} \quad (7)$$

A = Peakfläche des Hydrolysats

B = Peakfläche Kalibrierstandardlösung

c = Konzentration des Standards [$\frac{\mu\text{mol}}{\text{mL}}$ *]*

M = Molmasse der zu bestimmenden Aminosäure [$\frac{g}{\text{mol}}$ *]*

V = Gesamtvolumen des Probenhydrolysats [mL]

m = Einwaage der Probe [g]

3.2.6 Enzymatische Bestimmung der Stärke

Die Bestimmung der Stärke wurde mit dem Total Starch Kit (K-TSTA-100A) der Firma Megazyme durchgeführt und beruht auf dem im Kapitel 2.3.3 beschriebenen Prinzip. Für die Bestimmung der Stärke wurde die Durchführung für Proben, welche sowohl D-Glucose als auch Maltodextrine enthalten, angewandt. Die im Kit enthaltenen Chemikalien sind in Tabelle 6 zu sehen.

Tabelle 6: Inhalt der im Megazyme Stärke Kit mitgelieferten Flaschen.

Bezeichnung	Inhalt
Flasche 1	10 mL Thermostabile α -Amylase (3000 U/mL in Ceralpha reagent bei pH=6,5 oder 1600 U/mL in Ceralpha reagent bei pH=5,0)
Flasche 2	10 mL Amyloglucosidase (3300 U/mL in löslicher Stärke oder 200 U/mL in p-Nitrophenyl β -Maltosid bei pH= 4,5)
Flasche 3	GOPOD Reagenzien Buffer (50 mL, pH=7,4, p-Hydroxybenzoësäure and Natriumazid (0,095 % w/v))
Flasche 4	GOPOD Reagenzien Enzyme (Glucose Oxidase mit Peroxidase und 4-Aminoantipyrin)
Flasche 5	D-Glucose Standard Lösung (5 mL, 1 mg/mL in 0,2 % (w/v) Benzoesäure)
Flasche 6	Standardisierte Maisstärkekontrolle (85 % Stärke)

Zu Beginn wurden sämtliche Lösungen, welche im Kit noch nicht fertig einsatzbereit waren, hergestellt. Dafür wurde ein Natriumacetat Puffer mit Calciumchlorid (100 mM, pH= 5,0) hergestellt, welcher für die Herstellung von Lösung 1 genutzt wurde. Dafür wurde 1 mL der in Flasche 1 enthaltenen Lösung mit 30 mL des Puffers verdünnt. Die Lösungen aus Flasche 2, 5 und 6 konnten direkt eingesetzt werden. Lösung 3 wurde durch Verdünnung des Inhalts der Flasche 3 auf 1 L mit deionisiertem Wasser (dH₂O) hergestellt. Der Inhalt der Flasche 4 wurde mit 20 mL der Lösung 3 gelöst und quantitativ zu dem Rest der Lösung 3 hinzugegeben. Die so hergestellte Lösung stellt Lösung 4 (GOPOD Reagenz) dar.

Für die Bestimmung wurde 0,100 g ± 0,01 g der Probe in ein 15 mL Polypropylen Röhrchen eingewogen und 5 mL 80 % Ethanol hinzu pipettiert. Die Probe wurde 5 min bei 80 °C – 85 °C inkubiert und gevortext. Anschließend wurde erneut 5 mL 80 % Ethanol hinzugefügt und für 10 min bei 1800 xg zentrifugiert. Der Überstand wurde abdekantiert und das Pellet in 10 mL 80 % Ethanol resuspendiert, gevortext und erneut für 10 min bei 1800 xg zentrifugiert. Der Überstand wurde verworfen und 3 mL der Lösung 1 hinzu pipettiert und für 12 min in einem kochend heißen Wasserbad inkubiert, wobei die Probe nach 4, 8 und 12 min geschüttelt wurde. Anschließend wurde die Probe in ein 50 °C heißes Wasserbad gegeben, 100 µL der Lösung aus Flasche 2 hinzugegeben, gevortext und für 30 min inkubiert. Die Probe wurde anschließend quantitativ in einen 100 mL Messkolben überführt und mit dH₂O auf 100 mL aufgefüllt. Ein Aliquot der 100 mL Probelösung wurde bei 3000 rpm für 10 min abzentrifugiert und 100 µL in ein Glasröhrchen überführt. Zu der Probe wurde 3 mL der Lösung 4 (GOPOD Reagenz) hinzu pipettiert und für 20 min bei 50 °C inkubiert. Zusätzlich zu den Proben wurde ein Reagenzien Blank, welcher lediglich aus 100 µL dH₂O und 3 mL GOPOD Reagenz besteht, sowie eine D-Glucose Kontrolllösung, hergestellt. Die Extinktion der Proben wurde bei 510 nm gegen den Reagenzien Blank gemessen. Die Berechnung des Stärkegehalts erfolgte auf Grundlage der Formel (8) bzw. Formel (9). Die Ergebnisse wurden über die Wiederfindung der Stärkekontrolle korrigiert, siehe Formel (10).

$$\text{Stärke [\%]} = \Delta A \times \frac{F}{W} \times FV \times 0,9 \quad (8)$$

$$Stärke \text{ in der Trockenmasse } [\%] = Stärke [\%] \times \frac{100}{100 - Feuchtigkeit [\%]} \quad (9)$$

$\Delta A = \text{Gemessene Extinktion}$

$FV = \text{Finales Volumen } [= 100 \text{ mL}]$

$W = \text{Einwaage } [mg]$

$$F = \text{Umwandlung von Extinktion in } \mu\text{g} \left(\frac{100 \mu\text{g D - Glucose}}{\text{Extinktion für } 100 \mu\text{g Glucose}} \right)$$

$$0,9 = \text{Umwandlung von freier Glucose zu anhydro Glucose} \left(\frac{162}{180} \right)$$

$$Wiederfindung [\%] = \frac{\text{Ermittelter Stärkegehalt}}{\text{Theoretischer Stärkegehalt}} \times 100 \quad (10)$$

3.2.7 Bestimmung von Mono-, Di- und Oligosacchariden durch Ionenchromatographie

Die Bestimmung von Mono-, Di- und Oligosacchariden beruht auf dem Prinzip der HPAEC-PAD nach der Vornorm OENORM CEN/TS 15754:2008-12-01. Für die Extraktion der Mono-, Di- und Oligosaccharide wurden $0,500 \text{ g} \pm 0,1 \text{ g}$ in ein Zentrifugenröhren eingewogen und mit 1 mL Methanol versetzt. Nach kurzer Wartezeit wurde 45 mL Reinstwasser hinzugefügt und 10 min bei 45 rpm im Überkopfschüttler geschüttelt. Es wurde $0,5 \text{ mL}$ Carrez-Lösung I (15 % Kaliumhexacyanoferrat Lösung) hinzugefügt, gevortext und anschließend $0,5 \text{ mL}$ Carrez-Lösung II (30 % Zinksulfat Lösung) hinzugefügt und ebenfalls gevortext. Die Probe wurde 10 min bei 4000 rpm und Raumtemperatur zentrifugiert und der Überstand in einen 50 mL Messkolben überführt und mit Reinstwasser aufgefüllt. Der Extrakt wurde durch ein $0,2 \mu\text{m}$ Spritzenfilter filtriert, etwa $0,5 \text{ mL}$ verworfen und $1,5 \text{ mL}$ des Extrakts aufgefangen. Die Proben wurden über Nacht gekühlt gelagert. Zusätzlich zu den Kichererbsenproben wurde ein Referenzmaterial mitbestimmt. Die Proben wurden für die Analyse mittels HPAEC-PAD 1:20 verdünnt. Für die externe Kalibration wurde ein 50 ppm Multikomponentenstandard bestehend aus Galaktose, Glucose, Saccharose, Fructose, Raffinose, Stachyose und Verbascose hergestellt. Dieser wurde anschließend für die Erstellung der Kalibrierfunktion auf $25; 10; 5; 1; 0,5$ und $0,1 \text{ ppm}$ weiter verdünnt.

Die Auswertung und Berechnung der Ergebnisse erfolgte über die Software Chromeleon. Die gewählten Parameter sind in Tabelle 7 zu sehen.

Tabelle 7: Geräteeinstellungen der HPAEC-PAD.

Parameter	Einstellung
Vorsäule	Dionex CarboPac PA20 Guard, 3 x 50 mm
Trennsäule	Dionex CarboPac PA20 Analytical, 3 x 250 mm
Eluent	(A) Reinstwasser (B) 200 mM NaOH (C) 1000 mM NaOH
Flussrate	0,2 mL/min
Injektionsvolumen	10 μ L
Säulentemperatur	30 °C
Detektion	Gepulste amperometrische Einweg Goldelektrode, Kohlenhydrat zertifiziert

Die Elution der Mono-, Di- und Oligosaccharide erfolgte über einen Gradienten, siehe Tabelle 8. Das dazugehörige Gradientenprofil ist in Abbildung 17 zu sehen.

Tabelle 8: Elutionsparameter der HPAEC-PAD zur Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide.

Zeit	Flow [mL/min]	B [%]	C [%]
0	0,2	4	0
7,5	0,2	4	0
12,5	0,2	10	0
22,5	0,2	25	0
32,5	0,2	100	0
32,6	0,2	0	20
45	0,2	0	80
50	0,2	0	80
50,1	0,2	1	0
55	0,2	4	0
65	0,2	4	0

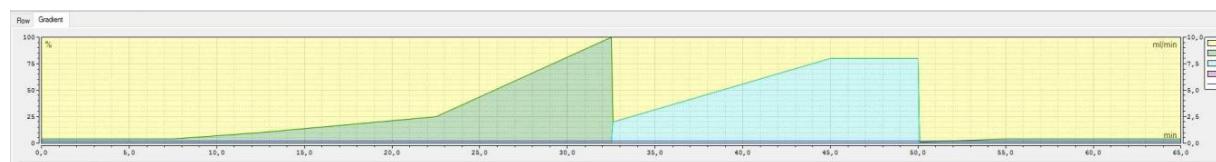


Abbildung 17: Gradientenprofil der HPAEC-PAD zur Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide.

3.2.8 Fallzahlbestimmung

Die Bestimmung der Fallzahl nach ICC (International Association for Cereal Science and Technology) Standard Nr. 107/1 nach Hagberg-Perten ist ein Maß für die α -Amylase Aktivität von Getreide, Mehlen oder stärkehaltigen Produkten. Die Methode beruht auf der Messung der Viskosität des Stärkekleisters, welches sich durch die Vermischung der stärkehaltigen Probe mit Wasser in einem heißen Wasserbad gebildet hat (Meißner 2016). Die Probe wurde auf $6\text{ g} \pm 0,01\text{ g}$ genau in ein Viskosimeterrohr eingewogen. Anschließend wurden zu der Probe $25\text{ mL dH}_2\text{O}$ hinzugefügt und mittels Shakematic Schüttler für einige Sekunden geschüttelt, um eine gleichmäßige Suspension zu erhalten. Das Viskosimeterrohr wurde mit dem Rührviskosimeter versetzt, wobei oben anhaftende Probe nach unten gedrückt wurde und darauffolgend in das kochend heiße Wasserbad des Fallzahlgeräts eingesetzt wurde. Nach Einsetzen des Viskosimeterrohrs samt Rührviskosimeter startete die Rührvorrichtung des Fallzahlgeräts und mischte die Suspension für 60 Sekunden. Nach Ablauf der Zeit wurde der Rührer an der höchsten Position im Viskosimeterrohr losgelassen und die Zeit automatisch vom System gestartet. Durch das Eigengewicht des Rührers sank dieser durch die Suspension und nachdem eine definierte Strecke durchlaufen wurde, stoppte das Fallzahlgerät automatisch die Messung. Das Ergebnis der Fallzahlbestimmung wird in Sekunden dargestellt, wobei die ersten 60 Sekunden des Rührens dazuzählen. Die Fallzahlapparatur samt Viskosimeterrohr ist in Abbildung 18 zu sehen.

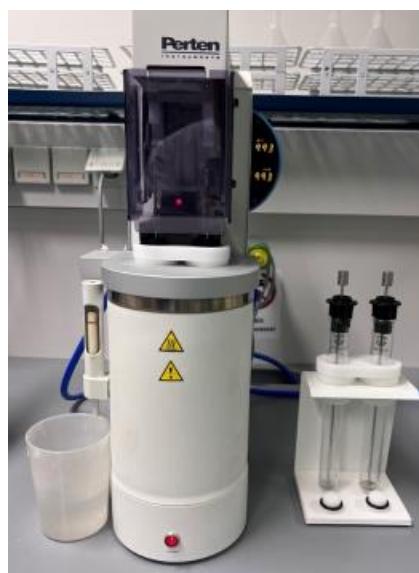


Abbildung 18: Fallzahlgerät (links) und Viskosimeterrohr mit Rührviskosimeter (rechts). Eigene Darstellung.

3.2.8.1 Kontrollierte Keimung für die Bestimmung der Fallzahl

Für den Vergleich der α -Amylase Aktivität zwischen kontrolliert ausgekeimten Proben und den erhaltenen Kichererbsenproben wurden zusätzlich zu der Bestimmung der Fallzahl kontrollierte Auskeimungen durchgeführt. Dafür wurden nach einem definierten Schema die Kichererbsenproben für 24, 48 und 120 Stunden gekeimt. Das angewandte Protokoll ist in Abbildung 19 zu sehen. Die getrockneten Proben wurden anschließend mittels der Fallzahlmühle auf eine Größe von $\leq 0,5$ mm vermahlen.

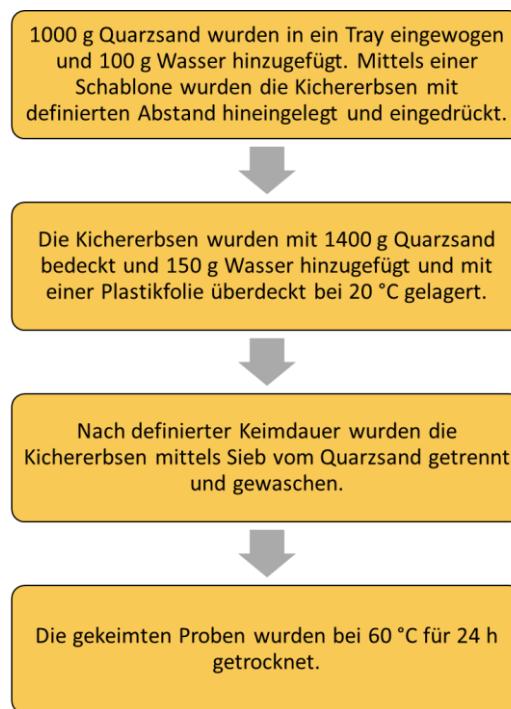


Abbildung 19: Protokoll der kontrollierten Auskeimung (Eigene Darstellung).

3.2.9 Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität

Die Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität der Kichererbsenproben nach OENORM EN ISO 14902 erfolgte in zwei nacheinander folgenden Schritten. Im ersten Schritt wurde die fein vermahlene Probe durchmischt und 1 g $\pm 0,001$ g in ein 200 mL Probengefäß eingewogen. 50 mL einer 0,01 M Natriumhydroxid (NaOH) Lösung wurden hinzu pipettiert und die Probe für 30 min auf dem Magnetrührer bei 320 U/min durchmischt. Anschließend wurden 50 mL dH₂O hinzugefügt und kurz gerührt. Der pH-Wert der Suspension wurde mit 1 M Salzsäure (HCl) auf 9,5 $\pm 0,1$ eingestellt. Die Probe wurde für ca. 2 h auf dem Magnetrührer bei 320 U/min erneut gerührt. Über Nacht wurde die Probe dann bei 4 °C in den Kühlschrank gestellt. Der zweite Schritt der Bestimmung erfolgte jeweils am Folgetag. Die über Nacht extrahierten Proben wurden zu Beginn in einem Vorversuch 1:10 mit dH₂O verdünnt. Die Trypsin-Arbeitslösung der Konzentration 0,0135 mg/mL wurde arbeitstäglich aus einer 270 mg/L Trypsin-Stammlösung durch Verdünnung mit CaCl₂*2 H₂O hergestellt. Die Messung der TIA erfolgte nach dem in Tabelle 9 dargestellten Pipettierschema.

Tabelle 9: Pipettierschema des Hauptversuchs der Trypsin-Inhibitor-Aktivitätsbestimmung

Chemikalie	Blindwert Standard	Trypsin Standard	Leerwert Probe	Probe
dH ₂ O	600 µL	600 µL	400 µL	400 µL
Verdünnter Probenextrakt	-	-	200 µL	200 µL
Essigsäure	200 µL	-	200 µL	-
L-BAPA	1000 µL	1000 µL	1000 µL	1000 µL
10 Minuten im Wasserbad bei 37 °C $\pm 0,25$ °C inkubieren				
Trypsin Arbeitslösung	200 µL	200 µL	200 µL	200 µL
Proben kurz vortexen und 12 Minuten im Wasserbad bei 37 °C $\pm 0,25$ °C inkubieren				
Essigsäure	-	200 µL	-	200 µL

In einem Vorversuch mit Probenextrakten von zwei Sorten wurde durch Wahl von unterschiedlichen Probenvolumina im Pipettieransatz die optimale Verdünnung (Inhibierung zwischen 40-60 %) für die restlichen Sorten ermittelt. Die Verdünnungen der Probenextrakte im Vorversuch sind in Tabelle 10 zu sehen. Aus dem Vorversuch ergaben sich für den Hauptversuch eine Verdünnung von 0,55 mL Probenextrakt auf 10 mL dH₂O für den Kabuli-Typ, für den Desi-Typ eine Verdünnung von 0,6 mL Probenextrakt auf 10 mL dH₂O. Für die Sorten mit der Herkunft aus Frankreich wurde eine Verdünnung wie beim Desi-Typen

durchgeführt, da sich zeigte, dass diese niedrigere Trypsin-Aktivität aufwiesen als andere Kabuli Sorten.

Tabelle 10: Verdünnungen der verdünnten Probenextrakte im Vorversuch

Probenummer	Verdünnung 1	Verdünnung 2	Verdünnung 3
Referenzmaterial	1:10	1:8	-
001	1:10	1:16,66	-
002	1:10	1:16,66	1:20

Die Messung wurde in Doppelbestimmung durchgeführt. Für die Berechnung der Inhibition und der TIA in mg/g wurden nachfolgende Formeln (11) und (12) verwendet.

$$I (\%) = \frac{(A_{Std} - A_B) - (A_P - A_{LW})}{(A_{Std} - A_B)} \times 100 \quad (11)$$

$$I = \text{Inhibition [\%]}$$

$$A_{Std} = \text{Extinktion der Standardlösung}$$

$$A_B = \text{Extinktion des Blindwerts}$$

$$A_P = \text{Extinktion des Probe}$$

$$A_{LW} = \text{Extinktion des Leerwerts der Probe}$$

$$\begin{aligned} TIA \left(\frac{\text{mg}}{\text{g}} \right) &= \frac{I}{100} \times \frac{c_{Try} \times V_{Try} \times V_0 \times V_1}{E \times V_2 \times V_3} \times \frac{R_{Try}}{100} \\ &= \frac{I}{100} \times \frac{m_{Try}}{m_P} \times \frac{R_{Try}}{100} \end{aligned} \quad (12)$$

$$I = \text{Inhibition [\%]}$$

$$E = \text{Einwaage der Probe [g]}$$

$$c_{Try} = \text{Konzentration der Trypsin Arbeitslösung [mg/mL]}$$

$$V_{Try} = \text{Volumen der Trypsin Arbeitslösung in Lösung [mL]}$$

$$m_{Try} = \text{Trypsinmenge in Lösung [g]}$$

$$m_P = \text{Probemenge in der Lösung [g]}$$

$$V_0 = \text{Extraktionsvolumen [mL]}$$

$$V_1 = \text{Volumen der Probenverdünnung [mL]}$$

$$V_2 = \text{Volumen des Probenextrakts [mL]}$$

$$V_3 = \text{Volumen des Probenextrakts in Lösung [mL]}$$

$$R_{Try} = \text{Reinheit des Trypsins [\%]}$$

3.2.10 Bestimmung der Gesamtphenole und Tannine

Die Bestimmung der Gesamtphenole und Tannine beruht auf der wie in Kapitel 2.3.5 beschriebenen Folin-Ciocalteu (F-C) Methode. Für die Extraktion der Gesamtphenole wurde $0,2 \text{ g} \pm 0,001 \text{ g}$ der gemahlenen Probe mit 10 mL 70 % Aceton versetzt und gevortext. Die Probe wurde anschließend zwei Mal 10 min im Ultraschallbad mit 5 min Pause extrahiert. Darauffolgend wurde die Probe in Folge 10 min bei 3000 xg bei 4 °C zentrifugiert. Für die Bindung der Tannine aus dem Probenextrakt wurden $0,1 \text{ g} \pm 0,05 \text{ g}$ Polyvinylpolypyrrolidon (PVPP) in ein Glasrörchen eingewogen, mit 1 mL dH₂O und 1 mL Probenextrakt versetzt und gevortext. Die Probe wurde für 15 min bei 4 °C inkubiert und für 10 min bei 3000 xg und 4 °C zentrifugiert. Der Überstand entsprach dem tanninfreien Probenextrakt.

Für die Ermittlung der geeigneten Konzentration der phenolhaltigen Probenextrakte im Arbeitsbereich der Kalibriergerade wurde ein Vorversuch durchgeführt. Dafür wurden die Standards niedrigster und höchster Konzentration, sowie unterschiedliche Volumina der Phenolextrakte (100; 200; 300 und 400 µL) herangezogen und nach dem in Tabelle 11 beschriebenen Schema pipettiert. Die Proben wurden ca. 10 min inkubiert und optisch mit den Standards verglichen. Aus dem Vorversuch ergab sich, dass für den Hauptversuch ein Probenvolumen von 250 µL zur Bestimmung der Phenole eingesetzt werden konnte. Der tanninfreie Extrakt wurde unverdünnt mit einem Probenvolumen von 500 µL eingesetzt.

Tabelle 11: Pipettierschema des Vorversuchs der Analyse der Gesamtphenole.

Probe	dH ₂ O [µL]	Tanninsäure Arbeitslösung 1mg/mL [µL]	1N F-C- Reagenz [µL]	0,75 M Na ₂ CO ₃ [µL]	Probenextrakt [µL]
Standard 1	480	20	250	1250	-
Standard 5	300	200	250	1250	-
001	300	-	250	1250	200
001	200	-	250	1250	300
001	100	-	250	1250	400

Im Hauptversuch zur Bestimmung der Gesamtphenole und Tannine wurde für die Standards der Kalibrationskurve das in Tabelle 12 dargestellte Pipettierschema herangezogen. Das Pipettierschema der phenolhaltigen, sowie der tanninfreien Probenextrakte anhand von Probe 001 ist in Tabelle 13 zu sehen.

Tabelle 12: Pipettierschema der Kalibrationskurve.

Probe	dH ₂ O [µL]	Tanninsäure Arbeitslösung 1mg/mL [µL]	1N F-C-Reagenz [µL]	0,75 M Na ₂ CO ₃ [µL]
Blank	500	0	250	1250
Standard 1	480	20	250	1250
Standard 2	450	50	250	1250
Standard 3	400	100	250	1250
Standard 4	350	150	250	1250
Standard 5	300	200	250	1250

Tabelle 13: Pipettierschema der Probe 001 des phenolhaltigen und tanninfreien Extraks.

Probe	dH ₂ O [µL]	Phenolhaltiger Extrakt [µL]	1N F-C- Reagenz [µL]	0,75 M Na ₂ CO ₃ [µL]	Tanninfreier Extrakt [µL]
001	250	250	250	1250	-
001	-	-	250	1250	500

Die Proben wurden für eine Stunde im Dunklen inkubiert und anschließend für 3 min bei 14000 rpm zentrifugiert. Die Messung der Extinktion der Proben wurde mittels Spektralphotometer bei 725 nm in PS-Küvetten durchgeführt. Als Blank wurden die Reagenzien ohne Probenextrakt herangezogen. Zur Berechnung des Gehalts an Gesamtphenolen und Tanninen wurden die nachfolgenden Formeln herangezogen. Die Ergebnisse wurden auf die Trockenmasse bezogen.

$$Gesamtphenole [\%] = \frac{\frac{(A1 - d)}{a} \times VE}{VP1 \times EW \times TM} \quad (13)$$

$$Tanninfreier Extrakt [\%] = \frac{\frac{(A2 - d)}{a} \times VE \times F}{VP2 \times EW \times TM} \quad (14)$$

$$Tannine [\%] = Gesamtphenole [\%] - Tanninfreier Extrakt [\%] \quad (15)$$

A1 = Extinktion 1 (Gesamtphenole)

A2 = Extinktion 2 (Tanninfreier Extrakt)

d = Achsenabschnitt der Kalibriergerade

a = Steigung der Kalibriergerade

VE = Extraktionsvolumen [mL]

$VP1$ = Volumen der Prüfflüssigkeit (Gesamtphenole) [mL]

$VP2$ = Volumen der Prüfflüssigkeit (Tanninfreier Extrakt) [mL]

EW = Einwaage [mg]

TM = Trockenmasse

F = Verdünnungsfaktor

4 Ergebnisse und Diskussion

4.1 Probenbeschreibung

Für die Masterarbeit wurden 24 verschiedene Kichererbsensorten, welche am Versuchsstandort Fuchsenbigl am Marchfeld in Niederösterreich angebaut wurden, zur Verfügung gestellt. Die Kichererbsen wurden am 10.05.2023 angebaut und 17.08.2023 geerntet. Die Abbildungen aller Kichererbsen mit Sortenname und Typ sind in Appendix A zu sehen. In der nachfolgenden Tabelle 14 sind die Probenummern und Sortennamen, sowie weitere Charakteristika wie Herkunft und Quelle angeführt. Bei Probe 003 und 004 handelt es sich um dieselbe Sorte (Flamenco), sie unterscheiden sich lediglich in der Aussaatstärke. In der Masterarbeit wurden jene beiden Proben als jeweils eigenständige Proben behandelt.

Tabelle 14: Liste der Kichererbsensorten.

Probennummer	Sortenname	Typ	Quelle	Herkunft
001	Cicerone	Kabuli	Tec2Trade	Italien
002	Vulcano	Kabuli	MyLocalFarm GmbH	Italien
003	Flamenco	Kabuli	Strube	Frankreich
004	Flamenco	Kabuli	Strube	Frankreich
005	Elmo	Desi	LIDEA	Portugal
006	Rondo	Kabuli	Strube	Frankreich
007	Donia	Kabuli	Hungarian University of agriculture and life sciences Kaposvár Campus	Ungarn
008	Dora	Gulabi	Hungarian University of agriculture and life sciences Kaposvár Campus	Ungarn
009	Maragiá	Kabuli	Tec2Trade	Italien
010	Analisto	Kabuli	LIDEA	Frankreich
011	Jafar	Kabuli	Societa produttori sementi spa	Italien
012	Gavdos	Kabuli	Saatbau Linz	Griechenland
013	Bori	Desi	Szarvasi Medicago Kft.	Ungarn
014	Sultano	Kabuli	MyLocalFarm GmbH	Italien
015	Reale	Kabuli	Societa produttori sementi spa	Italien
016	Amorgos	Kabuli	Saatbau Linz	Griechenland
017	Thiva	Kabuli	Saatbau Linz	Griechenland
018	CDC Orio	Kabuli	LIDEA	USA
019	Elixir	Kabuli	Tec2Trade	Portugal
020	Sokol	Kabuli	BSV Saaten	Russland

Probennummer	Sortenname	Typ	Quelle	Herkunft
021	Olga	Gubali	Research Institute for Fodder Crops Ltd. Troubsko	Tschechien
022	Badil	Kabuli	Semo Bio GmbH	Spanien
023	Pasciá	Kabuli	Tec2Trade	Italien
024	Katalin	Desi	Szarvasi Medicago Kft.	Ungarn
025	Twist	Kabuli	RWA	Frankreich

Die Proben, welche in Kapitel 4.8 für die Auskeimungen und Fallzahlbestimmung herangezogen wurden, sind in Tabelle 15 zu finden. Die Einstufung der Reife der Samen wurde am 10.07.2023 am Versuchsfeld in Anlehnung an International Board For Plant Genetic Resources (IBPGR) Chickpea Descriptors durchgeführt. Das Aussehen und die Beschaffenheit der einzelnen Kichererbsensorten ist in Tabelle 16 vermerkt.

Tabelle 15: Liste der Kichererbsenproben für die Keimtests.

Kichererbsen-Typ	Reife Früh	Reife Mittel	Reife Spät
Kabuli	018	006	001
	-	011	-
	-	025	-
Desi	005	013	-

Tabelle 16: Aussehen und Beschaffenheit der Kichererbsenproben.

Probennummer	Sortenname	Aussehen der Körner	Farbe der Körner
001	Cicerone	Groß, rund	Beige
002	Vulcano	Groß, rund	Beige
003	Flamenco	Groß, rund	Beige
004	Flamenco	Groß, rund	Beige
005	Elmo	Klein, runzlig	Schwarz
006	Rondo	Groß, rund	Beige
007	Donia	Groß, rund	Beige
008	Dora	Mittelgroß, runzlig	Rotbraun
009	Maragiá	Groß, rund	Beige
010	Analisto	Groß, rund	Beige
011	Jafar	Groß, rund	Beige
012	Gavdos	Groß, rund	Beige
013	Bori	Klein, runzlig	Braun
014	Sultano	Groß, rund	Beige

Probennummer	Sortenname	Aussehen der Körner	Farbe der Körner
015	Reale	Groß, rund	Beige
016	Amorgos	Groß, rund	Beige
017	Thiva	Groß, rund	Beige
018	CDC Orio	Groß, rund	Beige
019	Elixir	Groß, rund	Beige
020	Sokol	Groß, rund	Beige
021	Olga	Mittelgroß, rund	Rotbraun
022	Badil	Groß, rund	Beige
023	Pasciá	Groß, rund	Beige
024	Katalin	Klein, runzlig	Schwarz
025	Twist	Groß, rund	Beige

4.2 Bestimmung der Tausendkornmasse

Die Ergebnisse der Bestimmung der Tausendkornmasse der 25 Kichererbsenproben sind in der Tabelle 17 dargestellt. Die Berechnung wurde nach der in Kapitel 3.2.2 dargestellten Formel (2) auf Grundlage der Trockenmasse ermittelt, wobei für die Masse der Mittelwert (MW) aus der Doppelbestimmung herangezogen wurde.

Tabelle 17: Ergebnisse der Bestimmung der Tausendkornmasse [g/1000 Körner in TM].

Probennummer	Sortenname	Typ	TKM [g/1000 Körner in TM] (n=2)
001	Cicerone	Kabuli	277
002	Vulcano	Kabuli	262
003	Flamenco	Kabuli	244
004	Flamenco	Kabuli	269
005	Elmo	Desi	240
006	Rondo	Kabuli	286
007	Donia	Kabuli	269
008	Dora	Gulabi	253
009	Maragiá	Kabuli	402
010	Analisto	Kabuli	282
011	Jafar	Kabuli	386
012	Gavdos	Kabuli	394
013	Bori	Desi	110
014	Sultano	Kabuli	274
015	Reale	Kabuli	374
016	Amorgos	Kabuli	296
017	Thiva	Kabuli	314
018	CDC Orio	Kabuli	336
019	Elixir	Kabuli	288
020	Sokol	Kabuli	215
021	Olga	Gubali	182
022	Badil	Kabuli	249
023	Pasciá	Kabuli	361
024	Katalin	Desi	169
025	Twist	Kabuli	322

Aufgrund der morphologischen Unterschiede zwischen den beiden Kichererbsen-Typen ist ein deutlicher Unterschied in der TKM zu sehen. Der Kabuli-Typ, welcher große, glatte Samen aufweist, hat eine TKM von 305 g/1000 Körnern \pm 54 g/1000 Körnern. Der Desi-Typ mit kleinen, runzlichen Samen zeigt eine wesentlich geringere TKM von 191 g/1000 Körner \pm 58 g/1000 Körner. Die Ergebnisse sind als Mittelwert \pm Standardabweichung (SA) und nach Kichererbsen-Typ aufgeschlüsselt in Tabelle 18 zu sehen.

Tabelle 18: Ergebnisse der Tausendkornmasse [g/1000 Körner im TM].

Proben	TKM (MW \pm SA) [g/1000 Körner in TM]
Gesamt (n=25)	282 \pm 71
Kabuli-Typ (n=20)	305 \pm 54
Desi-Typ (n=5)	191 \pm 58

Die graphische Darstellung der Ergebnisse in Form eines Boxplots ist in Abbildung 20 zu sehen. Wang et al. zeigten, dass die TKM von Kichererbsen des Kabuli-Typs im Durchschnitt signifikant höher ist als die des Desi-Typs. Die TKM des Kabuli-Typs liegt bei 85 g – 528 g, die des Desi-Typs nur bei 89 g – 380 g (Wang et al. 2017). In der vorliegenden Arbeit wiesen die Samen des Kabuli-Typs eine signifikant höhere ($p=0,001$) TKM auf als Samen des Desi-Typs.

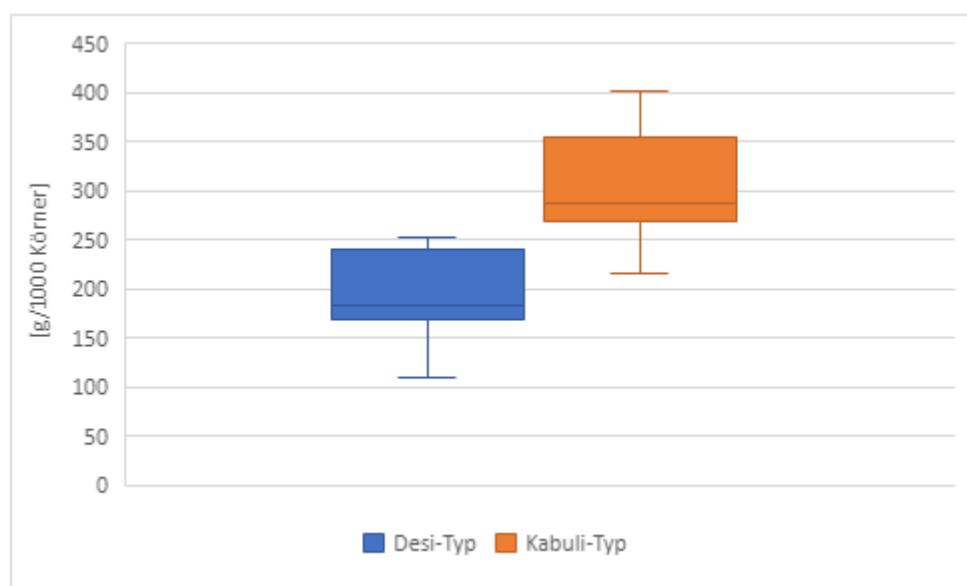


Abbildung 20: Boxplot des Desi- und Kabuli-Typs der Tausendkornmasse [g/1000 Körner in TM].

4.3 Bestimmung der Feuchtigkeit

Die Ergebnisse der Bestimmung der Feuchtigkeit nach ISTA und mittels Brabender Automat sind in der Tabelle 19 dargestellt. Die Feuchtigkeit wurde als Mittelwert der jeweiligen Doppelbestimmung angegeben.

Tabelle 19: Ergebnisse der Feuchtigkeitsbestimmung nach ISTA und mittels Brabender Automat [%].

Probennummer	Sortenname	Typ	Feuchtigkeit nach ISTA [%] (n=2)	Feuchtigkeit mittels Brabender [%] (n=2)
001	Cicerone	Kabuli	12,5	12,5
002	Vulcano	Kabuli	12,0	11,9
003	Flamenco	Kabuli	11,7	11,7
004	Flamenco	Kabuli	11,7	11,7
005	Elmo	Desi	11,8	11,6
006	Rondo	Kabuli	11,5	11,6
007	Donia	Kabuli	12,4	12,4
008	Dora	Gulabi	12,0	12,0
009	Maragiá	Kabuli	11,8	11,8
010	Analisto	Kabuli	11,7	11,8
011	Jafar	Kabuli	11,6	11,6
012	Gavdos	Kabuli	11,5	11,6
013	Bori	Desi	12,3	12,3
014	Sultano	Kabuli	11,7	11,8
015	Reale	Kabuli	11,8	11,7
016	Amorgos	Kabuli	12,0	11,8
017	Thiva	Kabuli	11,9	11,7
018	CDC Orio	Kabuli	11,4	11,3
019	Elixir	Kabuli	12,2	12,1
020	Sokol	Kabuli	11,9	11,8
021	Olga	Gubali	11,8	12,0
022	Badil	Kabuli	11,7	11,6
023	Pasciá	Kabuli	11,8	11,8
024	Katalin	Desi	12,2	12,0
025	Twist	Kabuli	11,8	11,7

Die Bestimmung der Feuchtigkeit nach ISTA und Brabender beruhen beide auf dem Prinzip der Gravimetrie, jedoch wurden die Messungen, wie in Kapitel 3.2.3 beschrieben, unterschiedlich durchgeführt. Für beide Methoden wurde ein unterschiedlicher Vermahlungsgrad (ISTA: ≤ 4 mm, Brabender: $\leq 0,5$ mm) angewandt und die Messung mittels Brabender-Automaten war im Vergleich zu ISTA größtenteils automatisiert. Zudem hatten die Proben für die Bestimmung mittels Brabender-Automaten mehr Kontakt mit der Umgebungsluft, da für die Analyse der Probenbehälter bereits geöffnet wurde. Die graphische Darstellung der Ergebnisse der Feuchtigkeitsbestimmung nach ISTA und mittels Brabender-Automaten ist in Abbildung 21 zu sehen. Es ist zu erkennen, dass die Mittelwerte beider Messungen mit einer maximalen Differenz von 0,2 % sehr gut übereinstimmen, somit beide Methoden vergleichbare Ergebnisse liefern. Die Mittelwerte sowie Standardabweichungen beider Methoden, sowie die Unterteilung nach Kabuli- und Desi-Typ sind in der darauffolgenden Tabelle 20 zu sehen. Der Desi-Typ weist mit $12,0\% \pm 0,2\%$ (ISTA) einen geringfügig höheren Feuchtigkeitsgehalt als der Kabuli-Typ mit $11,8\% \pm 0,3\%$ (ISTA) auf. Der Unterschied war jedoch nicht signifikant.

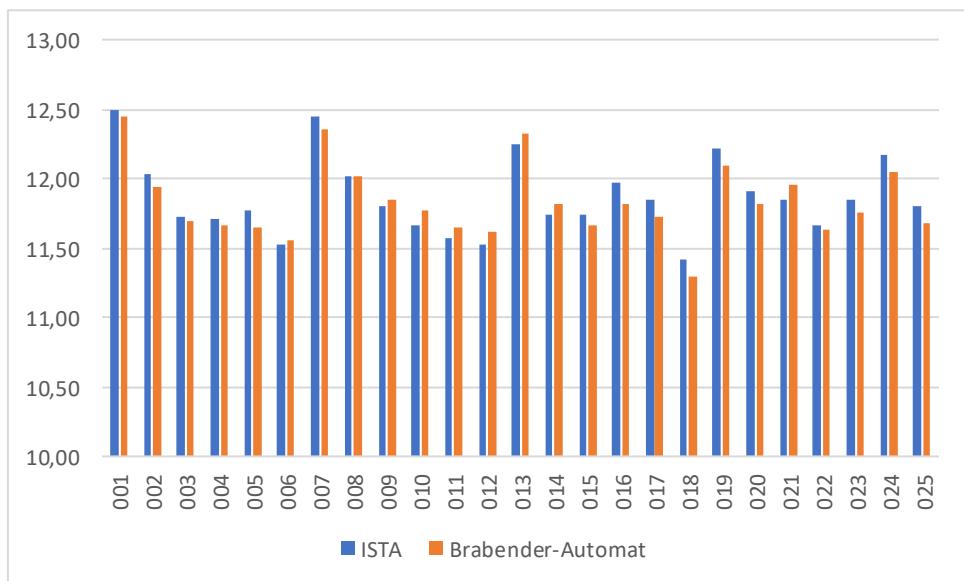


Abbildung 21: Ergebnisse der Bestimmung der Feuchtigkeit nach ISTA und mittels Brabender-Automaten [%].

Tabelle 20: Ergebnisse der Feuchtigkeitsbestimmung nach ISTA und Brabender-Automaten [%].

Proben	Feuchtigkeit nach ISTA (MW \pm SA) [%]	Feuchtigkeit mittels Brabender Automaten (MW \pm SA) [%]
Gesamt (n=25)	11,9 \pm 0,3	11,8 \pm 0,3
Kabuli-Typ (n=20)	11,8 \pm 0,3	11,8 \pm 0,3
Desi-Typ (n=5)	12,0 \pm 0,2	12,0 \pm 0,3

Laut Souci et al. liegt der Feuchtigkeitsgehalt der Kichererbse bei 8,8 % (Souci et al. 2016). Die Abweichungen vom ermittelten Wert zur Literatur können durch unterschiedliche Faktoren begründet werden. Beispielsweise kann der Wassergehalt durch Lagerbedingungen, Erntezeitpunkt oder unzureichende Trocknung beeinflusst werden. Die aus der Feuchtigkeit abgeleitete Trockenmasse von etwa 88 % ist gleich der anderen Körnerleguminosen wie beispielsweise der Ackerbohne oder Erbse. Sojabohnen weisen geringere Feuchtigkeitsgehalte von 8 % auf (Erbersdobler et al. 2017).

4.4 Rohproteinbestimmung

Die Ergebnisse der Rohproteinbestimmung nach Dumas sind in Tabelle 21 zu sehen. Die Ergebnisse sind auf die Trockenmasse bezogen als Mittelwert der Doppelbestimmung dargestellt. Zur Berechnung des Proteingehalts wurde ein Proteinfaktor von 6,25 herangezogen.

Tabelle 21: Ermittelter Rohproteingehalt nach Dumas [% in TM].

Probennummer	Sortenname	Typ	Rohprotein [% in TM] (n=2)
001	Cicerone	Kabuli	23,5
002	Vulcano	Kabuli	24,1
003	Flamenco	Kabuli	26,0
004	Flamenco	Kabuli	25,5
005	Elmo	Desi	24,8
006	Rondo	Kabuli	24,2
007	Donia	Kabuli	24,2
008	Dora	Gulabi	23,4
009	Maragiá	Kabuli	23,3
010	Analisto	Kabuli	26,7
011	Jafar	Kabuli	24,3
012	Gavdos	Kabuli	26,2
013	Bori	Desi	25,4
014	Sultano	Kabuli	24,6
015	Reale	Kabuli	25,4
016	Amorgos	Kabuli	24,3
017	Thiva	Kabuli	23,8
018	CDC Orio	Kabuli	22,3
019	Elixir	Kabuli	23,4
020	Sokol	Kabuli	26,2
021	Olga	Gubali	26,2
022	Badil	Kabuli	23,5
023	Pasciá	Kabuli	25,0
024	Katalin	Desi	25,3
025	Twist	Kabuli	24,6

Der Mittelwert \pm Standardabweichung des Rohproteingehalts aller Kichererbsenproben beträgt $24,6 \% \pm 1,1 \%$, der des Kabuli-Typs $24,6 \% \pm 1,1 \%$ und der des Desi-Typs $25,0 \% \pm 1,0 \%$. Die Mittelwerte beider Kichererbsen-Typen sind in Tabelle 22 zu sehen, es wurde kein signifikanter Unterschied ermittelt. Eine graphische Darstellung des Rohproteingehalts der einzelnen Sorten ist in Abbildung 22 zu sehen. Diese zeigt, dass zwischen den verschiedenen Kichererbsensorten die Rohproteingehalte variieren. Mit 22,3 % hat die Probe 018 (Desi-Typ; Sorte CDC Orio) den niedrigsten Proteingehalt, wohingegen die Probe 010 (Kabuli-Typ; Sorte Analisto) den höchsten Proteingehalt von 26,7 % aufweist. Ein Zusammenhang zwischen Herkunft und Proteingehalt konnte nicht festgestellt werden.

Tabelle 22: Ergebnisse der Bestimmung des Rohproteingehalts [% im TM]

Proben	Rohprotein (MW \pm SA) [% in TM]
Gesamt (n=25)	$24,6 \pm 1,1$
Kabuli-Typ (n=20)	$24,6 \pm 1,1$
Desi-Typ (n=5)	$25,0 \pm 1,1$

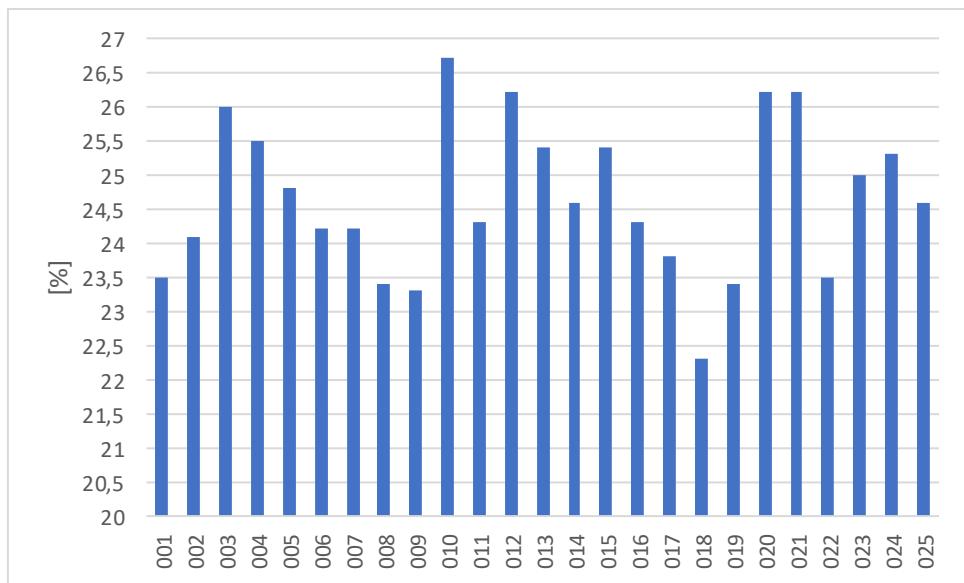


Abbildung 22: Graphische Darstellung des Rohproteingehalts der Kichererbsen [% in TM].

Der ermittelte Rohproteingehalt von $24,6\% \pm 1,1\%$ liegt etwas höher als nach Jeroch et al., welche der Kichererbse einen Proteingehalt von etwa 20 % – 24 % zuschreibt. Der Proteingehalt kann innerhalb einer Sorte schwanken, abhängig von Faktoren wie Anbau- und Umgebungsbedingungen und ist zudem auch genetisch bedingt. Körnerleguminosen wie beispielsweise die Ackerbohne, Sojabohne oder Lupinen weisen im Vergleich zur Kichererbse höhere Proteingehalte von 30 % – 40 % auf (Jeroch et al. 2017).

Zusätzlich kann aus den Daten des Rohproteingehalts und den landwirtschaftlichen Ertragsdaten, genauer gesagt dem Körnertrag, der Rohproteinertrag [dt/ha] berechnet werden. Der Körnertrag, bezogen auf 86 % TM multipliziert mit dem Rohproteingehalt, ebenso bezogen auf 86 % TM, ergibt den Rohproteinertrag. Für den Körnertrag wurde der adjustierte Mittelwert herangezogen. Die Ergebnisse des Rohproteinertrags sind in der nachfolgenden Tabelle 23 zu sehen. Der Rohproteinertrag wird unter anderem in der Eiweißverarbeitung von Futtermittel herangezogen, um geeignete Kulturarten zu ermitteln. Hohe Rohproteinerträge bedeuten Vorteile in wirtschaftlicher Hinsicht (Thers und Eriksen 2022). Die Proben 016 (Sorte Amorgos) und 004 (Sorte Flamenco) weisen mit 5,1 dt/ha und 5,2 dt/ha den höchsten Rohproteinertrag auf. Die Proben 012 (Sorte Gavdos) und 013 (Sorte Bori) zeigen den niedrigsten Rohproteinertrag mit 3,6 dt/ha.

Tabelle 23: Berechneter Rohproteinertrag [dt/ha] berechnet auf 86 % TM.

Probennummer	Sortenname	Typ	Körnertrag [dt/ha] 86 % TM	Rohproteinertrag [dt/ha] 86 % TM
001	Cicerone	Kabuli	19,1	3,9
002	Vulcano	Kabuli	18,9	3,9
003	Flamenco	Kabuli	20,4	4,6
004	Flamenco	Kabuli	23,5	5,2
005	Elmo	Desi	20,7	4,4
006	Rondo	Kabuli	21,5	4,5
007	Donia	Kabuli	20,8	4,3
008	Dora	Gulabi	22,9	4,6
009	Maragiá	Kabuli	21,9	4,4
010	Analisto	Kabuli	17,7	4,1
011	Jafar	Kabuli	23,6	4,9
012	Gavdos	Kabuli	15,8	3,6
013	Bori	Desi	16,3	3,6
014	Sultano	Kabuli	19,3	4,1

Probennummer	Sortenname	Typ	Körnertrag [dt/ha] 86 % TM	Rohproteinertrag [dt/ha] 86 % TM
015	Reale	Kabuli	20,4	4,4
016	Amorgos	Kabuli	24,2	5,1
017	Thiva	Kabuli	22,7	4,6
018	CDC Orio	Kabuli	22,5	4,3
019	Elixir	Kabuli	19,2	3,9
020	Sokol	Kabuli	17,9	4,0
021	Olga	Gubali	16,6	3,7
022	Badil	Kabuli	19,0	3,8
023	Pasciá	Kabuli	20,1	4,3
024	Katalin	Desi	17,7	3,9
025	Twist	Kabuli	21,7	4,6

In Tabelle 24 sind die Rohproteinerträge nach Kabuli- und Desi-Typ aufgeschlüsselt. Die Mittelwerte des Rohproteinertrags der beiden Kichererbsen-Typen zeigen, dass der Desi-Typ mit 4,0 dt/ha geringfügig niedrigere Rohproteinerträge aufweist als der Kabuli-Typ mit 4,3 dt/ha. Aus der Betreibenden Sortenliste 2023 für Landwirtschaftliche Pflanzen ist für andere Körnerleguminosen wie der Sommerackerbohne ein deutlich höherer Rohproteinertrag von 8,8 dt/ha zu vernehmen (Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH 2023c). Die gegenständlichen Ergebnisse zeigen jedoch nur einen ersten Hinweis über die Möglichkeiten des Kichererbsenanbaus. In weiteren Anbauversuchen können die Anbau- und Erntebedingungen noch deutlich optimiert werden.

Tabelle 24: Rohproteinerträge nach Kabuli- und Desi-Typ [dt/ha].

Proben	Rohproteinertrag (MW ± SA) [dt/ha]
Gesamt (n=25)	4,3 ± 0,4
Kabuli-Typ (n=20)	4,3 ± 0,4
Desi-Typ (n=5)	4,0 ± 0,5

4.5 Aminosäurebestimmung

Die proteinogenen Aminosäuren Cystein, Methionin, Lysin, Threonin, Alanin, Arginin, Asparaginsäure, Glutaminsäure, Glycin, Histidin, Isoleucin, Leucin, Phenylalanin, Prolin, Serin, Tyrosin und Valin konnten mittels der in Kapitel 2.3.2 beschriebenen Methode quantifiziert werden. Lediglich die Aminosäure Tryptophan wurde nicht erfasst. Die Kalibration erfolgte über eine 1-Punkt Kalibration mittels eines Aminosäurestandards. Das Chromatogramm des Aminosäurestandards ist in Abbildung 23 zu sehen.

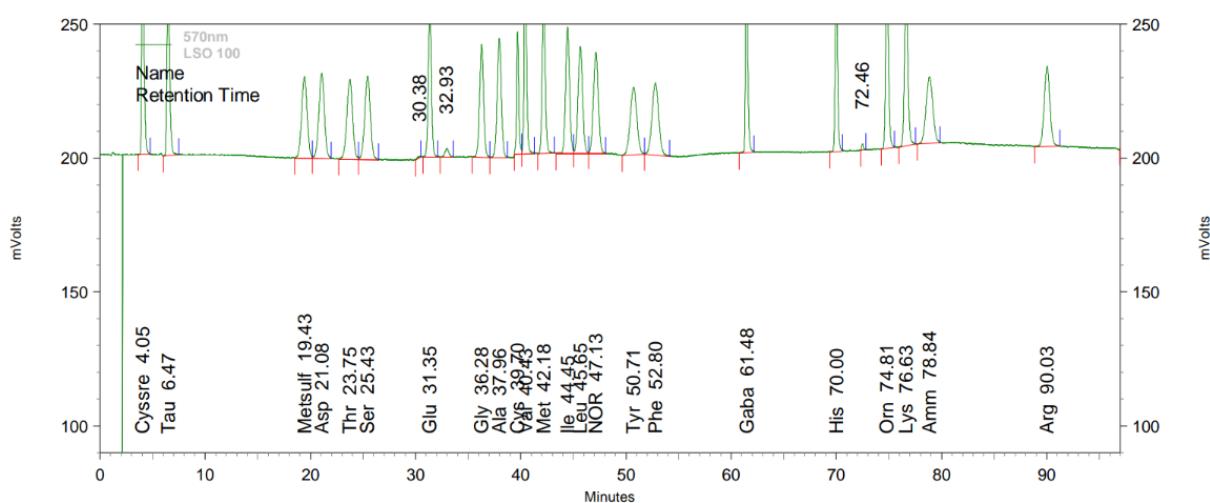


Abbildung 23: Chromatogramm des Aminosäurestandards bei 440 nm.

Die Auswertung der Chromatogramme erfolgte über die Software OpenLAB CDS EZChrom Edition. Exemplarisch an Probe 001 sind die aufgezeichneten Chromatogramme in den nachfolgenden Abbildungen zu sehen. Abbildung 24 zeigt das Chromatogramm der Probe nach dem ox-Aufschluss bei 570 nm, Abbildung 25 das Chromatogramm nach dem n-Aufschluss bei 570 nm. Abbildung 26 zeigt das Chromatogramm der Probe nach dem n-Aufschluss bei 440 nm.

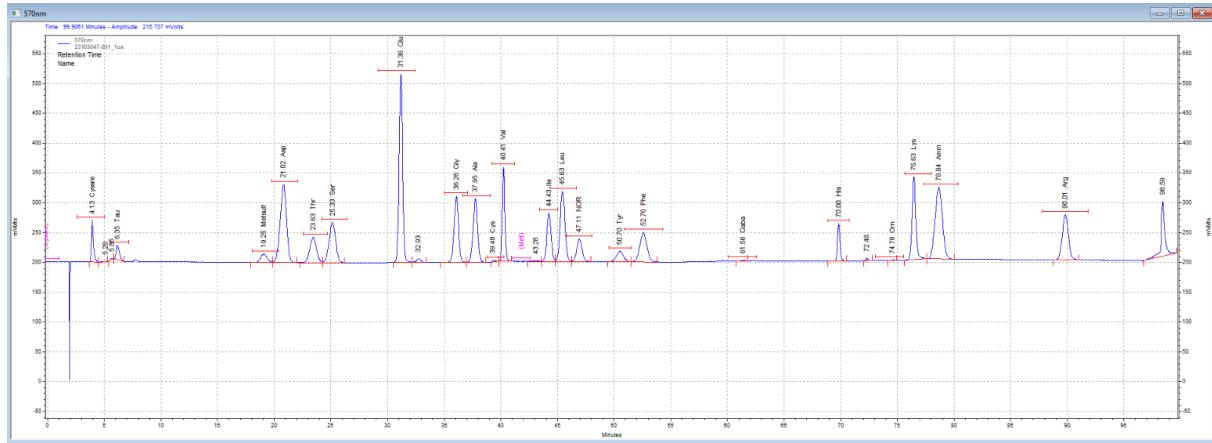


Abbildung 24: Chromatogramm des ox-Aufschlusses der Probe 001 bei 570 nm.

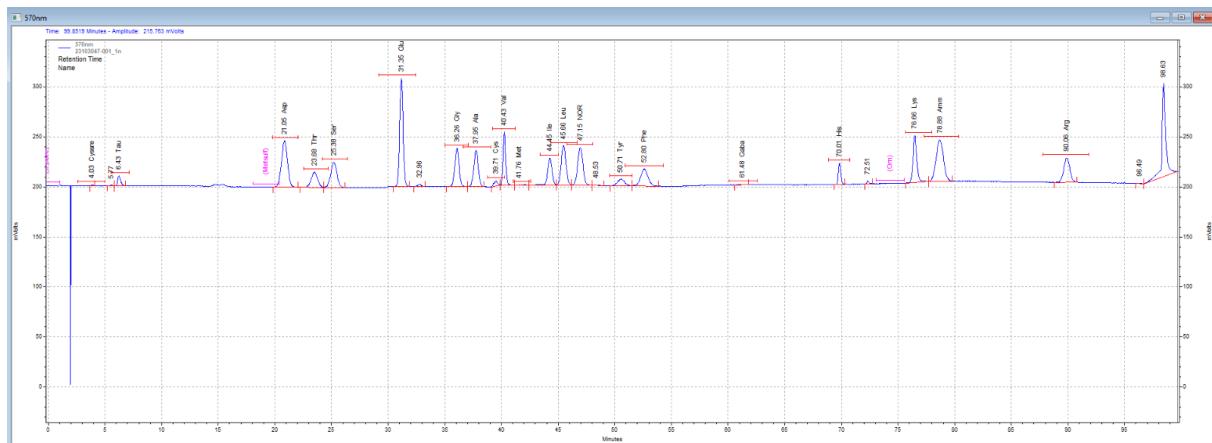


Abbildung 25: Chromatogramm des n-Aufschlusses der Probe 001 bei 570 nm.

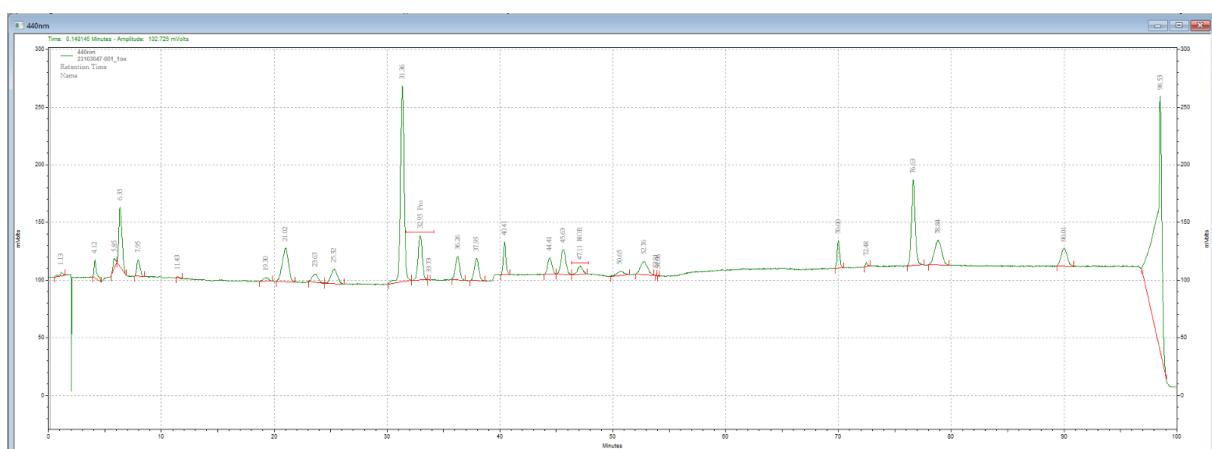


Abbildung 26: Chromatogramm des n-Aufschlusses der Probe 001 bei 440 nm.

Die Berechnung der Ergebnisse erfolgte nach der in Kapitel 3.2.5 hinterlegten Formel (7). Die Ergebnisse der Aminosäuren jeder einzelnen Probe sind in Appendix B als Mittelwert der Doppelbestimmung in der Trockenmasse angegeben. Die in Tabelle 25 dargestellten Ergebnisse zeigen die Mittelwerte und Standardabweichungen der analysierten Aminosäuren in der Trockenmasse, aufgeschlüsselt nach Kabuli- und Desi-Typ. Der Aminosäuregehalt des Kabuli-Typs und des Desi-Typs zeigt keinen signifikanten Unterschied.

Tabelle 25: Ergebnisse der Aminosäurebestimmung [% in TM].

Aminosäure	Gesamt (MW ± SA) [% in TM] (n=25)	Kabuli (MW ± SA) [% in TM] (n=20)	Desi (MW ± SA) [% in TM] (n=5)
Alanin	1,01 ± 0,04	1,01 ± 0,04	1,01 ± 0,05
Arginin	2,16 ± 0,23	2,11 ± 0,20	2,36 ± 0,23
Asparaginsäure	2,79 ± 0,12	2,78 ± 0,12	2,81 ± 0,14
Cystein	0,38 ± 0,02	0,38 ± 0,01	0,38 ± 0,03
Glutaminsäure	4,07 ± 0,19	4,06 ± 0,19	4,10 ± 0,21
Glycin	0,96 ± 0,04	0,95 ± 0,04	0,96 ± 0,05
Histidin	0,62 ± 0,03	0,62 ± 0,03	0,63 ± 0,04
Isoleucin	1,05 ± 0,06	1,05 ± 0,05	1,06 ± 0,07
Leucin	1,79 ± 0,07	1,78 ± 0,07	1,80 ± 0,09
Lysin	1,65 ± 0,07	1,65 ± 0,06	1,66 ± 0,10
Methionin	0,36 ± 0,01	0,36 ± 0,01	0,36 ± 0,02
Phenylalanin	1,46 ± 0,05	1,46 ± 0,05	1,44 ± 0,08
Prolin	0,93 ± 0,07	0,93 ± 0,07	0,92 ± 0,09
Serin	1,22 ± 0,05	1,21 ± 0,05	1,22 ± 0,05
Threonin	0,86 ± 0,03	0,87 ± 0,03	0,85 ± 0,04
Tyrosin	0,65 ± 0,03	0,66 ± 0,02	0,64 ± 0,03
Valin	1,08 ± 0,06	1,07 ± 0,05	1,09 ± 0,09

Die graphische Aufschlüsselung der Aminosäuren aller Kichererbsenproben in Abbildung 27 zeigt, dass mit 4,07 % ± 0,19 % die Aminosäure Glutaminsäure mengenmäßig die am häufigsten vorkommende Aminosäure in der Kichererbse darstellt. Anschließend folgen Asparaginsäure mit 2,79 % ± 0,12 % und Arginin mit 2,16 % ± 0,23 %. Die schwefelhaltigen Aminosäuren Cystein und Methionin sind mit 0,38 % ± 0,02 % und 0,36 % ± 0,01 % die am geringsten vorkommenden Aminosäuren. Zwischen dem Kabuli-Typ und Desi-Typ der Kichererbse ist in der prozentuellen Verteilung der Aminosäuren kein wesentlicher Unterschied zu erkennen.

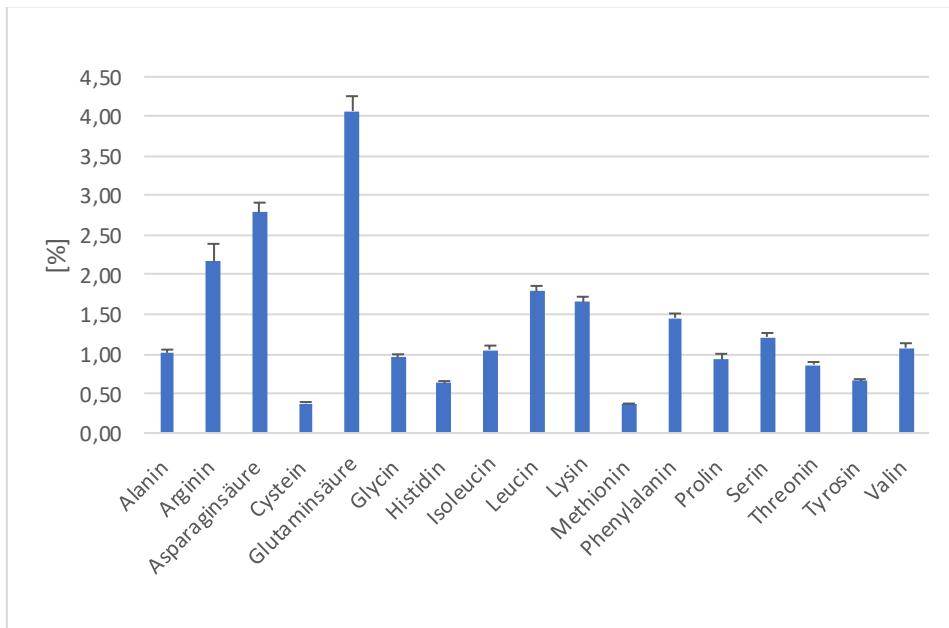


Abbildung 27: Graphische Darstellung der Aminosäurekonzentration als Mittelwert aller Proben [% in TM].

Für die Bewertung des Nährwerts von Lebensmitteln ist nicht nur der Aminosäuregehalt von Bedeutung, sondern auch die Aminosäuren Zusammensetzung (Rachwa-Rosiak et al. 2015). Die Unterteilung der Aminosäuren erfolgt wie in Kapitel 2.2.1 dargestellt in essenzielle und nicht-essenzielle Aminosäuren. Die nachfolgende Abbildung 28 zeigt den Gehalt der essenziellen und nicht-essenziellen Aminosäuren aller Kichererbsenproben. Die Kichererbse ist mit 8,9 % reich an essenziellen Aminosäuren.

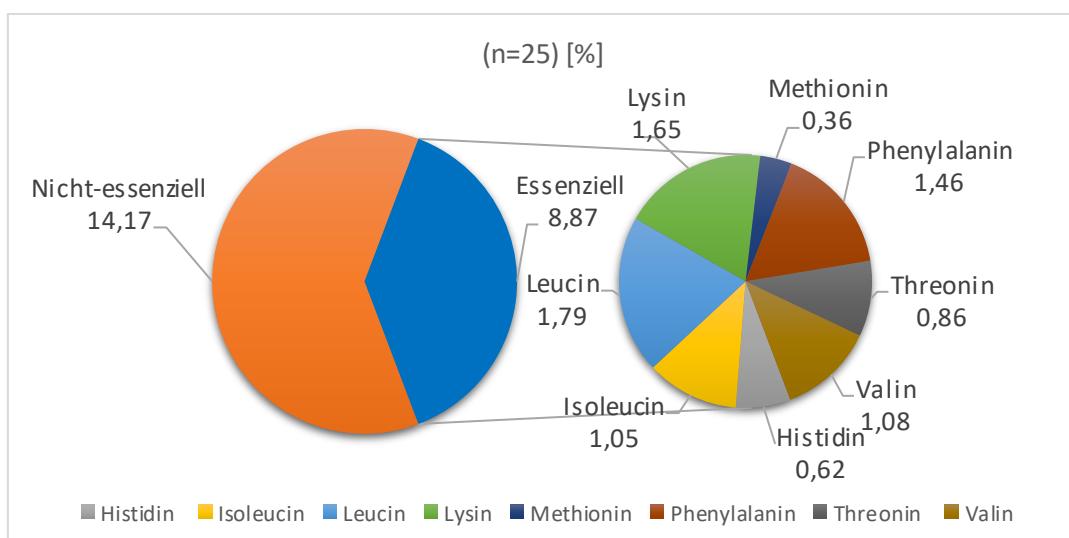


Abbildung 28: Konzentration von essenziellen und nicht-essenziellen Aminosäuren der Kichererbse.

Die limitierenden Faktoren sind die essenziellen Aminosäuren Methionin und Histidin und die semi-essenzielle Aminosäure Cystein. Die ebenso essenzielle Aminosäure Tryptophan wurde nicht ermittelt, jedoch zeigten Bampidis und Christodoulou, dass der Gehalt an Tryptophan ebenso ein limitierender Faktor ist. Laut Literatur beträgt der Tryptophan Gehalt im Kabuli-Typ $0,19\% \pm 0,055\%$, im Desi-Typ $0,16\% \pm 0,005\%$ (Bampidis und Christodoulou 2011). Die Aminosäuren Methionin und Cystein sind nicht nur in der Kichererbse, sondern generell in Körnerleguminosen wie der Linse oder Ackerbohne ein limitierender Faktor. Lediglich in der Sojabohne beträgt der Gehalt an Methionin und Cystein zusammen 1,66 % in der Trockenmasse, stellt hier jedoch auch einen limitierenden Faktor dar (Boye et al. 2010).

Durch die Aufsummierung der einzelnen Aminosäuregehalte kann der Proteingehalt berechnet werden, wodurch ein Vergleich mit dem nach Dumas ermittelten Rohproteingehalt (Kapitel 4.4) gemacht werden kann. Die graphische Darstellung ist in der Abbildung 29 zu sehen. Der aus den Aminosäuregehalten berechnete Proteingehalt liegt mit 1,0 – 2,4 Prozentpunkten etwas unter dem ermittelten Rohproteingehalt nach Dumas. Der höhere Proteingehalt nach Dumas kann dadurch erklärt werden, dass die Methode nach Dumas den Gesamtstickstoffgehalt bestimmt, welcher anschließend mit einem Proteinfaktor multipliziert wird, was zu einer Überschätzung des Proteingehalts führen kann.

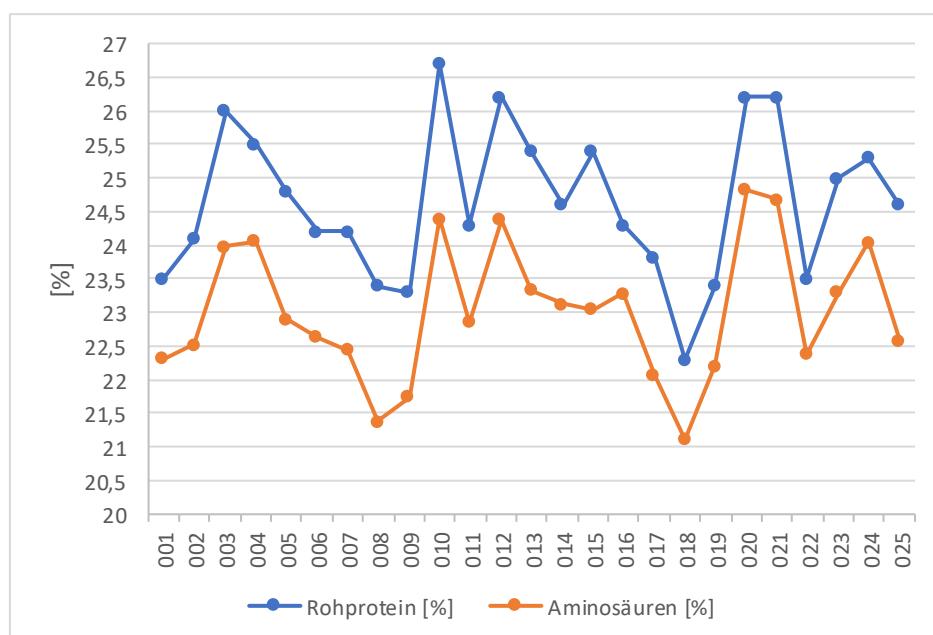


Abbildung 29: Vergleich des Proteingehalts nach Dumas mit dem durch Summation der Aminosäuregehalte ermittelten Proteingehalt [% in TM].

4.6 Enzymatische Bestimmung der Stärke

Die Ergebnisse der Stärkebestimmung mit dem Enzym Kit der Firma Megazyme sind in Tabelle 26 zu sehen. Die Messungen sind aus zeit- und ressourcetechnischen Gründen nur in Einzelbestimmung durchgeführt worden. Die Ergebnisse sind bezogen auf die Trockenmasse dargestellt und zum Teil nach der Wiederfindung korrigiert. Für einige Proben ergab sich jedoch durch Korrektur mit dem Wiederfindungsfaktor ein, durch Vergleich mit der Literatur, nicht plausibler Stärkegehalt von über 60 %. Aufgrund dessen wurde für ausgewählte Proben der Stärkegehalt ohne den Wiederfindungsfaktor berechnet, siehe Formel (10). Die Proben, für welche der Wiederfindungsfaktor nicht miteinbezogen wurde, sind in der Tabelle 26 mit einem „*“ markiert. Die Probleme bezüglich des Wiederfindungsfaktors könnten durch eine unvollständige Extraktion mit Ethanol aus der Probenmatrix, durch nicht ausreichende Homogenisierung oder eine unzureichende Durchmischung bei der Reaktion mit α -Amylase verursacht worden sein.

Tabelle 26: Ergebnisse der Stärkebestimmung aller Kichererbsensorten [% in TM].

Probennummer	Sortenname	Typ	Stärke [% in TM]
001	Cicerone	Kabuli	39,8
002	Vulcano	Kabuli	40,0
003	Flamenco	Kabuli	38,3
004	Flamenco	Kabuli	41,7
005	Elmo	Desi	38,9
006	Rondo	Kabuli	43,6*
007	Donia	Kabuli	39,8*
008	Dora	Gulabi	42,3*
009	Maragiá	Kabuli	41,0*
010	Analisto	Kabuli	39,7*
011	Jafar	Kabuli	42,0*
012	Gavdos	Kabuli	43,3*
013	Bori	Desi	36,1*
014	Sultano	Kabuli	40,8
015	Reale	Kabuli	40,6
016	Amorgos	Kabuli	41,2
017	Thiva	Kabuli	42,2
018	CDC Orio	Kabuli	43,9
019	Elixir	Kabuli	42,0*
020	Sokol	Kabuli	41,2

Probennummer	Sortenname	Typ	Stärke [% in TM]
021	Olga	Gubali	40,2*
022	Badil	Kabuli	37,7
023	Pasciá	Kabuli	41,1
024	Katalin	Desi	36,3
025	Twist	Kabuli	42,7

Die Ergebnisse als Mittelwert \pm Standardabweichung nach Kabuli-Typ und Desi-Typ aufgeschlüsselt sind in Tabelle 27 zu sehen. Der Kabuli-Typ zeigt mit 41,1 % \pm 1,6 % einen etwas höheren Stärkegehalt als der Desi-Typ mit 38,8 % \pm 1,6 %, der Unterschied ist jedoch nicht signifikant. Nach Maher-Sis et al. liegt der Stärkegehalt vom Kabuli-Typ mit 39,1 % geringfügig über dem Stärkegehalt im Desi-Typ (38,5 %) (Maheri-Sis et al.). Wang und Daun publizierten Stärkegehalte von 41,1 % für den Kabuli-Typ und 36,4 % für den Desi-Typ (Wang und Daun 2004). Die Ergebnisse der Stärkebestimmung stimmen somit gut mit den Werten aus der Literatur überein. Körnerleguminosen wie die Ackerbohne und Erbse zeigen ähnliche Stärkegehalte mit 44 % bzw. 39 %. Lupinen hingegen weisen im Gegensatz zur Kichererbse einen geringeren Stärkegehalt von 7,5 % auf. Die Sojabohne zeigt im Vergleich mit lediglich 1,9 % Stärke den geringsten Stärkegehalt auf (Souci et al. 2016; Jahreis et al. 2016).

Tabelle 27: Ergebnisse der Stärkebestimmung nach Kabuli-Typ und Desi-Typ [% in TM].

Proben	Stärke (MW \pm SA) [% in TM]
Gesamt (n=25)	40,7 \pm 2,1
Kabuli-Typ (n=20)	41,1 \pm 1,6
Desi-Typ (n=5)	38,8 \pm 2,6

4.7 Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide

Die Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide erfolgte nach der in Kapitel 3.2.7 beschriebenen Methode mittels HPAEC-PAD. Die Auswertung der Chromatogramme erfolgte über das Programm Chromeleon. Für den Multikomponentenstandard (siehe Kapitel 3.2.7) wurde eine 6-Punkt Kalibration mit quadratischem Fit ausgewählt. Die Konzentrationen des Multikomponentenstandards wurden auf 0,1; 0,5; 1,0; 5,0; 10 und 25 mg/kg festgelegt, die gemessenen Retentionszeiten sind aus Tabelle 28 zu entnehmen. Die Proben wurden 1:20 verdünnt, um in den Kalibrationsbereich des Multikomponentenstandards zu gelangen.

Tabelle 28: Retentionszeiten der im Multikomponentenstandard enthaltenen Substanzen.

Peak Nummer	Substanz	Retentionszeit [min]
1	Galaktose	4,4
2	Glucose	4,9
3	Saccharose	5,3
4	Fructose	6,3
5	Raffinose	9,9
6	Stachyose	12,0
7	Verbascose	16,6

In Abbildung 30 ist exemplarisch das Chromatogramm des höchst konzentrierten Multikomponentenstandards (25 mg/kg) zu sehen. Die darauffolgende Abbildung 31 stellt das Chromatogramm der Probe 001 dar.

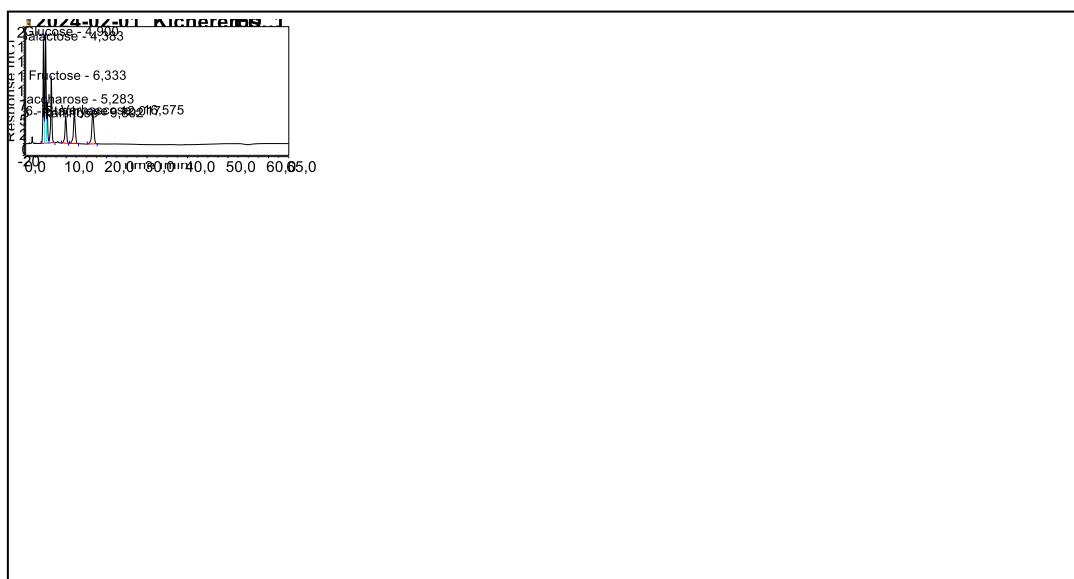


Abbildung 30: Chromatogramm des Multikomponentenstandards bei 10 ppm.

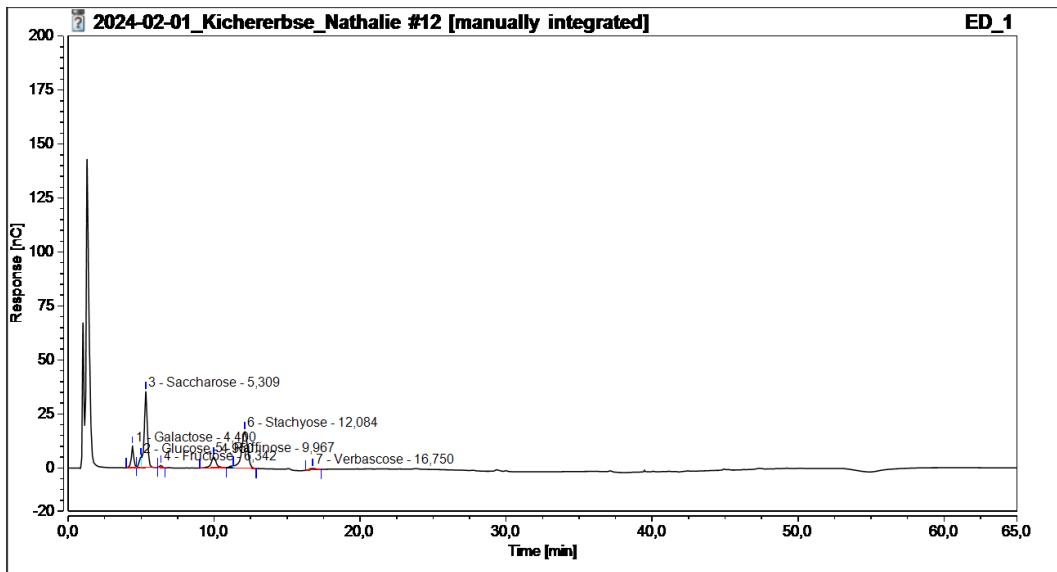


Abbildung 31: Chromatogramm der Probe 001.

Die Ergebnisse der Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide sind in Tabelle 29 zu sehen, wobei die Zucker Galactose (Gal), Glucose (Glu), Saccharose (Sac), Fructose (Fru), Raffinose (Raf), Stachyose (Sta), Verbascose (Ver) und die daraus abgeleitete Gesamtsumme (Σ) ermittelt wurden. Die Ergebnisse sind als Mittelwert der Doppelbestimmung in der Trockenmasse angeführt. Mono-, Di- und Oligosaccharide, welche sich unter dem Gehalt des niedrigsten Multikomponentenstandards von 0,1 mg/kg und somit außerhalb des Kalibrationsbereichs befanden, wurden als „N/A“ gekennzeichnet. Nach Berücksichtigung der Verdünnung entsprach das einem Gehalt von 0,02 %.

Tabelle 29: Ergebnisse der Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide [% in TM].

Probennummer	Gal [% in TM] (n=2)	Glu [% in TM] (n=2)	Sac [% in TM] (n=2)	Fru [% in TM] (n=2)	Raf [% in TM] (n=2)	Sta [% in TM] (n=2)	Ver [% in TM] (n=2)	Σ [% in TM] (n=2)
001	0,14	0,06	2,34	N/A	0,49	1,58	0,09	4,70
002	0,10	0,06	2,46	N/A	0,51	1,73	0,10	4,94
003	0,12	0,02	2,63	N/A	0,49	1,47	0,08	4,80
004	0,10	0,05	2,63	N/A	0,53	1,53	0,08	4,94
005	0,11	0,02	1,56	N/A	0,67	2,05	0,10	4,52
006	0,09	0,01	2,32	N/A	0,54	1,68	0,09	4,73
007	0,09	0,03	2,24	N/A	0,52	1,54	0,07	4,50
008	0,10	0,01	2,07	N/A	0,53	1,81	0,08	4,61
009	0,10	0,02	3,36	N/A	0,44	1,65	0,09	5,66
010	0,06	0,02	2,16	N/A	0,52	1,32	0,08	4,15

Probennummer	Gal [% in TM] (n=2)	Glu [% in TM] (n=2)	Sac [% in TM] (n=2)	Fru [% in TM] (n=2)	Raf [% in TM] (n=2)	Sta [% in TM] (n=2)	Ver [% in TM] (n=2)	Σ [% in TM] (n=2)
011	0,08	0,05	2,93	N/A	0,41	1,43	0,08	4,98
012	0,11	0,03	2,73	N/A	0,45	1,49	0,08	4,88
013	0,10	0,02	1,17	N/A	0,31	1,35	0,10	3,04
014	0,12	0,05	2,37	N/A	0,54	1,69	0,08	4,85
015	0,08	0,03	3,16	N/A	0,48	1,51	0,08	5,34
016	0,11	0,04	2,28	N/A	0,37	1,54	0,09	4,44
017	0,14	0,05	2,33	N/A	0,41	1,73	0,11	4,76
018	0,13	0,03	2,82	N/A	0,36	1,70	0,10	5,13
019	0,12	0,05	2,33	N/A	0,41	1,55	0,10	4,56
020	0,14	0,05	2,22	N/A	0,39	1,75	0,11	4,67
021	0,15	0,05	1,85	N/A	0,40	1,69	0,10	4,23
022	0,15	0,03	2,49	N/A	0,41	1,92	0,12	5,12
023	0,14	0,05	2,54	N/A	0,32	1,37	0,09	4,51
024	0,17	0,05	1,55	N/A	0,55	1,68	0,11	4,10
025	0,11	0,02	2,57	N/A	0,32	1,44	0,08	4,54

Die Mittelwerte sowie die Standardabweichung der untersuchten Mono-, Di- und Oligosaccharide, aufgeschlüsselt nach Kichererbsen-Typ, sind in der nachfolgenden Tabelle 30 zu sehen. Die höchste Konzentration der untersuchten Mono-, Di- und Oligosaccharide weist das Disaccharid Saccharose mit $2,36\% \pm 0,49\%$ auf, nachfolgend das Tetrasaccharid Stachyose mit $1,61\% \pm 0,18\%$. Das Trisaccharid Raffinose wurde mit $0,45\% \pm 0,09\%$ bestimmt. Für Galactose konnte ein Gehalt von $0,11\% \pm 0,03\%$ ermittelt werden, für Verbascose ein vergleichbar Wert von $0,09\% \pm 0,01\%$. Das Monosaccharid Glucose lag in einer Konzentration von $0,03\% \pm 0,02\%$ vor. Der Gehalt an Fructose konnte in keiner Kichererbsensorte bestimmt werden, da dieser in jeder Probe unter dem Gehalt des geringsten Multikomponentenstandards von $0,02\%$ lag. Die graphische Darstellung der Konzentrationen der einzelnen Mono-, Di- und Oligosaccharide aller Kichererbsenproben ist in Abbildung 32 zu sehen.

Tabelle 30: Ergebnisse der Bestimmung der Mono-, Di- und Oligosaccharide [% in TM].

Zucker	Gesamt (MW ± SA) [% in TM] (n=25)	Kabuli (MW ± SA) [% in TM] (n=20)	Desi (MW ± SA) [% in TM] (n=5)
Monosaccharide			
Galactose	0,11 ± 0,03	0,11 ± 0,03	0,13 ± 0,03
Glucose	0,03 ± 0,02	0,04 ± 0,01	0,03 ± 0,02
Fructose	N/A	N/A	N/A
Disaccharid			
Saccharose	2,36 ± 0,49	2,55 ± 0,32	1,64 ± 0,32
Oligosaccharide			
Raffinose	0,45 ± 0,09	0,44 ± 0,07	0,49 ± 0,14
Stachyose	1,61 ± 0,18	1,58 ± 0,15	1,72 ± 0,24
Verbascose	0,09 ± 0,01	0,09 ± 0,01	0,10 ± 0,01
Summe	4,67 ± 0,50	4,81 ± 0,35	4,10 ± 0,60

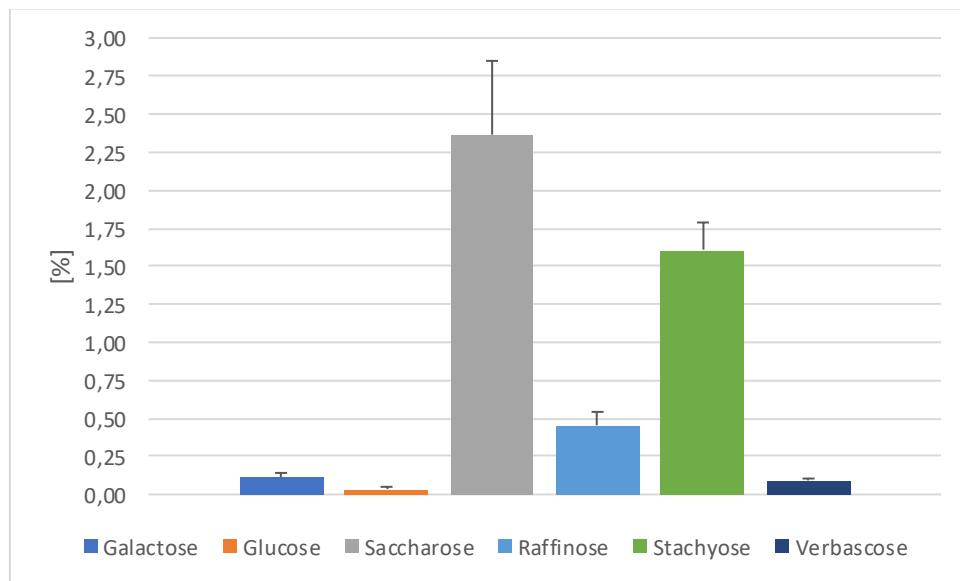


Abbildung 32: Graphische Darstellung der Konzentrationen der einzelnen Mono-, Di- und Oligosaccharide als MW ± SA aller Kichererbsensorten [% in TM].

Die graphische Aufschlüsselung der Konzentrationen der einzelnen Mono-, Di- und Oligosaccharide nach Kabuli- und Desi-Typ ist in der nachfolgenden Abbildung 33 zu sehen. Der größte Unterschied in der Zusammensetzung zwischen den beiden Kichererbsen-Typen ist beim Disaccharid Saccharose zu sehen. Der Kabuli-Typ besitzt mit $2,55\% \pm 0,32\%$ knapp ein Prozentpunkt mehr Saccharose als der Desi-Typ mit $1,64\% \pm 0,32\%$ und weist einen signifikant höheren Saccharosegehalt ($p= 0,004$) auf als der Desi-Typ. Für die restlichen Saccharide sind lediglich Abweichungen von unter 0,1 Prozentpunkten zu erkennen und kein signifikanter Unterschied zu vermerken. Der Kabuli-Typ weist einen signifikant höheren ($p= 0,006$) Gesamtzuckergehalt als der Desi-Typ auf.

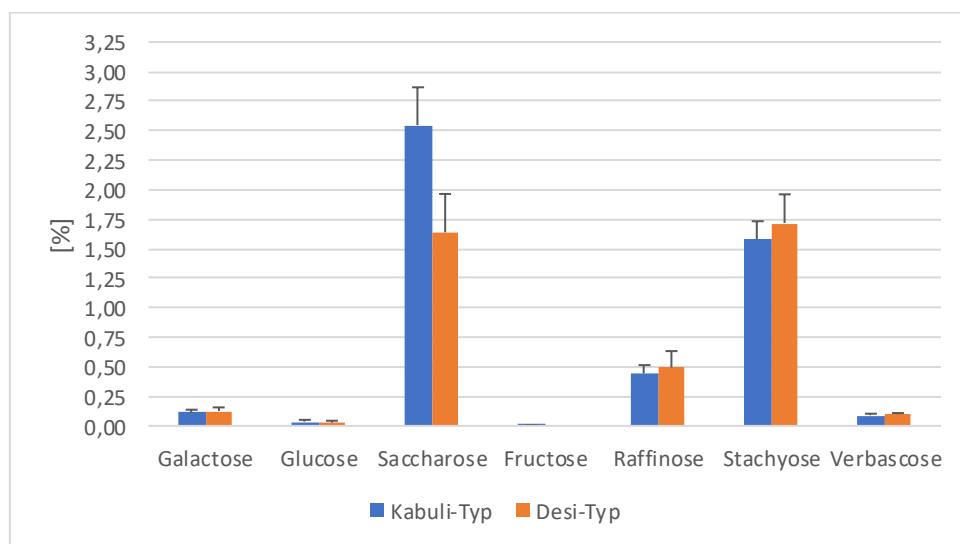


Abbildung 33: Graphische Darstellung der Konzentrationen der einzelnen Mono-, Di- und Oligosaccharide nach Kichererbsen-Typ [% in TM].

Hülsenfrüchte wie die Kichererbse zeigen unter den Kulturpflanzen den höchsten Gehalt an nicht verdaulichen Oligosacchariden. Diese sind für Verdauungsbeschwerden wie Flatulenzen verantwortlich. Neben der Saccharose liegt die Gruppe der α -Galactoside in der Kichererbse in höchster Konzentration vor und macht 62 % aller Mono-, Di- und Oligosaccharide aus. Die Gruppe der α -Galactoside unterteilt sich in die Raffinose-Familie (RFO), darunter zählen die Raffinose, Stachyose und Verbascose und in die Galactosyl Cyclitole wie Ciceritol. Die höchste Konzentration der Gesamtzucker (Mono-, Di- und Oligosaccharide) der Gruppe der α -Galactoside zeigt die Stachyose mit 36 % – 43 %, an zweiter Stelle das Ciceritol mit 25 %. Der Gehalt der einzelnen Zucker kann zwischen dem Kabuli- und Desi-Typ zum Teil variieren, jedoch nicht signifikant (Jukanti et al. 2012). Durch verschiedenste Verarbeitungsschritte können die antinutritiven α -Galactoside reduziert werden. Das Einweichen der rohen Samen

nach Frias et al. führte zu einer Reduktion von 16 % – 27 %, die Kombination aus Einweichen und Kochen zu einer Reduktion von 45 % – 58 % (Frias et al. 2000).

4.8 Fallzahlbestimmung

Die Fallzahlbestimmung (α -Amylase Aktivität) wurde nach der in Kapitel 3.2.8 dargestellten Methode durchgeführt. Die Ergebnisse der Fallzahlbestimmung sind in Tabelle 31 zu sehen. Die Einwaagen für die Messungen wurden in Anlehnung an den Wassergehalt der Kichererbse auf $6 \text{ g} \pm 0,01 \text{ g}$ festgelegt. Die Messungen wurden in Einzelbestimmung durchgeführt. Der Mittelwert \pm der Standardabweichung der nach Kabuli- und Desi-Typ aufgeschlüsselten Fallzahlen ist in der darauffolgenden Tabelle 32 dargestellt. Der Kabuli-Typ zeigt mit $354 \text{ s} \pm 44 \text{ s}$ deutlich höhere Fallzahlen als der Desi-Typ mit $163 \text{ s} \pm 90 \text{ s}$, wodurch der Kabuli-Typ eine geringere α -Amylase Aktivität aufweist als der Desi-Typ. Der Kabuli-Typ weist eine signifikant höhere Fallzahl ($p= 0,001$) auf als der Desi-Typ.

Tabelle 31: Ergebnisse der Bestimmung der Fallzahl [s].

Probennummer	Sortenname	Typ	Fallzahl [s]
001	Cicerone	Kabuli	306
002	Vulcano	Kabuli	364
003	Flamenco	Kabuli	319
004	Flamenco	Kabuli	286
005	Elmo	Desi	150
006	Rondo	Kabuli	351
007	Donia	Kabuli	429
008	Dora	Gulabi	249
009	Maragiá	Kabuli	419
010	Analisto	Kabuli	354
011	Jafar	Kabuli	396
012	Gavdos	Kabuli	397
013	Bori	Desi	72
014	Sultano	Kabuli	389
015	Reale	Kabuli	330
016	Amorgos	Kabuli	354
017	Thiva	Kabuli	322
018	CDC Orio	Kabuli	308
019	Elixir	Kabuli	358
020	Sokol	Kabuli	273

Probennummer	Sortenname	Typ	Fallzahl [s]
021	Olga	Gubali	262
022	Badil	Kabuli	339
023	Pasciá	Kabuli	372
024	Katalin	Desi	80
025	Twist	Kabuli	411

Tabelle 32: Ergebnisse der Bestimmung der Fallzahl [s].

Proben	Fallzahl (MW \pm SA) [s]
Gesamt (n=25)	316 \pm 95
Kabuli-Typ (n=20)	354 \pm 44
Desi-Typ (n=5)	163 \pm 90

Die Ergebnisse der Fallzahlbestimmung der Proben (Keimdauer: 24, 48 und 120 h) ist in Tabelle 33 zu sehen. Die Probe 013 konnte aufgrund der zu geringen Probenmenge (unter 6 g) nicht analysiert werden. Die Keimlinge sind in den nachfolgenden Abbildungen zu sehen. Abbildung 34 zeigt die Keimlinge nach 24 Stunden, Abbildung 35 jene nach 48 Stunden. Beide Abbildungen zeigen (von links nach rechts) die Proben 001, 005, 006, 011, 013, 025 und 018 vor der Trocknung.



Abbildung 34: Gekeimte Kichererbsen nach 24 Stunden (vor der Trocknung) (Eigene Darstellung).



Abbildung 35: Gekeimte Kichererbsen nach 48 Stunden (vor der Trocknung) (Eigene Darstellung).

Abbildung 36 zeigt die Kichererbsen nach 120 Stunden Auskeimung. Die Abbildung (von links nach rechts) zeigt die Proben 011, 006, 005, 001, 013, 025 und 018 vor der Trocknung.



Abbildung 36: Gekeimte Kichererbsen nach 120 Stunden (vor der Trocknung) (Eigene Darstellung).

Bei den Messungen der Fallzahl der 24 und 48 Stunden ausgekeimten Proben kam es zu einer Erhöhung der Fallzahl, jedoch bei den 120 Stunden ausgekeimten Proben zu einer Verringerung der Fallzahl. Bei den 24 und 48 Stunden ausgekeimten Proben 001, 006 und 025 wurde die Messung ab > 1000 s abgebrochen. Bei den 24 und 48 Stunden ausgekeimten Probe 005 kam es ebenso zu einem Anstieg der Fallzahl von 150 s auf 362 s bzw. 361 s.

Tabelle 33: Ergebnis der Bestimmung der Fallzahl der ausgekeimten Proben [s].

Probennummer	Keimdauer [Stunden]	Fallzahl [s]
001	24	> 1000
	48	> 1000
	120	379
005	24	362
	48	361
	120	69
006	24	> 1000
	48	> 1000
	120	64
025	24	> 1000
	48	> 1000
	120	66

Die Fallzahl wird hauptsächlich für die Bewertung der Qualität von Getreide herangezogen, da niedrige Fallzahlen auf Keimschäden des Getreides hindeuten können (He et al. 2019). Für Hülsenfrüchte wie die Kichererbse wird die Bestimmung der Fallzahl nach Hagberg-Perten in

der Form nicht angewandt. Dennoch stand die Frage im Raum, ob durch die Bestimmung der Fallzahl Rückschluss auf die Keimung der Kichererbsenproben getroffen werden kann, da am Versuchsfeld teils unterschiedlich stark ausgekeimte Kichererbsenproben zu erkennen waren. Aus der Verarbeitung von Kichererbsen ist auch bekannt, dass sich angekeimte Kichererbsen in der Verarbeitung anders verhalten. Die Bestimmung der Fallzahl nach Hagberg-Perten der ausgekeimten Proben zeigt jedoch, dass diese Methode dafür derzeit noch nicht geeignet ist. Die mit der Keimung erwartete Verringerung der Fallzahl (Anstieg der α -Amylase Aktivität) wurde somit nicht nur nicht bestätigt, sondern lieferte widersprüchliche Ergebnisse. Die Zusammensetzung der Kichererbse unterscheidet sich von der Zusammensetzung von Getreide in Bezug auf diese Methode zu sehr, um auf diese Fragestellung anwendbar zu sein. Die indirekte Messung der α -Amylase Aktivität ist somit noch nicht geeignet und sollte noch genauer untersucht werden. Alternativ könnten für zukünftige Fragestellungen Enzym Assays herangezogen werden, welche spezifisch die α -Amylase Aktivität über die Freisetzung eines farbigen Chromophors messen. Eine andere Möglichkeit wäre die Anwendung von Immunoassays (Hu et al. 2022).

4.9 Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität

Die Ergebnisse der TIA ist in Tabelle 34 zu sehen, wobei die Ergebnisse als Mittelwert in der Trockenmasse der jeweiligen Doppelbestimmung angegeben wurden. Die gemessenen Extinktionen sowie die Inhibierungsbereiche aller Proben sind in Appendix C zu sehen.

Tabelle 34: Ergebnisse der Trypsin-Inhibitor-Aktivität [mg/g in TM].

Probennummer	Sortenname	Typ	TIA [mg/g in TM] (n=2)
001	Cicerone	Kabuli	7,6
002	Vulcano	Kabuli	7,3
003	Flamenco	Kabuli	6,1
004	Flamenco	Kabuli	6,0
005	Elmo	Desi	6,2
006	Rondo	Kabuli	5,9
007	Donia	Kabuli	7,5
008	Dora	Gulabi	5,3
009	Maragiá	Kabuli	7,3
010	Analisto	Kabuli	5,3
011	Jafar	Kabuli	6,5
012	Gavdos	Kabuli	6,8

Probennummer	Sortenname	Typ	TIA [mg/g in TM] (n=2)
013	Bori	Desi	7,6
014	Sultano	Kabuli	6,8
015	Reale	Kabuli	7,0
016	Amorgos	Kabuli	6,6
017	Thiva	Kabuli	6,6
018	CDC Orio	Kabuli	7,0
019	Elixir	Kabuli	6,4
020	Sokol	Kabuli	8,2
021	Olga	Gubali	5,9
022	Badil	Kabuli	7,4
023	Pasciá	Kabuli	7,3
024	Katalin	Desi	6,3
025	Twist	Kabuli	6,9

Die graphische Darstellung der Ergebnisse ist in Abbildung 37 zu sehen. Probe 008 (Dora, Gulabi-Typ) und 010 (Analisto, Kabuli-Typ) zeigen mit 5,3 mg/g den geringsten TIA-Gehalt, Probe 020 (Sokol, Kabuli-Typ) mit 8,2 mg/g den höchsten.

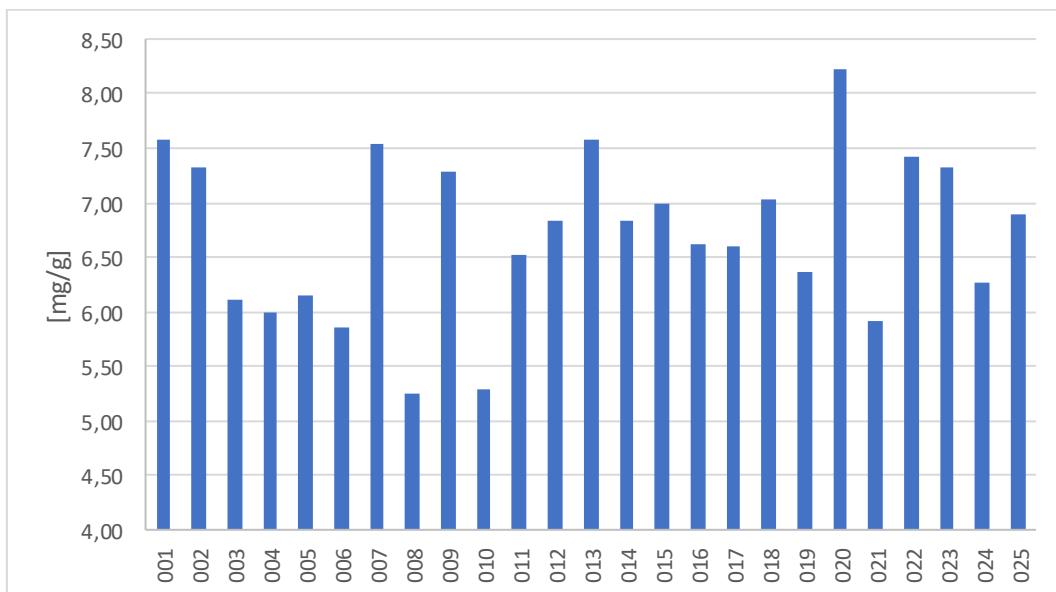


Abbildung 37: Trypsin-Inhibitor-Aktivität der verschiedenen Kichererbsenproben [mg/g in TM].

Der Mittelwert \pm Standardabweichung der TIA aller Kichererbsenproben liegt bei 6,7 mg/g \pm 0,7 mg/g, siehe Tabelle 35. Der Mittelwert liegt mit 6,8 mg/g für den Kabuli-Typ und 6,2 mg/g für den Desi-Typ nah beieinander und weist keine signifikanten Unterschiede auf. Márquez und Alonso ermittelten für Kichererbsen aus Spanien eine TIA von 8,4 mg/g. Der in der Masterarbeit ermittelte Durchschnitt von 6,7 mg/g sowie der Höchstwert von 8,2 mg/g liegen somit unter dem Literaturwert (Márquez und Alonso 1999). Die TIA der Kichererbse liegt im Vergleich zu anderen Körnerleguminosen wie der Sojabohne mit 17 mg/g – 27 mg/g deutlich niedriger (Anderson und Wolf 1995). Die TIA kann zudem durch verschiedene Verarbeitungsmethoden verringert werden, beispielsweise durch Entfernen der Schale, Einweichen in Wasser und Kochen (Márquez und Alonso 1999). Beispielsweise führt das Einweichen für 18 Stunden bei 12 °C und anschließendem Kochen für 40 min zu einer Reduktion der TIA um 82,7 % – 85,9 % (Savage und Thompson 1993).

Tabelle 35: Ergebnis der Bestimmung der Trypsin-Inhibitor-Aktivität [mg/g in TM].

Proben	Trypsin-Inhibitor-Aktivität (MW \pm SA) [mg/g in TM]
Gesamt (n=25)	6,7 \pm 0,7
Kabuli-Typ (n=20)	6,8 \pm 0,7
Desi-Typ (n=5)	6,2 \pm 0,7

4.10 Bestimmung der Gesamtphenole und Tannine

Die Ergebnisse der Gesamtphenol- und Tanninbestimmung aller Proben sind in Tabelle 36 zu sehen. Die Ergebnisse sind als Mittelwert der Doppelbestimmung bezogen auf die Trockenmasse angeführt. Aufgrund der Messunsicherheit des Photometers wurden Ergebnisse von unter 0,01 % als „N/A“ angeführt.

Tabelle 36: Ergebnisse der Gesamtphenol- und Tanninbestimmung [% in TM].

Probennummer	Sortenname	Typ	Gesamtphenole [% in TM] (n=2)	Tannine [% in TM] (n=2)
001	Cicerone	Kabuli	0,09	N/A
002	Vulcano	Kabuli	0,09	N/A
003	Flamenco	Kabuli	0,09	N/A
004	Flamenco	Kabuli	0,10	N/A
005	Elmo	Desi	0,28	0,12
006	Rondo	Kabuli	0,10	N/A

Probennummer	Sortenname	Typ	Gesamtphenole [% in TM] (n=2)	Tannine [% in TM] (n=2)
007	Donia	Kabuli	0,10	N/A
008	Dora	Gulabi	0,15	0,03
009	Maragiá	Kabuli	0,10	N/A
010	Analisto	Kabuli	0,10	N/A
011	Jafar	Kabuli	0,11	N/A
012	Gavdos	Kabuli	0,09	N/A
013	Bori	Desi	0,16	0,04
014	Sultano	Kabuli	0,11	N/A
015	Reale	Kabuli	0,11	N/A
016	Amorgos	Kabuli	0,10	N/A
017	Thiva	Kabuli	0,10	N/A
018	CDC Orio	Kabuli	0,09	N/A
019	Elixir	Kabuli	0,10	N/A
020	Sokol	Kabuli	0,10	N/A
021	Olga	Gubali	0,22	0,08
022	Badil	Kabuli	0,12	0,01
023	Pasciá	Kabuli	0,09	N/A
024	Katalin	Desi	0,30	0,13
025	Twist	Kabuli	0,10	N/A

Der Mittelwert \pm Standardabweichung der Gesamtphenolkonzentration aller Proben betrug $0,12\% \pm 0,06\%$, der der Tanninkonzentration $0,02\% \pm 0,04\%$. Zwischen dem Kabuli- und Desi-Typ ist ein unterschiedlicher Gehalt an Gesamtphenolen und Tanninen zu erkennen, siehe Tabelle 37. Der Desi-Typ hat mit $0,22\% \pm 0,05\%$ eine doppelt so hohe Gesamtphenolkonzentration wie der Kabuli-Typ, welcher lediglich $0,10\% \pm 0,01\%$ aufweist. Des Weiteren konnten in keinem Kabuli-Typ, mit Ausnahme der Probe 022, Tannine nachgewiesen werden, für den Desi-Typ jedoch eine Konzentration von $0,08\% \pm 0,05\%$. Die beiden Kichererbsentypen weisen sowohl in der Gesamtpolyphenolkonzentration ($p=0,001$), als auch in der Tanninkonzentration ($p=0,001$) einen signifikanten Unterschied auf. Die graphische Darstellung der Daten ist in Abbildung 38 zu sehen.

Tabelle 37: Ergebnis der Bestimmung der Konzentration der Gesamtphenole und Tannine in Prozent.

Proben	Gesamtphenole (MW ± SA) [% in TM]	Tannine (MW ± SA) [% in TM]
Gesamt (n=25)	0,12 ± 0,06	0,02 ± 0,04
Kabuli-Typ (n=20)	0,10 ± 0,01	0,001 ± 0,002
Desi-Typ (n=5)	0,22 ± 0,05	0,08 ± 0,05

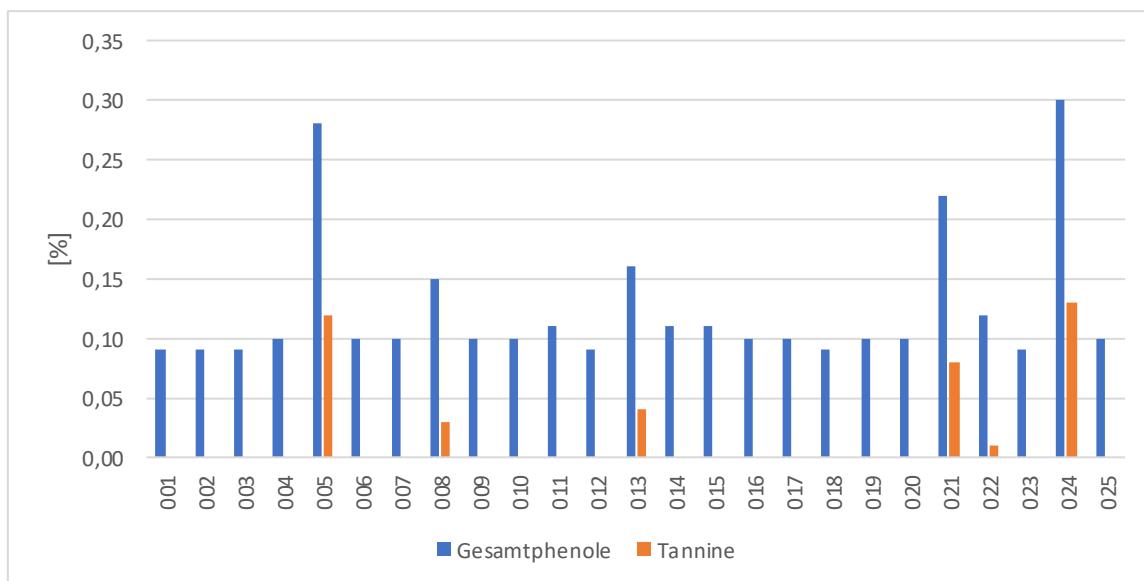


Abbildung 38: Graphische Darstellung der Konzentration der Gesamtphenole und Tannine in [% in TM].

Bei den von Maher-Sis et al. analysierten Kichererbsen liegt der Gesamtphenolgehalt für den Kabuli-Typ bei 0,27 %, für den Desi-Typ bei 0,26 %. Der Tanningehalt wurde für den Kabuli-Typ mit 0,09 % bestimmt, für den Desi-Typ mit 0,12 % (Maheri-Sis et al.). Nach Bampidis und Christodoulou variiert der Gesamtphenolgehalt in Kichererbsen zwischen 1,55 mg/g – 6,10 mg/g (Bampidis und Christodoulou 2011). Somit liegen sowohl der ermittelte Gesamtphenolgehalt, als auch Tanningehalt etwas unter den Literaturwerten. Der Tanningehalt der Kichererbse (Desi-Typ) ist mit 0,08 % ähnlich der Linse, welche einen Tanningehalt von 0,1 % aufweist. Andere Leguminosen wie die Erbse oder Ackerbohnen zeigen höhere Tanningehalte von bis zu 1,3 % bzw. 2,1 %. Der Gesamtphenolgehalt der Kichererbse von 0,12 % ähnelt dem Gehalt von Erbsen (0,25 %) und Gartenbohnen (0,0 % – 0,4 %). Die Linse oder Ackerbohne zeigen mit 1,0 % bzw. 1,1 % höhere Gesamtphenolgehalte (Champ 2002).

5 Zusammenfassung

Für die Analyse des Potenzials der Kichererbse in der österreichischen Landwirtschaft wurden in Bezug auf 24 verschiedene Sorten diverse Inhaltsstoffe und Parameter analysiert. Neben den unterschiedlichen Sorten wurden zudem die Ergebnisse der beiden Kichererbsen-Typen Kabuli und Desi verglichen. Dabei war es von Interesse, ob und in welchen Inhaltsstoffen und Antinutritiva sich die beiden Typen unterscheiden. In Anbetracht dessen ist jedoch anzumerken, dass von dem Kabuli-Typ 20 Proben zur Verfügung standen, von dem Desi-Typ hingegen nur 5 Proben. Zudem ist beim Kabuli-Typ eine Sorte (Flamenco) zweimal vertreten. Diese wurde aufgrund unterschiedlicher Aussaatstärke beim Anbau in Folge als zwei unabhängige Proben behandelt. Die Ergebnisse sind auf die Trockenmasse, welche mittels Brabender-Automaten ermittelt wurde, bezogen worden.

Die Tausendkornmasse der Kichererbse betrug im Mittel $282 \text{ g/1000 Körner} \pm 71 \text{ g/1000 Körner}$. Zwischen dem Kabuli-Typ und Desi-Typ der Kichererbse ist ein signifikanter Unterschied in der Tausendkornmasse zu erkennen. Der Kabuli-Typ hatte mit $305 \text{ g/1000 Körner} \pm 54 \text{ g/1000 Körner}$ eine deutlich höhere Tausendkornmasse als der Desi-Typ mit $191 \text{ g/1000 Körner} \pm 58 \text{ g/1000 Körner}$. Die Feuchtigkeit der Kichererbse betrug nach ISTA im Mittelwert $11,9 \% \pm 0,3 \%$, die daraus resultierende Trockenmasse $88,1 \%$. Mit dem Brabender-Automaten wurde eine Feuchtigkeit von $11,8 \% \pm 0,3 \%$ erhalten, daraus ergibt sich eine Trockenmasse von $88,2 \%$. Zwischen dem Kabuli-Typ und dem Desi-Typ gibt es keinen signifikanten Unterschied in der Feuchtigkeit. Der Kabuli-Typ hat eine Feuchtigkeit von $11,8 \% \pm 0,3 \%$, der Desi-Typ $12,0 \% \pm 0,2 \%$. Der Rohproteingehalt der Kichererbse betrug im Mittel $24,6 \% \pm 1,1 \%$. Der Kabuli-Typ hat einen etwas niedrigeren Rohproteingehalt von $24,6 \% \pm 1,1 \%$ als der Desi-Typ mit $25,0 \% \pm 1,0 \%$, der Unterschied ist jedoch nicht signifikant. Der Rohproteinertrag der Kichererbse liegt bei $4,3 \text{ dt/ha} \pm 0,4 \text{ dt/ha}$ und entspricht dem Mittelwert des Kabuli-Typs. Der Desi-Typ besitzt einen Rohproteinertrag von $4,0 \text{ dt/ha} \pm 0,5 \text{ dt/ha}$ und zeigt somit einen etwas geringeren Rohproteinertrag. Die in der Kichererbse in der höchsten Konzentration vorliegende Aminosäure ist die Glutaminsäure mit einem Mittelwert von $4,07 \% \pm 0,19 \%$, darauffolgend die Asparaginsäure mit $2,79 \% \pm 0,12 \%$ und Arginin mit $2,16 \% \pm 0,23 \%$. Die limitierenden Aminosäuren stellen die schwefelhaltigen Aminosäuren Cystein und Methionin dar. Cystein und Methionin kommen zusammen auf einen Gehalt von $0,74 \%$. Der Aminosäuregehalt der beiden Kichererbsen-Typen unterscheidet sich nicht signifikant. Die größte Abweichung ist in der Aminosäure Arginin zu erkennen. Der Kabuli-Typ besitzt mit $2,11 \% \pm 0,20 \%$ 0,2 Prozentpunkte weniger Arginin als der Desi-Typ mit $2,36 \% \pm$

0,23 %. Die Analyse der Kichererbse ergab im Mittel einen Stärkegehalt von $40,7\% \pm 2,1\%$, wobei zwischen dem Kabuli-Typ und Desi-Typ kein signifikanter Unterschied zu erkennen ist. Der Kabuli-Typ zeigt mit $41,1\% \pm 1,6\%$ einen etwas höheren Gehalt an Stärke als der Desi-Typ mit $38,8\% \pm 1,6\%$. In der Kichererbse konnten die Monosaccharide Galactose und Glucose im Mittel mit einer Konzentration von $0,11\% \pm 0,03\%$ und $0,03\% \pm 0,02\%$ festgestellt werden. Fructose konnte in keiner Probe bestimmt werden. Das Disaccharid Saccharose konnte mit einer Konzentration von $2,36\% \pm 0,49\%$ bestimmt werden. Die Oligosaccharide Raffinose, Stachyose und Verbascose wurden ebenso detektiert. Die Stachyose ist das Oligosaccharid, welches in der Kichererbse mit $1,61\% \pm 0,18\%$ in der höchsten Konzentration vorliegt. An zweiter Stelle liegt mit $0,45\% \pm 0,09\%$ die Raffinose und zuletzt die Verbascose mit $0,09\% \pm 0,01\%$. Zwischen dem Kabuli-Typ und Desi-Typ gibt es Unterschiede in der Zusammensetzung der Zucker. Das Disaccharid Saccharose kommt im Kabuli-Typ mit $2,55\% \pm 0,32\%$ um knapp ein Prozentpunkt mehr als im Desi-Typ vor, welcher nur $1,64\% \pm 0,32\%$ aufweist und stellt einen signifikanten Unterschied dar. Des Weiteren gibt es einen Unterschied in der Stachyose, jedoch nicht signifikant. Der Kabuli-Typ hat mit $1,58\% \pm 0,15\%$ etwas über 0,1 Prozentpunkt weniger als der Desi-Typ. Die restlichen Zucker unterscheiden sich nur geringfügig. Die Fallzahl der Kichererbse beträgt $316\text{ s} \pm 95\text{ s}$. Zwischen dem Kabuli-Typ und Desi-Typ sind signifikante Unterschiede zu erkennen. Der Kabuli-Typ zeigt eine Fallzahl von $354\text{ s} \pm 44\text{ s}$ und hat somit eine niedrigere α -Amylase-Aktivität als der Desi-Typ, welcher eine Fallzahl von $163\text{ s} \pm 90\text{ s}$ aufweist. Die zusätzliche Bestimmung der Fallzahl von gezielt ausgekeimten Kichererbsen zeigte, dass die Methode nach Hagberg-Perten auf diese Fragestellung nicht anwendbar ist, da diese widersprüchliche Ergebnisse lieferten. Die Trypsin-Inhibitor-Aktivität der Kichererbse liegt bei $6,7\text{ mg/g} \pm 0,7\text{ mg/g}$. Der Kabuli-Typ zeigt mit $6,8\text{ mg/g} \pm 0,7\text{ mg/g}$ etwas höhere Werte als der Desi-Typ mit $6,2\text{ mg/g} \pm 0,7\text{ mg/g}$, der Unterschied ist jedoch nicht signifikant.

Der Mittelwert des Gesamtphenolgehalts konnte mit $0,12\% \pm 0,06\%$ bestimmt werden, der des Tanningehalts mit $0,02\% \pm 0,04\%$. Zwischen dem Kabuli-Typ und Desi-Typ konnten sowohl bei den Gesamtphenolen, als auch Tanninen signifikante Unterschiede beobachtet werden. Der Kabuli-Typ zeigt mit $0,10\% \pm 0,01\%$ einen niedrigeren Gesamtphenolgehalt als der Desi-Typ mit $0,22\% \pm 0,05\%$. Zudem konnten im Kabuli-Typ, mit Ausnahme der Probe 022 (Sorte Badil), keine Tannine bestimmt werden. Im Desi-Typ wurde hingegen ein Tanningehalt von $0,08\% \pm 0,05\%$ gefunden.

Die nachfolgenden Abbildungen stellen abschließend die Ergebnisse der analysierten Inhaltsstoffe der beiden Kichererbsen-Typen graphisch gegenüber. Abbildung 39 zeigt die Inhaltsstoffe der Kichererbsen-Typen, welche sich nicht signifikant unterscheiden: Stärke, Rohprotein, Aminosäuren, Wasser und TIA. Abbildung 40, Abbildung 41 und Abbildung 42 zeigen die Inhaltsstoffe und Parameter, welche sich zwischen den beiden Kichererbsen-Typen signifikant unterscheiden: Gesamtzucker, Gesamtphenole, Tannine, Saccharose, Fallzahl und Tausendkornmasse.

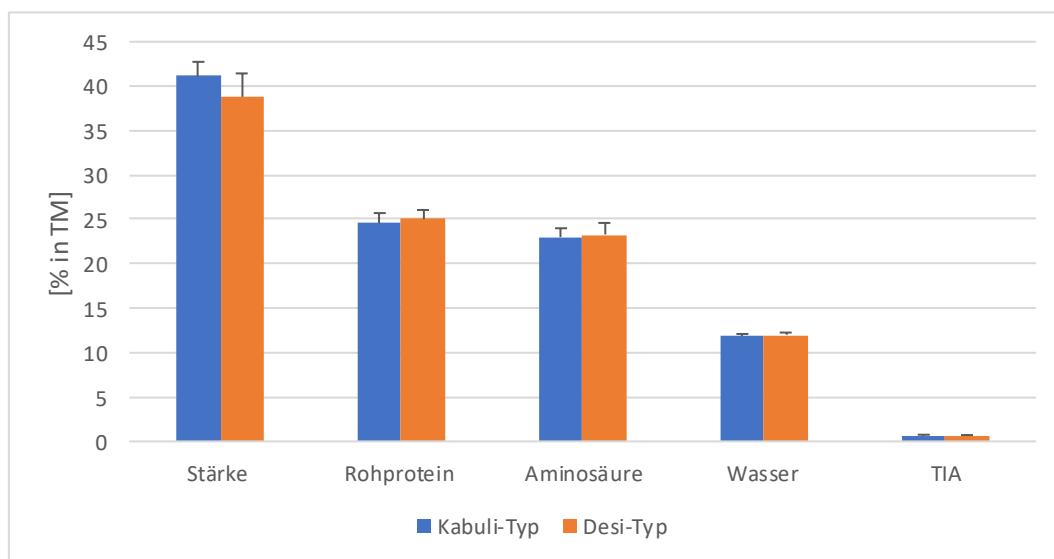


Abbildung 39: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Stärke, Rohproteine, Aminosäuren, Feuchtigkeit und TIA [% in TM].

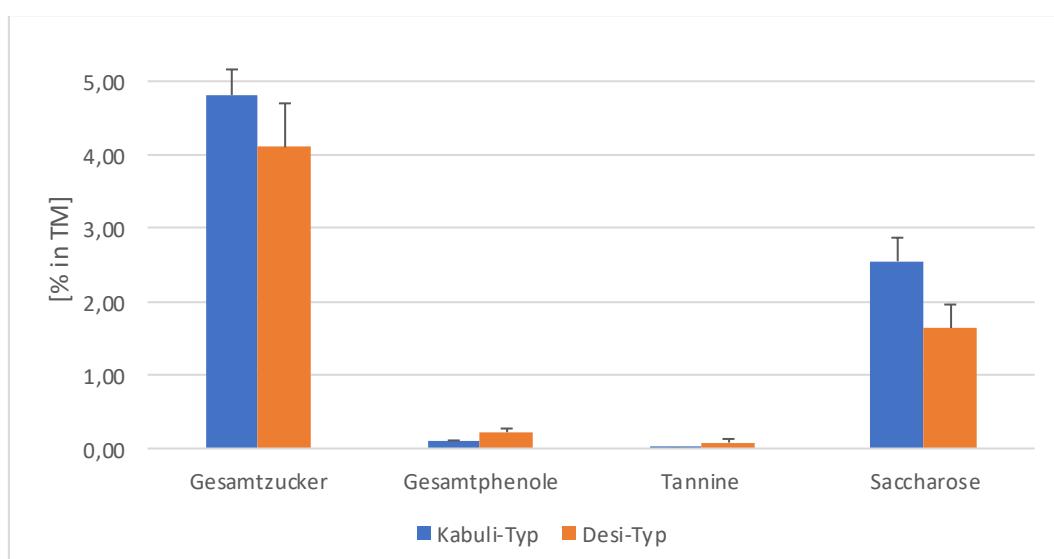


Abbildung 40: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Gesamtzucker, Gesamtphenole, Tannine und Saccharose [% in TM].

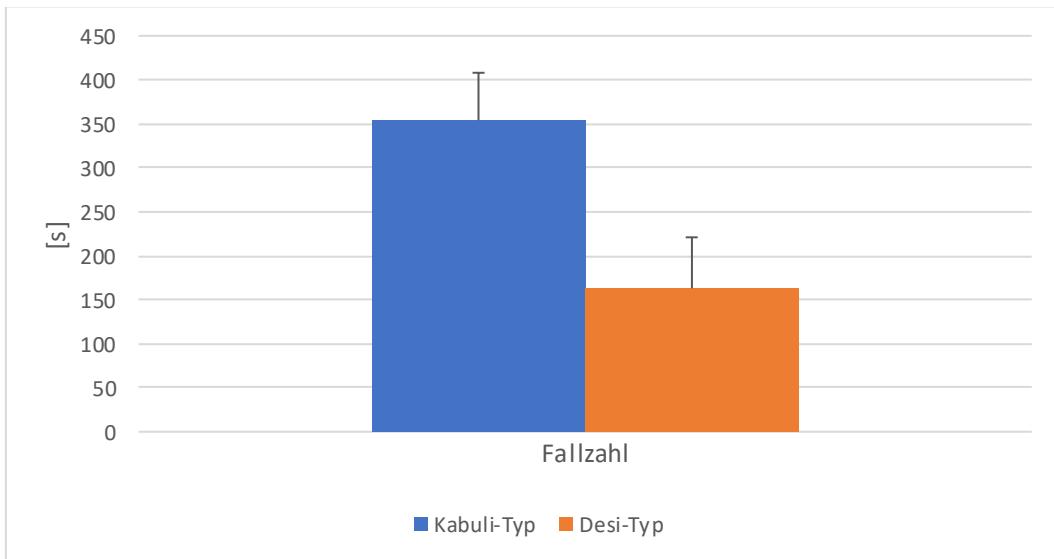


Abbildung 41: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Fallzahl [s].

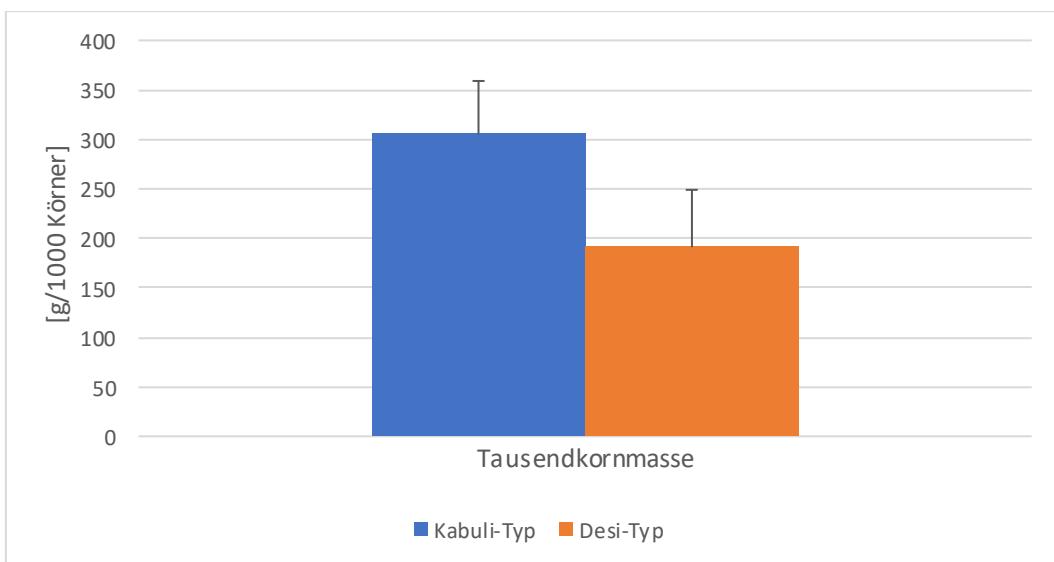


Abbildung 42: Graphische Darstellung der Ergebnisse der Bestimmung der Tausendkornmasse [g/1000 Körner].

6 Abstract (Deutsch)

Die Kichererbse (*Cicer arietinum*) ist eine Hülsenfrucht, welche durch ihre hohe Hitze- und Trockenresistenz in den letzten Jahren in Anbetracht der Klimakrise an Bedeutung gewonnen hat. In Österreich wird die Kulturpflanze jedoch aufgrund mangelnder Erfahrung noch kaum angebaut und ist zudem nicht in der österreichischen Sortenliste angeführt. Institutionen wie die Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit (AGES) haben das Ziel, durch die Erhebung des Potenzials der Kichererbse den Anbau in Österreich zu fördern. Dafür wurden im Sommer 2023 im Rahmen eines Sortenversuchs 24 unterschiedliche Kichererbsensorten in Fuchsenbigl, Niederösterreich angebaut. Auf Grundlage dessen wurden ausgewählte Inhaltsstoffe wie der Rohproteingehalt, die Aminosäurezusammensetzung, Mono-, Di- und Oligosaccharide und der Wassergehalt bestimmt. Zusätzlich wurden auch die Gesamtphenole und Tannine, Trypsin-Inhibitor-Aktivität und zusätzliche Parameter wie die Tausendkornmasse oder Fallzahl bestimmt. Neben den 24 unterschiedlichen Kichererbsensorten wurde auch der Vergleich zwischen dem Kabuli-Typ und Desi-Typ gezogen. Die Kichererbse besteht mehrheitlich aus Stärke. Die Konzentration der Monosaccharide Galaktose und Glucose, des Disaccharids Saccharose und der Oligosaccharide Verbascose, Raffinose und Stachyose konnten ermittelt werden. Saccharose und Stachyose sind in der Kichererbse die beiden Zucker, die mengenmäßig am häufigsten vorkommen, wobei sich die beiden Kichererbsen-Typen signifikant im Saccharosegehalt unterscheiden. Neben den Kohlenhydraten besitzen Kichererbsen nicht nur einen hohen Proteingehalt, sondern auch einen hohen Anteil an essenziellen Aminosäuren. Die schwefelhaltigen Aminosäuren Cystein und Methionin sind die limitierenden Aminosäuren. Abseits der Hauptnährstoffe besitzt die Kichererbse antinutritive Inhaltsstoffe wie Gesamtphenole und Tannine, welche zwischen den beiden Kichererbsen-Typen signifikante Unterschiede zeigen. Des Weiteren unterscheiden sich die Kichererbsen-Typen signifikant in der Tausendkornmasse und Fallzahl.

7 Abstract (English)

Chickpea (*Cicer arietinum*) is a legume that has become increasingly important in recent years due to its high resistance to heat and drought in view of the climate crisis. In Austria, however, the crop is still rarely cultivated due to a lack of experience and is also not included in the Austrian list of varieties. Institutions such as the Austrian Agency for Health and Food Safety (AGES) aim to promote the cultivation of chickpeas in Austria by assessing their potential. To this end, 24 different chickpea varieties were cultivated in Fuchsenbigl, Lower Austria, in the summer of 2023 as part of a variety trial. On this basis, selected ingredients such as crude protein content, amino acid composition, mono-, di- and oligosaccharides and water content were determined. In addition, the total phenols and tannins, trypsin inhibitor activity and additional parameters such as thousand grain mass or falling number were also determined. In addition to the 24 different chickpea varieties, a comparison was also made between the Kabuli type and the Desi type. The chickpea consists mainly of starch. The concentration of the monosaccharides galactose and glucose, the disaccharide sucrose and the oligosaccharides verbascose, raffinose and stachyose were determined quantitatively. Sucrose and stachyose are the two sugars that occur most frequently in chickpeas in terms of quantity, although the two types of chickpeas differ significantly in their sucrose content. In addition to carbohydrates, chickpeas not only have a high protein content, but also a high proportion of essential amino acids. The sulphur-containing amino acids cysteine and methionine are the limiting amino acids. Apart from the main nutrients, chickpeas contain antinutritive substances such as total phenols and tannins, which show significant differences between the two types of chickpeas. Furthermore, the chickpea types differ significantly in thousand grain mass and falling number.

7.1 Literaturverzeichnis

- Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (Hg.) (2023): Akzessions Suche. Online verfügbar unter https://www.genbank.at/akzessions-suche/?tx_genbank_search%5Baction%5D=list&tx_genbank_search%5Bcontroller%5D=Pasport&cHash=0e687948425ae5813d3d0b68947a03de.
- Anderson, R. L.; Wolf, W. J. (1995): Compositional changes in trypsin inhibitors, phytic acid, saponins and isoflavones related to soybean processing. In: *The Journal of nutrition* 125 (3 Suppl), S. 581–588. DOI: 10.1093/jn/125.3_Suppl.581S.
- aprentas (Hg.) (2017): Laborpraxis Band 4. Analytische Methoden. 6. Aufl. Basel: Springer Basel; Springer, S.128–129.
- Bampidis, V. A.; Christodoulou, V. (2011): Chickpeas (*Cicer arietinum* L.) in animal nutrition: A review. In: *Animal Feed Science and Technology* 168 (1-2), S. 1–20. DOI: 10.1016/j.anifeedsci.2011.04.098.
- Bannwarth, H.; Kremer, B. P.; Schulz, A. (2011): Basiswissen Physik, Chemie und Biochemie. Vom Atom bis zur Atmung – für Biologen, Mediziner und Pharmazeuten. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 315–335.
- Bantilan, C.; Gaur, P. M.; Charyulu, D. K.; Davala, M. (2015): Short-Duration Chickpea Technology: Enabling Legumes Revolution in Andhra Pradesh, India. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Topics. India (Research Report No. 23).
- Berg, J. M.; Tymoczko, J. L.; Gatto jr., G. J.; Stryer, L. (2018): Stryer Biochemie. 8. Aufl. Berlin, Heidelberg: Springer Spektrum, S.34–37.
- Boye, J.; Zare, F.; Pletch, A. (2010): Pulse proteins: Processing, characterization, functional properties and applications in food and feed. In: *Food Research International* 43 (2), S. 414–431. DOI: 10.1016/j.foodres.2009.09.003.
- Brasseur, G. P.; Jacob, D.; Schuck-Zöller, S. (2017): Klimawandel in Deutschland. Entwicklung, Folgen, Risiken und Perspektiven. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 184–187.
- Champ, M. (2002): Non-nutrient bioactive substances of pulses. In: *The British journal of nutrition* 88 Suppl 3, 307-319. DOI: 10.1079/BJN2002721.
- Christen, P.; Jaussi, R.; Benoit, R. (2015): Biochemie und Molekularbiologie. Eine Einführung in 40 Lerneinheiten. 2016. Aufl. Schweiz: Springer Spektrum, S. 30–32.
- Corradini, C.; Cavazza, A.; Bignardi, C. (2012): High-Performance Anion-Exchange Chromatography Coupled with Pulsed Electrochemical Detection as a Powerful Tool to Evaluate Carbohydrates of Food Interest: Principles and Applications. In: *International Journal of Carbohydrate Chemistry* 2012, S. 1–6. DOI: 10.1155/2012/487564.

- Dachler, M. (2023): Welternährung. Status quo und Ausblick zur globalen Ernährungslage. Berlin: Springer Berlin; Springer Spektrum, S. 234.
- Ebermann, R.; Elmadfa, I. (2008): Lehrbuch Lebensmittelchemie und Ernährung. Zweite, korrigierte und erweiterte Auflage. Wien, New York, NY: Springer, S.62, 341.
- Erbersdobler, H. F.; Barth, C. A.; Jahreis, G. (2017): Körnerleguminosen in der Humanernährung. Nährstoffgehalt und Proteinqualität von Hülsenfrüchten. In: *Wissenschaft & Forschung*, 2017, S. 1–6.
- Formayer, H.; Becsi, N. (Hg.) (2020): Neue Impulse für die österreichische Anpassung. Endbericht Teil 1. Institut für Meteorologie und Klimatologie, Universität für Bodenkultur. Wien.
- Frede, W. (2010): Handbuch für Lebensmittelchemiker. Lebensmittel – Bedarfsgegenstände – Kosmetika – Futtermittel. 3. Aufl. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 326–327.
- Frias, J.; Vidal-Valverde, C.; Sotomayor, C.; Diaz-Pollan, C.; Urbano, G. (2000): Influence of processing on available carbohydrate content and antinutritional factors of chickpeas. In: *European Food Research and Technology* 210 (5), S. 340–345. DOI: 10.1007/s002170050560.
- ISO 520:2010-11, 2011: Getreide und Hülsenfrüchte - Bestimmung der 1000-Korn-Masse.
- Gey, Manfred H. (2021): Instrumentelle Analytik und Bioanalytik. Biosubstanzen, Trennmethoden, Strukturanalytik, Applikationen. 4. Aufl. Berlin: Springer Berlin; Springer Spektrum (Springer-Lehrbuch), S. 80–81, 470–473.
- Gressner, A. M.; Arndt, T. (2013): Lexikon der Medizinischen Laboratoriumsdiagnostik. 2., überarbeitete und erweiterte Auflage. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 655, 740–741, 832, 1074.
- Haller, D.; Rimbach, G.; Grune, T. (2013): Biofunktionalität der Lebensmittelinhaltstoffe. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 179-180.
- He, Y.; Lin, Y.-L.; Chen, C.; Tsai, M.-H.; Lin, Amy H.-M. (2019): Impacts of Starch and the Interactions Between Starch and Other Macromolecules on Wheat Falling Number. In: *Comprehensive reviews in food science and food safety* 18 (3), S. 641–654. DOI: 10.1111/1541-4337.12430.
- Hu, Y.; Sjöberg, S. M.; Chen, C. J.; Hauvermale, A. L.; Morris, C. F.; Delwiche, S. R. et al. (2022): As the number falls, alternatives to the Hagberg-Perten falling number method: A review. In: *Comprehensive reviews in food science and food safety* 21 (3), S. 2105–2117. DOI: 10.1111/1541-4337.12959.
- Jahreis, G.; Leiterer, M.; Brese, M.; Schäfer, U. (2016): Legume flours: Nutritionally important sources of protein and dietary fiber. Hg. v. Ernährungs Umschau.

Jansohn, M.; Rothhämel, S. (Hg.) (2012): Gentechnische Methoden. Eine Sammlung von Arbeitsanleitungen für das molekularbiologische Labor. 5. Auflage. Heidelberg: Spektrum, Akad. Verl, S. 27.

Jeroch, H.; Lipiec, A.; Abel, H.; Zentek, J.; Grela, E. R.; Bellof, G. (2017): Körnerleguminosen als Futter- und Nahrungsmittel. 2. überarbeitete Auflage. Frankfurt am Main: DLG-Verlag.

Jukanti, A. K.; Gaur, P. M.; Gowda, C. L. L.; Chibbar, R. N. (2012): Nutritional quality and health benefits of chickpea (*Cicer arietinum* L.): a review. In: *The British journal of nutrition* 108 Suppl 1, 11-26. DOI: 10.1017/S0007114512000797.

Jung, S.; Rickert, D. A.; Deak, N. A.; Aldin, E. D.; Recknor, J.; Johnson, L. A.; Murphy, P. A. (2003): Comparison of kjeldahl and dumas methods for determining protein contents of soybean products. In: *J Amer Oil Chem Soc* 80 (12), Artikel 1169. DOI: 10.1007/s11746-003-0837-3.

Kurreck, J.; Engels, J. W.; Lottspeich, F. (Hg.) (2022): Bioanalytik. Unter Mitarbeit von Jens Kurreck. 4. Aufl. Berlin: Springer Spektrum, S. 178, 674.

Landwirtschaftliches Technologiezentrum Augustenberg: Kichererbse. *Cicer arietinum*, Leguminosae. Hg. v. Landwirtschaftliches Technologiezentrum Augustenberg. Online verfügbar unter <https://ltz.landwirtschaft-bw.de/pb/Lde/Startseite/Kulturpflanzen/Kichererbse>, zuletzt geprüft am 09.10.2023.

Maheri-Sis, N.; Chamani, M.; Aghajanzadeh-Golshani, A.: Nutritional evaluation of kabuli and desi type chickpeas (*Cicer arietinum* L.) for ruminants using in vitro gas production technique. In: *African Journal of Biotechnology*, Vol. 7, S. 2946–2951.

Márquez, M. C.; Alonso, R. (1999): Inactivation of Trypsin Inhibitor in Chickpea. In: *Journal of Food Composition and Analysis* 12 (3), S. 211–217. DOI: 10.1006/jfca.1999.0823.

Matissek, R. (2019): Lebensmittelchemie. Unter Mitarbeit von Andreas Hahn. 9., neu bearbeitete und aktualisierte Auflage. Berlin: Springer Berlin; Springer Spektrum, S. 33–34, 39–40, 134–135, 222–223, 238–239.

Matissek, R. (2020): Lebensmittelsicherheit. Kontaminanten - Rückstände - Biotoxine. Berlin, Heidelberg: Springer Spektrum, S. 324.

Matissek, R.; Steiner, G.; Fischer, M. (2014): Lebensmittelanalytik. 5. Aufl. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 170, 271–272, 298.

Meißner, M. (Hg.) (2016): Standard-Methoden für Getreide, Mehl und Brot. Arbeitsgemeinschaft Getreideforschung; Moritz Schäfer GmbH & Co. KG. 8., überarbeitete und erweiterte Auflage mit allen aktuellen ICC-Standards. Detmold: Verlag Moritz Schäfer, S. 293–296, 303–316.

Müller-Esterl, W. (2018): Biochemie. Eine Einführung für Mediziner und Naturwissenschaftler. Unter Mitarbeit von Ulrich Brandt, Oliver Anderka, Stefan Kerscher, Stefan Kieß und Katrin Ridinger. 3. Aufl. Berlin: Springer, S. 26.

Nath, H.; Samtiya, M.; Dhewa, T. (2022): Beneficial attributes and adverse effects of major plant-based foods anti-nutrients on health: A review. In: *Human Nutrition & Metabolism* 28, S. 200147. DOI: 10.1016/j.hnm.2022.200147.

National Oceanic and Atmospheric Administration (2023): Anomalien der durchschnittlichen Temperaturen in Europa von 1910 bis 2022. (in Grad Celsius). National Oceanic and Atmospheric Administration. Online verfügbar unter <https://de.statista.com/statistik/daten/studie/1368165/umfrage/europa-anomalien-der-temperaturen/>, zuletzt aktualisiert am Februar 2023.

Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (Hg.) (2023a): Kichererbse. Online verfügbar unter <https://www.ages.at/pflanze/biodiversitaet/huelsenfrucht-im-fokus/kichererbse>.

Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (Hg.) (2023b): Österreichische Beschreibende Sortenliste 2023 Landwirtschaftliche Pflanzenarten. Republik Österreich. Gemäß Saatgutgesetz 1997. Österreich (Schriftenreihe 21/2023 ISSN 1560-635X).

Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (2023c): Österreichische Betreibende Sortenliste 2023 Landwirtschaftliche Pflanzenarten. Republik Österreich. Gemäß Saatgutgesetz 1997. Hg. v. Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH. Österreich (Schriftenreihe 21/2023 ISSN 1560-635X).

Panta, R. (2017): Rapid quantification of trypsin inhibitors in food and feed formulations with electrospray ionization mass spectrometry. Missouri University of Science and Technology.

Pérez, M.; Dominguez-López, I.; Lamuela-Raventós, R. M. (2023): The Chemistry Behind the Folin-Ciocalteu Method for the Estimation of (Poly)phenol Content in Food: Total Phenolic Intake in a Mediterranean Dietary Pattern. In: *Journal of agricultural and food chemistry* 71 (46), S. 17543–17553. DOI: 10.1021/acs.jafc.3c04022#.

Petroski, W.; Minich, D. M. (2020): Is There Such a Thing as "Anti-Nutrients"? A Narrative Review of Perceived Problematic Plant Compounds. In: *Nutrients* 12 (10). DOI: 10.3390/nu12102929.

Piechulla, B.; Heldt, H. W. (2023): Pflanzenbiochemie. 6. Aufl. Berlin: Springer, S. 193, 290.

Rachwa-Rosiak, D.; Nebesny, E.; Budry, G. (2015): Chickpeas—composition, nutritional value, health benefits, application to bread and snacks: a review. In: *Critical reviews in food science and nutrition* 55 (8), S. 1137–1145. DOI: 10.1080/10408398.2012.687418.

- Rimbach, G.; Möhring, J.; Erbersdobler, H. F. (2010): Lebensmittel-Warenkunde für Einsteiger. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 138-139, 148, 151, 155, 160–162, 230–231.
- Ritgen, U. (2020): Analytische Chemie I. 1. Auflage 2020. Berlin: Springer Berlin; Springer Spektrum, S. 154–155.
- Savage, G. P.; Thompson, D. R. (1993): Effect of processing on the trypsin inhibitor content and nutritive value of chickpeas (*Cicer arietinum*).
- Schek, A. (2002): Sekundäre Pflanzenstoffe. In: *Sporternährung*, 2002 (Leistungssport 5/02).
- Schopfer, P.; Brennicke, A. (2010): Pflanzenphysiologie. 7. Aufl. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 357.
- Souci, S. W.; Fachmann, W.; Kraut, H.; Andersen, G. (2016): Food composition and nutrition tables. 8th revised and completed edition - 8., revidierte und ergänzte Auflage - 8e édition, revue et complétée. Stuttgart: MedPharm Scientific Publishers; Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, S. 881–882.
- Strangl, M. (2021): Österreichische Eiweißstrategie. Abschlussbericht. Unter Mitarbeit von Irene Povolny, Sonja Schantl, Marlene Tasser. Hg. v. Bundesministerium für Landwirtschaft, Regionen und Tourismus. Wien.
- Thers, H.; Eriksen, J. (2022): Annual protein yield and extractable protein potentials in three legumes and two grasses. In: *Journal of the Science of Food and Agriculture* 102 (9), S. 3742–3751. DOI: 10.1002/jsfa.11722.
- Wang, N.; Daun, J. (2004): The Chemical Composition and Nutritive Value of Canadian Pulses. Hg. v. Canadian Grain Commission.
- Wang, R.; Gangola, M. P.; Jaiswal, S.; Båga, M.; Gaur, P. M.; Chibbar, R. N. (2017): Variation in Seed-Quality Traits of Chickpea and Their Correlation to Raffinose Family Oligosaccharides Concentrations. In: *Crop Science* 57 (3), S. 1594–1602. DOI: 10.2135/cropsci2016.08.0710.
- Waters Corporation (Hg.): Einführung in die Hydrolyse. Säurehydrolyse. Online verfügbar unter <https://www.waters.com/nextgen/at/de/education/primers/comprehensive-guide-to-hydrolysis-and-analysis-of-amino-acids/introduction-to-hydrolysis.html>.
- Yadav, S. S.; Redden, R.J; Chen, W.; Sharma, B. (2007): Chickpea breeding and management. Wallingford, UK, Cambridge, MA: CABI (CAB books).

Appendix A Abbildungen der Kichererbsensorten





002 Vulcano (Kabuli-Typ)



003 Flamenco (Kabuli-Typ)



004 Flamenco (Kabuli-Typ)



005 Elmo (Desi-Typ)



006 Rondo (Kabuli-Typ)



007 Donia (Kabuli-Typ)



008 Dora (Gulabi-Typ)



009 Maragiá (Kabuli-Typ)





011 Jafar (Kabuli-Typ)





013 Bori (Desi-Typ)



014 Sultano (Kabuli-Typ)



015 Reale (Kabuli-Typ)



016 Amorgos (Kabuli-Typ)



017 Thiva (Kabuli-Typ)



018 CDC Orio (Kabuli-Typ)



019 Elixir (Kabuli-Typ)







022 Badil (Kabuli-Typ)



023 Pasciá (Kabuli-Typ)



024 Katalin (Desi-Typ)



Appendix B Aminosäuregehalt aller Proben

Angabe der Aminosäuren als Dreibuchstabencode, siehe Abbildung 5 und Abbildung 6.

Probennummer	Cys [%]	Asp [%]	Met [%]	Thr [%]	Ser [%]	Glu [%]	Pro [%]	Gly [%]
001	0,38	2,69	0,35	0,87	1,16	3,87	0,99	0,93
002	0,37	2,69	0,35	0,84	1,16	3,93	1,01	0,93
003	0,37	2,93	0,37	0,91	1,29	4,33	0,87	0,99
004	0,37	2,92	0,37	0,93	1,32	4,34	0,92	1,00
005	0,38	2,77	0,35	0,86	1,20	4,09	0,88	0,95
006	0,37	2,79	0,36	0,87	1,24	4,03	0,9	0,94
007	0,38	2,75	0,35	0,88	1,21	3,95	0,85	0,94
008	0,36	2,61	0,34	0,83	1,15	3,76	0,81	0,89
009	0,38	2,67	0,35	0,84	1,18	3,87	0,75	0,93
010	0,36	2,93	0,37	0,89	1,24	4,3	0,98	1,02
011	0,39	2,78	0,37	0,88	1,23	4,06	0,87	0,96
012	0,39	2,95	0,37	0,88	1,28	4,32	0,97	1,01
013	0,34	2,46	0,31	0,72	1,07	3,63	0,81	0,83
014	0,39	2,82	0,34	0,88	1,21	4,07	0,92	0,97
015	0,40	2,81	0,37	0,89	1,25	4,09	0,85	0,96
016	0,38	2,83	0,36	0,87	1,21	4,15	0,95	0,97
017	0,36	2,64	0,35	0,83	1,18	3,91	0,94	0,92
018	0,35	2,53	0,34	0,82	1,15	3,73	0,92	0,87
019	0,36	2,68	0,34	0,83	1,16	3,91	0,99	0,93
020	0,41	2,99	0,39	0,92	1,29	4,36	1,09	1,02
021	0,41	2,99	0,39	0,92	1,28	4,29	1,02	1,02
022	0,37	2,71	0,35	0,86	1,19	3,87	0,95	0,93
023	0,38	2,82	0,37	0,87	1,2	4,09	0,98	0,95
024	0,37	2,9	0,37	0,85	1,23	4,25	0,97	0,99
025	0,36	2,72	0,35	0,81	1,16	4,01	0,91	0,93

Probennummer	Ala [%]	Val [%]	Ile [%]	Leu [%]	Tyr [%]	Phe [%]	His [%]	Lys [%]	Arg [%]
001	0,98	1,05	1,07	1,75	0,65	1,45	0,59	1,63	1,91
002	0,99	1,08	1,08	1,77	0,64	1,45	0,61	1,64	1,98
003	1,06	1,1	1,06	1,85	0,68	1,51	0,66	1,68	2,38
004	1,07	1,09	1,06	1,86	0,71	1,52	0,67	1,69	2,27
005	1,00	1,07	1,03	1,76	0,62	1,39	0,63	1,66	2,34
006	1,00	1,05	1,04	1,78	0,66	1,42	0,61	1,61	1,97
007	1,00	1,05	1,03	1,76	0,66	1,45	0,60	1,63	1,95
008	0,94	0,98	0,97	1,68	0,62	1,37	0,57	1,50	2,00
009	0,97	1,00	0,98	1,72	0,65	1,41	0,60	1,58	1,86
010	1,06	1,14	1,14	1,88	0,67	1,52	0,66	1,71	2,53
011	1,02	1,06	1,03	1,78	0,66	1,47	0,63	1,65	2,08
012	1,08	1,11	1,10	1,88	0,68	1,47	0,68	1,74	2,53
013	0,88	0,93	0,92	1,55	0,54	1,24	0,55	1,45	2,31
014	1,04	1,11	1,07	1,79	0,67	1,46	0,63	1,71	2,12
015	1,02	1,04	1,04	1,78	0,67	1,43	0,62	1,65	2,21
016	1,04	1,14	1,09	1,82	0,65	1,49	0,64	1,68	2,02
017	0,98	1,01	1,01	1,73	0,64	1,41	0,60	1,60	1,97
018	0,93	0,97	0,94	1,62	0,62	1,35	0,55	1,49	1,92
019	0,98	1,06	1,02	1,72	0,62	1,43	0,6	1,60	1,98
020	1,07	1,17	1,14	1,91	0,70	1,58	0,67	1,78	2,34
021	1,07	1,20	1,15	1,92	0,69	1,52	0,66	1,78	2,36
022	0,99	1,05	1,03	1,74	0,67	1,41	0,61	1,64	2,02
023	1,02	1,12	1,09	1,81	0,66	1,47	0,62	1,68	2,17
024	1,05	1,15	1,08	1,84	0,65	1,53	0,66	1,71	2,48
025	0,99	1,1	1,06	1,75	0,64	1,48	0,61	1,61	2,09

Appendix C Gemessene Extinktionen der Bestimmung der TIA aller Proben

Probennummer	Einwaage Probe [g]	Extinktion Blindwert	Extinktion Standard	Extinktion Leerwert	Extinktion Probe	Inhibierung [%]	TIA [mg/g]
001	1,000	0,0365	0,4215	0,0365	0,1977	58,1	7,3
001	0,999	0,0358	0,4353	0,0409	0,1931	61,9	7,8
002	1,000	0,0365	0,4215	0,0365	0,2004	57,4	7,2
002	1,000	0,025	0,4098	0,0277	0,2238	49,0	7,4
003	1,001	0,025	0,4098	0,0272	0,251	41,8	6,3
003	1,000	0,025	0,4098	0,0269	0,2613	39,1	5,9
004	1,001	0,025	0,4098	0,0307	0,2572	41,1	6,2
004	1,001	0,025	0,4098	0,0275	0,2648	38,3	5,8
005	1,001	0,025	0,4098	0,0275	0,2538	41,2	6,2
005	1,001	0,025	0,4098	0,0268	0,2570	40,2	6,1
006	1,000	0,0267	0,451	0,0282	0,2678	43,5	6,0
006	1,001	0,0267	0,451	0,0299	0,2770	41,8	5,7
007	1,000	0,0267	0,451	0,0300	0,2227	54,6	7,5
007	1,001	0,0267	0,451	0,0384	0,2285	55,2	7,6
008	1,001	0,0267	0,451	0,0298	0,2939	37,8	5,2
008	1,001	0,0267	0,451	0,0298	0,2899	38,7	5,3
009	1,001	0,0267	0,451	0,0317	0,2390	51,1	7,0
009	0,999	0,0267	0,451	0,0321	0,2241	54,7	7,5
010	1,000	0,0267	0,451	0,0317	0,2986	37,1	5,1
010	1,001	0,0267	0,451	0,0309	0,2861	39,9	5,5
011	1,001	0,0206	0,4269	0,0249	0,2325	48,9	6,7
011	1,000	0,0206	0,4269	0,0274	0,2463	46,1	6,3
012	1,001	0,0206	0,4269	0,0250	0,2388	47,4	6,5
012	1,000	0,0206	0,4269	0,0249	0,2200	52,0	7,1
013	1,000	0,0206	0,4269	0,0246	0,1785	62,1	7,8
013	1,001	0,0206	0,4269	0,0252	0,195	58,2	7,3
014	0,999	0,0206	0,4269	0,0266	0,2325	49,3	6,8

Probennummer	Einwaage Probe [g]	Extinktion Blindwert	Extinktion Standard	Extinktion Leerwert	Extinktion Probe	Inhibierung [%]	TIA [mg/g]
014	1,001	0,0206	0,4269	0,0249	0,2277	50,1	6,9
015	1,000	0,0206	0,4269	0,0260	0,2295	49,9	6,9
015	1,001	0,0206	0,4269	0,0261	0,2218	51,8	7,1
016	1,001	0,0192	0,3919	0,0234	0,2192	47,5	6,5
016	1,001	0,0192	0,3919	0,0232	0,2139	48,8	6,7
017	0,999	0,0192	0,3919	0,0264	0,2141	49,6	6,8
017	1,000	0,0192	0,3919	0,0234	0,2238	46,2	6,3
018	1,000	0,0192	0,3919	0,0238	0,1985	53,1	7,3
018	1,000	0,0192	0,3919	0,0232	0,2128	49,1	6,8
019	1,001	0,0192	0,3919	0,0236	0,2254	45,9	6,3
019	1,001	0,0192	0,3919	0,0238	0,222	46,8	6,4
020	1,001	0,0192	0,3919	0,024	0,1805	58,0	8,0
020	0,999	0,0192	0,3919	0,0243	0,1674	61,6	8,5
021	0,999	0,0204	0,4060	0,0239	0,2336	45,6	5,8
021	1,001	0,0204	0,4060	0,0239	0,2239	48,1	6,1
022	0,999	0,0204	0,4060	0,0249	0,2111	51,7	7,1
022	0,999	0,0204	0,4060	0,0248	0,1937	56,2	7,7
023	0,999	0,0204	0,4060	0,0247	0,2053	53,2	7,3
023	0,999	0,0204	0,4060	0,0279	0,2082	53,2	7,3
024	1,000	0,0204	0,4060	0,0255	0,2214	49,2	6,2
024	1,000	0,0204	0,4060	0,0313	0,2232	50,2	6,3
025	1,001	0,0204	0,4060	0,0253	0,2177	50,1	6,9
025	1,001	0,0204	0,4060	0,0247	0,2158	50,4	6,9