

Asche- und Silicatgehalt von Einjahrespflanzen
in Abhängigkeit vom phänologischen Entwicklungsstadium

Diplomarbeit

zur Erlangung des Grades eines Diplom-Ingenieur (FH) an der
Fachhochschule Eberswalde
Fachbereich Holztechnik
Studiengang Holztechnik

eingereicht von
geboren am

Richard Deetz
14.12.1983 in Oranienburg

Betreuer:

1.: Prof. Dr.-Ing. Volker Thole
2.: Dipl.-Ing. (FH) Volker Ebeling

Eberswalde, 27.01.2009



Die Diplomarbeit ist zur Ausleihe in der Bibliothek freigegeben

Die Diplomarbeit ist bis _____ zur Ausleihe in der Bibliothek gesperrt

Kurzreferat

Deetz, Richard: Asche- und Silicatgehalt von Einjahrespflanzen in Abhängigkeit vom phänologischen Entwicklungsstadium. 2008

Seiten: 142, Abbildungen: 78, Tabellen: 36, Anlagen: 5

Eberswalde, Fachhochschule Eberswalde, Fachbereich Holztechnik, Diplomarbeit

Diese Diplomarbeit beschäftigt sich mit dem Thema der Veraschung von Einjahrespflanzen. Untersucht werden die Asche- und Silicatgehalte der Pflanzen Mais, Sonnenblume, Hanf, Topinambur, Winterraps, Winterroggen, Winterweizen, Wintergerste, Amarant, Sudangras, Hirse und Buchweizen. Einjahrespflanzen haben einen sehr viel höheren Asche- und Silicatgehalt als Holz. Dieser wirkt sich sehr abrasiv auf Schneidstoffe aus. Bei der Untersuchung geht es vor allem um den Zeitpunkt der Einlagerung des Silicates während des vegetativen Wachstums und einer Differenzierung des Asche- und Silicatgehaltes in verschiedenen Pflanzensektionen.

Vorwort

Diese Diplomarbeit wurde in der Zeit von April 2008 bis Januar 2009 am Wilhelm-Klauditz-Institut (WKI) für Holzforschung in Braunschweig von Richard Deetz verfasst. Das WKI gehört zur Fraunhofer Gesellschaft.

Zu persönlichem Dank bin ich Herrn Prof. Dr.-Ing. Thole verpflichtet, der dieses interessante und vielschichtige Thema bereitstellte, mich auf fachlicher Seite unterstützte, die Diplomarbeit mit interessanten Vorschlägen immer wieder bereichert hat und den sprichwörtlichen roten Faden wieder aufnahm und mir übergab.

Weiterhin möchte ich Frau Köhler danken, die für meine Fragen stets Zeit hatte und mich immer tatkräftig unterstützte.

Bedanken möchte ich mich bei Herrn Heidland und seinen Mitarbeitern der „Versuchsstation Poppenburg“ in Nordstemmen, bei Herrn Friedrich Wilken und seinen Mitarbeitern vom „Kompetenzzentrum Nachwachsende Rohstoffe“ in Werlte sowie bei Herrn Oskar Meier von der Firma „Agrosys“, für die Bereitstellung des Pflanzenmaterials und weiterführender Informationen.

Danke auch an Frau Lütte für die schönen mikroskopischen Abbildungen, an Herrn Schiffmann und Herrn Omelan für die Messergebnisse.

Des Weiteren gilt mein Dank allen Mitarbeitern des WKI und IST, die mich bei meiner Diplomarbeit und deren Fertigstellung unterstützten.

Inhalt

Verzeichnis der Abkürzungen und Symbole	8
1 Einleitung.....	10
2 Ziel der Arbeit	11
3 Stand der Technik	12
3.1 Chemische Zusammensetzung von Pflanzen	12
3.2 Assimilation und Pflanzenstruktur als Unterscheidungsmerkmal	13
3.2.1 Assimilationstyp als Unterscheidungsmerkmal	13
3.2.1.1 C3-Pflanzentyp	14
3.2.1.2 C4-Pflanzentyp	14
3.2.1.3 C3- und C4-Pflanzen im Vergleich	15
3.2.2 Einkeimblättrige und zweikeimblättrige Pflanzen	16
3.2.2.1 Anatomie des Getreidestrohs	20
3.3 Asche	22
3.3.1 Definition der Asche	22
3.3.2 Teilprozesse bei der Veraschung.....	23
3.3.3 Zusammensetzung der Asche.....	24
3.3.4 Ursache der Schlackebildung	25
3.3.5 Asche- und Silicatgehalte der Einjahrespflanzen und Holz	27
3.4 Veränderung der Elementgehalte in der Pflanze im Jahresverlauf	31
3.4.1 Veränderung des Aschegehaltes einiger Pflanzen im Jahresverlauf.....	33
3.4.1.1 Veränderung des Aschegehaltes bei Hafer	33
3.4.1.2 Veränderung des Aschegehaltes bei Mais	34
3.4.1.3 Veränderung des Aschegehaltes bei Sudangras	35
3.4.1.4 Veränderung des Aschegehaltes bei Wintergerste.....	35
3.4.1.5 Veränderung des Aschegehaltes bei Winterroggen	36
3.4.1.6 Veränderung des Aschegehaltes bei Winterweizen	37
3.5 Silicat	37
3.5.1 Bedeutung der Silicate in der Pflanze	37
3.5.2 Vorkommen von Silicaten bei Pflanzen.....	40
3.5.3 Probleme durch Silicat bei der Verarbeitung.....	41
3.5.4 Rolle der Silicate bei der Verarbeitung und Plattenherstellung	42
3.6 Bedeutung der Einjahrespflanzen für die Plattenherstellung.....	45

4 Material und Methode	48
4.1 Material	48
4.1.1 Pflanzenarten	48
4.1.2 Erntezeitpunkte und Entwicklungsstadien.....	49
4.1.2.1 Untersuchte Pflanzen aus Werlte	49
4.1.2.2 Untersuchte Pflanzen aus Nordstemmen	49
4.1.2.3 Untersuchte Pflanzen aus Morbach.....	50
4.1.3 Verwendete Geräte	50
4.1.3.1 Trockenschrank	50
4.1.3.2 Quarzglasiegel.....	51
4.1.3.3 Muffelofen.....	51
4.1.3.4 Waage.....	51
4.1.3.5 Mikrowellen-Muffelofen	52
4.1.3.6 Sonstige Geräte und Materialien	52
4.1.3.7 Geräte zur Analyse der Veraschungsprodukte	53
4.2 Methode.....	54
4.2.1 Bestimmung der Feuchte	54
4.2.2 Bestimmung des Aschegehaltes.....	55
4.2.3 Bestimmung des salzsäureunlöslichen Rückstands (Silicatgehalt)	56
4.2.4 Einteilung der Pflanzen.....	57
4.2.5 Analyse der Veraschungsprodukte.....	58
4.2.5.1 XRD-Analyse	58
4.2.5.2 EDX-Analyse.....	59
4.2.5.3 XRF-Analyse	60
5 Ergebnisse.....	61
5.1 Ergebnisse der Feuchtebestimmung.....	61
5.2 Ergebnisse der Aschegehaltbestimmung	64
5.2.1 Aschegehalt der C3-Pflanzen.....	64
5.2.1.1 Buchweizen	64
5.2.1.2 Gerste	65
5.2.1.3 Hanf	65
5.2.1.4 Raps	66
5.2.1.5 Roggen.....	66
5.2.1.6 Sonnenblume	66
5.2.1.7 Topinambur	67

5.2.1.8 Weizen.....	68
5.2.2 Aschegehalt der C4-Pflanzen.....	68
5.2.2.1 Amarant.....	68
5.2.2.2 Hirse.....	69
5.2.2.3 Mais.....	69
5.2.2.4 Sudangras.....	70
5.2.3 Aschegehalt von Blättern.....	70
5.3 Ergebnisse der Silicatgehaltbestimmung.....	71
5.3.1 Silicatgehalt der C3-Pflanzen.....	71
5.3.1.1 Buchweizen.....	71
5.3.1.2 Gerste.....	72
5.3.1.3 Hanf.....	73
5.3.1.4 Raps.....	73
5.3.1.5 Roggen.....	74
5.3.1.6 Sonnenblume.....	74
5.3.1.7 Topinambur.....	75
5.3.1.8 Weizen.....	75
5.3.2 Silicatgehalt der C4-Pflanzen.....	76
5.3.2.1 Amarant.....	76
5.3.2.2 Hirse.....	76
5.3.2.3 Mais.....	76
5.3.2.4 Sudangras.....	77
5.3.3 Silicatgehalt der Blätter.....	77
5.4 Analyse der Veraschungsprodukte.....	78
5.4.1 Ergebnisse der XRD-Analyse.....	78
5.4.2 Ergebnisse der EDX-Analyse.....	79
5.4.3 Ergebnisse der XRF-Analyse.....	79
5.5 Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt.....	80
6 Diskussion der Ergebnisse.....	84
6.1 Feuchte.....	84
6.2 Asche- und Silicatgehalt.....	85
6.3 Analyse der Veraschungsprodukte.....	87
6.4 Ursache der Schlackebildung.....	88
7 Zusammenfassung.....	90

8 Ausblick	91
9 Literatur.....	92
Verzeichnis der Abbildungen und Tabellen.....	98
Abbildungen	98
Tabellen	102
Anlagen	104
Eidesstattliche Versicherung	142

Verzeichnis der Abkürzungen und Symbole

Abb.	Abb.
Anf.	Anfang
atro	absolut trocken
BBCH	Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Bundessortenamt und Chemische Industrie
°C	Grad Celsius
ca.	circa
d.h.	das heißt
DIN	Deutsches Institut für Normung
EDX	Energiedispersive Röntgenspektroskopie
ha	Hektar
ISO	International Standard Organisation
IST	Institut Schicht- und Oberflächentechnik
MDF	Medium Density Fiberboard (Mitteldichte Faserplatte)
N _{min} -Gehalt	Vorhandener Gehalt des Stickstoffes im Boden vor jeglicher Düngung
pMDI	polymeres Diphenylmethandiisocyanat
RuBisCo	Ribulose-1,5-bisphosphat-carbocylase/ -oxygenase
Tab.	Tabelle
TS	Trockensubstanz
u.a.	unter anderem/ und andere
XRD	X-Ray Diffraction
XRF	Röntgenfluoreszenzanalyse

Verwendete chemische Symbole

Al	Aluminium
B	Bor
C	Kohlenstoff
Ca	Calcium
CaO	Calciumoxid
Cl	Chlor
C ₆ H ₁₂ O ₆	Glucose
Co	Cobalt
CO ₂	Kohlenstoffdioxid
Cu	Kupfer
Fe	Eisen
H	Wasserstoff
H ₄ SiO ₄	Kieselsäure
H ₂ O	Wasser
K	Kalium
KCl	Kaliumchlorid
K ₂ O	Kaliumoxid
Mg	Magnesium
Mn	Mangan
Mo	Molybdän
N	Stickstoff
Na	Natrium
O	Sauerstoff
P	Phosphor
S	Schwefel
Se	Selen
Si	Silicium
SiO ₂	Siliciumdioxid
Ti	Titan
Zn	Zink

1 Einleitung

Schon kurz nach dem zweiten Weltkrieg kam u.a. Wilhelm Kluditz mit seinen Mitarbeitern auf die Idee, Platten aus Einjahrespflanzen herzustellen.

Einjahrespflanzen, auch einjährige oder annuelle Pflanzen genannt, sind krautige Pflanzen, die von der Keimung des Samens, über die Ausbildung der gesamten Pflanze, der Bildung der Blüte und deren Befruchtung bis zur Reife des neuen Samens eine Vegetationsperiode benötigen. Sie sterben nach der Reife ab, bilden keine Zwiebeln, Rhizome oder Knollen [Brockhaus 1975]

Man wusste die positiven Eigenschaften richtig einzusetzen: Hohe Festigkeiten der Cellulosefasern der Pflanzen, schlechte Brennbarkeit, usw. Wegen des Holzmangels im und nach dem zweiten Weltkrieg galt es, alternative Rohstoffe für die Herstellung von Plattenwerkstoffen zu finden.

Heutzutage richtet sich der Fokus der Forschung aus ökonomischen Gründen und hinsichtlich der Rohstoffeffizienz wieder auf das Thema Einjahrespflanzen. Es soll die hohe Festigkeit der Fasern genutzt werden, auch das schlechte Brandverhalten ist ein Anreiz. Aus einigen Einjahrespflanzen lassen sich Plattenwerkstoffe mit geringeren Rohdichten herstellen, die bedeutend leichter sind als Platten aus Holz. Zudem wachsen diese Pflanzen im Vergleich zu den Bäumen sehr schnell nach. Auf Kurzumtriebsplantagen ist in gemäßigten Breiten ein durchschnittlicher Holzzuwachs von bis zu 20 t/ha möglich [metzger 2006]. Je Tonne Getreide fallen eine halbe bis eine Tonne Stroh an, Chinaschilf zum Beispiel hat einen jährlichen Zuwachs von 50 t/ha [khammas 2007]. Immer mehr Agrarflächen liegen brach und könnten zum Anbau besonders geeigneter Pflanzen genutzt werden. Die zunehmende Nachfrage nach Holz und der damit steigende Preis pro Festmeter sind ein stichhaltiges Argument, weiter in dieser Richtung zu forschen.

Die Nachteile dieser Pflanzen liegen einmal in der Verfügbarkeit: Während sie innerhalb einer Saison (ca. 6-7 Monate) heranwachsen und erntereif sind, müssen sie für den Rest des Jahres eingelagert werden, um einen kontinuierlichen Herstellungsprozess gewährleisten zu können. Hier wirkt sich die im Vergleich zu Holz um ein vielfaches geringere Schüttdichte besonders nachteilig aus, es müssen große Lagerkapazitäten geschaffen werden.

Ein noch gravierendes Problem besteht im hohen Asche- und Struktursilicatgehalt in den Stängeln und Blättern der Einjahrespflanzen. Vor allem der Silicatgehalt ist um ein vielfaches höher als der des Holzes und bewirkt bei der Herstellung und späteren Verarbeitung der fertigen Produkte einen hohen Verschleiß an den Schneidstoffen, wodurch die Herstellungs- und Verarbeitungskosten in die Höhe schnellen. Negativ ist zudem die Wachsschicht auf der Epidermis und der damit nötige, teure Einsatz von polymerem Diphenylmethandiisocyanat (pMDI) zur Verklebung.

Wünschenswert wäre es, die Asche und Silicate in den Pflanzen zu lokalisieren und den Zeitpunkt der Einlagerung während des vegetativen Wachstums festzustellen.

2 Ziel der Arbeit

Ziel dieser Arbeit ist es, den Asche- und Silicatgehalt von verschiedenen Einjahrespflanzen zu ermitteln. Betrachtet werden soll bei den Versuchen die Veränderung der Gehalte in verschiedenen phänologischen Entwicklungsstadien der Pflanzen.

Weiterhin geht es um den Zeitpunkt der Einlagerung und um die Verteilung des Silicats innerhalb der Pflanze.

3 Stand der Technik

3.1 Chemische Zusammensetzung von Pflanzen

Pflanzen brauchen zum Wachstum neben Wasser und Licht (Wärme) besonders die Elemente: Kohlenstoff (C), Sauerstoff (O), Wasserstoff (H), Stickstoff (N), Schwefel (S), Phosphor(P) als Makroelemente, von den Metallen: Kalium (K), Calcium (Ca), Magnesium (Mg) und Eisen (Fe) [Nultsch 1996] [Wagenführ 2008].

Einen vergleichenden Überblick der elementaren Zusammensetzung von Holz und Einjahrespflanzen gibt die Abb. 3.1. Allgemein liegt der Kohlenstoffgehalt des Holzes bei 47 % ... 50 %, der der Einjahrespflanzen beträgt ca. 45 %. Auch ist der Gehalt an den weiteren aufgezeigten Hauptelementen nahezu gleich groß (Abb.3.1).

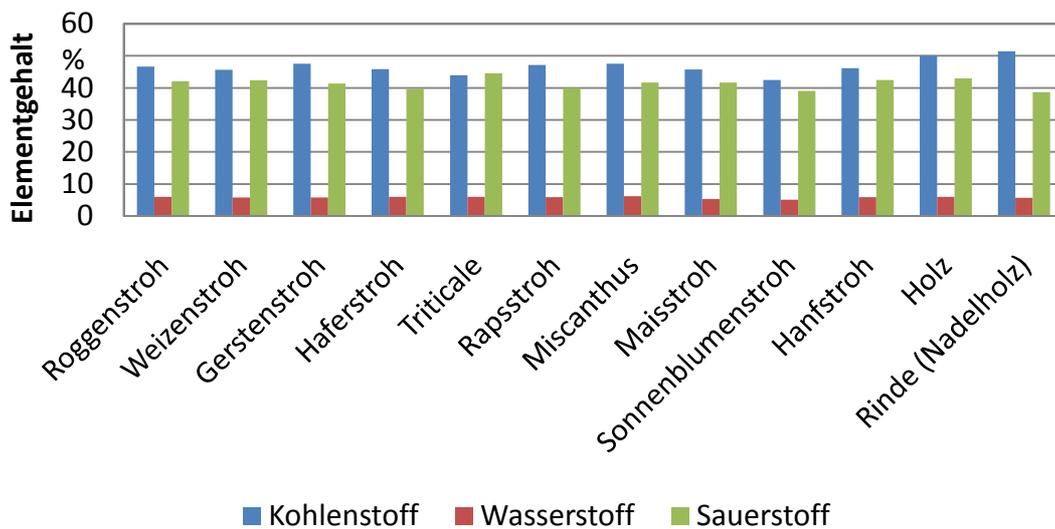


Abb. 3.1: Kohlen-, Wasser- und Sauerstoffgehalt verschiedener Pflanzen [nach launhardt 2002; Härdtlein 2004]

Auch Hesch [1994] vertritt diese Meinung. Danach haben Holz und verholzende, nachwachsende Rohstoffe überwiegend eine ähnliche Zusammensetzung.

In Spuren werden weiterhin die Mikroelemente wie Bor (B), Mangan (Mn), Zink (Zn), Kupfer (Cu), Chlor (Cl), Natrium (Na), Selen (Se), Cobalt (Co), Silicium (Si) und Molybdän (Mo) gebraucht. Fehlen diese Elemente, kommt es zu schweren physiologischen Schäden.

So verursacht z.B. Bormangel die Herzfäule der Rüben, Kupfermangel die Urbarmachungskrankheit des Getreides und Manganmangel die Dörrfleckenkrankheit des Hafers.

Chlor- und Manganionen spielen eine Rolle bei der Sauerstoffentwicklung in der Photosynthese, sowie als Cofaktoren von Enzymen [Nultsch 1996] [Wagenführ 2008].

Aus den genannten Elementen werden Fette und Proteine (Eiweiße), Zucker und Stärke, Farb- und Aromastoffe sowie Grundstoffe für Blätter, Stängel, Blüten, Früchte und Samen aufgebaut [launhardt 2002].

Diese Stoffe werden durch den natürlichen Stoffwechselprozess in die Pflanze eingebracht und an der äußeren Epidermis abgelagert. Besonders bei den Einjahrespflanzen, die durch die intensive Landwirtschaft mit dem Ziel der maximalen Biomasseproduktion zusätzlich mit künstlichen Düngern (Stickstoff, Kalium, Phosphor, Schwefel und Calcium) versorgt werden, ist mit höheren Aschegehalten als bei Holz zu rechnen.

3.2 Assimilation und Pflanzenstruktur als Unterscheidungsmerkmal

3.2.1 Assimilationstyp als Unterscheidungsmerkmal

Die Photosynthese, also die Fähigkeit von grünen Pflanzen und Bakterien, eine Umwandlung der energiearmen Moleküle Kohlenstoffdioxid (CO₂) und Wasser (H₂O) unter zu Hilfenahme von Sonnenenergie (Licht) und Chlorophyll durchzuführen, energiereiche Kohlenhydrate (Glucose: C₆H₁₂O₆) zu bilden, H₂O und O abzugeben, unterscheidet sich bei den C₃- und C₄-Pflanzen in der Art der CO₂-Fixierung. Die Photosynthese findet in den Chloroplasten statt, die das Chlorophyll enthalten.

Diese sind in besonders hoher Konzentration im Palisadengewebe, im Schwammgewebe und in den Schließzellen des Blattes zu finden. Ein Laubblatt im Querschnitt zeigt Abb. 3.2. Die allgemeine Gleichung für die Photosynthese lautet: $6 \text{ CO}_2 + 12 \text{ H}_2\text{O} \rightarrow \text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6 + 6 \text{ H}_2\text{O} + 6 \text{ O}_2$ [Buselmaier 1997].

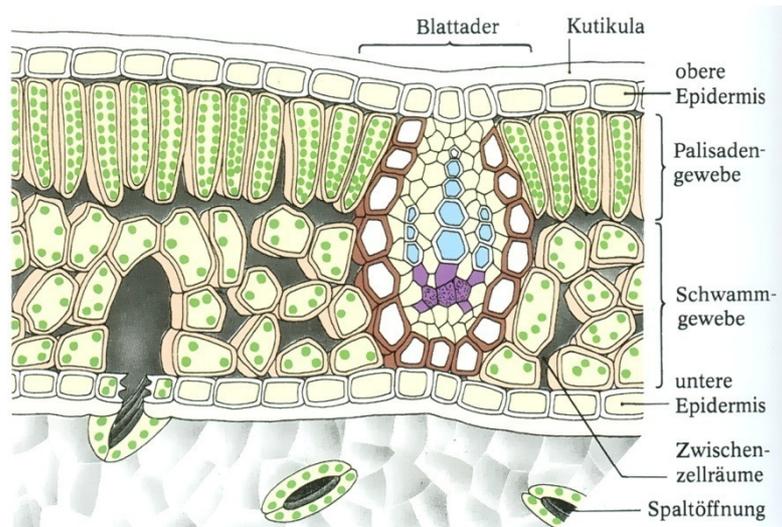


Abb. 3.2: Querschnitt durch ein Laubblatt [Hoff 1995]

3.2.1.1 C3-Pflanzentyp

Die C₃-Pflanzen, einige sind in Tab. 3.2 aufgeführt, tragen ihren Namen, weil die ersten Photosynthese-Produkte aus drei C-Atomen bestehen. Bei diesem Produkt, das in der lichtunabhängigen Phase gebildet wird, handelt es sich um Glycerinsäurephosphat. Der Weg dieser Photosynthese wird als Calvin-Zyklus bezeichnet [Eschrich 1995].

Beim Calvin-Zyklus, der Dunkelreaktion der Photosynthese, wird die bei den Primärprozessen gebildete Energie freigesetzt, um aus dem energiearmen Kohlenstoffdioxid energiereiche Verbindungen zu synthetisieren. Das verwendete Enzym der C₃-Pflanzen ist die Ribulose-1,5-bisphosphat-carboxylase/ -oxygenase (RuBisCo), das den Kohlenstoff aber nicht so effektiv binden kann wie die PEP-Carboxylase bei den C₄-Pflanzen [Buselmaier 1997][Kaussmann 1989]. Das Temperaturoptimum der C₃-Pflanzen liegt bei 15 °C ... 20 °C [uni-hannover 2008].

3.2.1.2 C4-Pflanzentyp

Bei den C₄-Pflanzen wird bei der Photosynthese als erstes stabiles Produkt eine Säure (zuerst Oxallessigsäure, dann Apfelsäure) mit vier Kohlenstoffatomen in den Mesophyllzellen gebildet. Von dort erfolgt der Weitertransport dieses Produkts über Plasmodesmen in die Gefäßbündelscheidenzellen.

Hier wird das CO_2 abgespalten und dem Calvin-Zyklus zur Verfügung gestellt, die Leitbündelscheidenzellen sind der weitere Ort der photosynthetischen Kohlenhydratbildung [uni-hannover 2008][Eschrich 1995]. Einige C4-Pflanzen sind in Tab. 3.2 aufgeführt.

Die C4-Pflanzen können das CO_2 äußerst ökonomisch verwerten. Das an den Akzeptor Phosphoenolbrenztraubensäure fixierte CO_2 kann rasch gespeichert und bei Bedarf an den Calvin-Zyklus abgegeben werden [Buselmaier 1997].

Zudem wird durch Photorespiration (Lichtatmung: Nach Einsetzen der Photosynthese unter bestimmten Bedingungen, wie hohem O_2 - und geringem CO_2 -Partialdruck, zu beobachtende starke CO_2 -Abgabe und O_2 -Aunahme [Nultsch 1996]) frei werdendes CO_2 durch die PEP-Carboxylase in den Mesophyllzellen refixiert, wodurch der CO_2 -Kompensationspunkt nahe Null liegt [Kausmann 1989].

Brenztraubensäure bindet geringste Mengen CO_2 , dadurch können Pflanzen auch bei geringem CO_2 -Angebot (z.B. bei fast geschlossenen Spaltöffnungen an extrem trockenen Standorten) assimilieren [Brehme 1998].

Eine Ertragssteigerung durch Erhöhung der CO_2 -Konzentration fällt deshalb bei den C4-Pflanzen geringer aus, als bei den C3-Pflanzen. Bei den C4-Pflanzen beträgt der Wert 10 %, 30 % ergeben sich bei C3-Pflanzen [strube-dieckmann 2008][uni-hannover 2008].

Die Öffnung der Stomata ist von der CO_2 -Konzentration in den Interzellularräumen der Blätter abhängig. Die Bindung des CO_2 durch das Enzym PEP-Carboxylase und Decarboxylasen ist so effektiv, dass die Konzentration im Blatt sehr gering gehalten werden kann. Dadurch können die Stomata fast geschlossen sein [Kausmann 1989].

3.2.1.3 C3- und C4-Pflanzen im Vergleich

Aus dem Kapitel 3.2.1.2 wurde bereits ersichtlich, dass die C4-Pflanzen effektiver mit ihrem zur Verfügung stehenden CO_2 haushalten können. Sie fixieren die gleiche Menge an CO_2 wie C3-Pflanzen, jedoch mit einem geringeren Wasserverbrauch. C4-Pflanzen können mit der gleichen Wassermenge doppelt soviel Biomasse produzieren wie C3-Pflanzen. Dargestellt ist der Sachverhalt in Tab. 3.1. Hesch [1994] gibt für C4-Pflanzen einen spezifischen Wasserverbrauch je Gramm Trockenmasse von 220 g ... 350 g an, bei den C3-Pflanzen liegt dieser Wert bei 450 g ... 900 g.

Dies begründet sich in der Stomataleitfähigkeit: Die CO₂-Fixierung ist bei den C4-Pflanzen nahezu gesättigt, dadurch können sie die Stomataleitfähigkeit herabsetzen und verlieren damit weniger Wasser durch Transpiration (siehe dazu Kapitel 3.2.1.2) [Kausmann 1989] [Hesch 1994].

Tab. 3.1: Durchschnittlicher Wasserverbrauch für die Trockenmasseproduktion krautiger Pflanzen (Angaben: Gramm transpiriertes Wasser pro Gramm produzierter Trockenmasse) [nach Kausmann 1989]

C4-Pflanzen		C3-Pflanzen	
Mais	370	Roggen	630
Hirse	300	Luzerne	840
Amarantus	300	Bohne	640
Portulak	280	Kartoffeln	640

Durch die kleineren Blätter, die geringere Öffnung der Stomata geht der C4-Pflanze weniger Wasser durch Transpiration über die Blätter verloren (sog. stomatäre Transpiration), denn die Wasserabgabe erfolgt größtenteils über die Stomata [uni-hannover 2008] [Hesch 1994]. Findet durch die verringerte Transpiration ein verringerter Transport von Mineralstoffen statt? Ist dadurch der Mineralstoffgehalt in den C4-Pflanzen (vor allem in den Blättern) geringer, basierend auf den Vermutungen von Baumeister [1954] (vgl. Kapitel 3.3.5)?

3.2.2 Einkeimblättrige und zweikeimblättrige Pflanzen

Eine weitere Unterteilung der untersuchten Pflanzen ist in einkeimblättrige (Monokotyledone) und zweikeimblättrige (Dikotyledone) Pflanzen möglich (siehe Tab. 3.2).

Die ersten Blätter einer Pflanze sind die Keimblätter, die Kotyledonen, von denen die Monokotyledonen (auch Monokotyle genannt) eines und die Dikotyledonen (Dikotylen) zwei besitzen.

Abb. 3.3 zeigt eine vereinfachte Darstellung der Pflanzenstruktur von monokotylen und dikotylen Pflanzen. Es sind einige anatomische Unterschiede festzustellen. Monokotyle besitzen deutlich höhere Parenchymanteile und geringere Anteile an Festigungsgewebe als Dikotyle. Bei den Dikotylen ist das Parenchym von einem Ring aus Leitbündeln umschlossen, es wird als Mark bezeichnet. Der mit „Holz“ bezeichnete Teil ist bei den Dikotylen nicht wie bei den

Monokotylen direkt unter der Epidermis, er liegt unter einer Schicht aus Gefäßen, dem Siebteil, der bei den Monokotylen im Holzteil zu finden ist. Des Weiteren fehlt bei den Monokotylen das Rindenparenchym. Die Dikotylen besitzen im Gegensatz zu den Monokotylen ein Kambium. Das bedeutet, dass diese Pflanzenart durch ein sekundäres Wachstum gekennzeichnet ist. Die Monokotylen führen nur ein primäres Dickenwachstum aus: Zuerst findet das primäre Dickenwachstum statt, dann kommt es zum Längenwachstum [Troll 1954]. Die Bastfasern sind bei den Zweikeimblättrigen in Bündelform im Siebteil zu finden. Der Anteil bei den Einkeimblättrigen befindet sich in geringeren Mengen im gesamten Parenchym verteilt. Die von Festigkeitsgewebe umgebenen Leitstränge sind darin über den gesamten Querschnitt strangweise verteilt [Hesch 1994] [Brockhaus 1975].

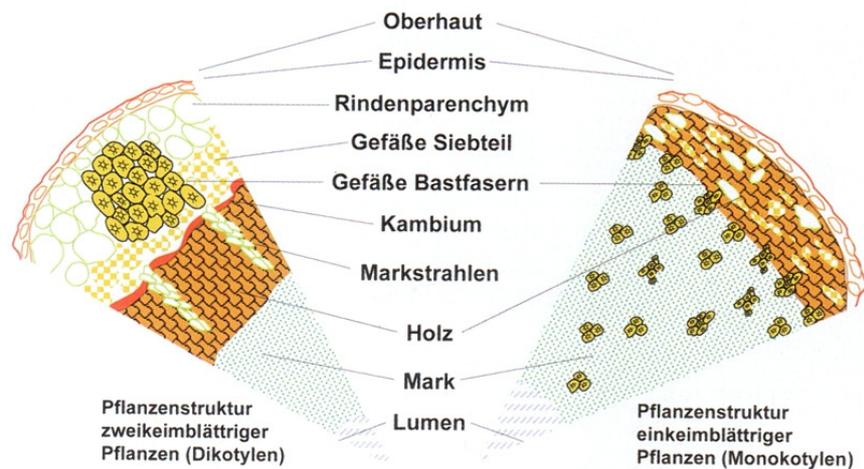


Abb. 3.3: Vereinfachte Pflanzenstruktur mono- und dikotyler Pflanzen [Thole 2005]

Abb. 3.4 und 3.5 zeigen den Querschnitt durch die Sprossachse der monokotylen Pflanze Mais und der dikotylen Pflanze Topinambur. Allgemein gliedert sich die Sprossachse einer Monokotylen in eine durch die Epidermis abgeschlossene schmale Rindenschicht und in den Zentralzylinder. Die Epidermis dient dem Verdunstungsschutz, als UV-Filter und der mechanischen Festigung. Bei den Monokotylen fällt die zerstreute Bündelanordnung auf, deren Anzahl zur Rinde hin zunimmt. Die Gefäßbündel gewährleisten den Wasser-, Mineralstoff-, Saccharose- und Hormontransport.

Die in regelmäßigen Abständen ringförmig in der Wand verteilten Gefäßbündel bestehen nach außen hin aus einem nach außen weisenden Siebteil und aus einem nach innen zeigenden Holzteil. Das Parenchymgewebe (Speichergewebe) bildet die Matrix. Die Leitbündel und das Festigungsgewebe sind strangartig im Parenchym verteilt. Dieser Aufbau kann mit Stahlbeton verglichen werden: Die Festigkeitsstränge haben die Funktion der Stahleinlagen, die dünnwandigen Parenchymzellen ermöglichen eine Verschiebung der Festigkeitsstränge gegeneinander. Deshalb sind Monokotyle wie Palmen, Bambusse und Gräser viel biegsamer unter Windlast, als Dikotyle. Die Leitbündel im Blatt sind gleichstark und nahezu parallel verlaufend / streifig in Längsrichtung angeordnet. Untereinander sind die Leitbündel durch feine Querverbindungen vernetzt.

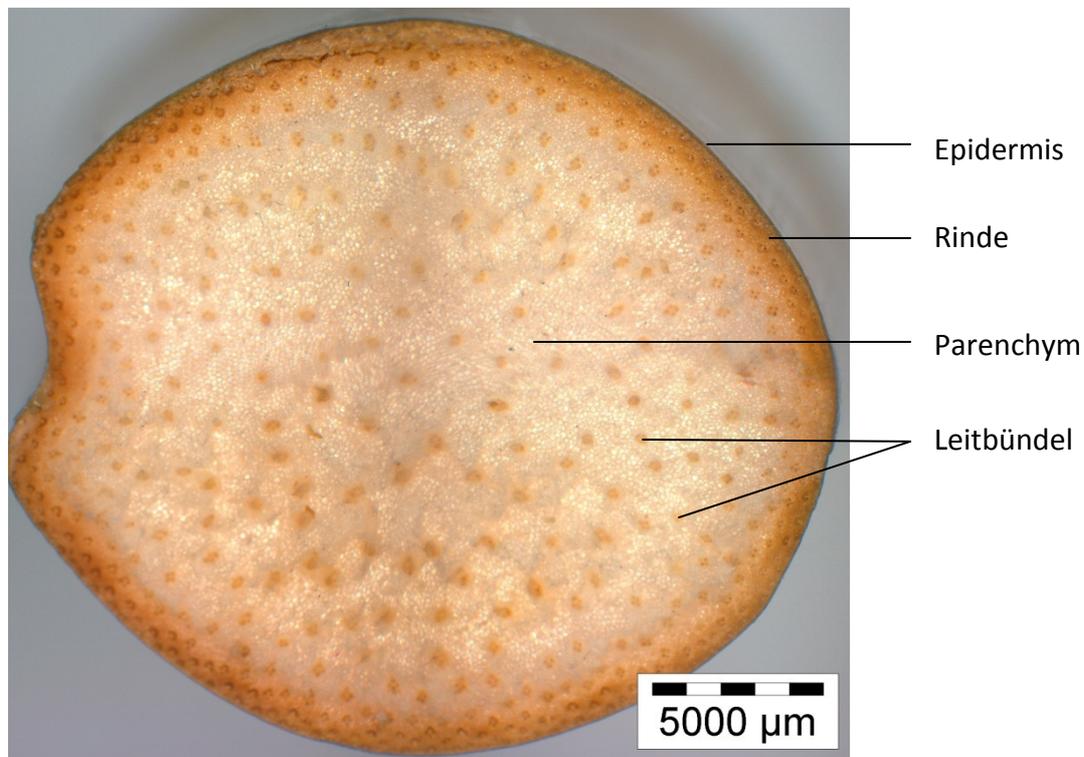


Abb. 3.4: Stängelquerschnitt einer Monokotylen (Mais)
[nach Rauh 1994]

Bei den Zweikeimblättrigen liegen die Leitbündel nicht über den gesamten Querschnitt verteilt, sie bilden einen Ring. Die Leitstränge aller Holzteile sind nach innen, dem Mark und die Siebteile nach außen, der Epidermis zugekehrt. Die einzelnen Leitbündel sind durch parenchymatisches Gewebe getrennt, den Parenchymstrahlen. Diese verbinden das Mark mit der Rinde und werden auch Markstrahlen genannt.

Die Matrix bildet das Festigungsgewebe. Die Leitbündel im Blatt sind ein reich verzweigtes Netz, dessen Verästelungen von einem relativ starken, median liegenden Hauptstrang ausgehen und immer feiner werden. Sie enden blind im Mesophyll.

Durch diese Anordnung werden Wasser und darin gelöste Nährstoffe schnell über die gesamte Blattfläche verteilt.

Bei den Dikotylen ist dieses als Eustele bezeichnete Bündelrohr netzartig untereinander verbunden. An den Ansatzstellen der Blätter biegen von den sprosseigenen Bündeln die Blattspurstränge in die Blätter ein, deren Gesamtheit man als Blattspur bezeichnet.

Der Leitbündelzylinder umschließt das Mark. Dessen Zellen sind meist farblos und dienen der Stoffspeicherung. Außerhalb des Leitbündelzylinders befindet sich die Rinde, deren Zellen meist Chloroplasten enthalten. Diese Rinde wird von der Epidermis umschlossen, die Spaltöffnungen besitzt [Hellwig 1955][Nultsch 1996] [Hesch 1994].

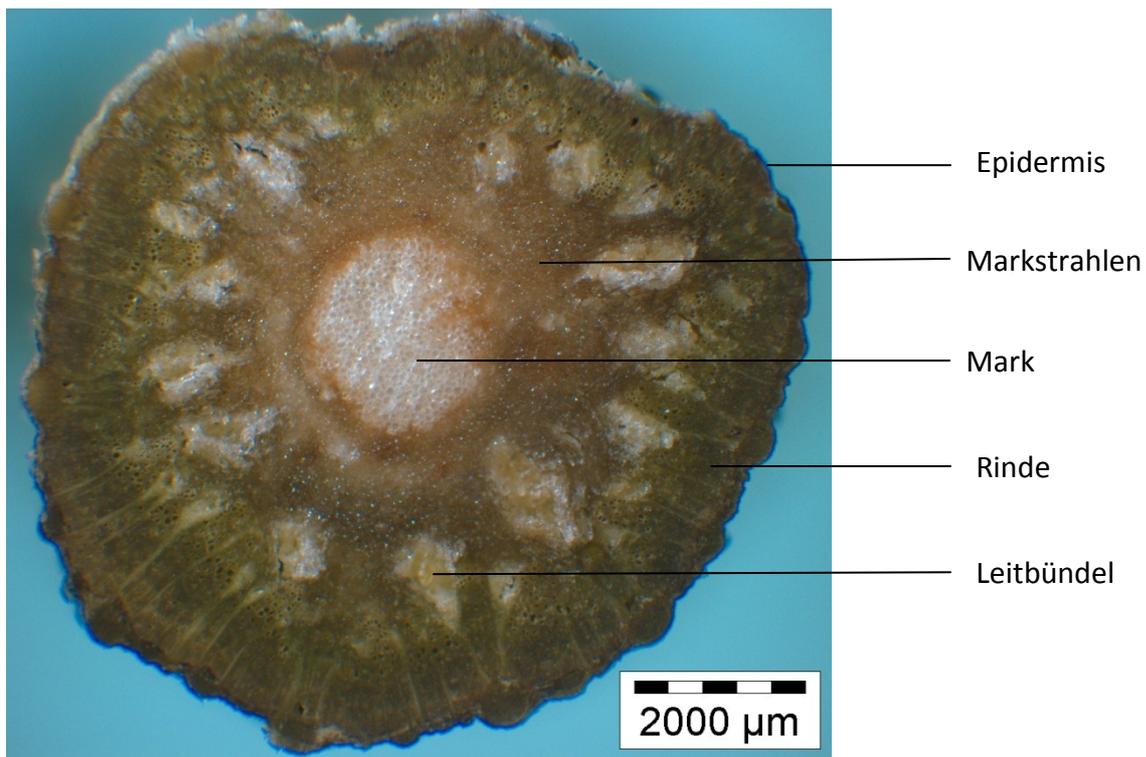


Abb. 3.5: Stängelquerschnitt einer Dikotylen (Topinambur)
[nach Rauh 1994]

Tab. 3.2: Einteilung der Pflanzen

C3-Pflanzen	C4-Pflanzen
Bäume	Amarant
Buchweizen	Hirse
Getreide	Mais
Hanf	Miscanthus
Raps	Sudangras
Sonnenblume	Zuckerrohr
Topinambur	

- Einkeimblättrige Pflanzen
- Zweikeimblättrige Pflanzen

3.2.2.1 Anatomie des Getreidestrohs

Getreidestroh, die sogenannten Strohhalme, werden in verdickte Blattansätze (Knoten/ Nodien) und blattfreie Halmglieder (Zwischenknoten/ Internodien) eingeteilt (siehe Abb. 3.6). An den unteren Enden der Internodien befinden sich die Wachstumszonen. Weitere Bestandteile eines Getreidestängels zeigt Abb. 3.7. Stroh besitzt im Gegensatz zu vielen anderen Einjahrespflanzen kein Mark, die Stängel sind innen hohl. Die Festigkeit des Halmes wird dadurch aber nicht gemindert [Hellwig 1955].

Die äußere Epidermis besteht aus zackenförmigen, stark verkieselten Epidermiszellen. Dem schließt sich ein Festigungsring aus verdickten Bastzellen an. Das parenchymatische Grundgewebe ist von Gefäßbündeln (Bastfasern, Siebröhren, Gefäßen) durchzogen, die kollateral sind (geschlossen) und auf beiden Seiten Bastscheiden (Sklerenchymscheiden) aufweisen. Durch diese wird mit einem Minimum an Sklerenchymzellen eine maximale Festigkeit bewirkt. Die Gefäßbündel sind in zwei Kreisen, parallel zu den Internodien, im Halm angeordnet.

Die Wachstumszone befindet sich beim Getreidestängel oberhalb der Knoten, wo sich die Gefäßbündel kreuzen. Besonders hohe Gehalte an verkieselten Sklerenchymzellen sind in den Knotenstellen zu finden [Wurz 1960].

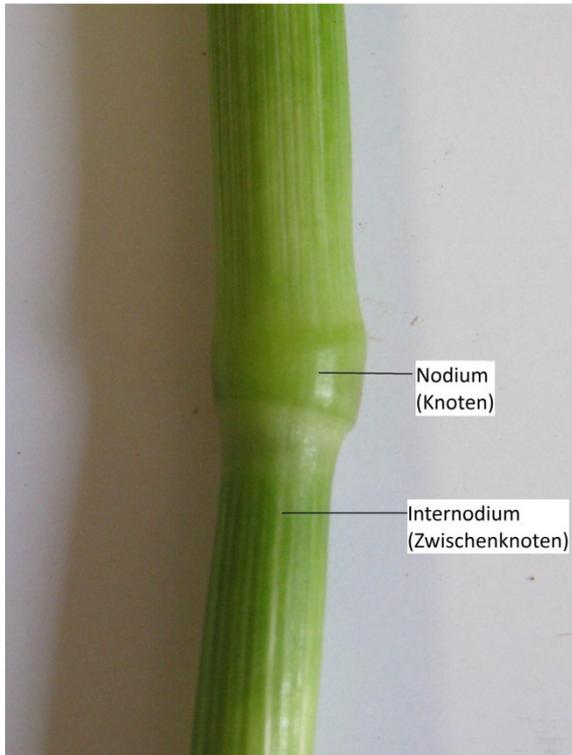


Abb. 3.6: Bestandteile eines Weizenstängels [nach Hoff 1995]

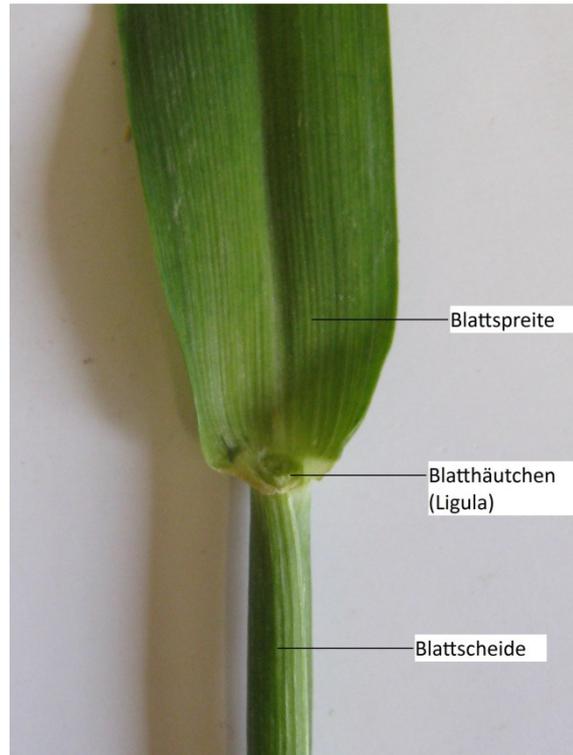


Abb. 3.7: Weitere Bestandteile eines Weizenstängels [nach Hoff 1995]

Die mittleren Faserlängen betragen 0,32 mm ... 0,45 mm, wobei die Bastzellen Längen von 0,45 μm ... 1,9 μm und Breiten von 10 μm ... 25 μm , die Parenchymzellen Längen von 0,06 mm ... 0,3 mm und Breiten von 20 μm ... 80 μm , die Epidermiszellen Längen von 0,075 mm ... 0,25 mm bei Breiten von 15 μm ... 20 μm haben.

Anatomisch besteht die Strohcellwand aus vier Schichten. In der Primärwand sind die Cellulosemikrofibrillen in alle Richtungen verwebt. Dieses Netz ist nach innen hin „querdurchgehend“ und nach außen hin axial.

Die Sekundärwand besteht aus drei Lagen: Bei der ersten Lage sind die Mikrofibrillen schraubenförmig nach links im 45°-Winkel gedreht, die zweite dreht sich schraubenförmig nach rechts und die dritte ist flach schraubenförmig [Wurz 1960].



Abb. 3.8: Strohalm im Querschnitt [eigenes Foto]

Die äußeren Teile der Stängel sind durch Kieseleinlagerungen verhärtet. Dadurch sind die Stängel stabil, aber spröde [Tobler 1938]. Einen Strohalm im Querschnitt zeigt Abb. 3.8.

3.3 Asche

3.3.1 Definition der Asche

Asche ist laut [DIN 51719 – 1978]: „Der Rückstand, der nach der vollständigen Verbrennung des Brennstoffs mit der Luft ...verbleibt.“ Asche gehört zu den niedermolekularen Bestandteilen des Holzes. Die Moleküle bestehen aus nur wenigen Atomen (10...100).

Als Asche bleiben die anorganischen Verbindungen nach der Verbrennung zurück [Knigge 1966].

Asche setzt sich aus den folgenden anorganischen Spurenelementen zusammen:

- Alkali- und Erdalkalielemente (Na, Ka, Ca, Mg)
- Chlorid, Sulfat, Phosphat
- Kieselsäure und Silicate
- Metalle (darunter geringe Mengen als Mikronährstoff dienende Schwermetalle wie: Fe, Mn, Cu, Zn, Mo) [gruber 2007] [launhardt 2002]

3.3.2 Teilprozesse bei der Veraschung

Die Veraschung dient der Feststellung, wie hoch der Anteil an anorganischen Bestandteilen in bestimmten Biomassen ist. Die Veraschung findet unter nahezu pyrolytischen Bedingungen, d.h. ohne zusätzliche Sauerstoffzufuhr, statt. Die einzelnen Vorgänge bei der Veraschung können so beschrieben werden [launhardt 2008][Härdtlein 2004] [Niemz 1993] [Obernberg 1997]:

1. **Erwärmung:** Der erste Teilschritt der Veraschung ist die Erwärmung der zu untersuchenden Probe.
2. **Trocknung:** Die Trocknung der restlichen Feuchte aus dem Material (Mengegehalt nach der Darrtrocknung geht gegen null) erfolgt ab ca. 100 °C. Hinzu kommt eine Veränderung der morphologischen und makromolekularen Struktur der Biomasse. Es finden thermische Abbau- und Zersetzungsprozesse statt.
Die Trocknungsgeschwindigkeit bei biogenen Brennstoffen ist abhängig von Dichte, Feuchte und der Faserrichtung des Stoffes.
3. **Pyrolyse:** Durch pyrolytische Zersetzung werden Kohlenmonoxid, Kohlenwasserstoffe und Pyrolyse-Öle freigesetzt, sowie weitere organische Komponenten.
4. **Ausgasung** des wasserfreien Brennstoffes zu brennbaren Gasen (Kohlenmonoxid, Kohlenwasserstoffe) und festem Kohlenstoff ab ca. 250 °C.
5. **Ausgasung** des festen Kohlenstoffs mit Kohlendioxid, Wasserdampf und Sauerstoff zu Kohlenmonoxid ab ca. 500 °C ... 600 °C. Bei diesen Temperaturen werden rund 85 % der Brennstoff-Trockensubstanz in Gase umgesetzt. Freigesetzt werden zudem ab 500 °C die leicht flüchtigen Elemente Kalium, Natrium und Chlor. Ab 600 °C findet die Austreibung von Kohlenstoffdioxid aus den Carbonaten statt.
Bei der Verbrennung würden sich diese Gase bei 700 °C ... 1000 °C entzünden (oxidiert werden).

3.3.3 Zusammensetzung der Asche

Bei der Verbrennung von Holz und Einjahrespflanzen wird der Zersetzungsvorgang hauptsächlich durch die Brennstoff-Hauptgruppen Cellulose, Lignin und Polyosen bestimmt. Zuerst zersetzen sich die Polyosen, wird die Temperatur weiter erhöht folgt die Cellulose und schlussendlich wird das Lignin zersetzt. Das Lignin bildet den größten Teil des Entgasungsrückstandes in Form von festem Kohlenstoff [launhardt 2002].

Kohlenstoff entweicht als Kohlendioxid, Wasserstoff und Sauerstoff als Wasserdampf, Schwefel als Schwefelwasserstoff und Stickstoff als Ammoniak [Baumeister 1954].

Die mengenmäßig am meisten vertretenen Kationen (K, Na, Mg, Ca, usw.) bleiben in der Asche in oxidierter Form zurück, die Anionen (Carbonate, Sulfate, Phosphate, Chloride, Silicate, Oxalate) werden während der Veraschung verändert oder verflüchtigt. Einen Überblick über die Zusammensetzung von Holzasche zeigt Abb. 3.9 [Wagenführ 2008].

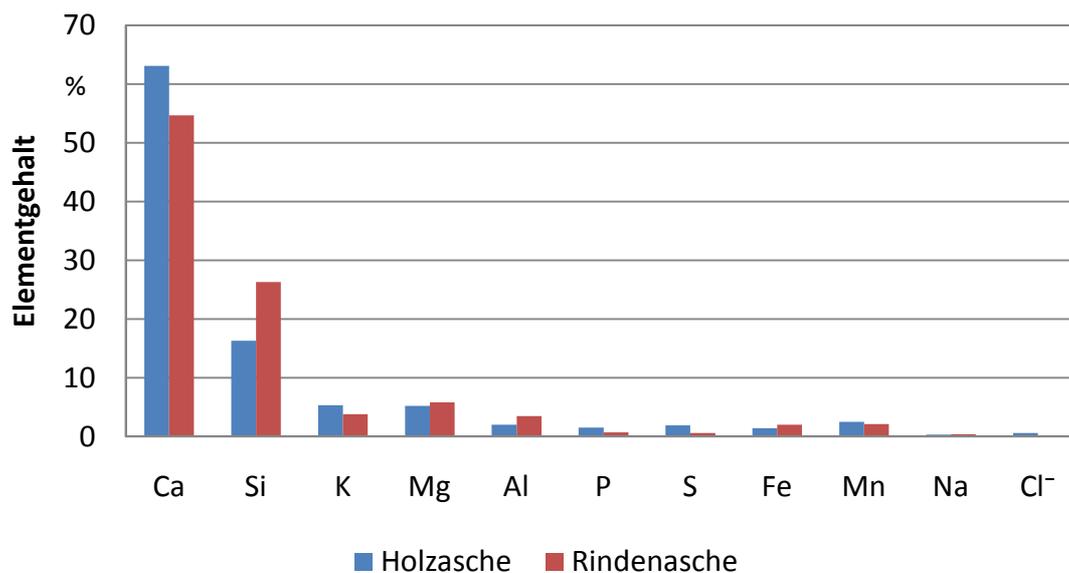


Abb. 3.9: Elementare Zusammensetzung von Holzasche [nach Wagenführ 2008]

Nach Baumeister [1954] bilden die Elemente Ka, Ca, Mg, Na, P, Cl und Si die Asche.

Die Asche halmgutartiger Biomassen setzt sich zu 50 % aus SiO_2 , 7,5 % Calciumoxid (CaO) und zu 14 % aus Kaliumoxid (K_2O) zusammen. Holzasche enthält dagegen 25 % SiO_2 , 44 % CaO und 6 % K_2O [Härdtlein 2004].

Baumeister [1954] bestätigt diese Werte und erwähnt für die Asche von Gräsern SiO_2 -Gehalte von bis zu 83 %.

Obernberger [1997] ergänzt diese Erkenntnisse mit folgenden SiO_2 -Gehalten: Stroh 53,5 %; Ganzpflanzen 44,6 %; Rinde 25,9 %; Hackgut 24,6 %.

3.3.4 Ursache der Schlackebildung

Bei der Verbrennung von Einjahrespflanzen kann es zu Verschlackungen kommen, mehr als es bei Holz der Fall ist: Grund ist der niedrigere Erweichungspunkt der Pflanzenaschen. Bei Getreide liegt dieser bei 700 °C, während der von Holz 1200 °C beträgt [brökeland 2002].

Die im Vergleich zu Holz höheren K- und niedrigeren Ca-Gehalte könnten eine Erklärung für die vermehrte Schlackebildung sein [Härdtlein 2004].

Hinsichtlich der Schlackebildung lassen sich vier verschiedene Phasen unterscheiden:

1. Sinterpunkt: Es tritt ein Zusammenkleben der Aschepartikel an ihren Grenzflächen auf
2. Erweichungspunkt: Erste Anzeichen des Erweichens der Asche (Oberflächenveränderungen, Rundwerden der Kanten, Schrumpfen) treten auf
3. Halbkugelpunkt: Der Probekörper hat annähernd die Form einer Halbkugel
4. Fließpunkt: Der Probekörper ist auf ein Drittel seiner Größe auseinandergeflossen [Obernberger 1997].

Durch die Elemente K, Na, Mg und Ca wird das Schmelzverhalten der Asche beeinflusst. Es kommt zur Senkung des Schmelzpunktes und somit bei schon geringeren Temperaturen zur Schlackebildung, als in Abb. 3.10 dargestellt [hering 2006].

Nach Erkenntnissen von Mocker [2002] sind die niedrigen Schmelztemperaturen auf den hohen Mineraliengehalt der Asche zurückzuführen, wobei vor allem das Verhältnis $\text{SiO}_2 - \text{K}_2\text{O} - \text{CaO}$ relevant ist.

Hinsichtlich des Ascheschmelzverhaltens sind allgemein die Gehalte an Alkali- und Erdalkalimetallen, im Besonderen die Gehalte an Ca, K und Mg entscheidend. K verringert die Schmelztemperatur, während Ca gegenteiliges bewirkt. SiO_2 senkt ebenfalls den Ascheschmelzpunkt. Es macht in Stroh- und Ganzpflanzenaschen 50 % Gewichtsanteil an der Trockenmasse aus. Bei holzartigen Brennstoffen sind es dagegen ca. 25 % in der Trockenmasse.

Zur Wirkung des Mg konnte noch keine Festlegung getroffen werden. Härdtlein [2004] ermittelte in Versuchen widersprüchliche Aussagen: Danach ergeben sich einerseits schmelzpunkterhöhende, als auch –senkende Eigenschaften des Mg.

Bei Stroh- oder Ganzpflanzenaschen mit ihren im Vergleich zu Holz höheren K- sowie Si-Gehalten und niedrigeren Ca-Gehalten ist nach Aussagen von Härdtlein [2004] mit verringerten Schmelztemperaturen zu rechnen.

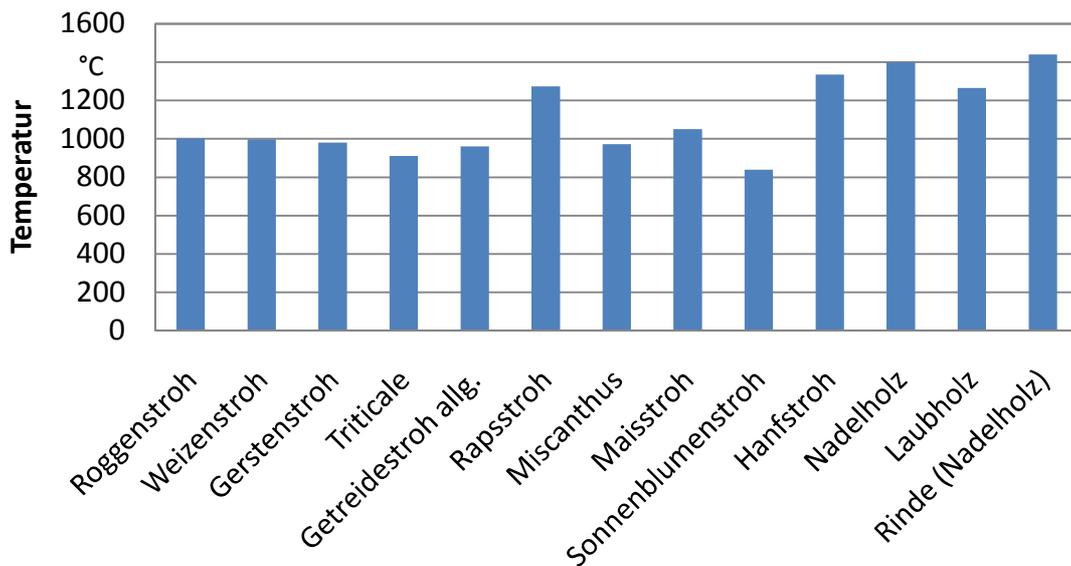


Abb. 3.10: Ascheerweichungstemperaturen verschiedener Pflanzen [nach brökeland 2002; launhardt 2002]

Abb. 3.11 stellt Ca- und K-Gehalte des Holzes und ausgewählten Einjahrespflanzen im Vergleich dar. Dabei ist zu beachten, dass die Einbindungsraten der Elemente in die Aschen unterschiedlich hoch sind: Ca und Mg werden zu 100 % eingebunden, während K im Durchschnitt zu 50 % ... 60 % eingebunden wird. Deshalb sind die aus den Aschen ermittelten K-Gehalte höchstwahrscheinlich noch höher, die Schlackenbildungstemperatur dadurch stark herabgesetzt [Härdtlein 2004].

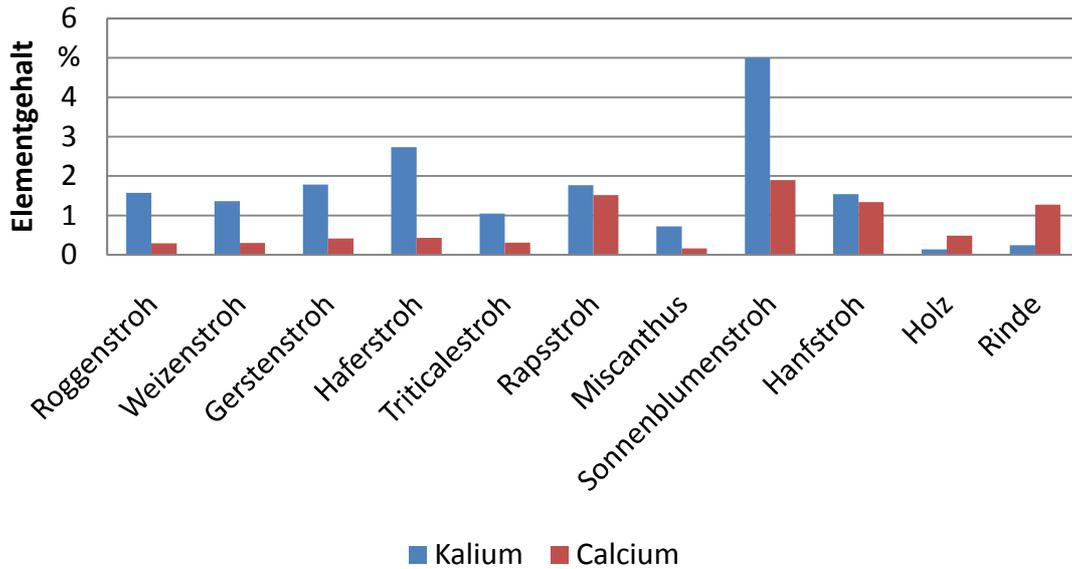


Abb. 3.11: Kalium- und Calciumgehalte verschiedener Pflanzen [nach Härdtlein 2004]

Vetter [2003] sieht in K, dem Hauptascheelement im Stroh, die Hauptursache für die Senkung des Ascheschmelzpunktes. Es kommt zur Bildung von Alkalisilicaten und somit zur Verschlackung. Na ist nach K die zweitwichtigste Ursache für die Schlackebildung.

Der K-Gehalt verschiedener Einjahrespflanzen verteilt sich nach der Häufigkeit wie folgt: Haferstroh > Raps-/Gerstenstroh > Weizen-/Roggenstroh > Ganzpflanzengetreide > Miscanthus > Getreidekorn.

Die Gefahr des Ascheschmelzens und damit der Verschlackung sieht Vetter [2003] so:

Holz > Topinambur > Getreidestroh grau/Rapsstroh > Getreidestroh gelb/Ackergras > Getreidekorn.

3.3.5 Asche- und Silicatgehalte der Einjahrespflanzen und Holz

Einjahrespflanzen enthalten höhere Aschegehalte als Holz. Dieser Wert ist nach Brökeland [2002] vier- bis fünfmal so hoch als beim Holz.

Härdtlein [2004] spricht bei halmgutartiger Biomasse von 2 ... 16-mal höheren Aschegehalten als bei Holz.

Vetter sortiert die Pflanzen nach ihrem Aschegehalt in dieser Reihenfolge:

Holz < Getreidekorn < Ganzpflanzengetreide < Getreidestroh < Rapsstroh ≈ Gräser [Vetter 2003]

Bei Holz liegt er zwischen 0,3 % ... 1 % [Knigge 1966]. Holz ohne Rinde hat einen Aschegehalt von 0,5 % ... 1 %, bei reiner Rinde sind es 3 % ... 4 %. Die Silicatgehalte liegen zwischen 0,01 % ... 0,04 %.

Einen Überblick über die Asche- und Silicatgehalte von Holz und verschiedenen Einjahrespflanzen geben die Abbildungen 3.12 und 3.13.

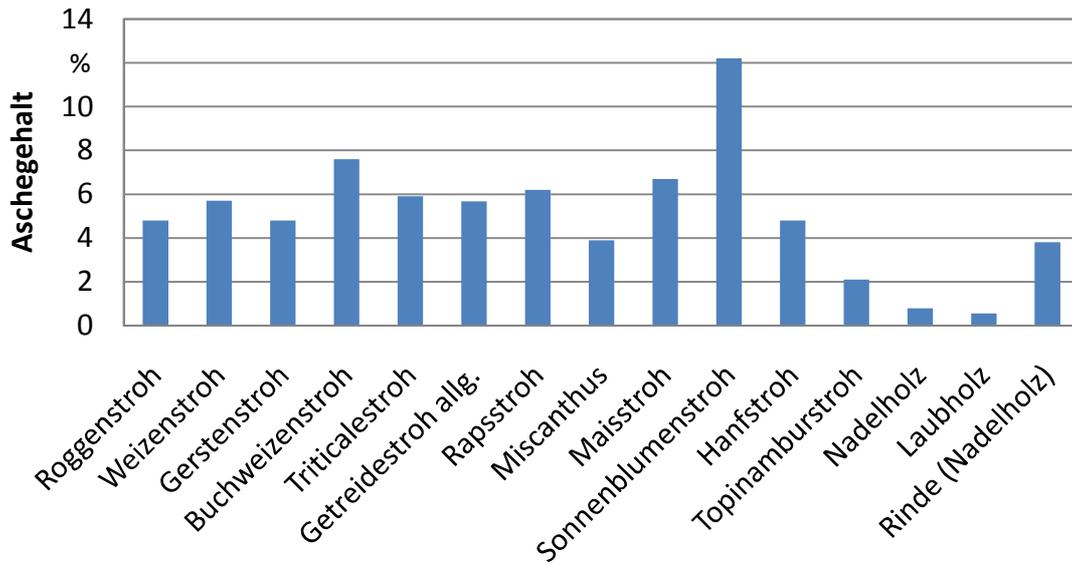


Abb. 3.12: Gemittelte Aschegehalte verschiedener Pflanzen und Holz [nach launhardt 2002; brökeland 2002; Baumeister 1954; Deetz 2006]

In der Literatur tauchen viele Werte für den Aschegehalt von Einjahrespflanzen auf, die von denen in Abb. 3.12 angegebenen abweichen. Für Weizenstroh gibt Youngquist [1996] Aschegehalte von 5 % ... 9 % an. Die Aschegehalte von Raps liegen laut Baumeister [1954] bei 8,15 %, beim Sonnenblumenstroh sind es 11,53 %, Topinambur hat einen Aschegehalt von 7,84 %. Eckel [2006] ermittelt für Topinambur einen Aschegehalt von 4,19 %.

Auch für den Silicatgehalt sind in der Literatur unterschiedliche Angaben zu finden. Im Unterschied zu den in der Abb. 3.13 angegebenen Werte hat Youngquist [1996] für Weizenstroh einen Silicatgehalt von 3 % ... 7 % und für Haferstroh 4 % ... 7 % ermittelt. Im Vergleich zum Holz ist in den Einjahrespflanzen ein bis zu acht Mal so hoher Silicatgehalt zu beobachten.

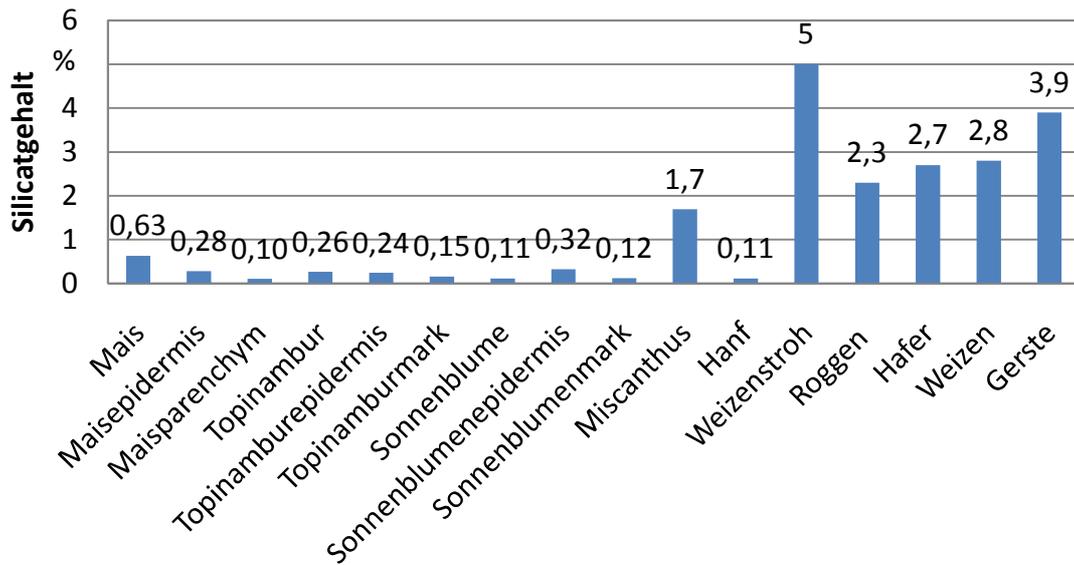


Abb. 3.13: Gemittelte Silicatgehalte verschiedener Pflanzen
[nach Hesch 1993; Deetz 2006]

Allgemein kann gesagt werden, dass die Verteilung der Mineralien mengenmäßig wie folgt aussieht: Nadeln/Blätter > Rinde > feine Wurzeln > dünne Zweige > Wurzeln > Äste > Stammholz [Wagenführ 2008].

Der Aschegehalt ist in den Blättern am höchsten, da mit dem Transpirationsstrom der Pflanze laufend Mineralstoffe in die Blätter hineingelangen und dort zurückbleiben, wenn das Wasser durch die Transpiration verdunstet.

Die Transpiration über die Blätter ist je nach Pflanzenart verschieden. Dadurch könnten sich Ascheunterschiede erklären lassen: Je mehr Wasser abgegeben wird, desto größer ist der Aschegehalt in den Blättern.

Untersuchungen von Laub- und Nadelbäumen ergaben, dass die Laubbäume eine größere Transpiration und auch größere Mineralstoffgehalte in den Blättern aufweisen als Nadelbäume [Baumeister 1954].

Wie bei den Bäumen hängt auch bei den Einjahrespflanzen der Aschegehalt vom jeweiligen anatomischen Pflanzenabschnitt ab. Aus Abb. 3.14 geht hervor, dass die Ascheanteile in der äußeren Epidermis deutlich geringere Werte annehmen als beim Mark / Parenchym. Der Aschegehalt der Blätter ist hingegen höher.

Im Mark bzw. im Randbereich des Parenchyms befinden sich die Leitbündel, in denen gelöste Nährstoffe und Mineralien transportiert werden. Dort reichern sich diese Stoffe an, in den Blättern ist durch die Transpiration der gleiche Effekt zu beobachten (vgl. Kapitel 3.2.1.3).

In der Literatur werden abweichende Aschegehalte genannt. So gibt Wurz [1960], sich auf Klauditz und seine Mitarbeiter beziehend, für die Maisepidermis 4,9 %, für das Mark 5,6 % und für die Blätter einen Aschegehalt von 9,8 % an. In derselben Quelle werden weitere Werte angegeben, die durch Jayme und Mitarbeiter ermittelt wurden. Danach liegen die Aschegehalte für Maisstängel bei 3,9 %, für das Mark bei 3,9 % und für die Blätter 6,2 %.

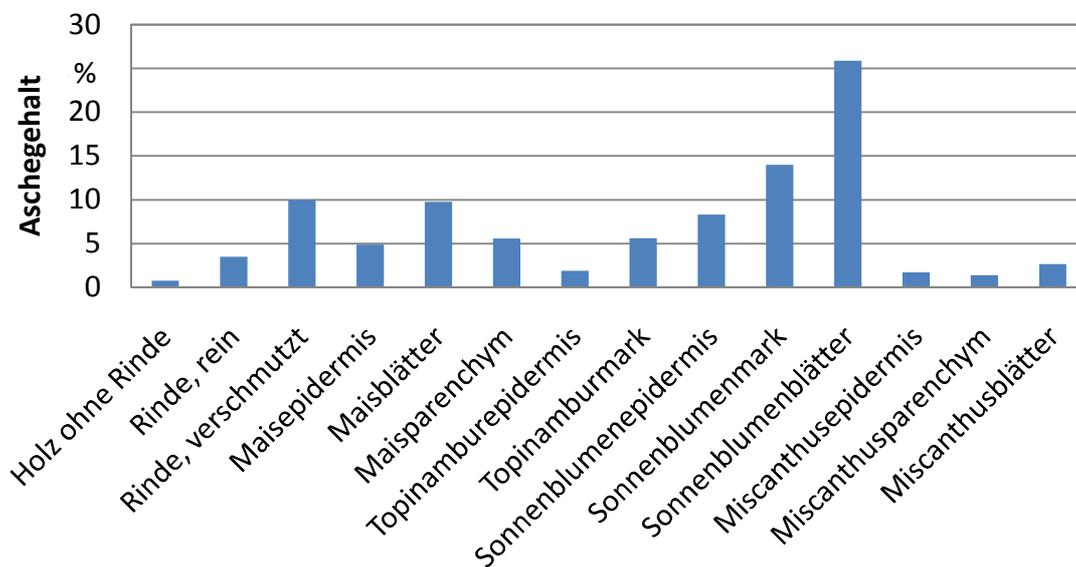


Abb. 3.14: Aschegehalte verschiedener Pflanzensegmente
[nach Wurz 1960; Baumeister 1954; Schlussbericht 2001; Deetz 2006]

Aus Abb. 3.15 wird ersichtlich, dass sich bei einigen Einjahrespflanzen die Aschegehalte nach oben (damit ist der obere, am weitesten von der Erde entfernte Teil der Pflanze gemeint) hin verändern. Bei Topinambur ist ein Aschegehaltanstieg zu verzeichnen, bei Sonnenblume und Mais fällt der Aschegehalt ab.

Sonnenblumenstängel haben laut Baumeister [1954] im unteren Bereich einen Aschegehalt von 4,87 %, im oberen 7,54 %. Der Wert liegt bei den Blättern bei 25,87 %, die Körbe haben einen Aschegehalt von 17,55 % und die Samen 10,30 %. Der Mittelwert beträgt 11,53 %.

Der Silicatgehalt verändert sich ebenfalls mit zunehmender Sprosshöhe: Bei Topinambur und Sonnenblume ist eine Abnahme des Silicatgehaltes zu erkennen, während dieser sich bei Mais nicht signifikant ändert. Laut Baumeister [1954] ist in Maisasche der höchste Gehalt an Silicium zu finden. Demnach besteht die Asche der Blätter zu 62,3 % aus Silicium. Extreme Werte werden für Gräser genannt: Deren Asche besteht zu 83 % aus Kieselsäure (SiO_2). Dikotyle Pflanzenaschen bestehen aus bis zu 78 % aus Kieselsäure [Baumeister 1954].

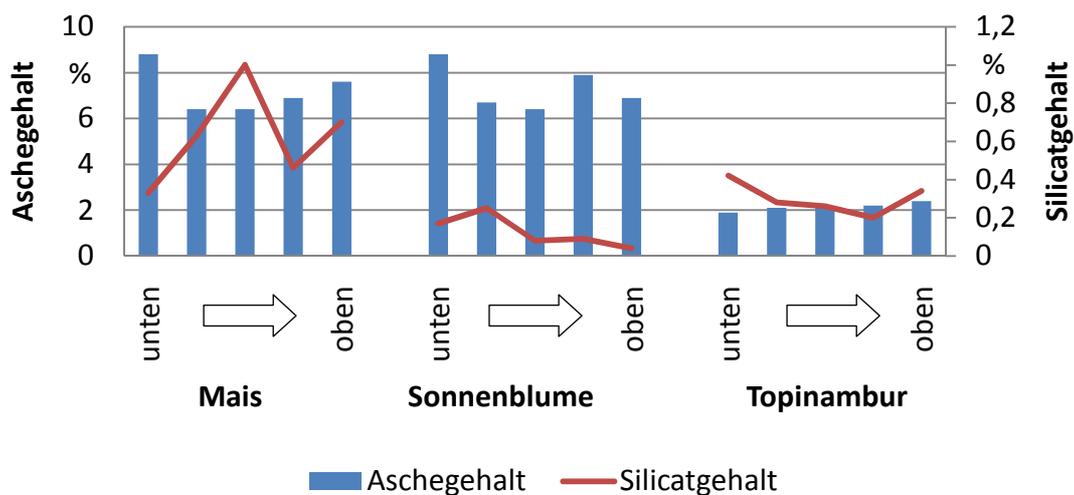


Abb. 3.15: Asche- und Silicatgehalt von Einjahrespflanzen in verschiedenen Stängelabschnitten [nach Deetz 2006]

3.4 Veränderung der Elementgehalte in der Pflanze im Jahresverlauf

Das Alter der Pflanzen beeinflusst maßgeblich deren Aschegehalt und die Verteilung der einzelnen Mineralstoffe [Baumeister 1954].

Die Aschegehalte schwanken mit den Lebensbedingungen: Je jünger das Holz ist, umso mehr Asche enthält es. Auch im anatomischen Bereich schwanken die Werte: Das Stammholz enthält ca. 0,17 %, das Gipfelstück 0,26 % und die Äste 0,32 % Asche. Laut Treiber [1957] ist die Rinde mit ihren Steinzellen stark mineralisiert. Bastfasern sind aschereicher als Blattfasern. Stammholz und Kernholz haben im Allgemeinen gleich hohe Aschegehalte.

Bei Pflanzen findet die Flussrichtung der Nährstoffe vorrangig in Gewebe mit aktuell hohem Bedarf (sogenannte „sinks“ wie Wachstumszonen, Assimilationsflächen, Regenerationsorgane) statt, so dass hier überdurchschnittliche Konzentrationen und Umsatzraten auftreten.

Dies geschieht durch Phloemtransport, Gewebe mit abnehmendem Bedarf geben die Nährstoffe an Gewebe mit Nährstoffbedarf ab.

Die Nährstoffe sind jedoch unterschiedlich mobil: N, K und Mg sind umlagerbar, Ca und andere nicht. Dadurch ergeben sich typische vom Versorgungsgrad abhängige Verteilungsmuster für einzelne Nährstoffe.

Bei den annualen Pflanzen findet eine Konzentration der aufgenommenen Nähr- und gebildeten Speicherstoffe in Samen, Früchten oder sonstigen Vermehrungsorganen zum Ende der Wachstumsperiode statt. So liegen auch im Getreidekorn hohe Protein- und Stärkegehalte vor.

Bei mehrjährigen Pflanzen finden zusätzlich interne Nährstoffumlagerungen statt: Vor Beginn der Vegetationsruhe werden Nährstoffe in ausdauernde Speicherorgane (Wurzeln, Stamm) umgelagert und dort gespeichert. Zum Wiederaustrieb im Frühjahr werden diese dann mobilisiert.

Eine Verdeutlichung dieses Vorganges soll am Beispiel der mehrjährigen Pflanze Miscanthus (Chinaschilf) erfolgen: Der Stickstoffgehalt verringert sich über das Jahr zum Herbst hin in den obersten Geweben der Pflanze von 46 % auf 21 %, Phosphor sinkt von 50 % auf 36 %, beim K nimmt der Gehalt von 30% auf 14 % ab. Diese Stoffe werden in den Wurzeln eingelagert und sind so im Frühjahr für die Pflanze wieder nutzbar.

Dann findet dementsprechend eine Aufkonzentration der genannten Nährstoffe in den oberen Geweben statt. Einzig der Mg-Gehalt bleibt mit 27 % das ganze Jahr konstant [Härdtlein 2004].

Hasler [1996] bestätigt diese Aussage: „Beim Übergang von der vegetativen zur generativen Phase werden die Elemente N und K bei C4-Pflanzen wie Chinaschilf in die Wurzel verlagert.“ Der Stoffwechsel der Pflanzen ist auf eine möglichst effiziente Nutzung ausgelegt. Die Nähr- und Mineralstoffaufnahme ist bei den Pflanzen nur in begrenztem Maße regulierbar. Sind die Grenzen des Wachstumspotentials erreicht, andere Wachstumsansprüche nicht ausreichend versorgt oder zu hohe Stoffkonzentrationen im Gewebe vorhanden, die dadurch eine toxische Wirkung haben, können die aufgenommenen Nährstoffe nicht adäquat umgesetzt werden. Bei sinkender Zuwachsrate steigen also die Konzentrationen im Pflanzengewebe bei gleichbleibender Nährstoffaufnahme [Hasler 1996].

Einflussgebend sind des Weiteren die Faktoren Standort, Art- und Sortenwahl, Düngung, Pflanzenschutz (-mittel) und Ernte.

Der Erntezeitpunkt spielt vor allem bei halmgutartigen Biomassen eine große Rolle: Durch das fortschreitende Abreifen und die damit verbundene Umsetzung der Nährstoffe in Ertrag und die Einlagerung in Speicherorgane nimmt der Mineralstoffgehalt (K, Mg, Ca, P) ab.

Nach dem Absterben der Pflanzen finden Auswaschungen von wasserlöslichen Nährstoffen (K, Cl) statt. Die wasserunlöslichen Bestandteile (N, P, Si und Cu) sind fest in der organischen Substanz eingebunden. Einzig der Blattabfall führt zu sinkenden Mineralstoffkonzentrationen, weil diese nährstoffreicher sind als der Halm.

Bei Getreide findet von der Milchreife bis zur Totreife eine Abnahme des Aschegehaltes bei der Ganzpflanze statt. Abgereiftes Stroh hat also geringere Aschegehalte als unreifes.

Versuche mit Triticale-Pflanzen ergaben, dass nach der Totreife der Aschegehalt der Ganzpflanzen wieder leicht zunimmt. Besonders das Stroh erfährt eine Zunahme am Aschegehalt. Der Standort hat zusätzlich einen erheblichen Einfluss auf den Aschegehalt. Dieser kann sich laut Härdtlein [2004] je nach Standort verdoppeln. So ergaben sich für Weizen in verschiedenen Anbaugebieten Aschegehalte von 4 % ... 10 %. Zusätzlich liegt der Jahreseinfluss, damit ist vor allem der Einfluss des Klimas im jeweiligen Jahr gemeint, bei 25 % [Härdtlein 2004].

3.4.1 Veränderung des Aschegehaltes einiger Pflanzen im Jahresverlauf

3.4.1.1 Veränderung des Aschegehaltes bei Hafer

Die Veränderung des Aschegehaltes bei Hafer mit zunehmender Reife in verschiedenen Pflanzenabschnitten zu unterschiedlichen Entwicklungsstadien ist in Abb. 3.16 dargestellt.

Der Aschegehalt erhöht sich im Jahresverlauf im Stängel, während er in den Blättern abnimmt. In der Ähre, die bei Hafer als Rispe bezeichnet wird, bleibt der Aschegehalt nahezu konstant. Wird der Aschegehalt der Ganzpflanze betrachtet, so ist eine Abnahme mit zunehmendem Entwicklungsstadium zu beobachten.

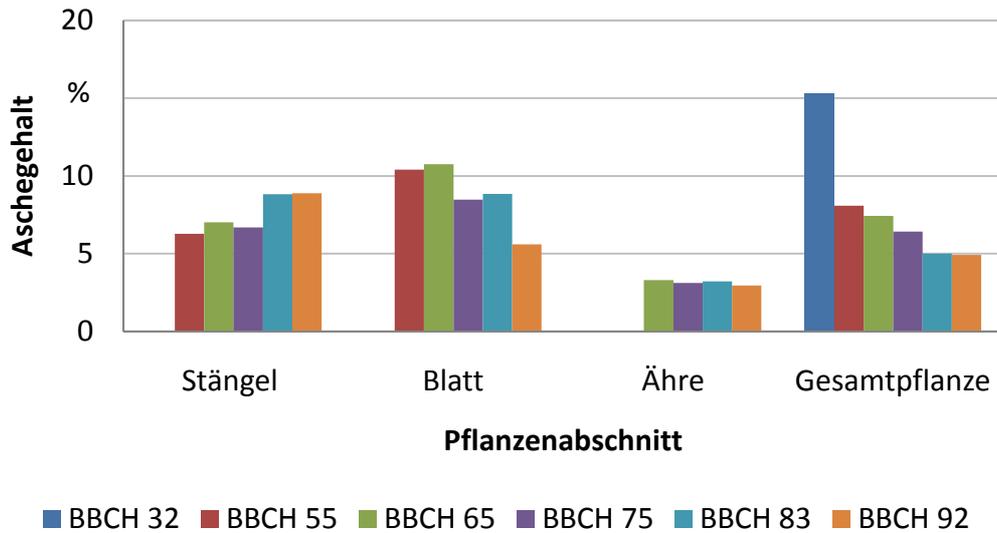


Abb. 3.16: Veränderung des Aschegehaltes bei Hafer in verschiedenen Reifestadien [nach Höppner 2008]

3.4.1.2 Veränderung des Aschegehaltes bei Mais

Der Aschegehalt des Mais, dargestellt in Abb. 3.17, verringert sich mit zunehmender Reife in der Ganzpflanze. Im Stadium der Vollreife (BBCH 89) ist ein leichter Aschegehaltanstieg zu erkennen. Der Stängel und der Kolben der Maispflanzen haben mit zunehmendem Reifestadium einen immer geringer werdenden Aschegehalt. Im Gegensatz dazu nimmt der Aschegehalt in den Blättern weiter zu.

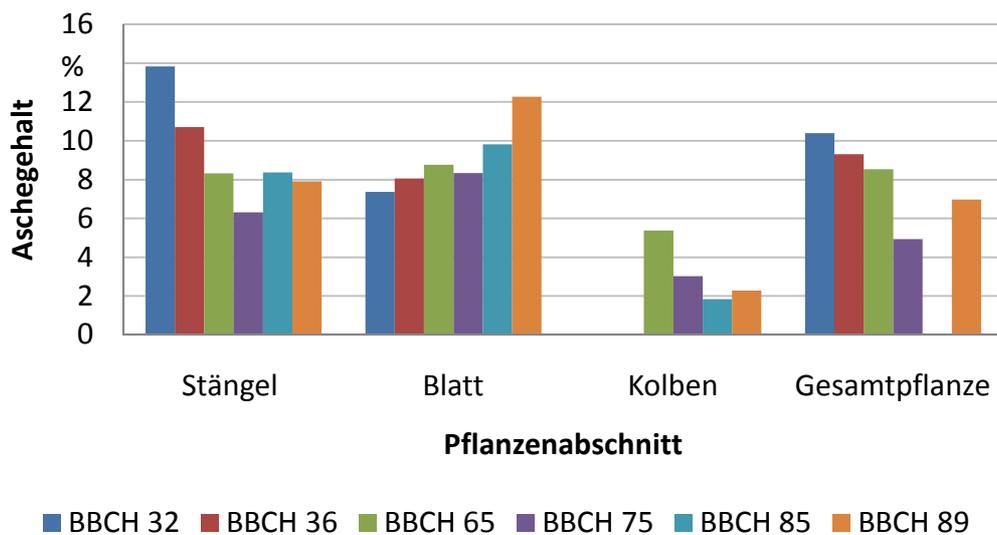


Abb. 3.17: Veränderung des Aschegehaltes bei Mais in verschiedenen Reifestadien [nach Höppner 2008]

3.4.1.3 Veränderung des Aschegehaltes bei Sudangras

Bei Sudangras fällt der Aschegehalt in der Ganzpflanze mit zunehmendem Entwicklungsgrad (siehe Abb. 3.18). Dieser Trend ist auch in den Stängeln zu beobachten. Der gegenüber in den Stängeln erhöhte Aschegehalt in den Blättern bleibt im gesamten Beobachtungszeitraum nahezu gleich hoch.

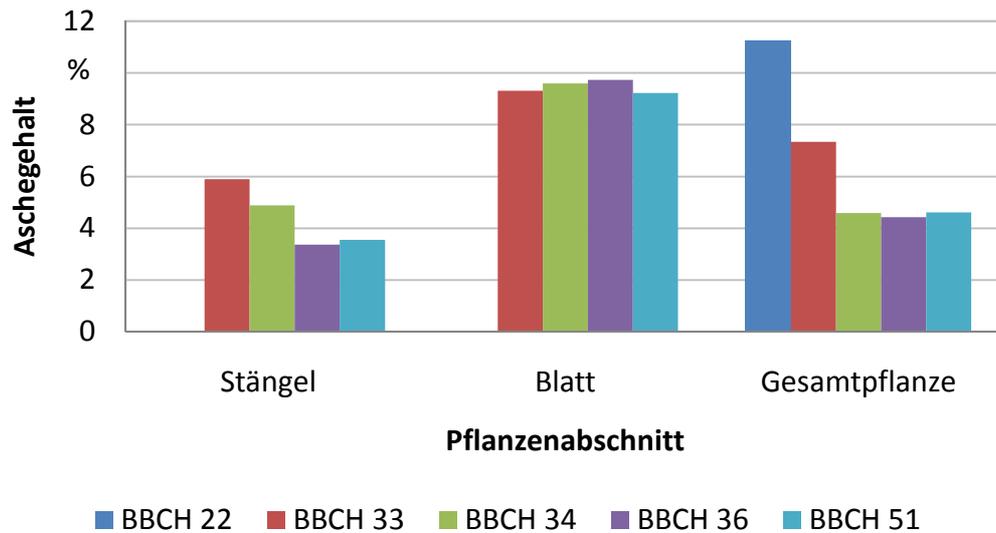


Abb. 3.18: Veränderung des Aschegehaltes bei Sudangras in verschiedenen Reifestadien [nach Höppner 2008]

3.4.1.4 Veränderung des Aschegehaltes bei Wintergerste

Der Aschegehalt verringert sich bei Wintergerste in den verschiedenen Pflanzenabschnitten mit zunehmendem Entwicklungsgrad nur geringfügig (siehe Abb. 3.19). Deutlich wird die Abnahme des Aschegehaltes bei der Betrachtung der Ganzpflanze.

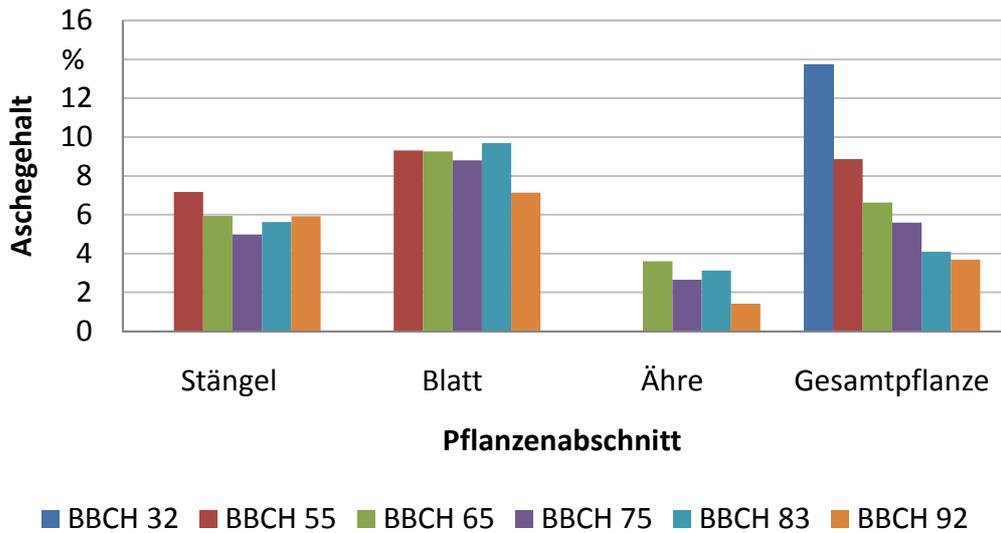


Abb. 3.19: Veränderung des Aschegehaltes bei Wintergerste in verschiedenen Reifestadien [nach Höppner 2008]

3.4.1.5 Veränderung des Aschegehaltes bei Winterroggen

Bei Winterroggen sinkt der Aschegehalt tendenziell im Stängel und in der Ähre. Auch bei der Ganzpflanze sinkt der Aschegehalt und bleibt bei den letzten drei Beobachtungszeitpunkten gleich hoch. Die Blätter behalten während der gesamten Entwicklung nahezu einen gleich hohen Aschegehalt (siehe Abb. 3.20).

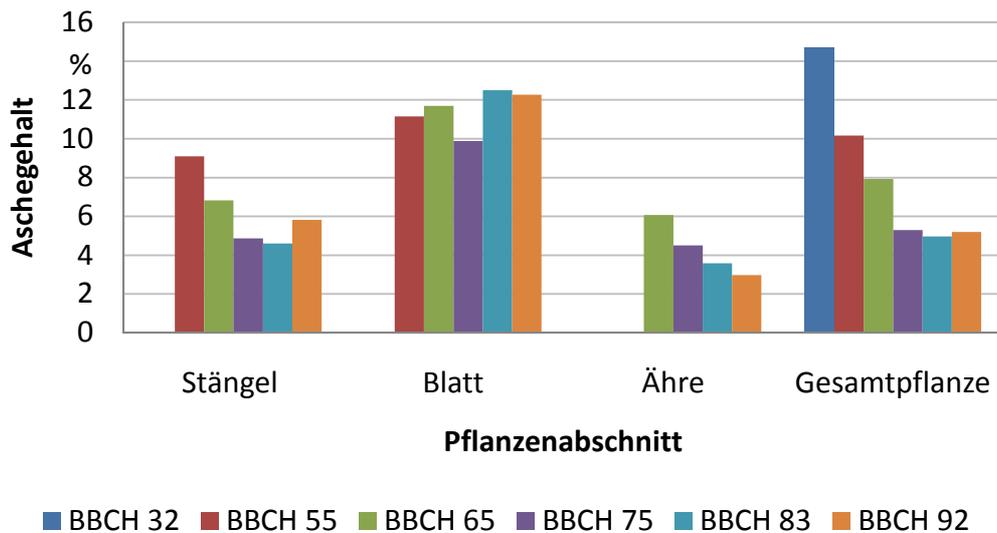


Abb. 3.20: Veränderung des Aschegehaltes bei Winterroggen in verschiedenen Reifestadien [nach Höppner 2008]

3.4.1.6 Veränderung des Aschegehaltes bei Winterweizen

Die Veränderung des Aschegehaltes bei Winterweizen ist in Abb. 3.21 dargestellt. Der Aschegehalt der Ganzpflanze nimmt mit zunehmendem Entwicklungsgrad ab. Bei den einzelnen betrachteten Pflanzenabschnitten „Stängel, Blatt, Ähre“ lässt sich kein Trend erkennen.

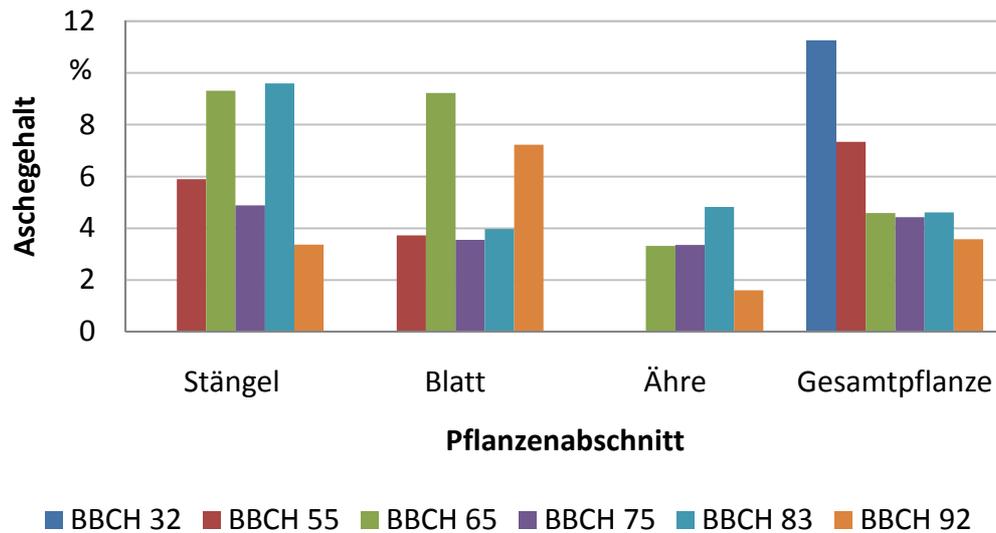


Abb. 3.21: Veränderung des Aschegehaltes bei Winterweizen in verschiedenen Reifestadien [nach Höppner 2008]

3.5 Silicat

3.5.1 Bedeutung der Silicate in der Pflanze

Bei Holz baut sich die Pflanzenzellwand aus den Polymeren Cellulose, Lignin, Hemicellulose auf. Die molekulare Struktur der Cellulose ist linear, die der Hemicellulose verzweigt und die des Lignins vernetzt. Das Matrixmaterial Lignin ist sehr fest und kann Druckkräfte gut aufnehmen. Das Verstärkungsmaterial Cellulose kann Zugspannungen aufnehmen. Die Hemicellulosen (Polyosen) bilden den flexiblen Kitt zwischen Lignin und Cellulose [gruber 2007].

Aus Abb. 3.22 wird ersichtlich, dass der Ligningehalt bei Laub- und Nadelhölzern höher ist, als bei den Einjahrespflanzen. Einjahrespflanzen sind also wegen des geringeren Ligningehaltes leichter aufzuschließen als Holz [Thole 2005][gruber 2007].

Dafür ist der Gehalt an Mineralstoffen mit bis zu 8% deutlich höher als bei Holz [Jaunhardt 2002].

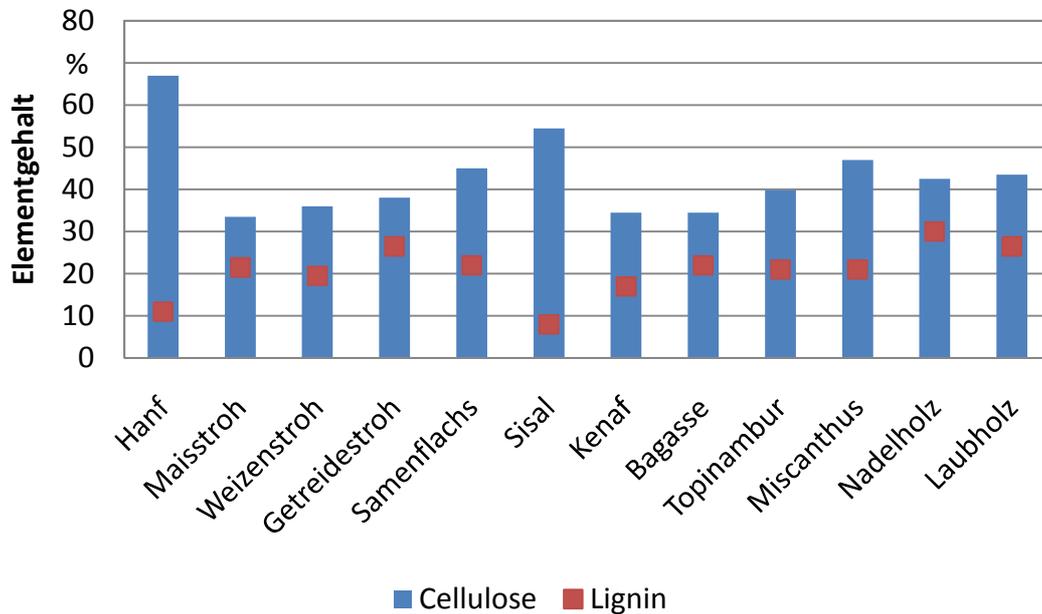


Abb. 3.22: Gemittelte Cellulose- und Ligningehalte von Holz und Einjahrespflanzen [nach gruber 2007; reznichenko 2003; Hesch 1994; Eckel 2006]

In den Zellwänden der Einjahrespflanzen dienen die Silicate als Verstärkungssubstanz. Silicate sind das Salz bzw. Ester der Orthokieselsäure ($\text{Si}(\text{OH})_4$) und deren Kondensationsprodukte [Römpf 1987]. In den Pflanzen kommt das Silicat in Form von Kieselsäure vor. Es dient als Inkrustierungsmittel und Gerüstsubstanz und stabilisiert die Halme bzw. Stängel der Pflanzen. Deshalb sind besonders hohe Anteile in den Stängeln, genauer in der Mittellamelle, der Primär- und Sekundärwand zu finden. Dort wird die Kieselsäure in Form eines zusammenhängenden Skeletts eingelagert (siehe Abb. 3.23 und 3.24). Die Kieselsäure führt zu einer Härtung der Zellwände, die dadurch aber ihre Elastizität einbüßen und spröde bzw. brüchig werden. Zusätzlich lagern sich schwerlösliche Carbonate, Phosphate und Oxalate in den Zelllumina ab [Nultsch 1996] [Fremdwörterbuch 1982] [gruber 2007].

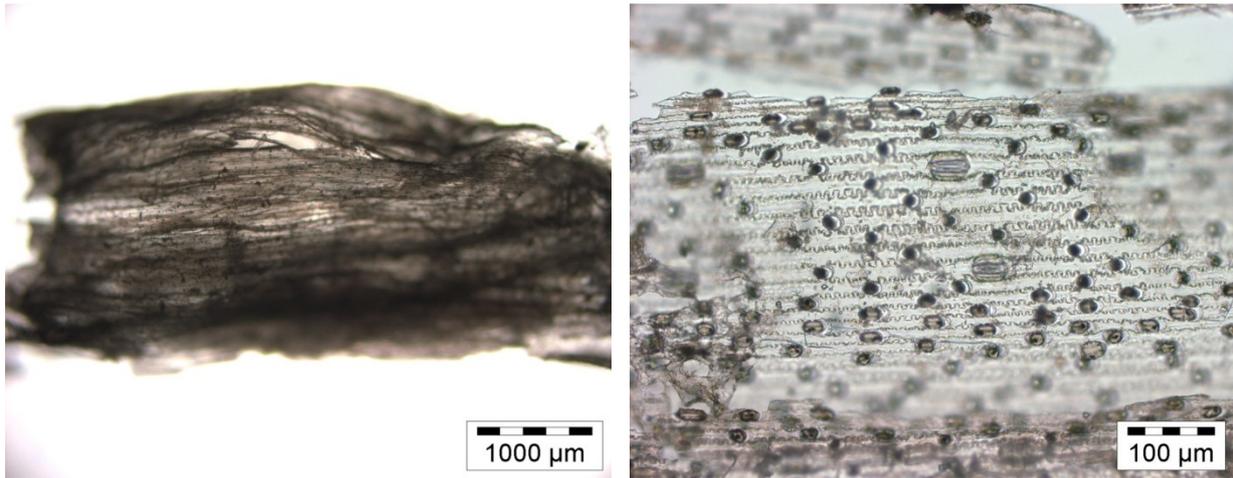


Abb. 3.23 und 3.24: Kieselsäureskelett eines Weizenstängels unter dem Mikroskop [eigene Fotos]

Die Silicatgehalte sind laut Brockhaus [1975] von der Pflanzenart, dem Organ, dem Entwicklungszustand und dem Standort abhängig.

Versuche mit Triticale ergaben, dass Pflanzenschutz, Düngung, Erntezeit und Feldlagerung keinen Einfluss auf die Si-Gehalte im Stroh und im Korn haben.

Aus diesen Gründen sind die in der Literatur angegebenen Asche- und Silicatgehalte lediglich als grobe Richtwerte anzunehmen, die einer großen Schwankungsbreite unterliegen [Härdtlein 2004].

Bei Kieselalgen und Schachtelhalmen dient das Silicat als Gerüstsubstanz. Einkeimblättrige Pflanzen lagern die Silicate meist amorph in die Zellwände ein.

Die Standfestigkeit von Getreide wird durch das Silicat nicht beeinflusst, es hat vielmehr eine Schutzfunktion gegen z. Bsp. Mehltau. Diese zu den Mikronährstoffen gehörende Verbindung wirkt auf einige Pflanzen wie Gerste, Mais, Tabak, Buschbohnen und Gurken außerdem wachstumsfördernd [Brockhaus 1975].

Ladenburg [1957] führte erste Untersuchungen über den Vorgang der Einlagerung der Kieselsäure in die Pflanze durch. Diese Untersuchungen ergaben, dass die Kieselsäure mittels hydroxylhaltiger organischer Komponenten wasserlöslich gemacht wird und so durch die natürlichen Vorgänge wie Osmose und Diffusion in gelöster Form als Silicatanion in die Pflanze gelangt. Treiber [1957] nimmt an, dass es sich um Esterverbindungen nach folgendem Schema handelt (Abb. 3.25):

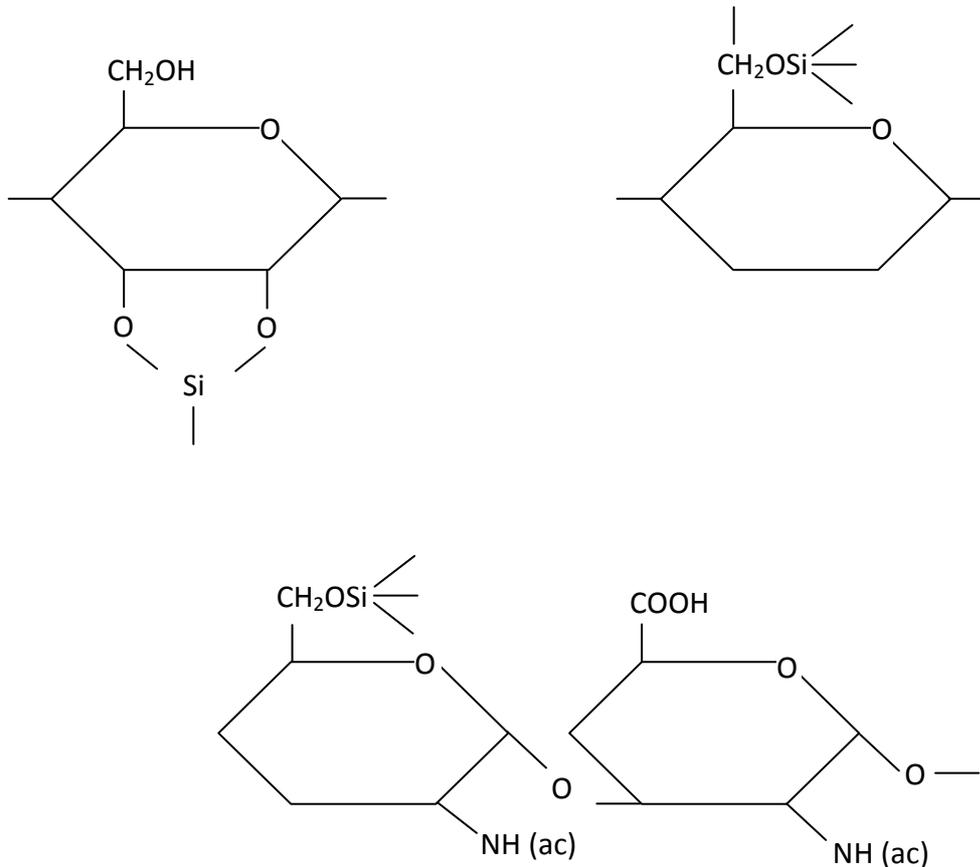


Abb. 3.25: Chemische Struktur der Kieselsäure
[nach Treiber 1957]

3.5.2 Vorkommen von Silicaten bei Pflanzen

Auf der Membran der Zellen

Membran ist die Zellgrenzschicht bzw. das Oberflächenhäutchen der Zellen [Brockhaus 1975]. Die Art der Speicherung kommt in der Natur sehr selten vor. Bekannt ist sie unter dem Namen „Tabaschir“. Diese Kieselsäureausscheidung findet auf den Diaphragmaplatten tropischer Bambussprossen statt.

In der Membran

Dies ist die häufigste in der Natur vorkommende Form der Kieselsäureeinlagerung. Diese Form bewirkt derartige Grade von Verkieselung, dass ganze Kieselenskelette entstehen. So ist das Lumen der Kieselkurzzellen mit SiO_2 -Kristallen ausgefüllt.

Dorthin gelangen die Silicate durch den natürlichen Stoffwechselprozess (Nährstofftransport) aus dem Boden in die Pflanze (siehe Abb. 3.23 und 3.24).

Im Zellinnern

In den Zellen kommt die Kieselsäure in Form besonders gestalteter Kieselkörper oder Kieselzellen vor [Baumeister 1954].

Auf der Kuticula

Durch Sandablagerungen (Flugsand, aber besonders durch Anhaftungen von feuchtem Bodenmaterial) gelangen Silicate auf die oberste Schicht der Pflanzenepidermis, die Kuticula.

Da Si Hauptbestandteil des Bodens ist, wird durch Anhaftungen eine große Menge dieses Elements in nachfolgende Verarbeitungsprozesse eingetragen.

Bei den ersten drei genannten Formen des Silicates handelt es sich um Struktursilicate, die im vierten Fall genannten Silicate werden als Störstoffsilicate bezeichnet.

Kieselsäure kommt in den Pflanzen in Form von Quarzkristallen oder in Form von Abscheidungen von Calciumsilicat vor [Treiber 1957][Härdtlein 2004].

Sie sind von amorpher und kristalliner Struktur [Hesch 1993].

3.5.3 Probleme durch Silicat bei der Verarbeitung

Technologisch sind die Asche- und damit die Silicatgehalte von großer Bedeutung: Es kommt zu einem vorzeitigen Verschleiß von Schneidstoffen bei der mechanischen Bearbeitung, der pH-Wert und damit die Pufferkapazität werden beeinflusst (wichtig bei der Verklebung), die Leitfähigkeit, die z.B. zur Messung der Holzfeuchte herangezogen wird, wird verändert. Es kann zu Verfärbungsanomalien des Holzes im Kontakt mit z. B. Metallen durch Bildung von Chelaten in Wechselwirkung mit phenolischen Substanzen kommen. Bei der Verbrennung kommt es zu einer vermehrten Schlackebildung, beim Holzaufschluss und der Bleiche von Zellstoffen gibt es Korrosionen, Ablagerungen und Kontaminationen des Abwassers, der gesamte Prozess des Bleichens und des Aufschlusses findet unter erschwerten Bedingungen statt [Wagenführ 2008].

Ein hoher Calcium- und Kieselsäuregehalt im Kunstseidenzellstoff verursacht Filtrations-schwierigkeiten, Calcium und Magnesium können die Spinndüsen verstopfen. Hohe Kiesel-säuregehalte in den Epidermiszellen des Strohs machen eine Verwendung des Strohzellstof-fes für Acetylierungszwecke unmöglich. Abhilfe schafft die vorherige Entfernung der Blätter und Blattscheiden. Probleme treten auch bei der Verwendung von Schilf mit seinen verkie-selten Epidermiszellen, Spiegel genannt, auf [Treiber 1957].

3.5.4 Rolle der Silicate bei der Verarbeitung und Plattenherstellung

Zwischen dem Asche- und Sandgehalt (Störstoffgehalt) in einer Spanplatte besteht laut Schriever [1984] kein Zusammenhang, jedoch zwischen dem Silicium- und Sandgehalt. Dieser kommt in Form von Flugsand oder Verunreinigungen vor, z. B. beim Fällen und Rücken oder der Lagerung von Hackschnitzeln, in Kontakt mit der Rinde, bzw. ist natürlicher Bestandteil des Holzes. Der anorganische Anteil des Erdbodens setzt sich neben Aluminiumsilicaten (Feldspate, Tonminerale) vor allem aus Quarz (SiO_2) zusammen. Der Hauptbestandteil, zwischen 22 % ... 33 %, ist davon Si. Bei der weiteren Verarbeitung, beim Aufmahlen des Hol-zes bzw. bei der Faserherstellung im Refiner, beim Sägen, Fräsen und Bohren, wirken sich besonders die quarzhaltigen Bestandteile des Sandes negativ auf die metallischen Schneid-stoffe aus [Schriever 1984].

Bereits Silicatanteile von unter einem Prozent bewirken einen erheblichen Schneidstoffver-schleiß [Thole 2005].

SiO_2 besitzt eine große Härte und Resistenz, es widersteht der mechanischen Bearbeitung und Verwitterung sehr gut. Deshalb sind diese im und am Holz mit relativ großen Teilchen-durchmessern zu finden. Besonders problematisch ist dies bei Einjahrespflanzen: Sie haben im Vergleich zu den Bäumen sehr dünne Sprossachsen. Dementsprechend ist die Menge an Stängeln und damit die Gesamtoberfläche, um die nötige Menge an Material zusammen zu stellen, viel größer als bei Holz. Und auf dieser größeren Oberfläche, die durch die Anatomie der Einjahrespflanzen und ihre geringere Wuchshöhe natürlich viel stärkeren Kontakt mit Flugsand etc. haben, lagert sich viel mehr Silicat an und gelangt so in den Prozess. In Abb. 3.26 ist ein in eine Platte gelangtes Sandkorn zu sehen.



Abb. 3.26: Im Plattenwerkstoff verbliebener Teil eines Sandkorns
[uni-stuttgart 2007]

Und hierin besteht die besondere Herausforderung für den Technologen, denn die abrasive Wirkung des Quarzsandes nimmt mit der Teilchengröße zu [Schriever 1984].

Diese Annahme bestätigt Heisel [2008] in seinem Artikel ebenfalls: „Je größer das Korn, desto höher ist vermutlich auch der Verschleiß, da bei wachsendem Korn auch größere Partikel aus dem Schneidkeil des Schneidstoffs herausgeschlagen werden können.“ Es sind dabei Korngrößen mit einem Durchmesser zwischen 50 μm ... 500 μm relevant.

Größere Teilchen haben keinen negativen Einfluss auf die Schneidenabnutzung, da sie aus der Matrix herausgebrochen werden. Neben den Teilchendurchmessern ist natürlich auch der Gehalt an Silicium wichtig [Heisel 2008].

Zu prüfen wäre, welchen Teilchendurchmesser in Pflanzen vorkommendes Silicium hat.

Abb. 3.27 zeigt den Zusammenhang zwischen Schneidenverschleiß und Korngröße. Hier bestätigt sich nochmals die Annahme, dass in den bereits genannten Grenzen der Verschleiß mit der Korngröße zunimmt. Optisch werden diese Auswirkungen an den Schneiden in Abb. 3.28 verdeutlicht: Je größer die Teilchen sind, desto breiter werden die Scharten im Messer, je kleiner die Teilchen, desto schmalere, aber auch tiefere Scharten werden in die Schneide geschlagen [Heisel 2008].

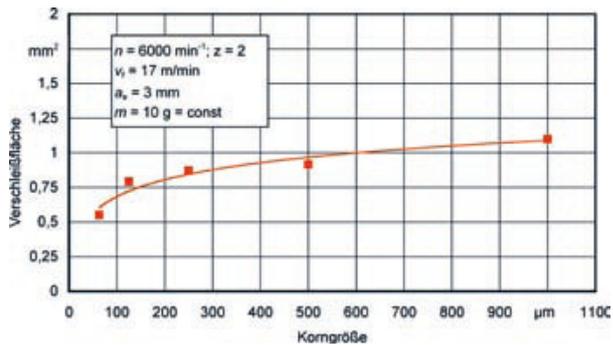


Abb. 3.27: Korrelation zwischen Schneidenschleiß und Korngröße [nach Heisel 2008]

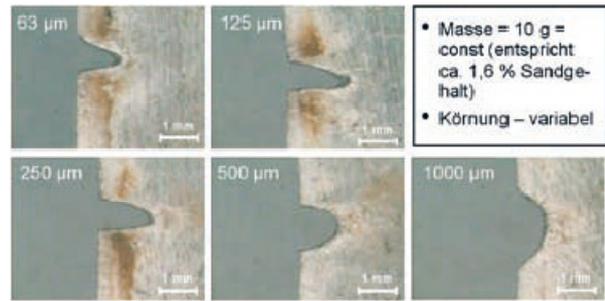


Abb. 3.28: Schneidenschleiß in Abhängigkeit von der Korngröße [nach Heisel 2008]

Ein weiterer Einfluss ist die Dichte der Matrix, in die die Sandkörner eingebettet sind. So fand Saljé [1983] heraus, dass der Sandgehalt einfluss umso größer ist, je höher die Rohdichte des Stoffes ist, in der die mineralischen Bestandteile eingebettet sind. Das heißt, je höher die Rohdichte der Matrix ist, desto abrasiver ist die Wirkung der Sandkörner. Große Sandkörner wirken verschleißender als kleine. Bei der Bearbeitung der Deckschichten von Spanplatten ist der Schneidenschleiß größer als bei der Bearbeitung der Mittelschichten, weil hier eine höhere Dichte und ein höherer Gehalt an Verunreinigungen (Sand) zu finden ist. In einem Versuch wich die Abrasivität aufgrund von verschiedenen Sandgehalten um bis zu 135 % ab. Bei Rohspanplatten mit einem unterschiedlichen Deckschichtsandgehalt um bis zu 150 % wurden unterschiedliche Schneidkantenversätze um bis zu 110 % ermittelt.

Sand in der Mittelschicht beeinflusst die Schneiden in geringem Maße. Je geringer der Sandgehalt in der Platte ist, desto weniger beeinflusst die Rohdichte den Schneidenschleiß [Saljé 1983].

Untersucht man die Silicate auf ihre Struktur hin genauer, so ergibt sich folgendes: In der Natur kommen die Silicate in amorpher und in kristalliner Struktur vor. Amorphe Silicate bzw. Elemente wirken aber im Vergleich zu den kristallinen weit weniger abrasiv.

Im Pflanzengewebe vorkommendes Silicat hat eine amorphe Struktur [Stangl 2002].

Untersuchungen von Miscanthusasche ergaben, dass rund 1/3 der Asche kristalliner Struktur und damit stark schneidstoffabstumpfend ist. Auch die Asche von Getreidestroh besitzt zu Teilen kristalline Strukturen [Hesch 1994].

Der Grund für die unterschiedliche Abrasivität liegt wiederum in der Festigkeit der Stoffe. Kristalline Stoffe sind viel härter als amorphe. Dadurch werden kristalline Silicate nicht (so leicht) durch die Schneidstoffe zerstört/ zerkleinert, sondern wirken abrasiv.

Hesch [1994] macht für die Abstumpfung in erster Linie die Kieselsäure verantwortlich. Mais hat einen Kieselsäuregehalt von 0,9 %, Roggen 2,3 %, Hafer 2,7 %, Weizen 2,8 % und Gerste 3,9 %. Der Anteil an Kieselsäure, wie auch der Aschegehalt, ist in den Blättern am höchsten [Hesch 1994].

3.6 Bedeutung der Einjahrespflanzen für die Plattenherstellung

Viele Einjahrespflanzen können weltweit angebaut werden, besitzen also eine gute Verfügbarkeit, besonders in Regionen, wo ein Mangel an Holz herrscht. Dies gilt auch für Regionen wie China oder Indien, die momentan einen Boom erleben und nicht genug Holz „nachproduzieren“ können. Hier bieten sich die Einjahrespflanzen als Rohstoffkomponente für die Plattenwerkstoffe an.

Diese wachsen innerhalb von maximal sieben Monaten heran. Dabei zeichnen sie sich durch eine große Biomasseproduktion aus. Diese liegt je nach Standort zwischen 4 t/ha ... 15 t/ha. Zudem könnten Rohstoffe genutzt werden, die nicht mehr verfüttert, als Dünger untergepflügt, als Einstreu, usw. ihren Nutzen finden. Beispiele sind das Stroh von Getreide und Raps, die Stängel von Sonnenblume und Mais.

Einige Einjahrespflanzen, wie Stroh und Miscanthus, besitzen jedoch eine schlechte Klebbarkeit der Partikel, was den Einsatz von teurem pMDI als Klebstoff bzw. eine höhere Klebstoffmenge an sich nötig macht.

Nachteil ist außerdem die kontinuierliche Verfügbarkeit. Die Pflanzen müssen in ausreichender Menge eingelagert werden, um auch die Zeit zu überbrücken, bis die nächste Generation herangewachsen ist. Es handelt sich um Saisonprodukte. Dadurch erhöht sich der Rohstoffpreis durch die zusätzlichen Lagerkosten. Der Einkaufspreis für Einjahrespflanzen liegt 2005 mit 25 € ... 50 € pro Tonne etwas höher, als es für Holz der Fall ist. Für 2008 ergaben sich für bestimmte Holzsortimente Preise von mehr als 50 € pro Tonne.

Ein gravierender Nachteil bei der Lagerung von Einjahrespflanzen ist deren sehr geringe Schüttdichte gegenüber Holz (Abb. 3.29).

Selbst in Ballenform haben die Einjahrespflanzen demnach eine deutlich geringere Schüttdichte (ca. 56 % kleiner) als Vollholz bzw. Hackschnitzel. In Häckselform ist die Schüttdichte dementsprechend noch kleiner (ca. 70 % geringer).

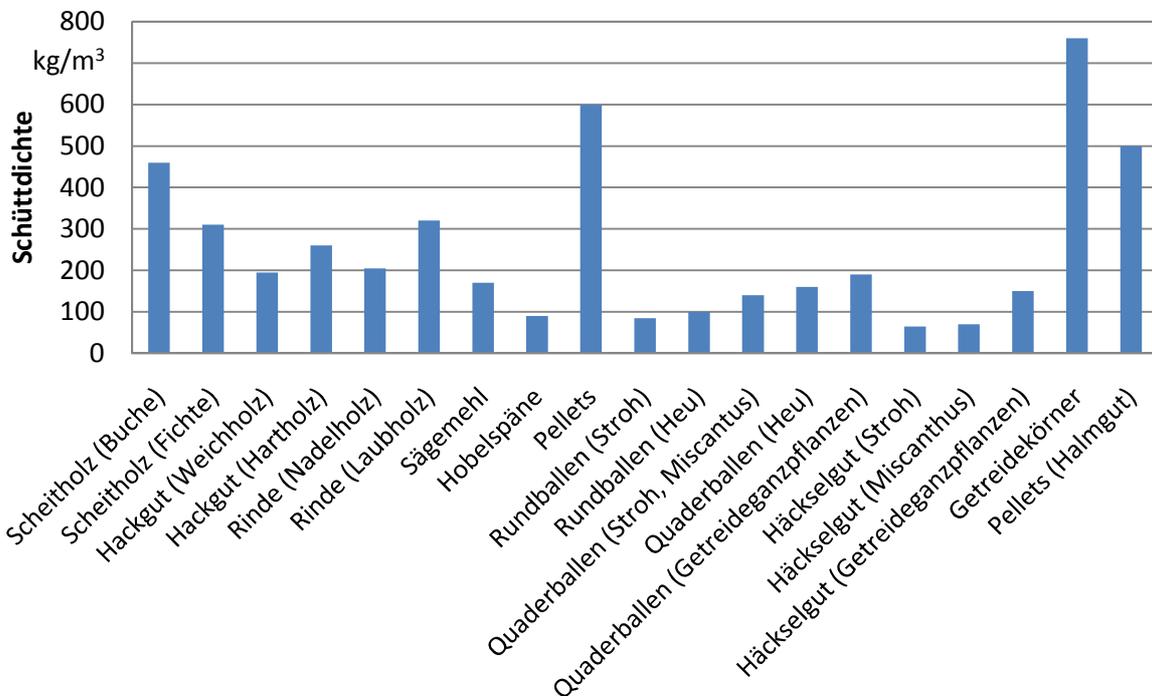


Abb. 3.29: Schütt- und Stapeldichten verschiedener Güter in verschiedenen Bearbeitungsformen (Feuchtegehalt 15 %) [nach Härdtlein 2004]

Von den Eigenschaften her können die aus Nonwood hergestellten Produkte mit den herkömmlichen Platten mithalten. Zudem sind die Platten durch den hohen Silicatanteil schlechter entflammbar.

Dies bestätigt auch Youngquist [1996]: Der hohe Silicatgehalt macht Werkstoffe aus Einjahrespflanzen auf natürlichem Wege feuerresistenter. Youngquist vermutet, dass sich beim Ausbruch eines Feuers durch den hohen Silicatgehalt eine Holzkohleschicht auf der Oberfläche bildet und so das Innere des Werkstoffes geschützt wird [Youngquist 1996].

Bedingt durch die geringere Rohdichte der Hanfschäben lassen sich leichtere Platten mit Rohdichten von 100 kg/m^3 ... 150 kg/m^3 herstellen. Werden diese Platten im Straßen-/Schienenfahrzeugbau und im Schiffsbau eingesetzt, so bringt dies eine zusätzliche Energieersparnis [Thole 2005].

Ein weiterer großer Vorteil liegt in der hohen Zugfestigkeit der Elementarfasern einiger Einjahrespflanzen im Vergleich zu den Holzfasern. Holzfasern besitzen eine Zugfestigkeit von 70 N/mm² ... 160 N/mm², die von Flachs beträgt 770 N/mm² ... 890 N/mm², beim Hanf sind es 780 N/mm² ... 1060 N/mm² und bei Ramie 760 N/mm² ... 1060 N/mm² [Klabunde 1999].

Die Festigkeiten von Getreidestroh liegen laut Möller [1995] deutlich darunter: Hafer hat eine maximale Zugfestigkeit von 77 N/mm², Roggen 109 N/mm², Triticale 95 N/mm² und Weizen 91 N/mm². Diese Werte sind zudem noch sorten- und klimaabhängig, ebenso spielen Erntezeitpunkt und Anbauparameter (Bodenqualität, Düngung) eine große Rolle [Möller 1995].

4 Material und Methode

4.1 Material

4.1.1 Pflanzenarten

Im Rahmen dieser Arbeit wurden die in Tab. 4.1 dargestellten Pflanzenarten untersucht. Um die im Kapitel 3.3 bereits genannten Einflüsse auf die Elementgehalte der Proben wie Standort, Sortenwahl, Düngung, usw. konstant zu halten, werden die Pflanzen stets vom gleichen Standort geholt. Auch wird so die Sortenauswahl immer die gleiche bleiben

Tab. 4.1: Untersuchte Pflanzen

Pflanze (Sorte)	Probenherkunft	Aussaat	Düngung
Amarant („Bärnkraft“)	Werlte	20.06.08	80 kg/ha N
Buchweizen („Spacinska“)	Werlte	11.06.08	100 kg/ha N
Hanf („Futura“)	Werlte	20.06.08	120 kg/ha N
Hirse („Goliath“)	Nordstemmen	20.05.08	135 kg/ha N; 160 kg/ha K; 46 kg/ha P
Mais („Monsanto“)	Nordstemmen	25.04.08	156 kg/ha N; 160 kg/ha K; 92 kg/ha P
Sonnenblume („Methasol“)	Nordstemmen	26.04.08	55 kg/ha N, 160 kg/ha K
Sudangras („Lussi Caussade“)	Nordstemmen	21.05.08	135 kg/ha N; 160 kg/ha K
Topinambur („Rote Zonenkugel“)	Morbach/Wintrich an der Mosel	(Pflanzung) März/April 2007	2007: 120 kg/ha N; 120 kg/ha P; 220 kg/ha K 2008: 80 kg/ha N
Wintergerste („Lomerit“)	Nordstemmen	24.09.2007	195 kg/ha N; 15 kg S
Winterraps („Ladoga“)	Nordstemmen	30.08 2007	200 kg/ha N; 900 kg/ha CaO; 300 kg/ha K; 45 kg/ha S
Winterroggen („Vitallo“)	Nordstemmen	23.09.2007	140 kg/ha N
Winterweizen („Hermann“)	Nordstemmen	21.09.2007	195 kg/ha N; 15 kg/ha S

Ferner ist zu beachten, dass bei den untersuchten Getreidepflanzen, dem Raps, Sudangras, Sonnenblume, der Hirse und dem Mais eine Behandlung mit Pflanzenschutzmitteln (Insektizide, Fungizide, Herbizide und Wachstumsregulatoren) in unterschiedlichen Mengen und Zusammensetzungen stattfand [Feldführer 2007][Feldführer 2008][Feldführer Poppenburg 2008][Schweer 2008][Meier 2008].

4.1.2 Erntezeitpunkte und Entwicklungsstadien

Um eine Nachvollziehbarkeit der ermittelten Ergebnisse auch für spätere, weiterführende Untersuchungen zu gewährleisten, werden die Pflanzen in BBCH-Stadien eingeteilt. BBCH, die **B**iologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, das **B**undessortenamt und die **ch**emische Industrie, haben für viele Pflanzenarten diese Listen erstellt. Darin ist der Entwicklungsgrad, unterteilt in Makrostadien, sehr detailliert beschrieben und wird in Form einer zweistelligen Zahl angegeben.

4.1.2.1 Untersuchte Pflanzen aus Werlte

Die Pflanzen Hanf, Amarant und Buchweizen werden für die Untersuchung vom „Kompetenzzentrum Nachwachsende Rohstoffe“ in Werlte bezogen. [www.werlte.de]

In Tab. T 4.1 bis 4.3 in Anlage 1 sind die Beprobungstermine und Entwicklungsstadien der Pflanzen Amarant, Buchweizen und Hanf dargestellt.

Bedingt durch eine lange Trockenperiode im Frühsommer 2008 kam es bei Buchweizen zu einer schnellen Entwicklung (Notreife). Es hat sich durch die in Werlte vorliegenden leichten Böden und die fehlenden Niederschläge in diesem Jahr kaum Masse gebildet [Wilken 2008].

4.1.2.2 Untersuchte Pflanzen aus Nordstemmen

In Nordstemmen wird von der Landwirtschaftskammer Niedersachsen eine Versuchsstation mit einer Gesamtfläche von 16,0 ha betrieben. Durchgeführt werden Versuche zum Pflanzenbau und -schutz. Das Arbeitsprogramm umfasst Sortenversuche zu Getreide, wie Landessortenversuche und Wertprüfungen, sowie anbautechnische Düngungs- und Fruchtfolgeversuche.

Der Bodentyp dieser Station ist Parabraunerde, die Bodenart ist schwach toniger Schluff über stark tonigem Schluff. Die Bodenzahl beträgt 85. Je Kilogramm Boden sind enthalten: 157 mg Mn; 38 mg P; 15 mg K; 14,2 mg Mg; 5,0 mg Zn; 3,0 mg Cu; 0,6 mg B. Der pH-Wert liegt bei 7,0.

In Tab. T 4.4 bis 4.11 in Anlage 1 sind die Pflanzen Gerste, Hirse, Mais, Raps, Roggen, Sonnenblume, Sudangras und Weizen mit Beprobungsterminen und Entwicklungsstadien aufgeführt.

4.1.2.3 Untersuchte Pflanzen aus Morbach

Die Topinamburpflanzen stammen aus Morbach/Wintrich an der Mosel. Die Bodenart dort ist ein Schiefer-Verwitterungsboden, die Bodenzahl liegt bei maximal 35 und ist damit sehr gering. In Anhang 1, Tab. T 4.12 sind die Beprobungstermine der Topinamburpflanzen mit Entwicklungsstadien aufgeführt.

4.1.3 Verwendete Geräte

4.1.3.1 Trockenschrank

Die Trocknung der Proben und die Bestimmung der Feuchte findet in einem Trockenschrank der Firma Memmert, Typ UL 40 (siehe Abb. 4.1), nach DIN 12880 zertifiziert, statt.



Abb. 4.1: Geöffneter Trockenschrank [eigenes Foto]

4.1.3.2 Quarzglastiegel

Die Veraschung erfolgt in Quarzglastiegeln. Diese haben ein Fassungsvermögen von 90 ml bzw. 150 ml (Abb. 4.2). Die Quarzglastiegel sind aus reinem Siliciumdioxid geschmolzen. Sie eignen sich aufgrund ihrer hohen Temperatur- und Temperaturwechselbeständigkeit besonders für Hochtemperaturprozesse, zudem verhalten sie sich gegenüber vielen Stoffen neutral.

4.1.3.3 Muffelofen

Zum Ausglühen der Tiegel und Nachglühen des Silicats dient ein Muffelofen der Firma Carbolite / Strohlein instruments, Typ EML 11/6, zu sehen in Abb. 4.3.



Abb. 4.2: Quarzglastiegel
[eigenes Foto]



Abb. 4.3: Geöffneter Muffelofen
[eigenes Foto]

4.1.3.4 Waage

Die Ein- und Auswaagen werden mit einer Waage der Firma „Sartorius excellence“ gemacht. Diese wiegt auf 1/1000tel Gramm genau.

4.1.3.5 Mikrowellen-Muffelofen

Das Hauptarbeitsgerät dieser Diplomarbeit ist ein Mikrowellen-Muffelofen „Phoenix Microwave Furnace“ der Firma CEM vom Typ Phoenix Standard Unit, dargestellt in Abb. 4.4.



Abb. 4.4: Geöffneter, mit Tiegeln bestückter Mikrowellen-Muffelofen
[eigenes Foto]

4.1.3.6 Sonstige Geräte und Materialien

Des Weiteren werden für die Versuche 18,5 %ige Salzsäure, destilliertes Wasser in einer Spritzflasche, ein mit Silicagel gefüllter Exsikkator, Bunsenbrenner, Tiegelfzange und eine 20 ml Glaspipette mit Peleusball benötigt.

4.1.3.7 Geräte zur Analyse der Veraschungsprodukte

XRD-Analyse

Das XRD-Verfahren (X-Ray Diffraction) wird mit einem Röntgendiffraktometer der Firma „X’Pert“ durchgeführt, wie in Abb. 4.5 (Kapitel 4.2.5.1) erkennbar. Hiermit können Proben auf deren atomare Strukturen untersucht werden.

EDX-Analyse

Mit dem EDX-Verfahren (Energiedispersive Röntgenspektroskopie) kann eine qualitative und eine quantitative Aussage über die Zusammensetzung einer Probe gemacht werden.

Zuvor werden die Proben mit einer Hochvakuum Kleinbeschichtungsanlage (Abb. 4.7 im Kapitel 4.2.5.2) leitfähig gemacht.

Die eigentliche Untersuchung erfolgt mit einem Rasterelektronenmikroskop, kurz REM, der Firma „Leo“, Modell „Leo 1530 Gemini“, zu sehen in Abb. 4.8 des Kapitels 4.2.5.2.

XRF-Analyse

Das XRF-Verfahren (Röntgenfluoreszenzanalyse) ermöglicht die Untersuchung von Proben auf deren Zusammensetzung und Mengengehalte der einzelnen Bestandteile hin.

Die Untersuchung erfolgt mit einem Röntgenfluoreszenzspektrometer Modell XEPOS der Firma „Spectro“, dargestellt in Abb. 4.9 des Kapitels 4.2.5.3.

4.2 Methode

Die zu untersuchenden Pflanzen, auf dem Acker einen Zentimeter über dem Boden als Ganzpflanze abgeschnitten, werden zuerst gewaschen, um mineralische Anhaftungen (Störstoffsilicate) zu entfernen, dann mehrere Tage ausgebreitet auf dem Boden getrocknet. Deshalb sind die angegebenen Feuchten nicht als Feuchte der Grünpflanze anzusehen. Die nach Sorten getrennten Pflanzen werden mit einer Schere bzw. Messer in ca. ein Zentimeter lange Stücke zerlegt. Alle Pflanzen werden dabei vor dem Zerkleinern je nach Wuchshöhe in zwei – „unten“ und „oben“ – oder in drei Abschnitte (Segmente) – „unten, mitte, oben“ – in Längsrichtung der Stängelachse eingeteilt. Jeder Stängelabschnitt wird gesondert verascht. Dadurch kann der Asche- und Silicatgehalt je nach Stängelabschnitt und der gesamten Pflanze ermittelt werden. Daneben werden Pflanzenteile wie Blätter, Mark / Parenchym, Vermehrungsorgane und weitere Pflanzenteile gesondert untersucht.

4.2.1 Bestimmung der Feuchte

Die Trocknung und somit Bestimmung der Feuchte (Darrmethode) findet nach DIN EN 322 statt. Dazu werden die einzelnen Proben vor der Trocknung im feuchten Zustand gewogen. Danach findet die Trocknung im Trockenschrank bei (103 ± 2) °C bis zur Massekonstanz statt. Laut DIN EN 322 ist die Massekonstanz erreicht: „... wenn die Ergebnisse von zwei im Abstand von 6 h aufeinanderfolgenden Messungen um nicht mehr als 0,1 % der Prüfkörpermasse voneinander abweichen.“ [DIN EN 322]

Die Feuchte H jedes Prüfkörpers ist als Prozent der Masse auf 0,1 % nach der folgenden Formel zu errechnen [Notation nach DIN EN 322 – 1993]:

$$H = \frac{m_H - m_0}{m_0} \times 100 [\%]$$

m_H = Masse des Prüfkörpers der ersten Wägung
nach der Probennahme in Gramm (1)

m_0 = Masse des Prüfkörpers nach dem Trocknen in
Gramm

Der Masseunterschied zum Ausgangsmaterial entspricht dem Verlust an Wasser, welches in den Proben enthalten war.

4.2.2 Bestimmung des Aschegehaltes

Die Bestimmung des Aschegehaltes findet in Anlehnung an die ISO 3340 statt. Abweichend zur ISO 3340 werden die darrtrockenen Proben eingewogen. Die ISO 3340 sieht vor, die Proben im Klima bei einer Temperatur von $20\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$ und einer relativen Luftfeuchte von $65\% \pm 5\%$ zu lagern. Die im Kapitel 4.2.1 erwähnten Klimabedingungen werden jedoch gewählt, um die Konditionierung aufgrund des Probenumfanges zu beschleunigen. Zudem würden bei den von der ISO 3340 vorgeschriebenen Klimabedingungen Zersetzungsprozesse der Proben eintreten, es würden sich außerdem unterschiedliche Ausgleichsfeuchten einstellen.

Die darrtrockenen Proben werden einzeln in Quarzglasiegel eingewogen. Als Einwaage sind 10 g ... 15 g Material je Tiegel vorgesehen. Laut ISO 3340 sind $200\text{ g} \pm 2\text{ g}$ vorgesehen. Aufgrund der geringen Rohdichte der untersuchten Proben und dem begrenzten Volumen der Tiegel werden jedoch 10 g ... 15 g als Einwaage gewählt.

Die Quarztiegel werden vorher im Muffelofen zwei Stunden bei 600 °C ausgeglüht, sie sind dann frei von Verunreinigungen. Pro Stängelabschnitt der einzelnen Pflanzen werden immer jeweils drei Versionen (Tiegel) vorgesehen, deren Ergebnisse dann gemittelt werden.

Nach dem Einwiegen der Proben auf die einzelnen Tiegel findet die eigentliche Veraschung statt. Dazu werden die mit den Proben gefüllten Tiegel in den Mikrowellen-Muffelofen gegeben und mindestens eine Stunde bei 600 °C verascht.

Bei der Veraschung findet keine Reaktion des Substrates mit Sauerstoff zu brennbaren Gasen statt, da bei einer maximalen Temperatur von 600 °C gearbeitet wird. Der Zündpunkt, also die Temperatur, bei der sich gebildete Holzgase selbst entzünden, liegt für Holz bei $330\text{ °C} \dots 520\text{ °C}$. Es werden zwar diese Gase gebildet, anders als bei einer Verbrennung werden diese vom Ofen abgezogen und gelangen unverbrannt (nicht oxidiert) über den Schornstein aus dem Brennraum. Während des gesamten Veraschungsprozesses darf sich auch sonst keine offene Flamme bilden, da sonst Material aus den Tiegeln durch den entstehenden Luftzug ausgetragen würde. So ergäbe sich ein falsches Ergebnis in Form eines zu geringen Aschegehaltes. Die Temperaturerhöhung findet langsam und schonend statt. Der gesamte Prozess erfolgt unter pyrolytischen Bedingungen, es kann von einem Schwelprozess gesprochen werden.

Die Probe gilt als vollständig verascht, wenn nur noch grauer und kein schwarzer Rückstand zu beobachten ist oder sich auch nach einem längeren Zeitabschnitt keine Veränderung in Farbe und bzw. Menge der Asche ergibt.

Anschließend findet die Abkühlung der Proben in einem Exsikkator statt, damit diese kein zusätzliches Wasser aus der Luft aufnehmen. Das würde das Ergebnis verfälschen.

Nach der Abkühlphase werden die einzelnen Tiegel gewogen, so dass der Aschegehalt a aus dem Verhältnis Ascheauswaage zur Masse m_0 Ausgangsmaterial errechnet werden kann [Notation nach ISO 3340 – 1976; Langeheinecke 2006]:

$$a = \frac{m_2 - m_1}{m_0} \times 100 \text{ [%]}$$

a = Massenanteil Asche
 m_0 = Masse m_0 eingewogenes Material in Gramm (2)
 m_1 = Masse des leeren Tiegels in Gramm
 m_2 = Masse des Tiegels mit der Asche in Gramm

Das Ergebnis wird in Prozent angegeben. Durch das Abkühlen im Exsikkator wird zudem eine weitere Fehlerquelle minimiert: Würden die frisch aus dem Muffelofen kommenden und somit heißen Proben gewogen, ergäben sich auf Grund des durch die Wärme erzeugten Auftriebes kontinuierlich zu geringe Auswaagen.

4.2.3 Bestimmung des salzsäureunlöslichen Rückstands (Silicatgehalt)

Der nächste Arbeitsschritt ist die Bestimmung des salzsäureunlöslichen Rückstands der Asche, ebenfalls in Anlehnung an die ISO 3340. Dazu wird in die Tiegel mit der Asche 20 ml 18,5 %ige Salzsäure gegeben und das Ganze über einem Bunsenbrenner aufgeköcht. Dann werden zwei mal je 20 ml destilliertes Wasser hinzugegeben und zwischendurch dekantiert, ohne feste Bestandteile mit auszugießen. Die säurelöslichen Bestandteile sind so von der eigentlichen Probe getrennt.

Die dekantierten Proben werden anschließend im Trockenschrank oder über dem Bunsenbrenner getrocknet und dann im Microwellen-Muffelofen bzw. im herkömmlichen Muffelofen weitere zwei Stunden bei 600 °C geglüht.

Abweichend zu diesem Vorgehen sieht die Norm vor, 50 ml Salzsäure zur Asche hinzugeben und beides in einem Wasserbad auf 75 °C hochzuheizen. Die Proben werden nicht dekantiert, sondern durch ein Nylonnetz filtriert, wobei Partikel unter 40 µm nicht aufgefangen werden.

Die Norm besagt, dass diese Partikel nicht relevant für die Bestimmung des Sandgehaltes und das Abstumpfen der Schneiden sind [ISO 3340].

Der Silicatgehalt kann dann durch Auswiegen bestimmt werden. Dabei gilt analog zum Aschegehalt: Der Silicatgehalt SIC errechnet sich aus dem Verhältnis von Silicatauswaage zur Masse atro Ausgangsmaterial und wird ebenfalls in Prozent angegeben:

$$SIC = \frac{m_2 - m_1}{m_0} \times 100 [\%]$$

SIC = Massenanteil Silicat
 m_0 = Masse atro eingewogenes Material in Gramm (3)
 m_1 = Masse des leeren Tiegels in Gramm
 m_2 = Masse des Tiegels mit dem Silicat in Gramm

[ISO 3340 – 1976] [DIN EN 322 – 1993]

Die gesammelten Daten werden in Datentabellen, wie in der Anlage 5 für Weizen beispielhaft dargestellt, analog für jede Pflanze im jeweiligen Entwicklungsstadium zusammengefasst.

4.2.4 Einteilung der Pflanzen

Die Einteilung der Pflanzen in Abschnitte (Segmente) erfolgt nach jeweiligem Beprobungszeitpunkt bzw. Entwicklungsstadium:

Die Einteilung der Pflanzen aus Werlte ist in Tab. T 4.13...4.15 in Anlage 2 dargestellt.

Die Einteilung der aus Nordstemmen stammenden Pflanzen ist aus Tab. T 4.16...4.23 in Anlage 2 zu entnehmen.

Die aus Morbach stammenden Topinamburpflanzen sind, sortiert nach Beprobungsterminen, in Tab. T 4.24 in Anlage 2, dargestellt.

4.2.5 Analyse der Veraschungsprodukte

4.2.5.1 XRD-Analyse

Das XRD-Verfahren (X-Ray Diffraction) wird mit einem Röntgendiffraktometer durchgeführt (siehe Abb. 4.5). Hiermit können Proben auf deren atomare Strukturen untersucht werden.

Es werden Silicatproben der Pflanzen Mais, Topinambur, Raps, Weizen, Sonnenblume und Hanf untersucht.

Die pulverförmigen Proben werden dazu auf einem Objektträger mit doppelseitigem Klebeband auf dem Probenteller fixiert. Die Röntgenquelle beschießt die Proben mit Röntgenstrahlen, diese werden je nach atomarer Struktur der Proben in einem bestimmten Ausfallswinkel reflektiert und von einem Detektor aufgenommen. Kristalline Stoffe reflektieren die Röntgenstrahlen in einem anderen Winkel als amorphe. Die dabei entstehenden Peaks sind zudem stoffcharakteristisch, es kann also eine Aussage über die qualitative Zusammensetzung der Probe gemacht werden. Aussagen über die quantitative Zusammensetzung sind hingegen nur sehr grob möglich [Schiffmann 2008].

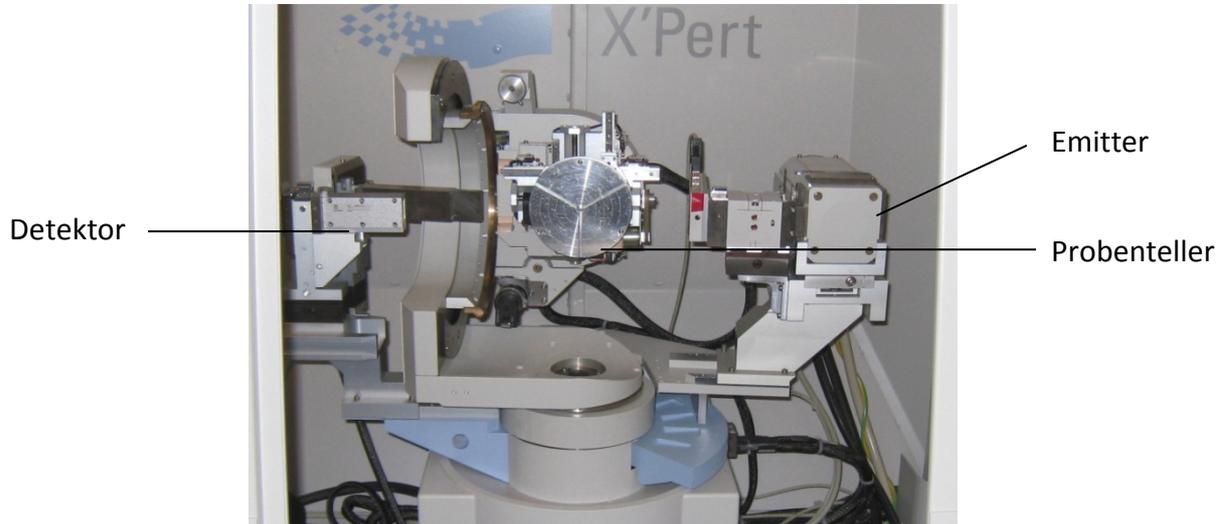


Abb. 4.5: Röntgendiffraktometer [eigenes Foto]

4.2.5.2 EDX-Analyse

Mit dem EDX-Verfahren (Energiedispersive Röntgenspektroskopie) kann eine qualitative und eine quantitative Aussage über die Zusammensetzung einer Probe gemacht werden.

Es werden Silicatproben der Pflanzen Mais, Topinambur, Raps, Weizen, Sonnenblume und Hanf untersucht.

Die pulverförmigen Proben werden auf einen Objektträger mit doppelseitigem Klebeband aufgetragen und auf einem Probenhalter (siehe Abb. 4.6) fixiert. Um die Proben zu untersuchen, müssen diese leitfähig gemacht werden. Dazu werden die Proben in einer Hochvakuum-Kleinbeschichtungsanlage, dargestellt in Abb. 4.7, mit Kohlenstoff bedampft.



Abb. 4.6: Probenhalter mit Proben [eigenes Foto]



Abb. 4.7: Hochvakuum Kleinbeschichtungsanlage [eigenes Foto]

Die eigentliche Untersuchung erfolgt mit einem Rasterelektronenmikroskop, kurz REM. Im Mikroskop (siehe Abb. 4.8) werden die Proben mit einem Elektronenstrahl beaufschlagt. Elektronen aus der Probe werden hierdurch derart angeregt, dass sie aus dem Atom emittieren, die freien Plätze werden dann durch Schalelektronen besetzt. Dadurch wird Energie in Form von Röntgenstrahlung frei. Diese emittierte Strahlung ist elementspezifisch. Die auf dem Computermonitor ablesbaren Peaks können eindeutig einem speziellen Element zugeordnet werden, eine Mengenangabe ist ebenfalls möglich [Schiffmann 2008].

REM



Abb. 4.8: Rasterelektronenmikroskop [eigenes Foto]

4.5.2.3 XRF-Analyse

Beim XRF-Verfahren (Röntgenfluoreszenzanalyse) werden die Proben mit Röntgenstrahlung beschossen und die austretende Röntgenstrahlung gemessen. Es können mit diesem Verfahren qualitative, als auch quantitative Aussagen gemacht werden.

Untersucht werden mit diesem Verfahren Ascheproben der Pflanzen Raps, Sonnenblume und Hanf sowie Weizensilicat. In Abb. 4.9 ist das der Untersuchung dienende Röntgenfluoreszenzspektrometer dargestellt [Schiffmann 2008].



Abb. 4.9: Röntgenfluoreszenzspektrometer [eigenes Foto]

5 Ergebnisse

5.1 Ergebnisse der Feuchtebestimmung

Zu den einzelnen Pflanzenabschnitten und deren Feuchte geordnet nach den verschiedenen Beprobungsterminen sei an dieser Stelle auf den Anlage 3 verwiesen. Abb. 5.1 zeigt die Feuchte von den untersuchten Getreiden und Raps. Auf der horizontalen Achse sind die untersuchten Pflanzen aufgetragen. Auf der senkrechten Achse ist die jeweils an den Beprobungsterminen festgestellte Feuchte dargestellt. Tendenziell ist bei allen Pflanzen eine Abnahme der Feuchte mit zunehmendem Entwicklungsgrad festzustellen. Eine Ausnahme sind lediglich Raps und Gerste im Reifestadium (siehe Kapitel 6.1).

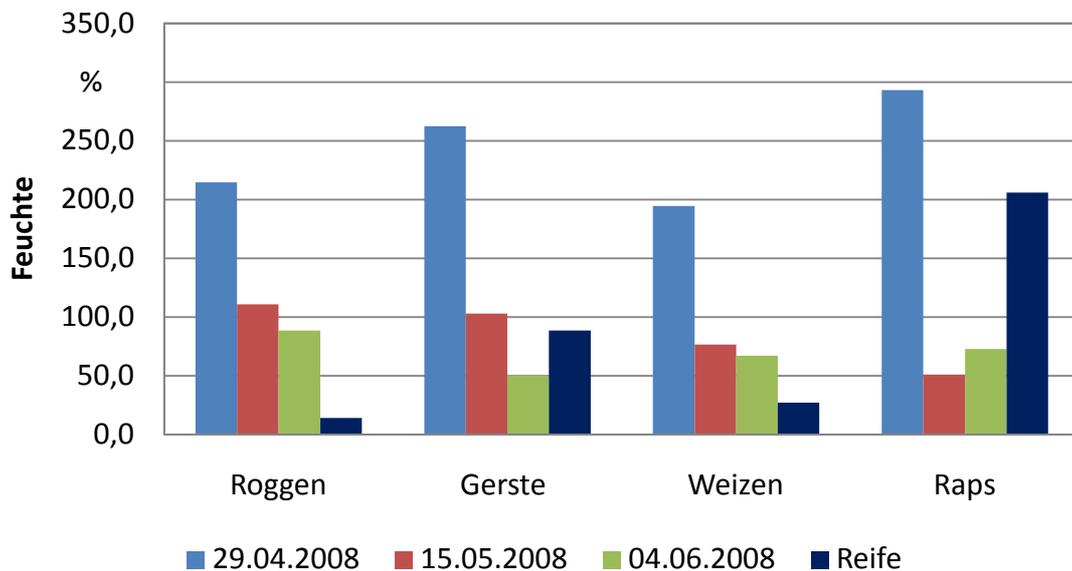


Abb. 5.1: Feuchte von Roggen, Gerste, Weizen, Raps in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme

Abb. 5.2 zeigt die Feuchteabnahme von Mais, Sonnenblume, Sudangras und Hirse.

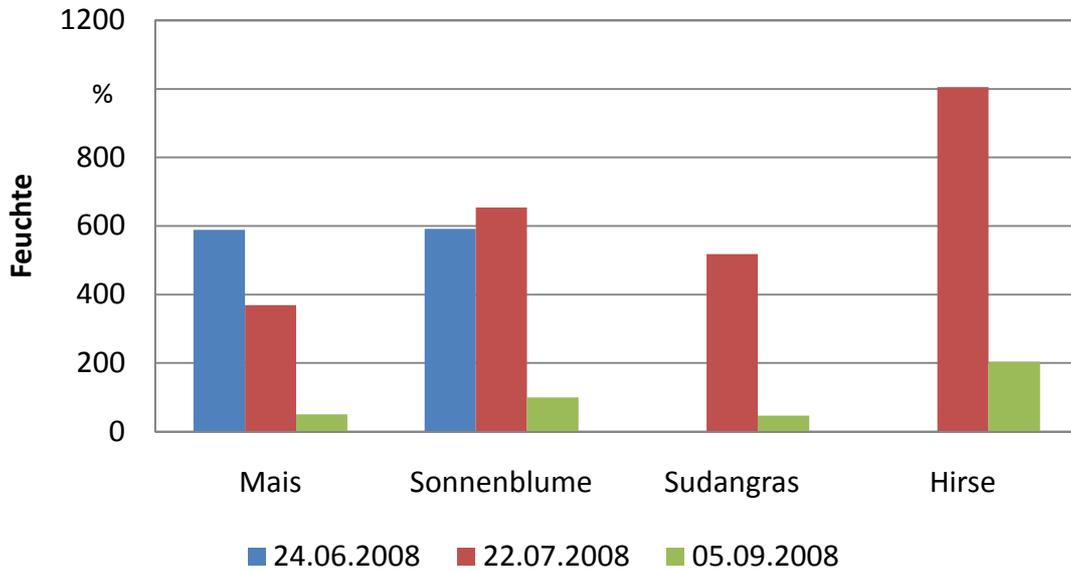


Abb. 5.2: Feuchte von Mais, Sonnenblume, Sudangras, Hirse in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme

In Abb. 5.3 ist die Feuchte von Amaranth, Buchweizen und Hanf dargestellt. Hanf zeichnet sich durch eine weit geringere Feuchte gegenüber Amaranth und Buchweizen aus.

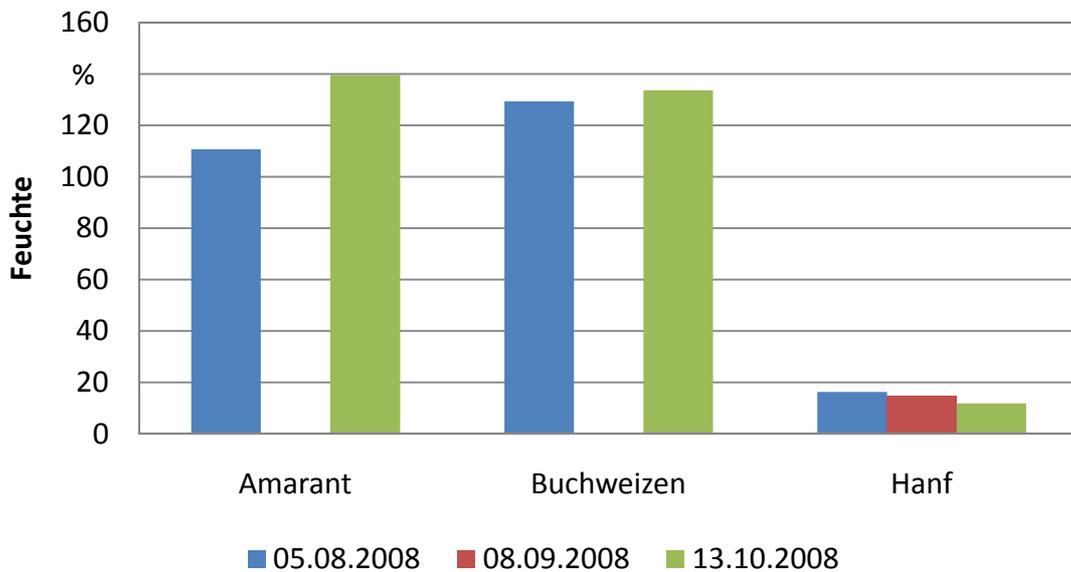


Abb. 5.3: Feuchte von Amaranth, Buchweizen, Hanf in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme

Die Feuchte von Topinambur zu den verschiedenen Beprobungsterminen ist in Abb. 5.4 dargestellt.

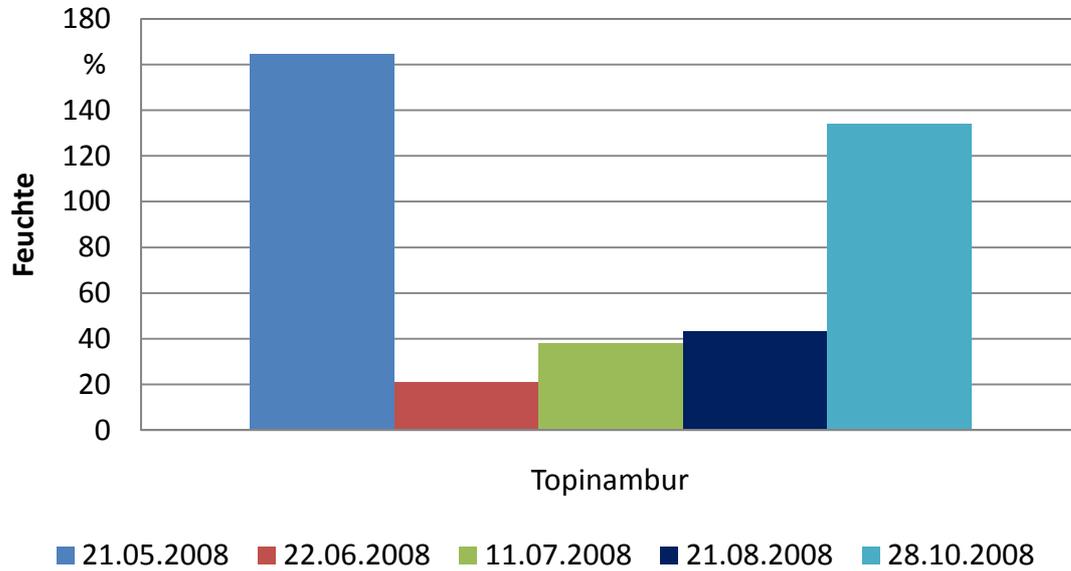


Abb. 5.4: Feuchte von Topinambur in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme

5.2 Ergebnisse der Aschegehaltbestimmung

5.2.1 Aschegehalt der C3-Pflanzen

5.2.1.1 Buchweizen

Beim Buchweizen wurden zwei Entwicklungsstadien (BBCH 65 und 87) untersucht. Zwischen diesen Stadien ist eine deutliche Abnahme des Aschegehaltes für die Ganzpflanze von 9,2 % auf 5,8 % zu erkennen (Abb. 5.5).

Die Verteilung der mineralischen Bestandteile im Halm ist nur wenig differenziert. Wie in Abb. 5.5 erkennbar ist, nimmt der Aschegehalt innerhalb der Pflanze von den unteren Bereichen nach oben hin nur geringfügig ab.

Wie auch in den für die anderen untersuchten Pflanzen dargestellten Diagrammen ist auf der horizontalen Achse der Pflanzenabschnitt („unten“ bedeutet, hier handelt es sich um den Pflanzenabschnitt, das dem Erdboden am nächsten ist; „mitte“ und „oben“ erklären sich damit analog), auf der vertikalen Achse ist der Aschegehalt bzw. im Kapitel 5.3 der Silicatgehalt zum jeweiligen BBCH-Entwicklungsstadium aufgeführt.

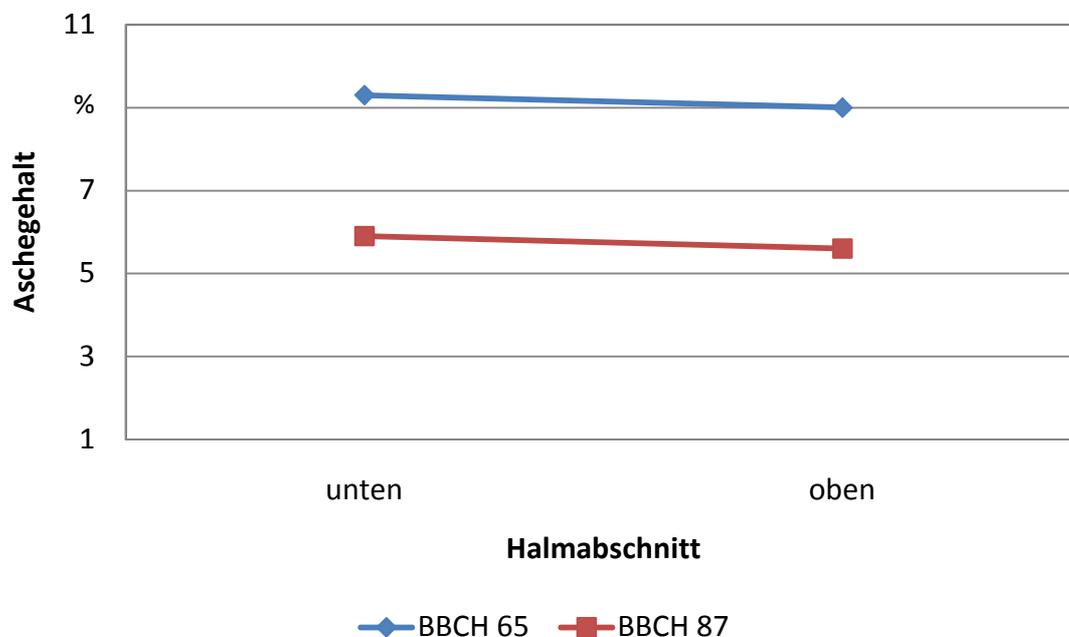


Abb. 5.5: Aschegehalte von Buchweizenstroh in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

5.2.1.2 Gerste

Die gemittelten Aschegehalte, dargestellt in Abb. A 5.1 (Anlage 4), verändern sich geordnet nach den Beprobungsterminen wie folgt: 11,4 % (BBCH 31); 7,6 % (BBCH 49); 5,5 % (BBCH 71). Bis zu diesem Entwicklungsstadium ist eine Abnahme des Aschegehaltes zu verzeichnen. Der Aschegehalt der Gerste ist während der ersten drei Beprobungstermine innerhalb der Pflanze nahezu gleich, von „unten“ nach „oben“ ist kaum eine Abnahme wahrnehmbar. Zum Zeitpunkt der Totreife (22.07.2008 (BBCH 99)) steigt der Wert jedoch auf 6,8 %. Hier ist eine Zunahme des Aschegehaltes in allen drei Abschnitten erkennbar, der zudem höher ist, als am vorherigen Beprobungstermin. Der Aschegehalt bei totreifer Gerste nimmt nach oben hin zu: Unten 5,6 %; mitte 6,7 %; oben 8,2 %. Die Ascheverteilung im Halm muss sich demzufolge mit zunehmender Reife verändern, da bei den bisherigen Beprobungsterminen kein signifikanter Unterschied messbar ist.

5.2.1.3 Hanf

Der Aschegehalt des Hanfes nimmt mit zunehmender Reife kontinuierlich ab. Die Ergebnisse für die einzelnen Beprobungstermine sind in Tab. 5.1 dargestellt. Während die Werte in den Blättern mit zunehmenden Entwicklungsstadien stark zunehmen, verringert sich der Aschegehalt in den Stängeln.

Der Aschegehalt, dargestellt in Abb. A 5.2 (Anlage 4), steigt innerhalb der Pflanze von „unten“ nach „oben“ in jedem Entwicklungsstadium an. Die im BBCH-Stadium 85 untersuchten Schäben haben einen Aschegehalt von 1,7 %, der Wert der Fasern beträgt 4,2 %.

Tab. 5.1: Aschegehalt in der Ganzpflanze, im Hanfstängel und in den Hanfblättern zu unterschiedlichen BBCH

BBCH- Stadium	Aschegehalt in %		
	Ganzpflanze	Stängel	Blätter
51	10,1	7,6	15,2
69	8,2	4,8	18,3
85	8,2	3,8	21,4

5.2.1.4 Raps

Die ermittelten Aschegehalte der Rapspflanzen sind in Abb. A 5.3, Anlage 4, dargestellt. Nach der vorgenommenen Definition für die Asche und Schlacke handelt es sich bei dem Glührückstand des Rapses eher um Schlacke. Dies gilt vor allem für die unteren Stängelabschnitte. Auf die Ursache wird in Kapitel 6.4 eingegangen. Bei den Rapspflanzen ist von Untersuchungszeitpunkt zu Untersuchungszeitpunkt ein Abfall des Aschegehaltes erkennbar. Die Aschegehalte der Ganzpflanze verändern sich mit zunehmendem Entwicklungsstadium wie folgt: BBCH 61 = 13,0 %; BBCH 65 = 11,2 %; BBCH 71 = 8,8 %; BBCH 97 = 7,0 %. Der Aschegehalt fällt außerdem mit zunehmender Sprosshöhe ab. Dieser Trend ist in jedem untersuchten Entwicklungsstadium zu beobachten.

5.2.1.5 Roggen

Auch bei Roggen fällt der Aschegehalt, je weiter die Entwicklung der Pflanzen fortschreitet (siehe Abb. A 5.4 in Anlage 4). Die gemittelten Werte der Ganzpflanzen verändern sich geordnet nach den Untersuchungszeitpunkten: BBCH 37 = 8,8 %; BBCH 55 = 8,1 %; BBCH 69 = 5,9 %. Die unteren Halmabschnitte der Pflanzen zeichnen sich durch höhere Aschegehalte aus, als die mittleren und oberen Abschnitte. Dieser Trend ist während des ersten und zweiten Beprobungstermins zu beobachten. Im BBCH Stadium 69 steigt der Aschegehalt zur Mitte hin etwas an und fällt nach oben hin wieder ab. Da die Proben beim letzten Beprobungstermin bereits in gehäckselter Form vorlagen, kann nur der mittlere Aschegehalt der Pflanzen ermittelt werden, eine Unterteilung in Halmabschnitte entfällt. Der Aschegehalt im Reifestadium BBCH 99 + 4 Wochen Verweilzeit auf dem Acker liegt bei 5,5 %.

5.2.1.6 Sonnenblume

Vor allem bei der Sonnenblume sind die Veraschungsprodukte keine Aschen, sondern Schlacken. Diese Verschlackung tritt bei allen Untersuchungszeitpunkten in allen Abschnitten auf. Einzig bei der Veraschung der Blätter tritt keine Verschlackung auf (siehe auch Kapitel 6.4). Aus Abb. A 5.5 in Anlage 4 ist kein genauer Trend über die Veränderung des „Aschegehaltes“ mit zunehmendem Entwicklungsstadium erkennbar.

Tendenziell verringert sich dieser in der Ganzpflanze in den ersten zwei untersuchten Entwicklungsstadien BBCH 51 und 85 nicht (siehe Tab. 5.2). Vom BBCH-Stadium 65 zum BBCH-Stadium 85 steigt der Aschegehalt des Korbes von 10,3 % auf 18,0 %. Der Aschegehalt des Markes im BBCH-Stadium 85 beträgt 21,5 %.

Tab. 5.2: Aschegehalt in der Ganzpflanze, im Sonnenblumenstängel und in den Sonnenblumenblättern zu unterschiedlichen BBCH

BBCH-Stadium	Aschegehalt in %		
	Ganzpflanze	Stängel	Blätter
51	12,6	14,4	6,9
65	12,3	10,5	19,7
85	15,6	10,8	27,9

5.2.1.7 Topinambur

Die Topinamburpflanzen wurden in fünf verschiedenen Entwicklungsstadien untersucht. Zwischen diesen Stadien verringert sich der Aschegehalt der Ganzpflanzen wie folgt: BBCH 16 = 10,2 %; BBCH 19 = 7,0 %; BBCH 40 = 6,4 %; BBCH 51 = 5,2 %. Im BBCH-Stadium 69 erhöht sich der Aschegehalt wieder etwas und beträgt dann 6,6 %. Der Aschegehalt der Blätter steigt von 13,7 % auf 16,5 % an, fällt dann wieder auf 13,8 % ab und erreicht im BBCH-Stadium 69 einen Wert von 16,1 %.

Bei der Betrachtung der ermittelten Aschegehalte des BBCH-Stadiums 16, dargestellt in Abb. A 5.6 der Anlage 4, sind die Aschegehalte der gesamten Pflanze dargestellt. Die Blätter wurden in diesem Stadium nicht gesondert untersucht. Deshalb ergeben sich für diesen Untersuchungszeitpunkt erhöhte Aschegehalte. Die Aschewerte der anderen Untersuchungszeitpunkte liegen nahe beieinander. Innerhalb der Pflanzen steigt der Aschegehalt vom unteren Stängelabschnitt zum oberen hin an. Dieser Trend ist bei allen Untersuchungszeitpunkten zu beobachten.

5.2.1.8 Weizen

Bei den ersten drei Beprobungsterminen (BBCH 30; 37; 59) ergab sich ein mit zunehmendem Entwicklungsstadium sinkender Aschegehalt des Weizens von 12,2 % auf 10,2 % und bis auf 7,7 %. Im Stadium der Reife (BBCH 99) + 4 Wochen Verweilzeit auf dem Acker steigt dieser Wert im Mittel auf 10,4 % an. In Abb. A 5.7 der Anlage 4 ist die Entwicklung des Aschegehaltes der verschiedenen Halmabschnitte dargestellt. Ein Trend, der sich durch alle drei Entwicklungsstadien zieht, ist nicht zu erkennen. In Stadium BBCH 30 fällt der Aschegehalt, zu den oberen Halmabschnitten, im Stadium BBCH 37 steigt er, während beim Stadium BBCH 59 eine Zunahme zur Halmmitte erkennbar ist. Dann fällt der Aschegehalt im oberen Abschnitt wieder ab. Im Reifestadium steigt der Aschegehalt zum oberen Halmabschnitt geringfügig an.

5.2.2 Aschegehalt der C4-Pflanzen

5.2.2.1 Amarant

Der Aschegehalt des Amarants sinkt mit zunehmendem Entwicklungsgrad. Für die Ganzpflanze ergibt sich für das BBCH-Stadium 39 ein Aschegehalt von 17,0 %. Für das BBCH-Stadium 85 wurden 14,1 % ermittelt. Da bei der ersten Beprobung die Blätter nicht gesondert untersucht wurden, ist der Aschegehalt deshalb höher. Bei der zweiten Untersuchung wurden dann die Blätter abgetrennt und als Einzelprobe verascht. Im oberen Stängelabschnitt sind die ermittelten Werte zum ersten Beprobungstermin höher als in den unteren. Am zweiten Untersuchungstermin nimmt der Aschegehalt zur Mitte hin zu und nach oben wieder ab. Im BBCH-Stadium 85 beträgt der Aschegehalt der Blätter 21,2 %. Die ermittelten Gehalte sind in Abb. A 5.8 der Anlage 4 zusammengefasst.

5.2.2.2 Hirse

Bei der Hirse besteht ein deutlicher Zusammenhang zwischen dem Entwicklungsstadium und dem Aschegehalt. Im Mittel sinkt dieser von 13,5 % auf 6,4 %, wie aus Abb. A 5.9 im Anhang 4 zu entnehmen ist. Im BBCH-Stadium 35 fällt der Aschegehalt von unten nach oben hin ab, während dieser im BBCH-Stadium 51 von unten zur Mitte hin leicht abfällt und dann nach oben hin wieder leicht ansteigt. Das liegt an der von der Hirse im oberen Bereich gebildeten Spreite. Diese war erst beim zweiten Beprobungstermin vorhanden, erhöht den Aschegehalt im oberen Stängelabschnitt. Der Aschegehalt der Blätter bleibt gleich.

5.2.2.3 Mais

Die Veränderung der Aschegehalte der gesamten Maispflanzen, der Stängel und der Blätter ist in Tab. 5.3 dargestellt. Im BBCH-Stadium 61 wurden die Kolben mit Hüllblättern gesondert untersucht. Der Aschegehalt beträgt hier 4,9 %. Im letzten Entwicklungsstadium wurden die Spindeln extra verascht und ergaben einen Aschegehalt von 1,9 %. In Abb. A 5.10, in Anlage 4, sind die Aschegehalte, unterteilt in Stängelabschnitte, dargestellt. Junge Maispflanzen haben den höchsten Aschegehalt. Im unteren Bereich verringert sich der Aschegehalt, je weiter die Entwicklung voranschreitet. Im BBCH-Stadium 35 nimmt der Aschegehalt zur Mitte hin zu und fällt nach oben hin ab, erreicht fast den Wert des unteren Abschnittes. Im nächsten untersuchten Stadium (BBCH 61) nimmt der Aschegehalt innerhalb der Pflanze zur Mitte hin ab und erreicht nach oben hin den Aschegehalt des unteren Stängelabschnittes. Im Stadium der Reife (BBCH 85) steigt der Aschegehalt von unten nach oben hin an. In den letzten beiden Untersuchungsstadien wurde besonders durch die gebildete Rispe der Aschegehalt des oberen Stängelabschnittes erhöht. Das Parenchym hat in diesem Stadium einen Aschegehalt von 6,1 %.

Tab. 5.3: Aschegehalt in der Ganzpflanze, im Maisstängel und in den Maisblättern zu unterschiedlichen BBCH

BBCH- Stadium	Aschegehalt in %		
	Ganzpflanze	Stängel	Blätter
35	11,3	9,3	17,2
61	5,6	5,0	7,9
85	6,4	5,6	13,0

5.2.2.4 Sudangras

Bei den Stängeln des Sudangrases verringern sich die Aschegehalte von BBCH 37 = 9,1 % auf BBCH 59 = 6,3 %. Der Aschegehalt der Blätter bleibt mit 9,5 % gleich.

Bei der Betrachtung des Aschegehaltes der einzelnen Stängelabschnitte, dargestellt in Abb. A 5.11 der Anlage 4, fällt auf, dass sich der Aschegehalt von unten zur Mitte hin in beiden untersuchten Entwicklungsstadien verringert, bevor dieser nach oben hin ansteigt und fast den Wert des unteren Stängelabschnittes erreicht. Im BBCH-Stadium 59 ist die Rispe voll ausgebildet, der Aschegehalt ist dadurch im oberen Abschnitt erhöht.

5.2.3 Aschegehalt von Blättern

In Abb. 5.6 sind die Aschegehalte der untersuchten Blätter dargestellt. Besonders aschereich sind die Blätter der Pflanzen Amarant, Hanf und Sonnenblume. Geringer sind die Werte bei Hirse und Sudangras. Tendenziell nimmt der Aschegehalt der Blätter mit zunehmender Reife zu.

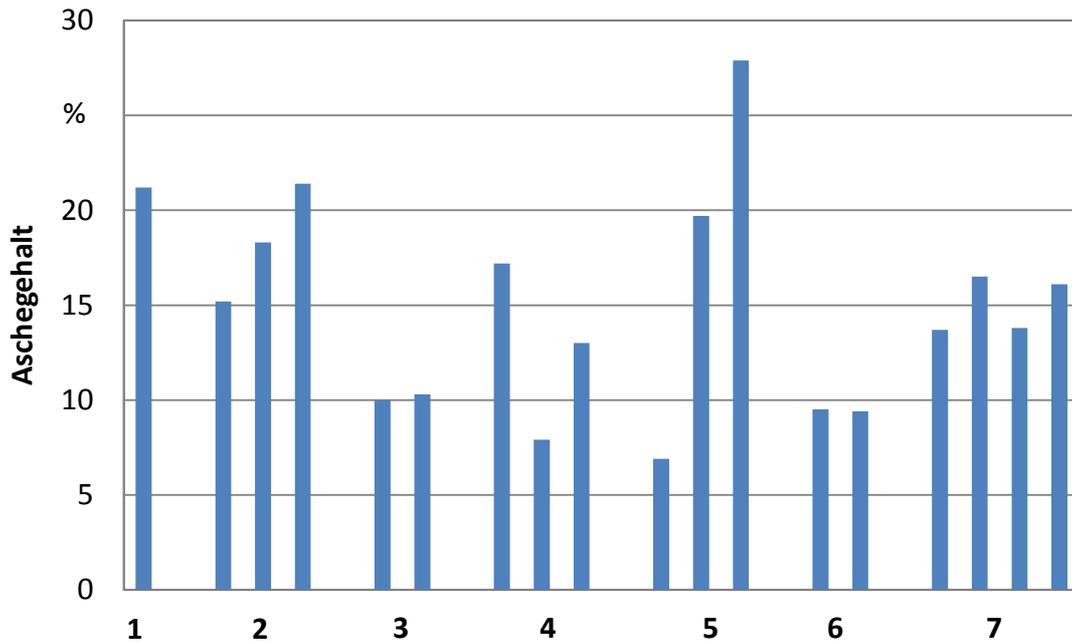


Abb. 5.6: Aschegehalt der Blätter in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme

1 = Amaranth; 2 = Hanf; 3 = Hirse; 4 = Mais; 5 = Sonnenblume; 6 = Sudangras; 7 = Topinambur

5.3 Ergebnisse der Silicatgehaltbestimmung

5.3.1 Silicatgehalt der C3-Pflanzen

5.3.1.1 Buchweizen

Buchweizen hat im BBCH-Stadium 65 einen mittleren Silicatgehalt von 0,4 %, im Stadium 87 liegt der Wert bei 0,2 %. Innerhalb der Pflanze nimmt bei beiden Untersuchungsstadien der Silicatgehalt von unten in Richtung der oberen Bereiche hin ab, wie in Abb. 5.7 dargestellt. Im letzten untersuchten Stadium (BBCH 87) wäre der Silicatgehalt im oberen Pflanzenabschnitt vermutlich noch höher, wären nicht vorher die Körner entfernt worden.

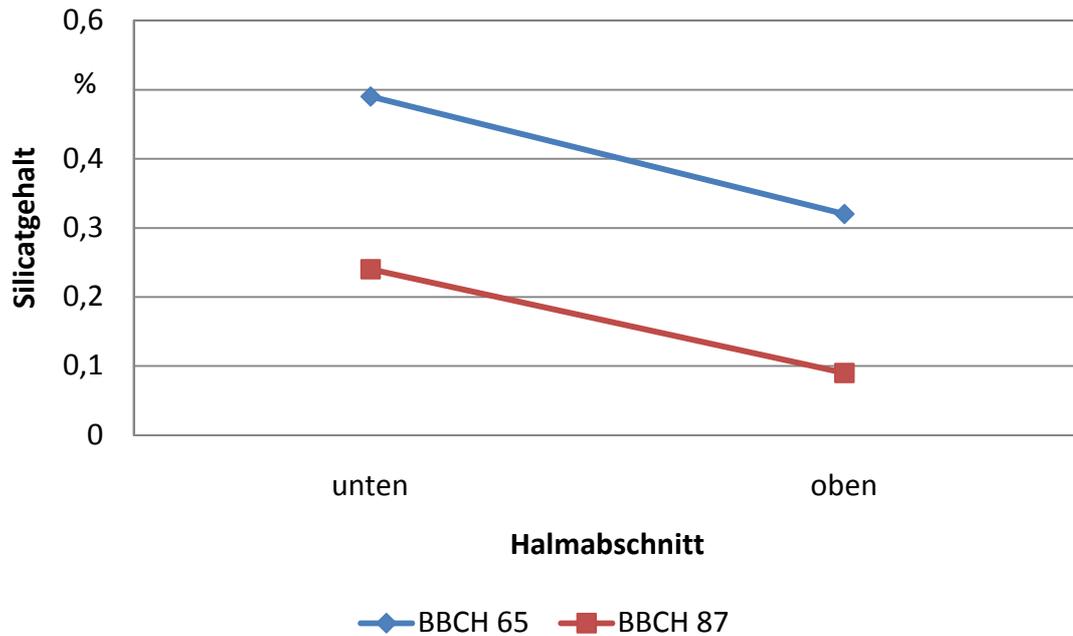


Abb. 5.7: Silicatgehalt von Buchweizen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

5.3.1.2 Gerste

Der mittlere Silicatgehalt von Gerste verringert sich mit zunehmendem Entwicklungsstadium von BBCH 31 = 2,0 %, auf BBCH 49 = 1,3 %. Bei totreifer Gerste beträgt der Silicatgehalt 3,7 %. Grundsätzlich nimmt der Silicatgehalt im unteren Halmabschnitt mit zunehmendem Alter ab. Im mittleren Halmabschnitt steigt der Gehalt, besonders vom dritten (BBCH 71) zum vierten (BBCH 99) Beprobungstermin. Im oberen Abschnitt ist zwischen den ersten und zweiten Beprobungsterminen ein Abfall des Silicatgehaltes zu erkennen. Zum Erreichen der Vollreife (entspricht der letzten Probennahme) steigt der Silicatgehalt in allen drei Halmabschnitten ca. um das 2,5-fache gegenüber der vorletzten Probennahme an. Beim letzten Beprobungstermin wäre der Silicatgehalt im obersten Stängelabschnitt noch höher, wären nicht vorher die Ähren entfernt worden. Dargestellt sind die Ergebnisse in Abb. A 5.12 in Anlage 4.

5.3.1.3 Hanf

Der mittlere Silicatgehalt der Hanfstängel steigt mit zunehmendem Entwicklungsgrad stetig an (Tab. 5.4). Fällt der Silicatgehalt im BBCH-Stadium 51 nach oben hin ab, steigt dieser in den beiden anderen Untersuchungsstadien zur Mitte hin leicht, nach oben hin steiler an. Die ermittelten Gehalte sind in Abb. A 5.13 (Anlage 4) dargestellt. Der Silicatgehalt der Schäben beträgt 0,1 %, der der Fasern liegt bei 0,3 % im BBCH-Stadium 85.

Tab. 5.4: Silicatgehalt in der Ganzpflanze, im Hanfstängel und in Hanfblättern zu unterschiedlichen BBCH

BBCH-Stadium	Aschegehalt in %		
	Ganzpflanze	Stängel	Blätter
51	0,4	0,13	0,94
69	1,0	0,17	3,3
85	1,2	0,25	4,0

5.3.1.4 Raps

Beim Raps nimmt der Silicatgehalt mit zunehmendem Entwicklungsstadium stetig zu: BBCH 61 = 0,07 %; BBCH 65 = 0,12 %; BBCH 71 = 0,13 %; BBCH 97 = 0,18 %. Im BBCH-Stadium 61 nimmt der Gehalt von unten nach oben hin ab. Im zweiten untersuchten Stadium (BBCH 65) nehmen die ermittelten Werte zur Mitte hin zu und nach oben wieder ab.

Im dritten untersuchten Stadium (BBCH 71) sind die Silicatgehalte im unteren und mittleren Abschnitt der Pflanze etwas geringer als am vorherigen Untersuchungszeitpunkt, dafür ist ein deutlich erhöhter Silicatgehalt im oberen Bereich der Pflanze ermittelt worden. Im Reifestadium ist der Silicatgehalt im unteren Bereich der Pflanze am höchsten und fällt nach oben hin ab, dargestellt in Abb. A 5.14 in der Anlage 4.

5.3.1.5 Roggen

Der mittlere Silicatgehalt der Roggenpflanzen steigt mit dem Entwicklungsgrad stetig an: BBCH 37 = 1,0 %; BBCH 55 = 1,0 %; BBCH 69 = 1,3 %; BBCH 99 + 4 Wochen = 2,2 %. Steigt der Silicatgehalt innerhalb der Pflanze im ersten und dritten untersuchten Entwicklungsstadium von unten nach oben hin an, fällt dieser im BBCH-Stadium 55 von unten nach oben ab. Im BBCH-Stadium 69 ist der Silicatgehalt im unteren Halmabschnitt deutlich geringer als zu den anderen Beprobungsterminen. Die Veränderung der Silicatgehalte von Roggen ist in Abb. A 5.15 in der Anlage 4 dargestellt.

5.3.1.6 Sonnenblume

Die zu den einzelnen Entwicklungsstadien der Sonnenblume ermittelten Silicatgehalte sind in Abb. A 5.16 (Anlage 4) dargestellt. Während im BBCH-Stadium 51 der Silicatgehalt zur Mitte hin abfällt und nach oben ansteigt, steigen die Gehalte im Stadium 65 zur Mitte hin an und fallen nach oben hin ab. Im Stadium der Reife (BBCH 85) ist eine stetige Zunahme des Silicatgehaltes nach oben hin ermittelt worden. Der Silicatgehalt der Sonnenblumenblätter und der Ganzpflanze verändert sich bei den verschiedenen Beprobungszeitpunkten wie in Tab. 5.5 dargestellt. Der Silicatgehalt der Körbe von Sonnenblumen im BBCH-Stadium 65 beträgt 0,15 %, der Wert der Körbe von reifen (BBCH 85) Sonnenblumen ohne Kerne liegt bei 0,2 %. Das Mark von reifen Pflanzen hat einen Silicatgehalt von 0,6 %.

Tab. 5.5: Silicatgehalt in der Ganzpflanze, im Sonnenblumenstängel und in den Sonnenblumenblättern zu unterschiedlichen BBCH

BBCH- Stadium	Aschegehalt in %		
	Ganzpflanze	Stängel	Blätter
51	0,6	0,40	1,3
65	0,3	0,15	1,0
85	0,8	0,64	3,3

5.3.1.7 Topinambur

Der Silicatgehalt von Topinambur fällt mit zunehmendem Entwicklungsgrad deutlich ab, wie in Abb. A 5.17, Anlage 4, dargestellt. Die gemittelten Gehalte der Ganzpflanzen ergeben, sortiert nach Entwicklungsstadium, folgende Werte: BBCH 16 = 0,64 %; BBCH 19 = 0,49 %; BBCH 40 = 0,81 %; BBCH 51 = 0,49 %; BBCH 69 = 1,8 %. Zu beachten ist, dass beim ersten Beprobungstermin das Probenmaterial zusammen mit den Blättern untersucht worden ist, während diese bei den anderen Untersuchungen gesondert betrachtet wurden. Deshalb ergeben sich deutlich höhere Werte im BBCH-Stadium 16. Die ermittelten Gehalte liegen in den BBCH-Stadien 19...51 deutlich dicht beieinander. Zum Ende der Blüte (BBCH-69) nimmt der Silicatgehalt wieder zu. Große Unterschiede zwischen unteren und oberen Abschnitten bestehen bei den Pflanzen in Bezug auf den Silicatgehalt nicht. Der Silicatgehalt der Blätter verändert sich nach folgenden Werten: BBCH 19 = 1,3 %; BBCH 40 = 3,0 %; BBCH 51 = 1,7 %; BBCH 69 = 6,2 %.

5.3.1.8 Weizen

In Abhängigkeit vom Beprobungstermin wurden für Weizen Silicatgehalte von: BBCH 30 = 3,7 %; BBCH 37 = 3,5 %; BBCH 59 = 2,8 %; BBCH 99 + 4 Wochen = 8,5 % ermittelt. Die Werte verändern sich während der ersten drei Beprobungstermine wenig, ein Anstieg bzw. Abfall innerhalb der Halmabschnitte ist fast nicht vorhanden. Bei totreifen Pflanzen steigt der Silicatgehalt deutlich an, in den oberen Abschnitten der Pflanze ist, auch nach vorheriger Entfernung der Ähren, ein erhöhter Silicatgehalt festgestellt worden (siehe Abb. A 5.18 in Anlage 4).

5.3.2 Silicatgehalt der C4-Pflanzen

5.3.2.1 Amarant

Der Silicatgehalt von Amarant verringert sich von 0,66 % auf 0,58 %. Im BBCH-Stadium 39 erhöht sich der Gehalt von unten nach oben hin, hier wurden die Ganzpflanzen mit Blättern untersucht. Im Stadium 85 wurden die Blätter gesondert untersucht. Hier fallen die Gehalte von unten nach oben hin ab, wie in Abb. A 5.19 (Anlage 4) dargestellt. Die Blätter haben im BBCH-Stadium 85 einen Silicatgehalt von 1,2 %.

5.3.2.2 Hirse

Der Silicatgehalt von Hirse, dargestellt in Abb. A 5.20 (Anlage 4), verringert sich mit zunehmendem BBCH-Stadium von 3,5 % (BBCH 35) auf 1,9 % (BBCH 51). Im ersten Untersuchungsstadium steigt der Gehalt nach oben hin an, im BBCH-Stadium 51 ist ebenfalls ein Anstieg zur Mitte hin ermittelt worden, während nach oben hin eine Abnahme eintritt. Der Silicatgehalt der Blätter erhöht sich von 5,1 % auf 6,1 %.

5.3.2.3 Mais

Der Silicatgehalt von Mais, der Blätter und Stängel sind in Tab. 5.6 dargestellt. Die Silicatgehalte der Stängel steigen von den unteren Stängelabschnitten nach oben hin an. Dieser Trend setzt sich in allen untersuchten Stadien fort, wie aus Abb. A 5.21 (Anlage 4) erkennbar. Im BBCH-Stadium 61 haben die kompletten Kolben mit Hüllblättern einen Silicatgehalt von 0,6 %. Im Reifestadium (BBCH 85) liegt der Gehalt der Spindeln bei 0,4 %, der des Parenchyms beträgt 0,8 %.

Tab. 5.6: Silicatgehalt in der Ganzpflanze, im Maisstängel und in den Maisblättern zu unterschiedlichen BBCH

BBCH- Stadium	Aschegehalt in %		
	Ganzpflanze	Stängel	Blätter
35	0,5	0,55	0,2
61	1,2	0,84	2,7
85	2,5	1,29	8,2

5.3.2.4 Sudangras

Beim Sudangras erhöht sich der Silicatgehalt der Ganzpflanzen von 2,5 % (BBCH 37) auf 3,2 % (BBCH 59). Bei den Blättern ergibt sich eine Erhöhung von 4,4 % auf 5,9 %. In den Stängeln steigt der Silicatgehalt von unten nach oben an. Dies gilt für die beiden untersuchten Stadien, dargestellt in Abb. A 5.22 der Anlage 4. Im BBCH-Stadium 59 ist der Anstieg des Silicatgehaltes in den oberen Stängelabschnitten stärker, als im Stadium 37. Dies liegt an der im Stadium 59 ausgebildeten Spreite, die den Silicatgehalt im oberen Bereich zu höheren Werten verschiebt.

5.3.3 Silicatgehalt der Blätter

Der Silicatgehalt der Blätter steigt in allen Pflanzen, bei denen dieser Bestandteil gesondert untersucht wurde, mit zunehmendem Entwicklungsstadium teilweise deutlich an. Untersucht wurden die Blätter von: Amarant, Hanf, Hirse, Mais, Sonnenblume, Sudangras und Topinambur. Die Werte sind in Abb. 5.8 zusammengefasst. Die Maisblätter haben im Reifestadium, im Vergleich zu den anderen Pflanzen, den höchsten Silicatgehalt. Dann folgen Hirse, Sudangras und Topinambur. Deutlich geringere Silicatgehalte, auch im Stadium der Reife, haben die Hanf- und Sonnenblumenblätter. Die geringsten Gehalte wurden in den Blättern des Amarantes nachgewiesen.

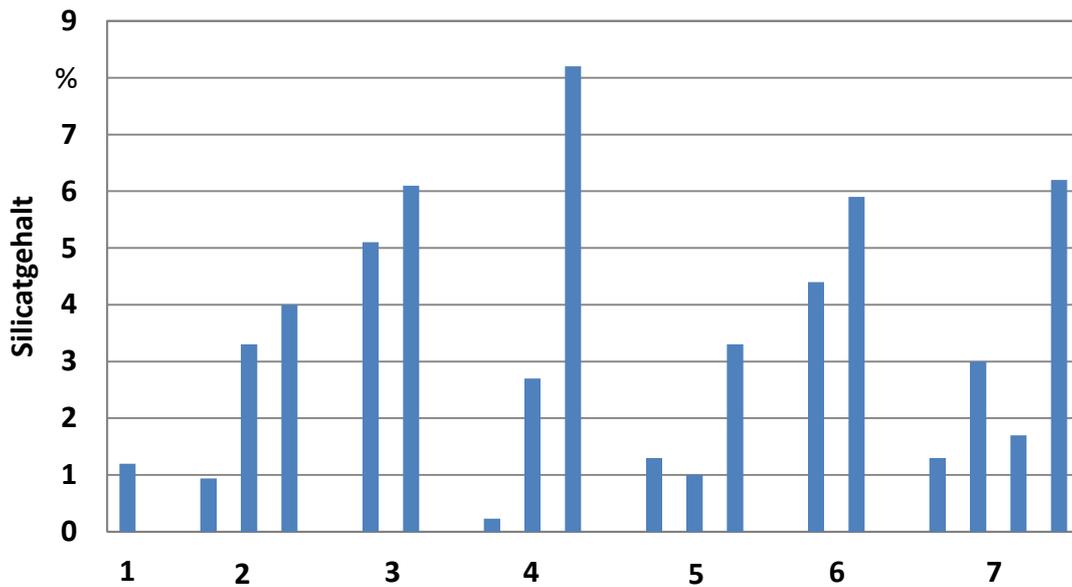


Abb. 5.8: Silicatgehalt der Blätter in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme

1 = Amaranth; 2 = Hanf; 3 = Hirse; 4 = Mais; 5 = Sonnenblume; 6 = Sudangras; 7 = Topinambur

5.4 Analyse der Veraschungsprodukte

5.4.1 Ergebnisse der XRD-Analyse

Die XRD-Analyse ergab, dass in allen Proben kristalline mineralische Anteile zu finden sind. Dabei handelt es sich um SiO_2 und KCl (Kaliumchlorid). Tab. 5.7 zeigt die Mengenverhältnisse dieser Verbindungen auf. Diese Verhältnisse sind als sehr grob einzustufen und sollen nur Trends anzeigen. Topinambur-, Weizen- und Hanfsilicat setzt sich überwiegend aus Siliciumdioxid zusammen, während bei Mais, Raps und Sonnenblume das Kaliumchlorid neben dem Silicat den Hauptbestandteil des Veraschungsproduktes ausmacht.

Tab. 5.7: Abschätzung der kristallinen Mineralanteile in %

Probe	SiO_2	KCl	Probe	SiO_2	KCl
Hanf	80	20	Sonnenblume	20	80
Mais	5	95	Topinambur	100	0
Raps	30	70	Weizen	95	5

5.4.2 Ergebnisse der EDX-Analyse

Die Ergebnisse der EDX-Analyse sind in Tab. 5.8 zusammengestellt. Untersucht wurden Mais, Topinambur, Sonnenblume, Raps, Weizen und Hanf. Alle untersuchten Proben enthielten als Hauptelemente Si und O₂, die weiteren Elemente sind aus Tab. 5.8 zu entnehmen.

Tab. 5.8: Zusammenstellung der ermittelten Elemente von Mais, Topinambur, Sonnenblume, Raps, Weizen, Hanf.

Probe	Element
Mais	Si, O ₂ , Cl, ,K, Na, C
Topinambur	Si, O ₂ , C, Al, K, Titan (Ti), Na
Sonnenblume	Si, O ₂ , K, Cl, C, Mg, Ca, P, Na, S
Raps	Si, O ₂ , Cl, C, Mg, K, Ca, P, Na, S
Weizen	Si, O ₂ , K, Cl, Ca, Mg, Al, Fe
Hanf	Si, O ₂ , K, Cl, Mg, Al, S, Ca

5.4.3 Ergebnisse der XRF-Analyse

Als Hauptelemente der untersuchten Proben ergaben sich bei der XRF-Methode: Mg, Al, Si, P, S, Cl, K und Ca.

Die Verteilung der Elemente im Vergleich zwischen den Pflanzen ist in Abb. 5.9 dargestellt.

Aschen der Sonnenblumenblätter und Hanf im oberen Stängelabschnitt haben einen erhöhten Mg-Gehalt. Weizen- und Hanfasche (verschlackt) besitzt einen deutlich erhöhten Si-Gehalt. Im oberen Bereich des Hanfes wurde im Vergleich zu den anderen Proben viel P gefunden. Der Cl-Gehalt ist im unteren Stängelabschnitt der Sonnenblume am höchsten, gefolgt vom unteren Rapsstängel und den Sonnenblumenblättern. Besonders viel K wurde im unteren Raps- und Sonnenblumenstängel sowie im oberen Hanfstängelabschnitt nachgewiesen. Im salzsäureunlöslichen Rückstand des Weizens wurde zusätzlich eine erhöhte Zirkonzentration im Vergleich zu den anderen Proben ermittelt.

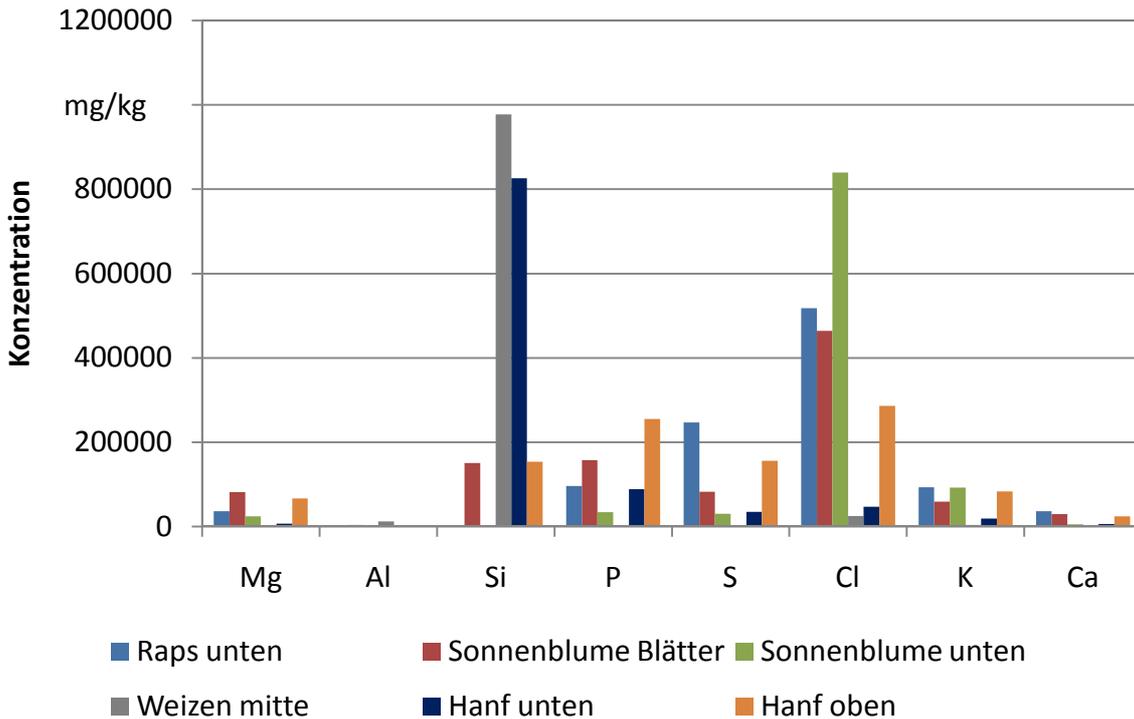


Abb. 5.9: Hauptelemente verschiedener Stängelabschnitte von Raps, Sonnenblume, Weizen und Hanf

5.5 Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt

Zwischen dem Asche- und Silicatgehalt der Pflanzen besteht kein Zusammenhang: Eine Abnahme des Aschegehaltes bedeutet nicht automatisch eine Abnahme des Silicatgehaltes. Dies wird durch den Kurvenverlauf der Graphen in Abb. 5.10 bestätigt. Ein Verhältnis zwischen den Abnahmen des Asche- und Silicatgehaltes ist nicht feststellbar.

Dies ist nicht nur bei den Blättern so. Auch z. Bsp. bei den Rapspflanzen gilt diese Aussage (Abb. 5.11). So nimmt der Aschegehalt mit zunehmendem Entwicklungsgrad ab, während der Silicatgehalt steigt. Dabei ist auch bei Raps kein Verhältnis zwischen der Abnahme des Aschegehaltes und der Zunahme des Silicatgehaltes feststellbar (Abb. 5.12). Eine weitere Grundsätzliche Aussage kann getroffen werden: Ein hoher Aschegehalt setzt nicht gleichzeitig einen hohen Silicatgehalt voraus.

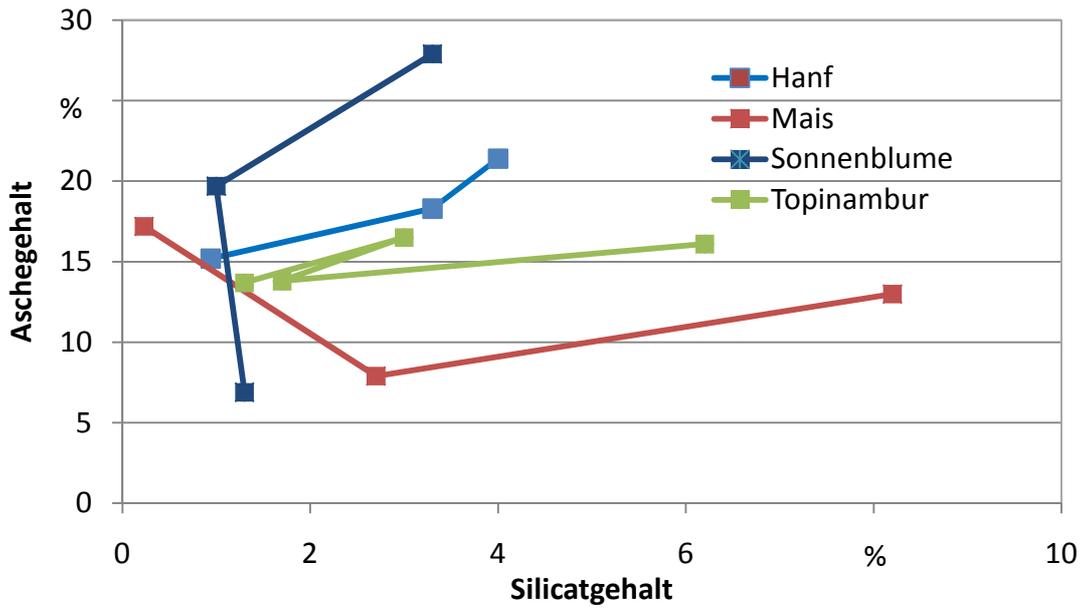


Abb. 5.10: Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt der Blätter von Hanf, Mais, Sonnenblume und Topinambur in Auswertung der gesammelten Daten über den Untersuchungszeitraum

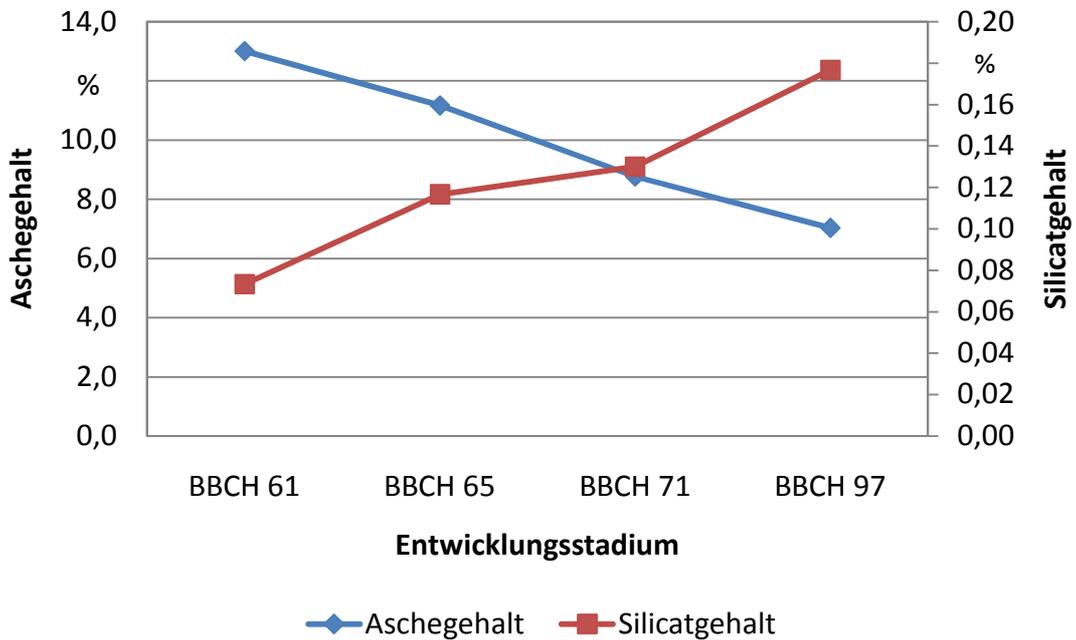


Abb. 5.11 Veränderung des Asche- und Silicatgehaltes bei Raps bei verschiedenen BBCH

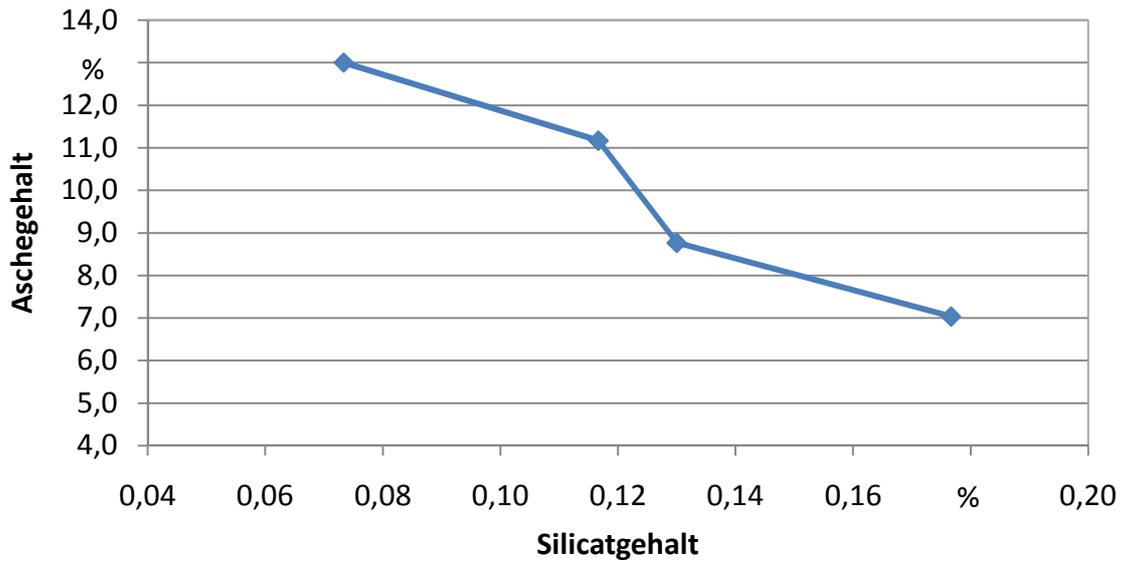


Abb. 5.12: Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt bei Raps in Auswertung der gesammelten Daten über den Untersuchungszeitraum

Dies gilt nicht nur für Pflanzen mit niedrigem Silicatgehalt. Im Vergleich zu den anderen Pflanzen zeichnet sich Weizen durch einen besonders hohen Silicatgehalt aus. Dieser nimmt wie der Aschegehalt mit zunehmendem Entwicklungsgrad ab, steigt zum BBCH-Stadium 99 + 4 Wochen stark an (Abb. 5.13). Diese Veränderung der Gehalte steht jedoch in keinem Verhältnis zueinander, wie Abb. 5.14 verdeutlicht.

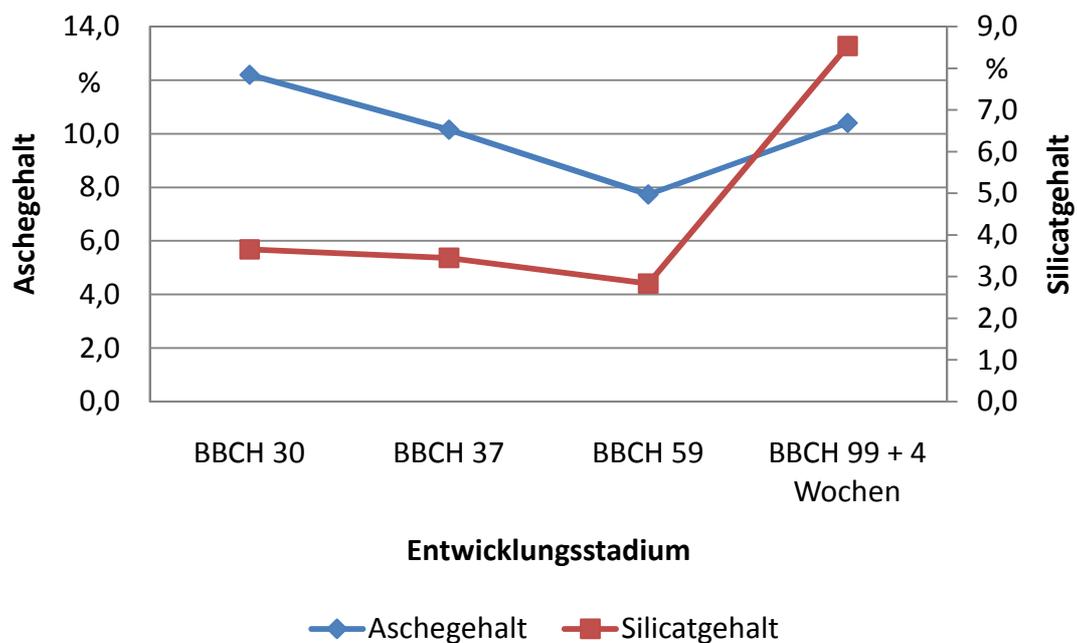


Abb. 5.13 Veränderung des Asche- und Silicatgehaltes bei Weizen bei verschiedenen BBCH

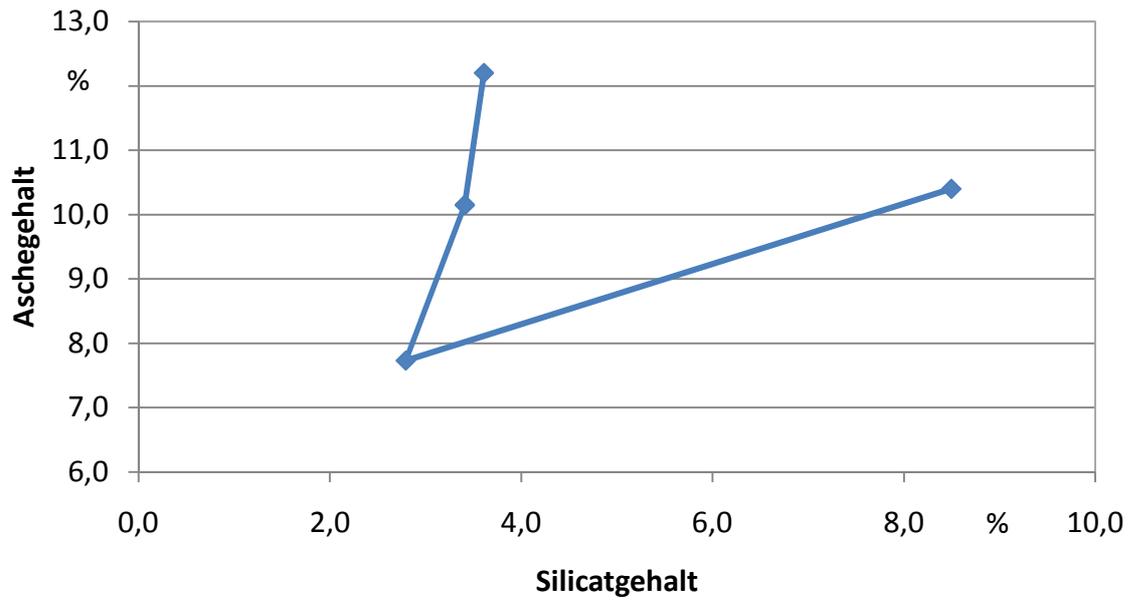


Abb. 5.14: Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt bei Weizen in Auswertung der gesammelten Daten über den Untersuchungszeitraum

Aus Abb. 5.13 wird aber tendenziell deutlich, dass wenn der Aschegehalt bei Weizen sinkt, auch der Silicatgehalt sinkt. Steigt der Aschegehalt, so steigt auch wieder der Silicatgehalt. Diese Aussage steht damit im Gegensatz zu den bei Raps ermittelten Ergebnissen.

6 Diskussion der Ergebnisse

6.1 Feuchte

Die Ergebnisse der Feuchtebestimmungen beinhalten lediglich die Mittelwerte jeder Pflanzenart pro Datum, jedoch keine zusätzliche Unterteilung in die einzelnen untersuchten Pflanzenabschnitte (wie Blätter, einzelne Stängelabschnitte, Blüte/Korb usw.). Da die Pflanzen, wie im Kapitel 4.2 beschrieben, nach der Ernte gewaschen und danach bei natürlichem Klima (an einem überdachten, trockenen Platz) unterschiedlich lange getrocknet wurden, Temperatur und relative Luftfeuchte unterliegen hierbei den natürlichen Schwankungen, entfällt die Unterteilung. Eine Vergleichbarkeit der Ergebnisse ist deshalb ebenfalls nicht möglich. Auffällig ist, dass ganz im Widerspruch zu den dargestellten Ergebnissen (ergibt sich durch die unterschiedliche Lagerdauer), die Feuchte der Pflanzen mit zunehmendem Entwicklungsgrad abnimmt. Am geringsten sind die Werte im Stadium der sogenannten Totreife.

Tendenziell bestätigt Härdtlein [2004] diese Aussage. Danach nimmt die Feuchte des Strohs ab der Totreife stetig ab. Beim Getreide lässt sich die Feuchte zusätzlich durch Stickstoffgabe und Behandlung mit Fungiziden während der Wachstumsphase beeinflussen: Durch den Stickstoff werden die Pflanzen kräftiger, durch die Fungizide bleiben Blätter und Stängel gesünder und länger grün. Dadurch ist die Feuchte auch im Endstadium deutlich höher, als bei unbehandelten Pflanzen [Härdtlein 2004].

Die Stängel der markhaltigen Pflanzen, die zudem noch einen deutlich größeren Durchmesser aufweisen als Getreide, zeichnen sich durch deutlich höhere Feuchten aus. Durch die größere Biomasse der Stängel, an vor allem Speichergewebe, wird das Wasser am Verdunsten gehindert und verbleibt im Stängel, während die Blätter bereits abgetrocknet sind.

6.2 Asche- und Silicatgehalt

Da der Aschegehalt sehr stark vom Standort der Pflanzen abhängt, ergeben sich Abweichungen der ermittelten Aschegehalte, die von denen in der Literatur erwähnten abweichen. Dabei geht es nur um wenige Prozentpunkte. Härdtlein [2004] nennt mögliche Abweichungen um bis zu 100 %, wie im Kapitel 3.4 erläutert wird. Beim Getreidestroh wird der Aschegehalt durch drei Methoden beeinflusst

- Erntetermin: Je länger das Getreide auf dem Acker stehen bleibt, desto geringer ist der Aschegehalt. Dies ist jedoch nur bei Getreidesorten mit festem Kornsitze wie Triticale und Roggen möglich, da sonst die Kornverluste enorm sind. Zudem nimmt der Aschegehalt nach der Tottreife wieder leicht zu.
- Düngemittel- und Fungizidgabe: Die Pflanzen sind kräftiger und bleiben länger grün. Dadurch sind höhere Aschegehalte zu verzeichnen.
- Schwadlagerung des Strohs auf dem Feld: Lösliche Mineralstoffe werden ausgewaschen, Blattabfall sorgt für eine Verringerung des Aschegehaltes, da die Blätter am mineralstoffreichsten sind.

Um die K- und Cl-Gehalte zu senken, bietet sich eine Fraktionierung in Stängelabschnitte an. Untersuchungen ergaben, dass im oberen Abschnitt weniger K und Cl enthalten ist als im unteren [Härdtlein 2004].

Die ermittelten Aschegehalte der Pflanzen sind mit den Literaturwerten (Kapitel 3.3.5) also durchaus vergleichbar. Zu berücksichtigen ist, dass die Gehalte zudem von der Versorgung mit Nährstoffen (vor allem aus Düngemitteln) und dem Entwicklungsstadium abhängig sind. Außerdem wurden bei Getreide, bei Raps, Mais, Sonnenblume, Buchweizen und bei Hanf die Körner vor der Untersuchung im Reifestadium entfernt.

Roggenkörner haben einen Aschegehalt von 2,0 %, bei Weizenkörnern sind es 2,7 %, bei Rapskörnern liegt der Wert um 4,6 % [launhardt 2002].

Baumeister [1954] gibt für Maiskörner einen Aschegehalt von 1,93 % und für Sonnenblumenkerne 10,30 % an.

Die ermittelten Gehalte in den oberen Pflanzenabschnitten wären aufgrund der Asche- und Silicatanteile in den Körnern höher anzusiedeln.

Hintergrund dieser Verfahrensweise ist es, Plattenprodukte aus dem Stroh und den Stängeln herzustellen, nicht dagegen aus Bestandteilen der Pflanze, die als Nahrungsmittel verwendet werden können. Die ermittelten Ergebnisse sind also lediglich als Anhaltspunkte zu werten. Zudem wurde in dieser Arbeit in Anlehnung an die ISO 3340 gearbeitet, abweichende Methoden dazu sind in Kapitel 4.2.2 aufgeführt.

C4-Pflanzen verlieren weniger Wasser über die Stomata als C3-Pflanzen. Die Nährstoffe gelangen in gelöster Form durch den natürlichen Stoffwechselprozess in die Pflanze. Dieser durch den Transpirationssog verursachte Stoffstrom endet in den Blättern. Dadurch sind die ermittelten Gehalte in den Blättern im Vergleich zu den Stängeln deutlich höher, diese Vermutung von Baumeister [1954] wird durch die eigenen Untersuchungen belegt. Die C4-Pflanzen müssten wegen ihrer geringeren Verdunstungsrate auch geringere Asche- und Silicatgehalte (vor allem in den Blättern) gegenüber den C3-Pflanzen haben. Die Ergebnisse der hier durchgeführten Untersuchungen bestätigen dies nicht. Hirse und Sudangras besitzen zwar gegenüber den anderen Pflanzen einen deutlich geringeren Aschegehalt, beim Mais hingegen liegt ein deutlich höherer Aschegehalt vor. Auch sind die Silicatgehalte deutlich höher als bei den meisten der untersuchten C3-Pflanzen.

Aus der Literatur sind nur wenige Angaben zum Silicatgehalt zu entnehmen. Ein Vergleich der ermittelten Werte mit denen der Literatur ist deshalb nicht möglich.

Im Gegensatz zum Aschegehalt kann der Silicatgehalt nicht durch Düngung und Fungizide beeinflusst werden. Eine Schwadlagerung des Strohs oder ein Verbleib der ganzen Pflanze auf dem Feld verringert den Silicatgehalt nicht, da die chemischen Bestandteile des Silicats als unlösliche Verbindungen vorliegen und somit nicht ausgewaschen bzw. biologisch abgebaut werden können. Einzig der bei der Schwadlagerung eintretende Blattabfall sorgt für eine Verringerung des Silicatgehaltes, da die Blätter im Vergleich zum Rest der Pflanze am mineralstoffreichsten sind. Eine weitere Möglichkeit besteht in der Terminierung der Ernte. Der Silicatgehalt verändert sich mit zunehmendem Alter der Pflanzen, ebenfalls sind die Gehalte in den unterschiedlichen Stängelabschnitten verschieden [Härdtlein 2004].

Für die einzelnen Pflanzen und Stängelfraktionen sind die Ergebnisse in den folgenden Kapiteln zu entnehmen.

Die Veränderung des Asche- und Silicatgehaltes der Ganzpflanzen mit zunehmendem Entwicklungsstadium ist in Abb. A 6.1 und A 6.2 in Anlage 4 zusammengefasst.

Die im Kapitel 3.4 grundsätzliche Aussage, dass der Aschegehalt in der Pflanze mit steigendem Entwicklungsstadium sinkt, wird durch die Untersuchungen tendenziell bestätigt. Im Stadium der Totreife steigen die Asche- und Silicatgehalte jedoch wieder an.

6.3 Analyse der Veraschungsprodukte

Die Analyse der Veraschungsprodukte (Kapitel 5.4) ergibt, dass die untersuchten Pflanzen chemisch ähnlich zusammengesetzt sind. Die Hauptelemente sind Si und O₂ im Mengenverhältnis 1:2. Da sich zwei Sauerstoffatome an ein Si-Atom binden, kann davon ausgegangen werden, dass es sich bei dieser Verbindung um SiO₂ handelt, das stark abrasiv auf Schneidstoffe wirkt. Zudem besitzen, wie im Ergebnisteil nachgewiesen, Einjahrespflanzen einen deutlich höheren Asche- und Silicatgehalt als Holz. Der Silicatgehalt nimmt beim größten Teil der untersuchten Pflanzen mit zunehmendem Entwicklungsstadium zu. Begünstigt wird die Abrasivität durch die kristalline Struktur des Silicats und der übrigen salzsäureunlöslichen Verbindungen.

Zwischen den Ergebnissen der EDX-Analyse und der XRD-Analyse gibt es deutliche Unterschiede: Obwohl dieselben Proben wie bei der EDX-Analyse untersucht wurden, weichen die Messergebnisse in Bezug auf die chemische Zusammensetzung bei der XRD-Analyse deutlich ab (siehe Kapitel 5.4.2). Hier könnte ein Zusammenhang zwischen den bei der XRD-Analyse, nicht aber bei der EDX-Analyse messbaren kristallinen Anteilen, vorliegen. Unter dieser Voraussetzung betrüge der Anteil kristalliner und amorpher Bestandteile bei Mais, Hanf, Raps, Sonnenblume, Topinambur und Weizen wie in Tab. 6.1 dargestellt.

Der bei der EDX-Analyse im salzsäureunlöslichen Rückstand nachgewiesene Kohlenstoff kann auf der vorher nötigen Probenvorbereitung beruhen. Bei dieser werden die Proben mit Kohlenstoff bedampft, um die Proben leitfähig zu machen. Die neben Silicium und Sauerstoff nachgewiesenen Elemente im salzsäureunlöslichen Rückstand der Asche sind nach Pflanzenart verschieden. Das liegt an der unterschiedlichen qualitativen und quantitativen Düngung der Pflanzen. Zudem zeigt jede Pflanzenart ein unterschiedliches Aufnahmevermögen für verschiedene Elemente.

Tab. 6.1: Verteilung kristalliner und amorpher Anteile bei SiO₂ und KCl aus Silicaten von Mais, Hanf, Raps, Sonnenblume, Topinambur und Weizen

Probe	kristallin		amorph	
	SiO ₂ [%]	KCl [%]	SiO ₂ [%]	KCl [%]
Mais	8,0	96,8	92,0	3,2
Hanf	85,0	35,0	15,0	65,0
Raps	37,5	94,3	62,5	5,7
Sonnenblume	35,1	76,2	64,9	23,8
Topinambur	100,0	/	/	100,0
Weizen	86,3	40,0	13,7	60,0

6.4 Ursache der Schlackebildung

Ein wesentlicher Grund für die aufgetretene Verschlackung bei der Sonnenblume und dem Raps liegt in der chemischen Zusammensetzung der Pflanzen. Raps und Sonnenblume besitzen gegenüber den anderen untersuchten Pflanzen deutlich höhere Gehalte an K bzw. KCl. Raps hat einen hohen Gehalt an Ca, verschlackt aber dennoch. Eine verschlackte Rapsasche ist in Abb. 6.1 dargestellt. Sonnenblumenblätter mit den höchsten Magnesiumgehalten verschlacken nicht. Die Rolle dieses Elements kann also nicht eindeutig festgelegt werden, wie es bereits Härdtlein [2004] feststellte. Si vermindert den Schmelzpunkt offensichtlich nicht, wie es Härdtlein [2004] in Kapitel 3.3.4 behauptet. Das Getreide und die Blätter aller Pflanzen haben im Vergleich zu den restlichen Pflanzen bzw. -abschnitten einen sehr hohen Silicatgehalt, verschlacken aber nicht.

Der Grund des Verschlackens liegt vermutlich am Mengenverhältnis von bestimmten Verbindungen. Mocker [2002] gibt hier das Verhältnis von SiO₂ – K₂O – CaO an.

Eine ganz andere Ursache könnte in den verwendeten Quarzglasziegeln liegen. Laut Hersteller sind diese gegenüber fast allen Elementen neutral. Ausnahmen bilden Alkali- und Erdalkalielemente. Diese führen zur Entglasung [gvb 2008].

Entglasung ist im Brockhaus [2008] so definiert: „Allgemein der Übergang amorpher, glasartiger Stoffe in den kristallinen Zustand; im engeren Sinn die Bildung von Kristallen in Glas. Die Entglasung führt hier gewöhnlich zu Fabrikationsfehlern,“ Abb. 6.2 zeigt eindrucksvoll das Aussehen der Tiegel nach mehreren Veraschungsprüfungen.

Das zunächst klare Glas hat sich eingetrübt, es kommt teilweise zu Absplitterungen von feinsten Glaspartikeln. Bei Proben aus Pflanzen, die nur in Einzelfällen verschlacken, liegt es möglicherweise an der Wahl des Tiegels. Wird solch ein durch Entglasung in seiner Oberfläche veränderter Tiegel gewählt, kommt es zu einer Verbindung (Aufschmelzung) der Asche mit dem SiO_2 des Tiegels. Es kann sogar soweit kommen, dass einzelne Glaspartikel absplintern und nachher in den Proben wiederzufinden sind. Abb. 6.3 zeigt solch eine von Glassplittern kontaminierte Probe.



Abb. 6.1: Verschlackte Rapsasche
[eigenes Foto]



Abb. 6.2 : Quarzglas Tiegel mit
Entglasungserscheinungen
[eigenes Foto]

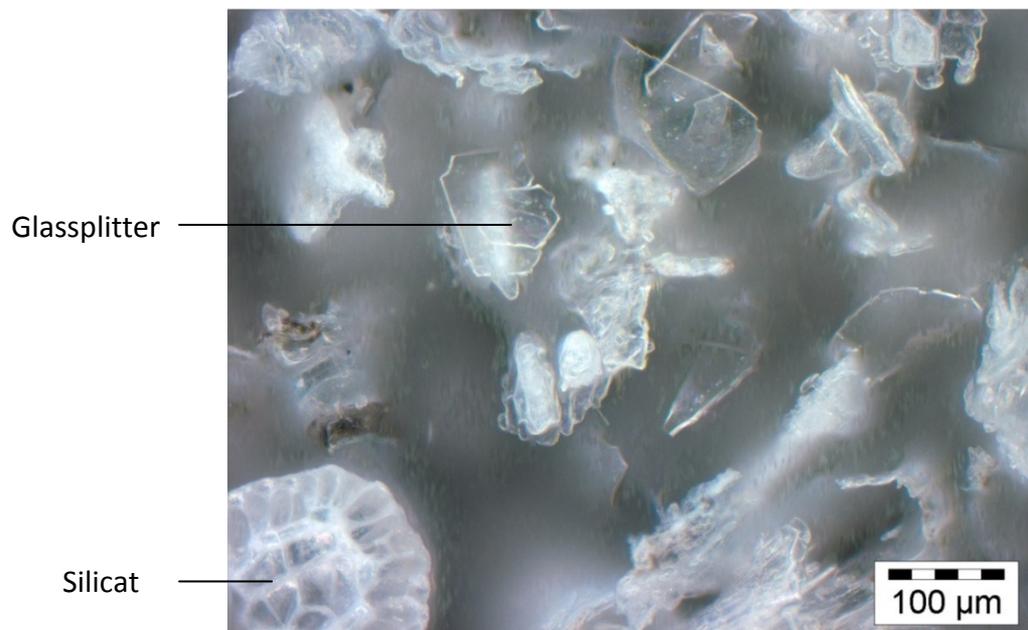


Abb. 6.3: Topinambursilicat unter dem Mikroskop
[eigenes Foto]

7 Zusammenfassung

In dieser Diplomarbeit wurden insgesamt 11 Einjahrespflanzen und Topinambur zu unterschiedlichen Entwicklungsstadien auf den Asche- und Silicatgehalt hin untersucht. Es besteht kein Zusammenhang zwischen dem Asche- und Silicatgehalt: Eine Pflanze mit hohem Aschegehalt muss nicht zwangsläufig einen hohen Silicatgehalt zeigen.

Bei den meisten untersuchten Pflanzenstängeln sinkt der Aschegehalt mit zunehmendem Entwicklungsgrad, während der Silicatgehalt steigt. In den Blättern steigt der Aschegehalt ebenfalls signifikant an. Besonders asche- und silicatreich sind vor allem die untersuchten Getreidesorten. Überschreiten der Totreife führt tendenziell zu einer Zunahme der Gehalte.

Werden Einjahrespflanzen für die Herstellung von Werkstoffen verwendet, so sind aufgrund der hohen Silicatgehalte auf jeden Fall die Blätter zu entfernen. Zusätzlich empfiehlt es sich, das Mark bzw. Parenchym vor der Verarbeitung zu entfernen, da in diesem Pflanzenbestandteil ein hoher Silicatgehalt vorliegt. Zudem ergibt sich laut Hesch [1993] bei der mechanischen Zerkleinerung des Markes bzw. Parenchyms ein hoher Staubanteil, der sich negativ auf die Eigenschaften des Produktes und den Klebstoffverbrauch bei der Herstellung auswirkt. Neben dem Silicat, das vor allem aus Verbindungen von Si und O₂ besteht und kristallin ist, waren weitere salzsäureunlösliche Bestandteile wie K, Ca, P, Mg, Cl und S nachweisbar.

Für die Herstellung von Werkstoffen sind die Stängel der Pflanzen Hanf, Topinambur, Amaranth, Buchweizen und Raps aufgrund ihres geringen Silicatgehaltes zu favorisieren.

8 Ausblick

Weiterführende Untersuchungen müssten sich mit den Teilchengrößen des Silicats und deren mengenmäßigen Anteilen beschäftigen. Die Abrasivität auf Schneidstoffe ist ein weiterer wichtiger Forschungsschwerpunkt.

Wie kann das Problem mit der Entglasung der Tiegel gelöst werden? Wie stark beeinflusst diese Entglasung und Verschlackung die Messergebnisse?

Interessant wäre auch die Untersuchung verschiedener Pflanzen im Hinblick auf die Einlagerung bestimmter chemischer Elemente: Gibt es bestimmte Phasen im Wachstum der Pflanzen, in denen ein besonders hoher Anteil eines oder mehrerer Elemente eingelagert wird? Werden einzelne Elemente später wieder abgegeben oder verbleiben diese in unlöslicher Form in der Pflanze?

9 Literatur

Internet

- [biokurs 2008] www.biokurs.de/skripten/12/bs12-18.htm
Zugriff: 23.06.08
- [brökeland 2002] [www.infofarm.de/datenbank/medien/261/Heizen mit Getreide.pdf](http://www.infofarm.de/datenbank/medien/261/Heizen_mit_Getreide.pdf).
Zugriff: 24.04.08
- [gruber 2007] [www.cellulose-papier.chemie.tu-darmstadt.de/Deutsch/Vorlesungen und Veranstaltungen/Vorlesungen/Zellstoffherstellung\(BA\)/Texte/03Holzusammensetzung.pdf](http://www.cellulose-papier.chemie.tu-darmstadt.de/Deutsch/Vorlesungen_und_Veranstaltungen/Vorlesungen/Zellstoffherstellung(BA)/Texte/03Holzusammensetzung.pdf).
Zugriff: 3.06.08
- [gvb 2008] www.g-v-b.de/kat/pros/q_roehren_d.pdf
Zugriff: 13.11.08
- [hering 2006] www.duesse.de/znr/veranstaltungen/heizen_2006/hering.pdf
Zugriff: 21.05.08
- [landwirtschaftskammer 2006] www.landwirtschaftskammer.de/fachangebot/acherbeu/getreide/getreide-ec.htm#top
Zugriff: 30.04.08
- [khammas 2007] www.buch-der-synergie.de
Zugriff: 7.01.08
- [landwirtschaftskammer 2008] www.landwirtschaftskammer.de
Zugriff: 30.04.08
- [launhardt 2002] www.deposit.ddb.de/cgi-bin/dokserv?idn=968472281&dok_var=d1&dok_ext=pdf&file_name=968472281.pdf
Zugriff: 21.05.08
- [meier 2001] www.bba.de/veroeff/bbch/bbchdeu.pdf
Zugriff: 30.04.08
- [metzger 2006] www.abiosus.org/docs/9a_AngewChemHighlight.d.pdf
Zugriff: 7.01.08

- [mocker 2002] www.beer.haw-aw.de/upload/CY584f729dX115a5ec24c8X2a96/1192517076983/070202_Mocker_Quicker_Faultstich.pdf
Zugriff: 21.05.08
- [reznichenko 2003] www.fridolin.tu-frei-berg.de/archiv/pdf/VerfahrenstechnikReznichenkoOleksiy819357.pdf
Zugriff: 21.05.08
- [stangl 2002] www.olb.uni-bay-reuth.de/departments/ddchemie/umat/silicatstrukturen2/silicat2.htm
Zugriff: 5.05.08
- [strube-dieckmann 2008] www.strube-dieckmann.de
Zugriff: 4.06.08
- [uni-hannover 2008] www.botanik.uni-hannover.de/.../amatom.html
Zugriff: 25.04.08
- [uni-stuttgart 2007] www.ifw.uni-stuttgart.de/?id=169#
Zugriff: 25.04.08
- [vetter 2003] www.tll.de/ainfo/pdf/qbio0403.pdf
Zugriff: 21.05.08
- [werlte 2008] www.werlte.de
Zugriff: 03.07.08

Bücher

- [Anonymus 2001] Anonymus: Schlussbericht zum Forschungsvorhaben Charakterisierung von mineralischen Rückständen aus der Verbrennung nachwachsender Rohstoffe. Fraunhofer – Institut für Holzforschung; Wilhelm - Klauditz – Institut. 31.12.2001 60 Seiten
- [Baumeister 1954] Baumeister, Dr. Walter: Mineralstoffe und Pflanzenwachstum. Verlag von Gustav Fischer, Stuttgart 1954. 176 Seiten.
- [Brehme 1998] Brehme, Doz. Dr.Siegfried u.a.: Wissensspeicher Biologie. Brehme, Siegfried; Meincke, Irmtraud (Hrsg.). Volk und Wissen Verlag, 1998. 392 Seiten

- [Brockhaus 1975] Stöcker, Friedrich W.; Dietrich, Gerhard (Hrsg.): Brockhaus ABC Biologie. VEB F.A. Brockhaus Verlag Leipzig 1975. 916 Seiten
- [Brockhaus 2008] Brockhaus – Die Enzyklopädie: In 30 Bänden. 21., neu bearbeitete Auflage, Leipzig, Mannheim: F.A. Brockhaus 2005-07
- [Buselmaier 1997] Bacchus, Dr. rer. nat. Carol; u.a.: Abitur Wissen Biologie. Buselmaier, Prof. Dr. rer. nat. habil. Werner (Hrsg.), Weltbild Verlag GmbH, Augsburg 1997. 586 Seiten
- [Deetz 2006] Deetz, Richard: Veraschung von Einjahrespflanzen. Projektarbeit, Wilhelm – Klauditz – Institut Braunschweig 2006. 32 Seiten
- [Eckel 2006] Eckel, Henning; u.a.: Energiepflanzen – Daten für die Planung des Energiepflanzenanbaus. Kuratorium für Technik und Bauwesen in der Landwirtschaft e.V. (Hrsg.). Lokay Reinheim 2006. S 358...365
- [Eschrich 1995] Eschrich, Walter: Funktionelle Pflanzenanatomie. Springer Verlag 1995. S. 118ff.
- [Feldführer 2007] Anonymus: Versuchsstation Poppenburg. Feldführer 2007. Landwirtschaftskammer Niedersachsen (Hrsg.), Bezirksstelle Northeim 2007. 62 Seiten
- [Feldführer 2008] Tapken, Ludger: Versuchsstation Werlte. Feldführer 2008. Landwirtschaftskammer Niedersachsen (Hrsg.), 91 Seiten
- [Feldführer Poppenburg 2008] Anonymus: Versuchsstation Poppenburg. Feldführer 2008. Landwirtschaftskammer Niedersachsen (Hrsg.), Bezirksstelle Northeim 2008. 68 Seiten
- [Fremdwörterbuch 1982] Kufner, Ruth; u.a.: Großes Fremdwörterbuch. VEB Bibliographisches Institut Leipzig, 1982. S.575
- [Hasler 1996] Hasler, Philipp; Nussbaumer, Thomas: Landwirtschaftliche Verwertung von Aschen aus der Verbrennung von Gras, Chinaschilf, Hanf, Stroh und Holz/ Hrsg.: Bundesamt für Energiewirtschaft, Bern. 1996. 121 Seiten
- [Härdtlein 2004] Härdtlein, M.; Eltrop, L.; Thrän, D. (Hrsg.); u.a.: Voraussetzungen zur Standardisierung biogener Festbrennstoffe. Landwirtschaftsverlag GmbH Münster, 2004. 678 Seiten

- [Heisel 2008] Heisel, Prof. Uwe; u.a.: Sand in der Platte. Die Holzbearbeitung 1-2 (2008), S.72...75
- [Hellwig 1955] Hellweg, Walter: Der Bau der Pflanze. A. Ziemsen Verlag. Wittenberg Lutherstadt 1955. S.45...47
- [Hesch 1993] Hesch, Prof. Dr. Rolf: Reproduzierbare Rohstoffe für die Holzwerkstoffindustrie. Holz-Zentralblatt Nr. 7. 1993
- [Hesch 1994] Hesch, Prof. Dr. Rolf: Nachwachsende Rohstoffe, Membranpresstechnik, Formpresstechnik. Schriftenreihe der Fh Lippe. Lippe 1994. 99 Seiten
- [Hoff 1995] Hoff, Peter; Jaenicke, Dr. Joachim; Miram, Wolfgang (Hrsg.): Biologie Heute. Schroedel Schulbuchverlag. Hannover 1995. 400 Seiten
- [Kaussmann 1989] Kaussmann, Bernhard; Schiewer, Ulrich: Funktionelle Morphologie und Anatomie der Pflanzen. VEB Gustav Fischer Verlag Jena, 1989. S. 223...227
- [Klabunde 1999] Klabunde, Stefan; Marutzky, Rainer; Thole, Volker: Gewinnung und Eigenschaften von Holzfasern. Holz-Zentralblatt Nr. 31, S. 436. 1999
- [Knigge 1966] Knigge, Dr. W.; Schulz, Dr. H.: Grundriss der Forstbenutzung. Verlag Paul Parey Hamburg und Berlin, 1966. S.69f.
- [Langeheinecke 2006] Langeheinecke, Klaus; u.a.: Thermodynamik für Ingenieure. Vieweg und Teubner Verlag 2006. 357 Seiten
- [Meier 2008] Meier, Oskar: Mündliche Mitteilung 30.08.08
- [Möller 1995] Möller, Frank; Böttcher, Peter: Naturstoffsandwich – ein leichter Werkstoff aus nachwachsenden Rohstoffen. Holz-Zentralblatt Nr. 34, S. 576. 1995
- [Niemz 1993] Niemz, Peter: Physik des Holzes und der Holzwerkstoffe. DRW-Verlag 1993. 243 Seiten
- [Nultsch 1996] Nultsch, Wilhelm: Allgemeine Botanik. 10. Aufl. Georg Thieme Verlag Stuttgart. 1996. S.273ff.
- [Oberberger 1997] Obern, Uni. - Doz. Dipl.-Ing. Dr. techn. Ingwald: Nutzung fester Biomasse in Verbrennungsanlagen. dbv-Verlag 1997. 349 Seiten

- [Römpp 1987] Neumüller, Dr. Otto-Albrecht Neumüller: Römpps Chemie-Lexikon. Achte Auflag. Franckh`sche Verlagsbuchhandlung Stuttgart 1987. S. 3845...3847
- [Saljé 1983] Saljé, Prof. Dr.-Ing. E. ; Stühmeier, Dipl.-Ing. W.: Einfluß von Rohdichte und Sandgehalt auf die Zerspanbarkeit von Spanplatten beim Fräsen. Holz-Zentralblatt, Stuttgart Nr. 135+136. 1983. S.1912f.; 1930
- [Schiffmann 2008] Schiffmann, Kirsten: Mündliche Mitteilung Oktober 2008,
- [Schriever 1984] Schriever, E.; Boehme, C.: Bestimmung von mineralischen Bestandteilen in Spanplatten. Holz als Roh- und Werkstoff 42 (1984). Springer Verlag 1984. S. 51...54
- [Schweer 2008] Schweer, Andreas: Mündliche Mitteilung 10.09.08
- [Thole 2005] Thole, Prof. Dr.-Ing. V.: Einjahrespflanzen als Rohstoff für die MDF – aktueller Stand; Stroh und Co. MDF Magazin 2005, S.38 – 43.
- [Tobler 1938] Tobler, Prof. Dr. Friedrich: Deutsche Faserpflanzen und Pflanzenfasern. J.F. Lehmanns Verlag, München-Berlin, 1938. 139 Seiten
- [Treiber 1957] Adler, E. u.a.: Die Chemie der Pflanzenzellwand. E. Treiber (Hrsg.) Springer - Verlag Berlin Göttingen Heidelberg 1957. S.415, 485f.
- [Troll 1954] Troll, Dr. Wilhelm: Praktische Einführung in die Pflanzenmorphologie. VEB Gustav Fischer Verlag Jena. 1954 S.174-177
- [Wagenführ 2008] Wagenführ, Prof. Dr.-Ing. André ; Scholz, Prof. Dr.-Ing. Frieder (Hrsg.); u.a.: Taschenbuch der Holztechnik. Fachbuchverlag Leipzig, 2008. S.66-69
- [Wilken 2008] Wilken, Frerich: Mündliche Mitteilung, 11.08.08
- [Wurz 1960] Wurz, Otto: Zellstoff- und Papierherstellung aus Einjahrespflanzen. Eduard Roether Verlag Darmstadt, 1960. 107 Seiten
Anonymus: Richtlinie für Abschlussarbeiten der Studiengänge im Fachbereich Holztechnik und für die mündliche Prüfung zur Abschlussarbeit. Eberswalde 2007. 23 Seiten
- [Youngquist 1996] Youngquist, John A.; u.a.: Agricultural Fibers for Use in Building Components. In: The use of recycled wood and paper in building applications. S.123...134; 1996.

Normen

- | | |
|---------------------|--|
| [DIN EN 322 - 1993] | Holzwerkstoffe – Bestimmung des Feuchtegehaltes. DIN EN 322, 1993. 3 Seiten |
| [DIN 51719 - 1978] | Prüfung fester Brennstoffe – Bestimmung des Aschegehaltes. DIN 51719, 1997. 3 Seiten |
| [ISO 3340 - 1976] | Fibre building boards – Determination of sand content. ISO 3340, 1976. 3 Seiten |

Verzeichnis der Abbildungen und Tabellen

Abbildungen

Abb. 3.1: Kohlen-, Wasser- und Sauerstoffgehalt verschiedener Pflanzen	12
Abb. 3.2: Querschnitt durch ein Laubblatt.....	14
Abb. 3.3: Vereinfachte Pflanzenstruktur mono- und dikotyler Pflanzen.....	17
Abb. 3.4: Stängelquerschnitt einer Monokotylen (Mais).....	18
Abb. 3.5: Stängelquerschnitt einer Dikotylen (Topinambur).....	19
Abb. 3.6: Bestandteile eines Weizenstängels	21
Abb. 3.7: Weitere Bestandteile eines Weizenstängels	21
Abb. 3.8: Strohalm im Querschnitt	22
Abb. 3.9: Elementare Zusammensetzung von Holzasche	24
Abb. 3.10: Ascheerweichungstemperaturen verschiedener Pflanzen	26
Abb. 3.11: Kalium- und Calciumgehalte verschiedener Pflanzen	27
Abb. 3.12: Gemittelte Aschegehalte verschiedener Pflanzen und Holz	28
Abb. 3.13: Gemittelte Silicatgehalte verschiedener Pflanzen	29
Abb. 3.14: Aschegehalte verschiedener Pflanzensegmente.....	30
Abb. 3.15: Asche- und Silicatgehalt von Einjahrespflanzen in verschiedenen Stängelabschnitten.....	31
Abb. 3.16: Veränderung des Aschegehaltes bei Hafer in verschiedenen Reifestadien.....	34
Abb. 3.17: Veränderung des Aschegehaltes bei Mais in verschiedenen Reifestadien	34
Abb. 3.18: Veränderung des Aschegehaltes bei Sudangras in verschiedenen Reifestadien...	35
Abb. 3.19: Veränderung des Aschegehaltes bei Wintergerste in verschiedenen Reifestadien	36
Abb. 3.20: Veränderung des Aschegehaltes bei Winterroggen in verschiedenen Reifestadien	36
Abb. 3.21: Veränderung des Aschegehaltes bei Winterweizen in verschiedenen Reifestadien	37
Abb. 3.22: Gemittelte Cellulose- und Ligningehalte von Holz und Einjahrespflanzen	38
Abb. 3.23 und 3.24: Kieselsäureskelett eines Weizenstängels unter dem Mikroskop.....	39

Abb. 3.25: Chemische Struktur der Kieselsäure.....	40
Abb. 3.26: Im Plattenwerkstoff verbliebener Teil eines Sandkorns	43
Abb. 3.27: Korrelation zwischen Schneidenverschleiß und Korngröße.....	44
Abb. 3.28: Schneidenverschleiß in Abhängigkeit von der Korngröße.....	44
Abb. 3.29: Schütt- und Stapeldichten verschiedener Güter in verschiedenen Bearbeitungsformen (Feuchtegehalt 15 %)	46
Abb. 4.1: Geöffneter Trockenschrank	50
Abb. 4.2: Quarzglasiegel	51
Abb. 4.3: Geöffneter Muffelofen	51
Abb. 4.4: Geöffneter, mit Tiegeln bestückter Mikrowellen-Muffelofen	52
Abb. 4.5: Röntgendiffraktometer	58
Abb. 4.6: Probenhalter mit Proben	59
Abb. 4.7: Hochvakuum Kleinbeschichtungsanlage	59
Abb. 4.8: Rasterelektronenmikroskop	60
Abb. 4.9: Röntgenfluoreszenzspektrometer	60
Abb. 5.1: Feuchte von Roggen, Gerste, Weizen, Raps in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme	61
Abb. 5.2: Feuchte von Mais, Sonnenblume, Sudangras, Hirse in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme	62
Abb. 5.3: Feuchte von Amarant, Buchweizen, Hanf in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme	62
Abb. 5.4: Feuchte von Topinambur in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme ...	63
Abb. 5.5: Aschegehalte von Buchweizenstroh in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH	64
Abb. 5.6: Aschegehalt der Blätter in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme.....	71
Abb. 5.7: Silicatgehalt von Buchweizen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH	72
Abb. 5.8: Silicatgehalt der Blätter in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Probenentnahme.....	78
Abb. 5.9: Hauptelemente verschiedener Stängelabschnitte von Raps, Sonnenblume, Weizen und Hanf.....	80

Abb. 5.10: Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt der Blätter von Hanf, Mais, Sonnenblume und Topinambur in Auswertung der gesammelten Daten über den Untersuchungszeitraum.....	81
Abb. 5.11 Veränderung des Asche- und Silicatgehaltes bei Raps bei verschiedenen BBCH ...	81
Abb. 5.12: Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt bei Raps in Auswertung der gesammelten Daten über den Untersuchungszeitraum.....	82
Abb. 5.13 Veränderung des Asche- und Silicatgehaltes bei Weizen bei verschiedenen BBCH	82
Abb. 5.14: Zusammenhang zwischen Asche- und Silicatgehalt bei Weizen in Auswertung der gesammelten Daten über den Untersuchungszeitraum.....	83
Abb. 6.1: Verschlackte Rapsasche.....	89
Abb. 6.2 : Quarzglasiegel mit Entglasungserscheinungen.....	89
Abb. 6.3: Topinambursilicat unter dem Mikroskop.....	89
Abb. A 5.1: Aschegehalte von Gerste in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	128
Abb. A 5.12: Silicatgehalt von Gerste in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	128
Abb. A 5.2: Aschegehalt von Hanf in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	129
Abb. A 5.13: Silicatgehalt von Hanf in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	129
Abb. A 5.3: Aschegehalte von Raps in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	130
Abb. A 5.14: Silicatgehalt von Raps in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	130
Abb. A 5.4: Aschegehalt von Roggen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	131
Abb. A 5.15: Silicatgehalt von Roggen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	131
Abb. A 5.5: Aschegehalt von Sonnenblume in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	132
Abb. A 5.16: Silicatgehalt von Sonnenblume in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH.....	132

Abb. A 5.6: Aschegehalt von Topinambur in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	133
Abb. 5.17: Silicatgehalt von Topinambur in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	133
Abb. A 5.7: Aschegehalt von Weizen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH	134
Abb. A 5.18: Silicatgehalt von Weizen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH	134
Abb. A 5.8: Aschegehalt von Amaranth in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	135
Abb. A 5.19: Silicatgehalt von Amaranth in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	135
Abb. A 5.9: Aschegehalt von Hirse in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	136
Abb. A 5.20: Silicatgehalt von Hirse in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	136
Abb. A 5.10: Aschegehalt von Mais in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	137
Abb. A 5.21: Silicatgehalt von Mais in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	137
Abb. A 5.11: Aschegehalt von Sudangras in Abhängigkeit vom Stängelabschnittabschnitt bei verschiedenen BBCH	138
Abb. A 5.22: Silicatgehalt von Sudangras in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH	138
Abb. A 6.1: Asche- und Silicatgehalte der C3-Ganzpflanzen	139
Abb. A 6.2: Asche- und Silicatgehalte der C4-Ganzpflanzen	139

Tabellen

Tab. 3.1: Durchschnittlicher Wasserverbrauch für die Trockenmasseproduktion krautiger Pflanzen.....	16
Tab. 3.2: Einteilung der Pflanzen.....	20
Tab. 4.1: Untersuchte Pflanzen	48
Tab. 5.1: Aschegehalt in der Ganzpflanze, im Hanfstängel und in den Hanfblättern zu unterschiedlichen BBCH	65
Tab. 5.2: Aschegehalt in der Ganzpflanze, im Sonnenblumenstängel und in den Sonnenblumenblättern zu unterschiedlichen BBCH.....	67
Tab. 5.3: Aschegehalt in der Ganzpflanze, im Maisstängel und in den Maisblättern zu unterschiedlichen BBCH	70
Tab. 5.4: Silicatgehalt in der Ganzpflanze, im Hanfstängel und in Hanfblättern zu unterschiedlichen BBCH	73
Tab. 5.5: Silicatgehalt in der Ganzpflanze, im Sonnenblumenstängel und in den Sonnenblumenblättern zu unterschiedlichen BBCH.....	74
Tab. 5.6: Silicatgehalt in der Ganzpflanze, im Maisstängel und in den Maisblättern zu unterschiedlichen BBCH	77
Tab. 5.7: Abschätzung der kristallinen Mineralanteile in %.....	78
Tab. 5.8: Zusammenstellung der ermittelten Elemente von Mais, Topinambur, Sonnenblume, Raps, Weizen, Hanf.	79
Tab. 6.1: Verteilung kristalliner und amorpher Anteile bei SiO ₂ und KCl aus Silicaten von Mais, Hanf, Raps, Sonnenblume, Topinambur und Weizen	88
Tab. T 4.1: Beprobungstermine Amarant mit Entwicklungsstadien	105
Tab. T 4.2: Beprobungstermine Buchweizen mit Entwicklungsstadien.....	105
Tab. T 4.3: Beprobungstermine Hanf mit Entwicklungsstadien.....	105
Tab. T 4.4: Beprobungstermine Gerste mit Entwicklungsstadien	106
Tab. T 4.5: Beprobungstermine Hirse mit Entwicklungsstadien	107
Tab. T 4.6: Beprobungstermine Mais mit Entwicklungsstadien	107
Tab. T 4.7: Beprobungstermine Raps mit Entwicklungsstadien.....	108
Tab. T 4.8: Beprobungstermine Roggen mit Entwicklungsstadien	109
Tab. T 4.9: Beprobungstermine Sonnenblume mit Entwicklungsstadien.....	110

Tab. T 4.10: Beprobungstermine Sudangras mit Entwicklungsstadien	110
Tab. T 4.11: Beprobungstermine Weizen mit Entwicklungsstadien	111
Tab. T 4.12: Beprobungstermine Topinambur mit Entwicklungsstadien	112
Tab. T 4.13: Segmentierung Amaranth	113
Tab. T 4.14: Segmentierung Buchweizen	113
Tab. T 4.15: Segmentierung Hanf	113
Tab. T 4.16: Segmentierung Gerste	114
Tab. T 4.17: Segmentierung Hirse	114
Tab. T 4.18: Segmentierung Mais	114
Tab. T 4.19: Segmentierung Raps	115
Tab. T 4.20: Segmentierung Roggen	115
Tab. T 4.21: Segmentierung Sonnenblume	115
Tab. T 4.22: Segmentierung Sudangras	116
Tab. T 4.23: Segmentierung Weizen	116
Tab. T 4.24: Segmentierung Topinambur	116

Anlagen

Anlage 1: Beprobungstermine und Entwicklungsstadien	105
Anlage 2: Einteilung der Pflanzen	113
Anlage 3: Feuchten der Pflanzen	117
Anlage 4: Asche- und Silicatgehalte der Pflanzen	128
Anlage 5: Gesammelte Daten von Weizen.....	140

Anlage 1: Beprobungstermine und Entwicklungsstadien

Tab. T 4.1: Beprobungstermine Amaranth mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meyer 2001]	Beschreibung [Meyer 2001]	Bemerkung
05.08.08	BBCH 39	Makrostadium 3: Längenwachstum des Schossen (Haupttrieb): Maximale Länge bzw. Durchmesser erreicht	Wuchshöhe: 0,50 m
13.10.08	BBCH 85	Makrostadium 8: Frucht- und Samenreife; Teigreife, Korninhalt weich, aber trocken	Wuchshöhe: 0,80 m

Tab. T 4.2: Beprobungstermine Buchweizen mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meyer 2001]	Beschreibung [Meyer 2001]	Bemerkung
05.08.08	BBCH 65	Makrostadium 6: Blüte (Hauptspross); Vollblüte: 50 % der Blüten offen, erste Blütenblätter können fallen oder vertrocknen	Wuchshöhe: 0,50 m
13.10.08	BBCH 87	Makrostadium 8: Frucht- und Samenreife; Gelbreife, Fingernageleindruck irreversibel	Wuchshöhe: 0,70 m

Tab. T 4.3: Beprobungstermine Hanf mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meyer 2001]	Beschreibung [Meyer 2001]	Bemerkung
05.08.08	BBCH 51	Makrostadium 5: Erscheinen der Blütenanlagen: Blütenanlagen werden sichtbar	Wuchshöhe: 0,80 m
08.09.08	BBCH 69	Makrostadium 6: Blüte (Hauptspross); Ende der Blüte, Fruchtansatz sichtbar	Wuchshöhe: 1,20 m
13.10.08	BBCH 85	Makrostadium 8: Frucht- und Samenreife; Teigreife, Korninhalt weich, aber trocken	Wuchshöhe: 1,50 m

Tab. T 4.4: Beprobungstermine Gerste mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
29.04.08	BBCH 31/32	BBCH 31: Makrostadium 3: Schossen (Haupttrieb); 1-Knoten-Stadium: 1.Knoten dicht über der Bodenoberfläche wahrnehmbar, mind. 1cm vom Bestockungsknoten entfernt BBCH 32: 2-Knoten-Stadium: 2.Knoten wahrnehmbar, mind. 2 cm vom 1.Knoten entfernt	Wuchshöhe: 0,60 m
15.05.08	BBCH 49/55-57	Makrostadium 4: Ähren-/Rispschwellen; BBCH 49: Grannenspitzen: Grannen werden über der Ligula des Fahnenblattes sichtbar Makrostadium 5: Ähren-/Rispschieben; BBCH 55: Mitte des Ähren-/Rispschiebens: Basis noch in der Blattscheide BBCH 57: 70% der Ähre / Rispe ausgetreten	Wuchshöhe: 0,80 m
04.06.08	BBCH 71	Makrostadium 7: Fruchtentwicklung; Erste Körner haben die Hälfte ihrer endgültigen Größe erreicht. Korninhalt wässrig	Wuchshöhe: 1,10 m
22.07.08	BBCH 99	Makrostadium 9: Absterben; Erntegut	Wuchshöhe: 1,10 m

Tab. T 4.5: Beprobungstermine Hirse mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
22.07.08	BBCH 35	Makrostadium 3: Schossen (Haupttrieb); 5-Knoten-Stadium	Wuchshöhe: 1,20 m (Stängelhöhe)
05.09.08	BBCH 51	Makrostadium 5: Rispschieben; Beginn des Ähren-/Rispschiebens	Wuchshöhe: 3,50 m

Tab. T 4.6: Beprobungstermine Mais mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
24.06.08	BBCH 35	Makrostadium 3: Längenwachstum (Hauptspross); Schossen. 5. Stängelknoten wahrnehmbar	Wuchshöhe: 1,00 m (Stängelhöhe)
22.07.08	BBCH 61	Makrostadium 6: Blüte; Männliche Infloreszenz: Beginn der Blüte; Mitte des Rispenmittelas blüht Weibliche Infloreszenz: Spitze der Kolbenanlage schiebt aus der Blattscheide	Wuchshöhe: 3,00 m (Stängelhöhe)
05.09.08	BBCH 85	Makrostadium: Frucht- und Samenreife; Teigreife (=Siloreife): Körner gelblich bis gelb (sortenabhängig); teigige Konsistenz; ca. 55 % TS im Korn	Wuchshöhe: 3,00 m

Tab. T 4.7: Beprobungstermine Raps mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
29.04.08	BBCH 61	Makrostadium 6: Blüte (Haupt- spross); Beginn der Blüte, 10 % der Blüten offen	Wuchshöhe: 1,10 m
15.05.08	BBCH 65	Makrostadium 6: Blüte (Haupt- spross); Vollblüte: Ca. 50 % der Blüten am Haupttrieb of- fen. Erste Blüten fallen bereits ab	Wuchshöhe: 1,80 m Pflanzen teilweise im Entwicklungsstadium 7: Fruchtentwicklung (Einzelne Schoten vorhanden)
04.06.08	BBCH 71	Makrostadium 7: Fruchtent- wicklung; Ca. 10 % der Schoten haben art- und sortenspezifi- sche Größe	Wuchshöhe: 1,80 m
22.07.08	BBCH 97	Makrostadium 9: Absterben; Pflanzen abgestorben	Wuchshöhe: 1,60 m

Tab. T 4.8: Beprobungstermine Roggen mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
29.04.08	BBCH 37/ EC 49	BBCH 37: Makrostadium 3: Schossen (Haupttrieb); Erscheinen des letzten Blattes (Fahnenblatt), letztes Blatt noch eingerollt BBCH 49: Makrostadium 4: Ähren-/Rispenwellen; Grannen-spitzen: Grannen werden über der Ligula des Fahnenblattes sichtbar	Wuchshöhe: 0,70 m
15.05.08	BBCH 55/57	Makrostadium 5: Ähren-/Rispenstadien; BBCH 55: Mitte des Ähren-/Rispenstadiums: Basis noch in der Blattscheide BBCH 57: 70 % der Ähre / Rispe ausgetreten	Wuchshöhe: 0,90 m
04.06.08	BBCH 69/71	BBCH 69: Makrostadium 6: Blüte; Ende der Blüte BBCH 71: Makrostadium 7: Fruchtentwicklung; Erste Körner haben die Hälfte ihrer endgültigen Größe erreicht. Korninhalt wässrig	Wuchshöhe: 1,40 m
05.09.08	BBCH 99 + 4 Wochen	Makrostadium 9: Absterben; erntegut	Pflanzen verbleiben 4 Wochen auf dem Acker Probenform: Gehäcksel

Tab. T 4.9: Beprobungstermine Sonnenblume mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
24.06.08	BBCH 51	Makrostadium 5: Entwicklung der Blütenanlagen; Infloreszenz-Knospe zwischen den jungen Blättern gerade erkennbar (Stern – Stadium)	Wuchshöhe: 1,00 m
22.07.08	BBCH 65	Makrostadium 6: Blüte (Hauptspross); Vollblüte: Röhrenblüten im mittleren Drittel der Scheibe blühen (freiliegende Staubgefäße und Narben)	Wuchshöhe: 2,20 m
05.09.08	BBCH 85	Makrostadium 8: Frucht- und Samenreife; Fortschreiten der Samenreife: Samen im mittleren Drittel schwarz; Deckblätter braun gerandet. Rückseite des Korbes gelb. Feuchtigkeit der Samen ca. 40 %.	Wuchshöhe: 2,00 m

Tab. T 4.10: Beprobungstermine Sudangras mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
11.07.08	BBCH 37	Makrostadium 3: Schossen (Haupttrieb); 7-Knoten-Stadium	Wuchshöhe: 1,50 m (Stängelhöhe)
05.09.08	BBCH 59	Makrostadium 5: Rispen-schieben; Ende des Ähren-/ Rispenschiebens	Wuchshöhe 3,00 m

Tab. T 4.11: Beprobungstermine Weizen mit Entwicklungsstadien

Pflanzenart	Entwicklungsstadium [Meier 2001]	Beschreibung [Meier 2001]	Bemerkung
29.04.08	BBCH 30/31	BBCH 30: Makrostadium 3 (Haupttrieb); Beginn des Schosses: Haupttrieb und Bestockungstriebe stark aufgerichtet, beginnen sich zu strecken. Ährenspitzen mind. 1 cm vom Bestockungsknoten entfernt BBCH 31: 1-Knoten-Stadium: 1.Knoten dicht über der Bodenoberfläche wahrnehmbar, mind. 1 cm vom Bestockungsknoten entfernt	Wuchshöhe: 0,45 m
15.05.08	BBCH 37	Makrostadium 3: Schossen (Haupttrieb); Erscheinen des letzten Blattes (Fahnenblatt); letztes Blatt noch eingerollt	Wuchshöhe: 0,60 m
04.06.08	BBCH 59	Makrostadium 5: Ähren-/Rispschieben; Ende des Ähren-/Rispschiebens: Ähre vollständig sichtbar	Wuchshöhe: 0,90 m
05.09.08	BBCH 99 + 5 Wochen	Makrostadium 9: Absterben; erntegut	Pflanzen verbleiben 5 Wochen auf dem Acker Wuchshöhe: 0,80 m

Tab. T 4.12: Beprobungstermine Topinambur mit Entwicklungsstadien

Beprobungstermin	Entwicklungs-Stadium [Meyer 2001]	Beschreibung [Meyer 2001]	Bemerkung
21.05.08	BBCH 16	Makrostadium 1: Blattentwicklung; 6. Blattpaar entfaltet	Wuchshöhe: 0,40 m
02.06.08	BBCH 19	Makrostadium 1: Blattentwicklung; 9 oder mehr Laubblätter entfaltet	Wuchshöhe: 1,00 m
11.07.08	BBCH 40	Makrostadium 4: Entwicklung vegetativer Vermehrungsorgane; Beginn der Entwicklung vegetativer Vermehrungsorgane	Wuchshöhe: 1,20 m
21.08.08	BBCH 51	Makrostadium 5: Erscheinen der Blütenanlage; Blütenanlagen bzw. -knospen werden sichtbar	Wuchshöhe: 1,40 m
28.10.08	BBCH 69	Makrostadium 6: Blüte (Hauptspross); Ende der Blüte: Fruchtansatz sichtbar	Wuchshöhe: 2,00 m

Anlage 2: Einteilung der Pflanzen

Tab. T 4.13: Segmentierung Amaranth

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
05.08.08	2 Segmente á 250 mm	
13.10.08	3 Segmente á 250 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht, Körner fließen nicht in die Untersuchung mit ein

Tab. T 4.14: Segmentierung Buchweizen

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
05.08.08	2 Segmente á 250 mm	
13.10.08	2 Segmente á 350 mm	Körner fließen nicht in die Untersuchung mit ein

Tab. T 4.15: Segmentierung Hanf

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
05.08.08	2 Segmente á 400 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
08.09.08	3 Segmente á 400 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
13.10.08	3 Segmente á 500 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht, Körner fließen nicht in die Untersuchung mit ein; Schäben und Fasern werden teilweise getrennt und gesondert untersucht

Tab. T 4.16: Segmentierung Gerste

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
29.04.08	2 Segmente á 300 mm	
15.05.08	3 Segmente á 250 mm	
04.06.08	3 Segmente á 400 mm	
22.07.08	3 Segmente á 350 mm	Ähren werden vorher entfernt, fließen nicht in Untersuchung ein

Tab. T 4.17: Segmentierung Hirse

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
22.07.08	3 Segmente á 400 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
05.09.08	3 Segmente á 1,15 m	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht

Tab. T 4.18: Segmentierung Mais

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
24.06.08	3 Segmente á 330 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
22.07.08	2 Segmente á 800 mm und das oberste Segment 1,30 m	Blätter und Kolben (mit Hüllblättern) werden vorher entfernt und gesondert untersucht
05.09.08	2 Segmente á 800 mm und das oberste Segment 1,30 m	Blätter und Kolbenspindel werden vorher entfernt und gesondert untersucht. Die Körner fließen in die Untersuchung nicht mit ein. Zusätzlich findet eine Untersuchung des Parenchyms statt.

Tab. T 4.19: Segmentierung Raps

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
29.04.08	3 Segmente á 350 mm	
15.05.08	3 Segmente á 600 mm	
04.06.08	3 Segmente á 600 mm	
22.07.08	3 Segmente á 500 mm	Körner werden aus Schoten entfernt, fließen nicht in Untersuchung ein

Tab. T 4.20: Segmentierung Roggen

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
29.04.08	3 Segmente á 250 mm	
15.05.08	3 Segmente á 300 mm	
04.06.08	3 Segmente á 450 mm	
05.09.08	Mischprobe	Da die Proben in gehäckselter Form vorliegen, können die Gehalte nur für die Gesamtpflanze ermittelt werden. Getreidekörner sind nicht mehr enthalten.

Tab. T 4.21: Segmentierung Sonnenblume

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
24.06.08	3 Segmente á 330 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
22.07.08	3 Segmente á 650 mm	Blätter und Korb werden vorher entfernt und gesondert untersucht
05.09.08	3 Segmente á 650 mm	Blätter und Korb werden vorher entfernt und gesondert untersucht. Die Kerne fließen in die Untersuchung nicht mit ein. Zusätzlich findet eine Untersuchung des Marks statt.

Tab. T 4.22: Segmentierung Sudangras

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
22.07.08	3 Segmente á 500 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
05.09.08	3 Segmente á 1,00 m	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht

Tab. T 4.23: Segmentierung Weizen

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
29.04.08	2 Segmente á 200 mm	
15.05.08	2 Segmente á 600 mm	
04.06.08	3 Segmente á 300 mm	
05.09.08	3 Segmente á 250 mm	Ähren werden vorher entfernt, fließen nicht in Untersuchung ein. Stroh ist im oberen Bereich grau.

Tab. T 4.24: Segmentierung Topinambur

Beprobungstermin	Einteilung der Sprossachse	Bemerkung
21.05.08	2 Segmente á 200 mm	
02.06.08	2 Segmente á 550 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
11.07.08	3 Segmente á 400 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
21.08.08	3 Segmente á 450 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht
28.10.08	2 Segmente á 600 mm und das oberste Segment 800 mm	Blätter werden entfernt und gesondert untersucht

Anlage 3: Feuchten der Pflanzen

Pflanzen vom 29.04.08

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Gerste	in g	in g	in %
oben	46,844	14,609	220,7
unten	98,266	24,305	304,3
		∅	262,5
		s	59,2
		V	22,5

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Roggen	in g	in g	in %
oben	44,304	21,819	103,1
mitte	88,162	25,369	247,5
unten	111,308	28,314	293,1
		∅	214,6
		s	102,2
		V	46,2

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Weizen	in g	in g	in %
oben	48,802	23,494	107,7
unten	141,127	37,009	281,3
		∅	194,5
		s	122,8
		V	63,1

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Raps	in g	in g	in %
oben	101,656	22,556	350,7
mitte	131,817	33,310	295,7
unten	97,696	29,290	233,5
		∅	293,3
		s	38,9
		V	20,0

Pflanzen vom 15.05.08

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Gerste	in g	in g	in %
oben 2	54,221	29,508	83,8
oben 1	67,950	32,888	106,6
mitte 2	57,289	28,781	99,1
mitte 1	67,860	35,116	93,2
unten 2	71,477	37,614	90,0
unten 1	90,560	36,958	145,0
		∅	103,0
		s	22,0
		V	21,4

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Roggen	in g	in g	in %
oben 2	61,522	29,502	108,5
oben 1	37,763	21,875	72,6
mitte 2	69,619	28,113	147,6
mitte 1	67,220	29,164	130,5
unten 2	59,100	32,983	79,2
unten 1	78,001	34,285	127,5
		∅	111,0
		s	30,0
		V	27,0

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Weizen	in g	in g	in %
oben 2	36,377	24,429	48,9
oben 1	35,650	24,970	42,8
unten 2	83,881	45,881	82,8
unten 1	124,675	53,755	131,9
		∅	76,6
		s	40,9
		V	53,4

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Raps	in g	in g	in %
oben2	60,576	29,942	102,3
oben 1	64,387	32,397	98,7
mitte 2	47,222	33,334	41,7
mitte 1	52,063	34,950	49,0
unten2	33,968	32,141	5,7
unten 1	47,201	43,507	8,5
		∅	51,0
		s	42,1
		V	82,6

Pflanzen vom 04.06.08

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Gerste	in g	in g	in %
oben 2	80,891	58,986	37,1
oben 1	97,695	71,704	36,2
mitte 2	46,432	30,706	51,2
mitte 1	63,967	41,780	53,1
unten 2	60,204	38,101	58,0
unten 1	79,596	47,932	66,1
		∅	50,3
		s	11,7
		V	23,3

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Roggen	in g	in g	in %
oben 2	111,857	53,598	108,7
oben 1	101,018	47,829	111,2
mitte 2	67,907	39,784	70,7
mitte 1	62,641	36,884	69,8
unten 2	94,245	48,247	95,3
unten 1	71,600	40,741	75,7
		∅	88,6
		s	19,0
		V	21,4

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Weizen	in g	in g	in %
oben 2	64,612	38,695	67,0
oben 1	61,477	34,730	77,0
mitte 2	57,115	36,478	56,6
mitte 1	59,902	38,902	54,0
unten 2	83,047	46,591	78,2
unten 1	73,756	43,530	69,4
		∅	67,0
		s	10,1
		V	15,1

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Raps	in g	in g	in %
oben2	118,398	53,174	122,7
oben 1	96,885	45,518	112,8
mitte 2	57,713	44,654	29,2
mitte 1	53,410	41,858	27,6
unten2	87,428	50,754	72,3
unten 1	67,459	39,004	73,0
		∅	72,9
		s	40,1
		V	55,0

Feuchten der Pflanzen vom 24.06.08

Probe	Anf.- Gewicht	End- Gewicht	Feuchte
Sonnenblume	in g	in g	in %
Blätter 2	93,411	41,242	126,5
Blätter 1	78,614	41,021	91,6
oben 3	129,284	17,530	637,5
oben 2	280,015	30,704	812,0
oben 1	285,994	28,267	911,8
mitte 3	143,879	21,772	560,8
mitte 2	210,449	23,226	806,1
mitte 1	196,674	23,590	733,7
unten 3	127,089	23,130	449,5
unten 2	263,070	33,384	688,0
unten 1	251,213	31,832	689,2
		∅	591,5
		s	269,4
		v	45,5

Probe	Anf.- Gewicht	End- Gewicht	Feuchte
Mais	in g	in g	in %
Blätter 2	81,433	25,561	218,6
Blätter 1	63,593	24,644	158,0
oben 3	132,851	27,838	377,2
oben 2	196,467	32,041	513,2
oben 1	195,704	30,545	540,7
mitte 3	134,379	18,433	629,0
mitte 2	229,624	24,202	848,8
mitte 1	247,867	25,608	867,9
unten 3	206,183	25,266	716,0
unten 2	341,568	35,965	849,7
unten 1	288,152	33,603	757,5
		∅	588,8
		s	252,0
		v	42,8

Feuchten der Pflanzen vom 22.07.08

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Mais	in g	in g	in %
Kolben 2	131,185	17,198	662,8
Kolben 1	129,734	19,253	573,8
Blätter 2	34,279	11,567	196,4
Blätter 1	29,938	10,431	187,0
oben 2	66,403	15,996	315,1
oben 1	68,415	16,788	307,5
mitte 2	108,725	26,736	306,7
mitte 1	118,694	22,500	427,5
unten 2	108,055	23,543	359,0
unten 1	102,119	22,455	354,8
		∅	369,1
		s	151,1
		V	40,9

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Sonnenblume	in g	in g	in %
Korb 2	149,785	20,876	617,5
Korb 1	150,765	20,855	622,9
Blätter 2	112,320	15,769	612,3
Blätter 1	85,131	12,524	579,7
oben 2	217,671	25,242	762,3
oben 1	137,232	18,657	635,6
mitte 2	236,324	28,807	720,4
mitte 1	257,799	30,008	759,1
unten 2	247,333	34,751	611,7
unten 1	165,736	23,027	619,7
		∅	654,1
		s	66,7
		V	10,2

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Raps	in g	in g	in %
oben 2	35,018	23,142	51,3
oben 1	25,285	19,795	27,7
mitte 2	83,341	27,489	203,2
mitte 1	106,281	37,310	184,9
unten 2	141,974	32,366	338,7
unten 1	155,134	29,251	430,4
		∅	206,0
		s	157,5
		V	76,5

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Gerste	in g	in g	in %
oben 2	31,087	22,111	40,6
oben 1	27,796	20,277	37,1
mitte 2	59,321	28,659	107,0
mitte 1	65,718	31,849	106,3
unten 2	61,438	26,922	128,2
unten 1	59,870	28,248	111,9
		∅	88,5
		s	39,3
		V	44,4

Probe	Anf.- Gewicht	End- Gewicht	Feuchte
Hirse	in g	in g	in %
Blätter 2	57,224	11,970	378,1
Blätter 1	51,102	10,432	389,9
oben 2	183,853	19,030	866,1
oben 1	154,651	16,325	847,3
mitte 2	260,255	16,667	1461,5
mitte 1	236,578	15,872	1390,5
unten 2	289,336	19,999	1346,8
unten 1	277,634	19,007	1360,7
		∅	1005,1
		s	449,8
		v	44,7

Probe	Anf.- Gewicht	End- Gewicht	Feuchte
Sudangras	in g	in g	in %
Blätter 2	49,432	17,217	187,1
Blätter 1	44,418	15,251	191,2
oben 2	109,216	20,803	425,0
oben 1	97,471	21,824	346,6
mitte 2	132,946	28,564	365,4
mitte 1	131,612	25,321	419,8
unten 2	190,031	15,713	1109,4
unten 1	172,814	14,445	1096,4
		∅	517,6
		s	372,5
		v	72,0

Feuchten der Pflanzen vom 05.08.08

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Hanf	in g	in g	in %
Blätter 5	25,381	21,642	17,3
Blätter 4	22,636	19,293	17,3
Blätter 3	26,326	22,481	17,1
Blätter 2	23,385	19,881	17,6
Blätter 1	25,857	22,052	17,3
oben 2	72,821	62,233	17,0
oben 1	69,417	57,977	19,7
unten 3	54,998	48,532	13,3
unten 2	69,039	60,932	13,3
unten 1	60,914	53,704	13,4
		∅	16,3
		s	2,2
		V	13,5

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Buchweizen	in g	in g	in %
oben 3	65,177	30,497	113,7
oben 2	83,823	38,645	116,9
oben 1	66,126	32,819	101,5
unten 2	84,128	33,144	153,8
unten 1	101,785	39,069	160,5
		∅	129,3
		s	26,2
		V	20,3

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Amarant	in g	in g	in %
oben 2	40,626	26,347	54,2
oben 1	51,298	31,838	61,1
unten	104,032	32,841	216,8
		∅	110,7
		s	91,9
		V	83,0

Feuchten der Topinamburpflanzen

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Topinambur (21.05.08)	in g	in g	in %
oben	57,178	24,483	133,5
unten	75,933	25,666	195,9
		∅	164,7
		s	44,1
		V	26,8

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Topinambur (02.06.08)	in g	in g	in %
Blätter 2	35,410	29,842	18,7
Blätter 1	29,005	24,463	18,6
oben	78,590	64,320	22,2
unten	138,751	112,061	23,8
		∅	20,8
		s	2,6
		V	12,6

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Topinambur (11.07.08)	in g	in g	in %
Blätter 2	32,179	26,009	19,9
Blätter 1	28,513	23,871	19,4
oben	162,142	112,702	43,9
mitte	190,684	128,516	48,4
unten	291,797	183,277	59,2
		∅	38,2
		s	17,8
		V	46,6

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Topinambur (21.08.08)	in g	in g	in %
Blätter 2	38,495	32,146	19,8
Blätter 1	35,006	28,240	24,0
oben	140,156	88,678	58,1
mitte	127,750	81,774	56,2
unten	136,387	86,860	57,0
		∅	43,0
		s	19,4
		V	45,1

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Topinambur (28.10.08)	in g	in g	in %
Blätter 3	46,490	37,498	24,0
Blätter 2	48,889	31,691	54,3
Blätter 1	46,156	28,752	60,5
oben	62,226	37,332	66,7
mitte 2	207,037	61,362	237,4
mitte 1	46,493	23,207	100,3
unten 2	218,943	52,476	317,2
unten 1	163,771	52,397	212,6
		∅	134,1
		s	106,9
		V	79,7

Feuchten der Pflanzen vom 05.09.08

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Sonnenblume	in g	in g	in %
Korb 2	106,726	39,762	168,4
Korb 1	115,543	31,218	270,1
Mark	37,611	19,421	93,7
Blätter 2	35,970	30,100	19,5
Blätter 1	28,572	23,865	19,7
oben	79,450	51,724	53,6
mitte	74,881	42,411	76,6
unten	99,909	50,425	98,1
		∅	100,0
		s	83,9
		V	83,9

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Sudangras	in g	in g	in %
Blätter 2	29,129	25,857	12,7
Blätter 1	30,614	27,175	12,7
oben 2	55,804	49,194	13,4
oben 1	52,370	46,350	13,0
mitte 2	43,839	33,269	31,8
mitte 1	40,463	31,096	30,1
unten 2	112,625	50,255	124,1
unten 1	110,997	46,811	137,1
		∅	46,9
		s	52,4
		V	111,8

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Weizen	in g	in g	in %
oben 2	26,933	22,267	21,0
oben 1	21,429	16,790	27,6
mitte 2	34,691	25,642	35,3
mitte 1	36,753	26,503	38,7
unten 2	30,882	25,634	20,5
unten 1	30,789	25,472	20,9
		∅	27,3
		s	8,0
		V	29,4

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Hirse	in g	in g	in %
Blätter 2	45,629	24,379	87,2
Blätter 1	47,207	23,533	100,6
oben 2	120,823	39,009	209,7
oben 1	115,310	36,559	215,4
mitte 2	131,754	40,156	220,6
mitte 1	109,999	35,045	213,9
unten 2	242,268	61,103	296,5
unten 1	212,534	54,285	291,5
		∅	204,4
		s	76,6
		V	37,5

Probe	Anf.- Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Mais	in g	in g	in %
Kolben 2	168,257	73,003	130,5
Kolben 1	157,910	66,843	136,2
Blätter 2	21,669	19,308	12,2
Blätter 1	24,843	22,184	12,0
Parenchym	20,759	15,409	34,7
oben 2	26,847	23,305	15,2
oben 1	45,776	38,384	19,3
mitte 2	49,841	31,946	56,0
mitte 1	53,885	42,997	25,3
unten 2	53,680	31,918	68,2
unten 1	111,801	78,916	41,7
		∅	50,1
		s	45,0
		v	89,7

Probe	Anf.- Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Roggen	in g	in g	in %
2	32,064	28,054	14,3
1	28,883	25,398	13,7
		∅	14,0
		s	0,4
		v	2,9

Feuchten der Proben vom 08.09./13.10.08

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Hanf (08.09.08)	in g	in g	in %
Blätter 2	28,932	23,920	21,0
Blätter 1	27,454	23,678	15,9
oben	42,560	37,705	12,9
mitte	52,228	46,575	12,1
unten	74,402	66,805	11,4
		∅	14,7
		s	3,9
		V	26,8

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Buchweizen (13.10.2008)	in g	in g	in %
oben 2	84,127	38,338	119,4
oben 1	99,674	48,432	105,8
unten 2	131,573	49,756	164,4
unten 1	116,203	47,378	145,3
		∅	133,7
		s	26,2
		V	19,6

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Hanf (13.10.08)	in g	in g	in %
Blätter 2	24,800	21,547	15,1
Blätter 1	33,591	29,280	14,7
oben	102,957	92,589	11,2
mitte	96,185	86,980	10,6
unten	98,418	88,969	10,6
Schäben	71,881	65,120	10,4
Fasern	32,224	29,268	10,1
		∅	11,8
		s	2,1
		V	18,1

Probe	Anf.-Gewicht	End-Gewicht	Feuchte
Amarant (13.10.2008)	in g	in g	in %
Blätter 2	60,284	48,153	25,2
Blätter 1	68,333	44,177	54,7
oben 2	85,001	57,994	46,6
oben 1	99,304	58,236	70,5
mitte 2	162,616	54,169	200,2
mitte 1	168,245	52,504	220,4
unten 2	218,896	64,179	241,1
unten 1	229,668	64,198	257,7
		∅	139,6
		s	98,7
		V	70,7

Anlage 4: Asche- und Silicatgehalte der Pflanzen

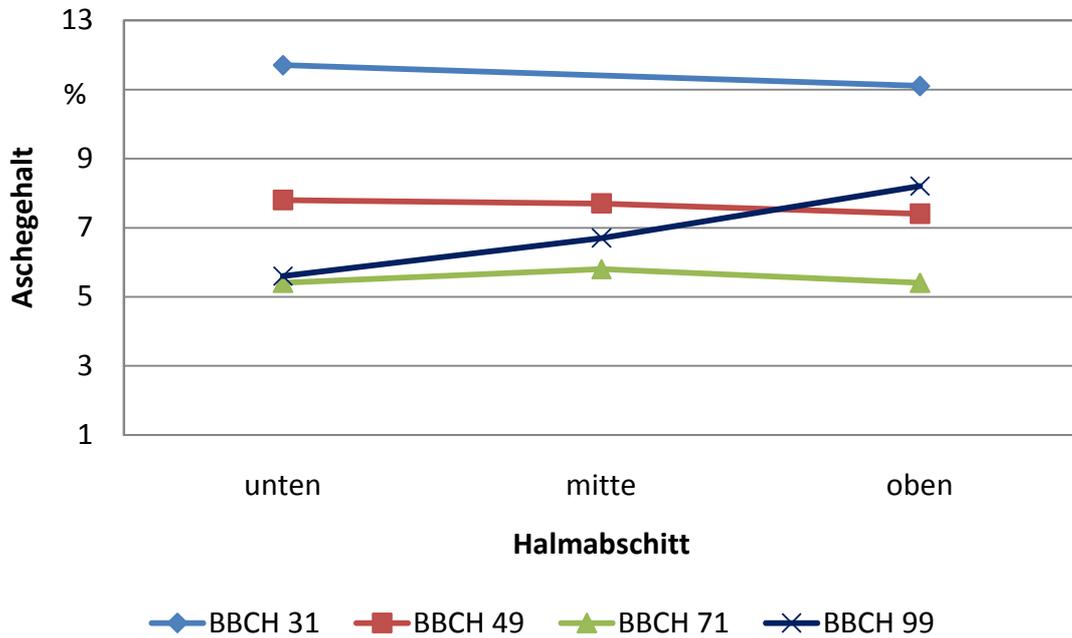


Abb. A 5.1: Aschegehalte von Gerste in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

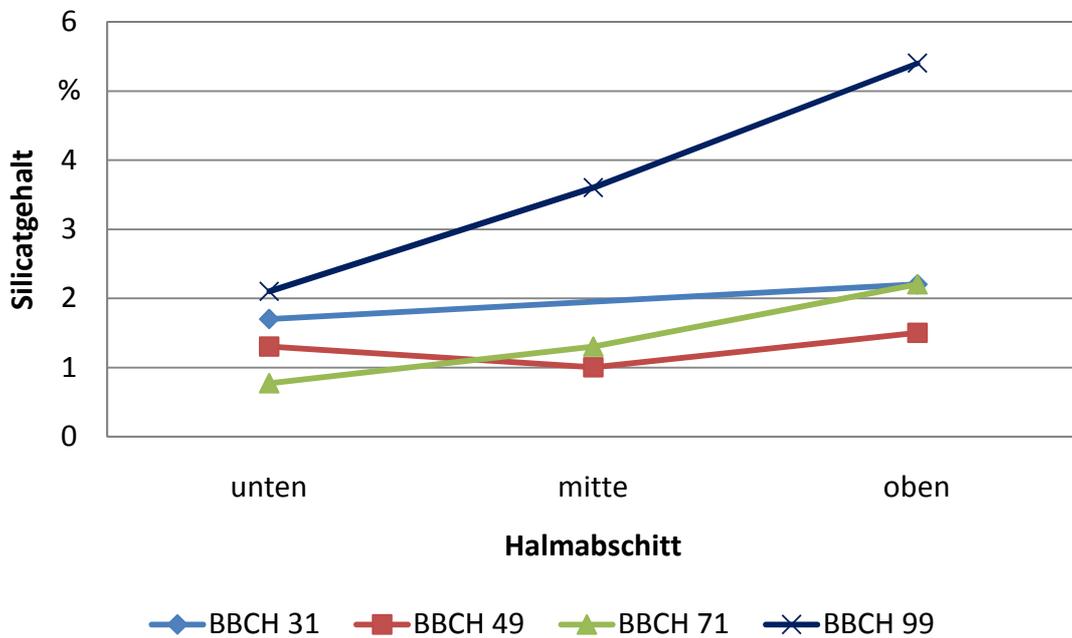


Abb. A 5.12: Silicatgehalt von Gerste in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

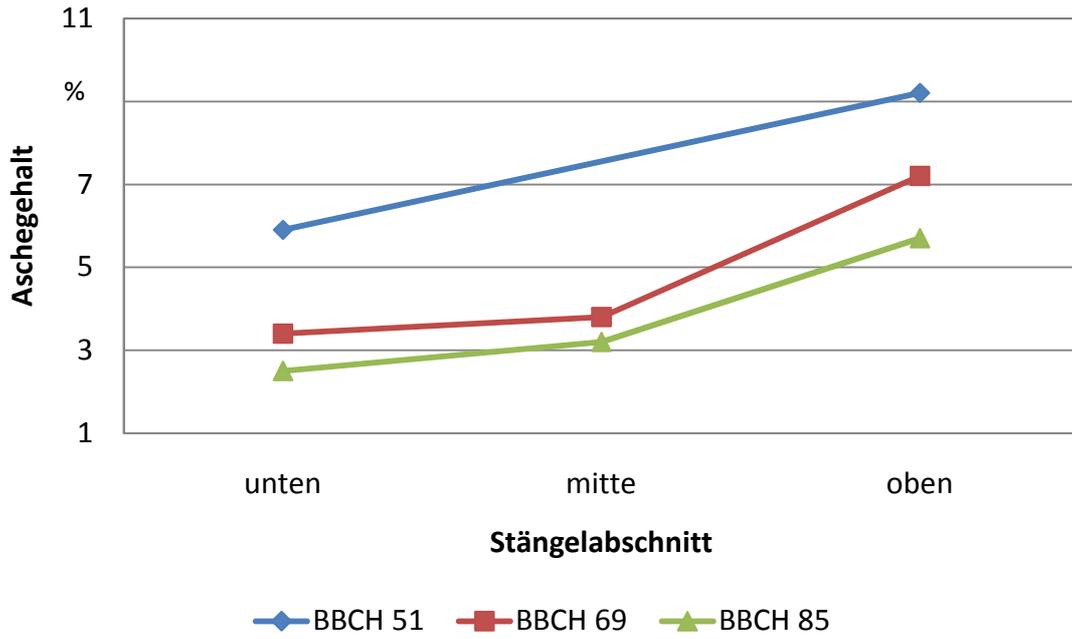


Abb. A 5.2: Aschegehalt von Hanf in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

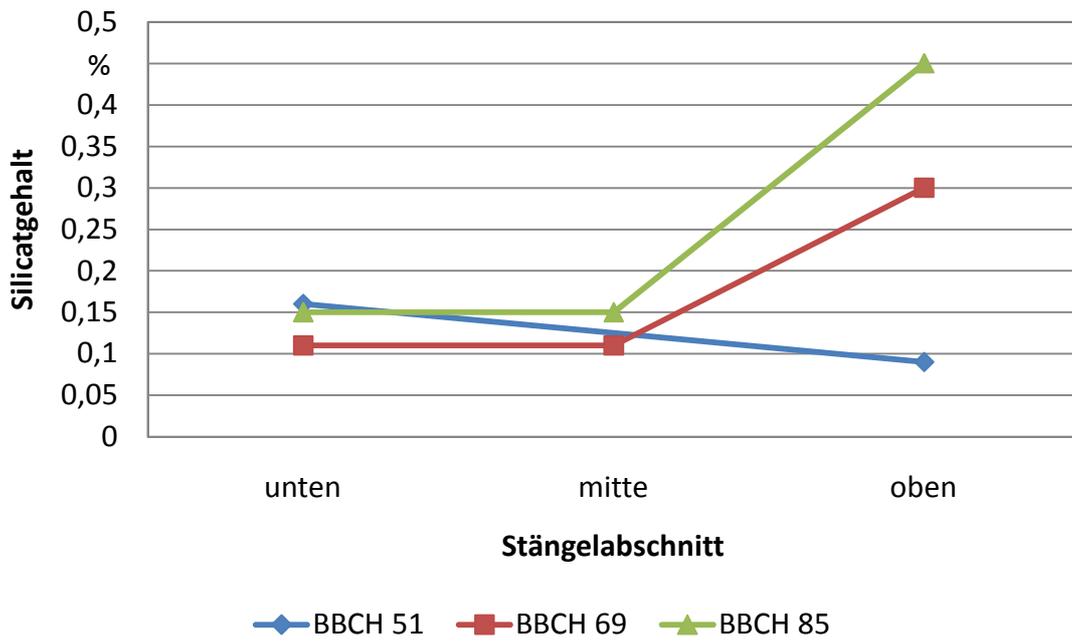


Abb. A 5.13: Silicatgehalt von Hanf in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

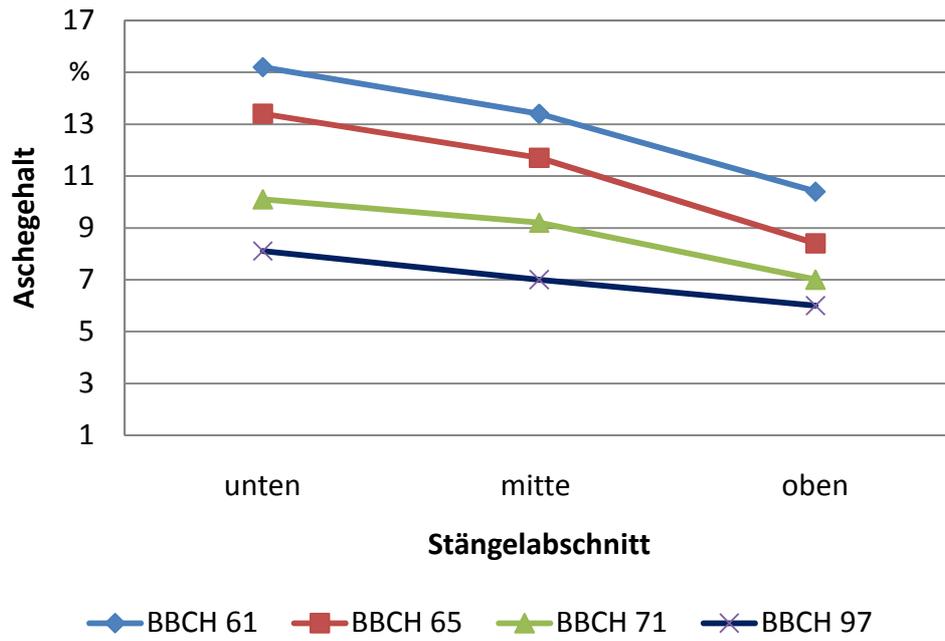


Abb. A 5.3: Aschegehalte von Raps in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

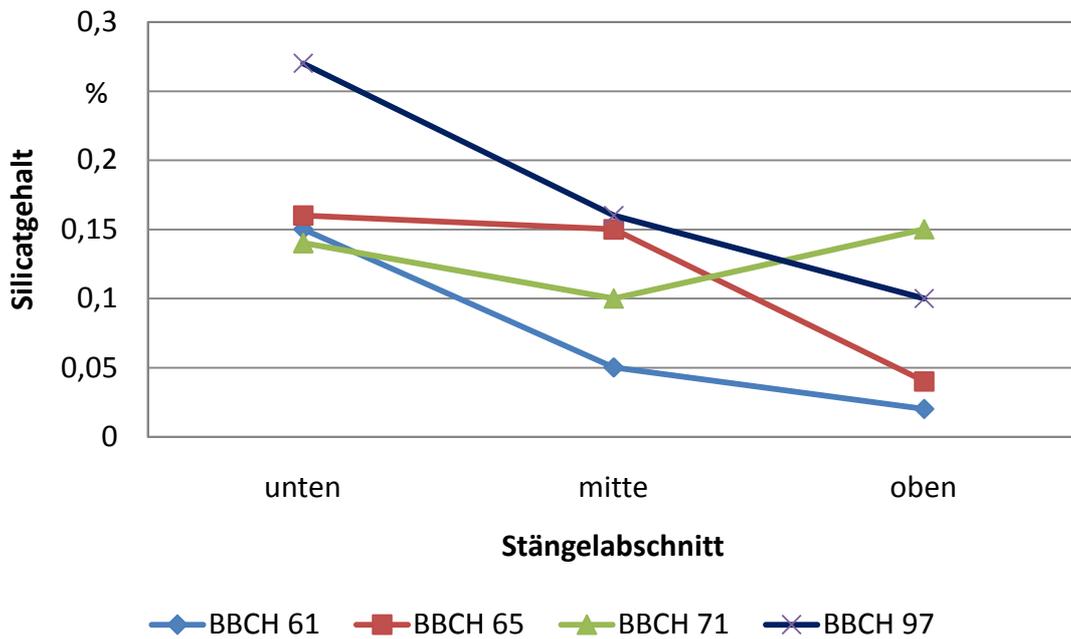


Abb. A 5.14: Silicatgehalt von Raps in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

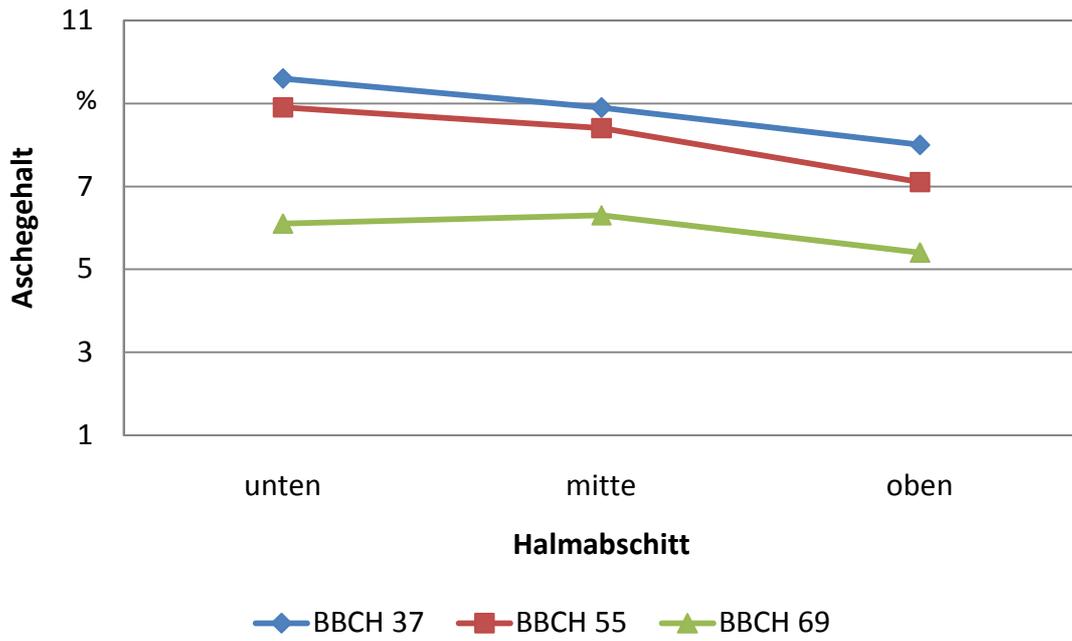


Abb. A 5.4: Aschegehalt von Roggen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

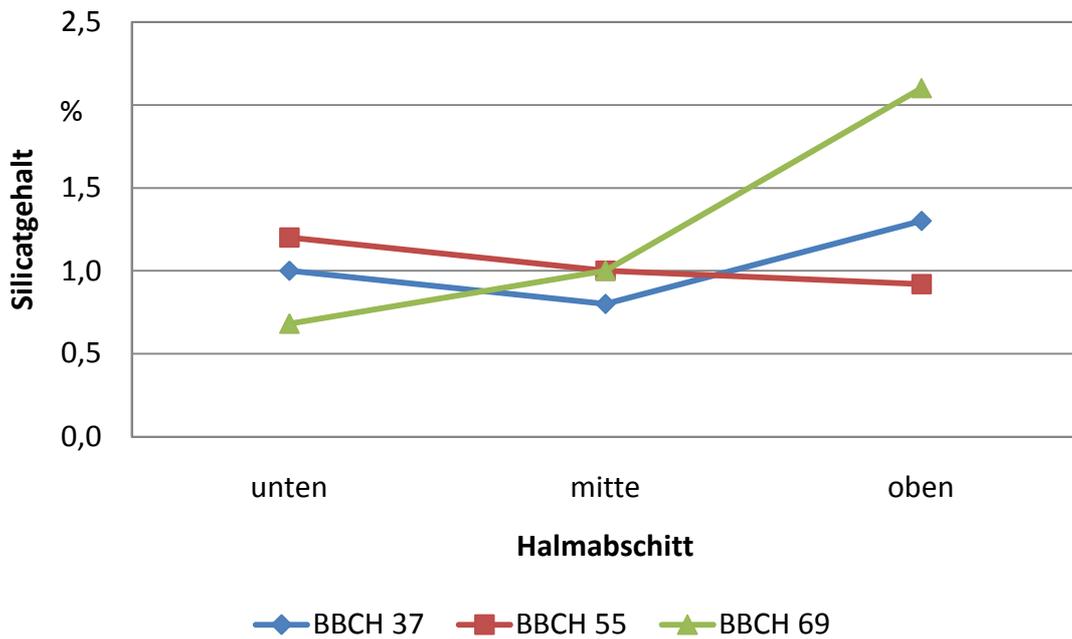


Abb. A 5.15: Silicatgehalt von Roggen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

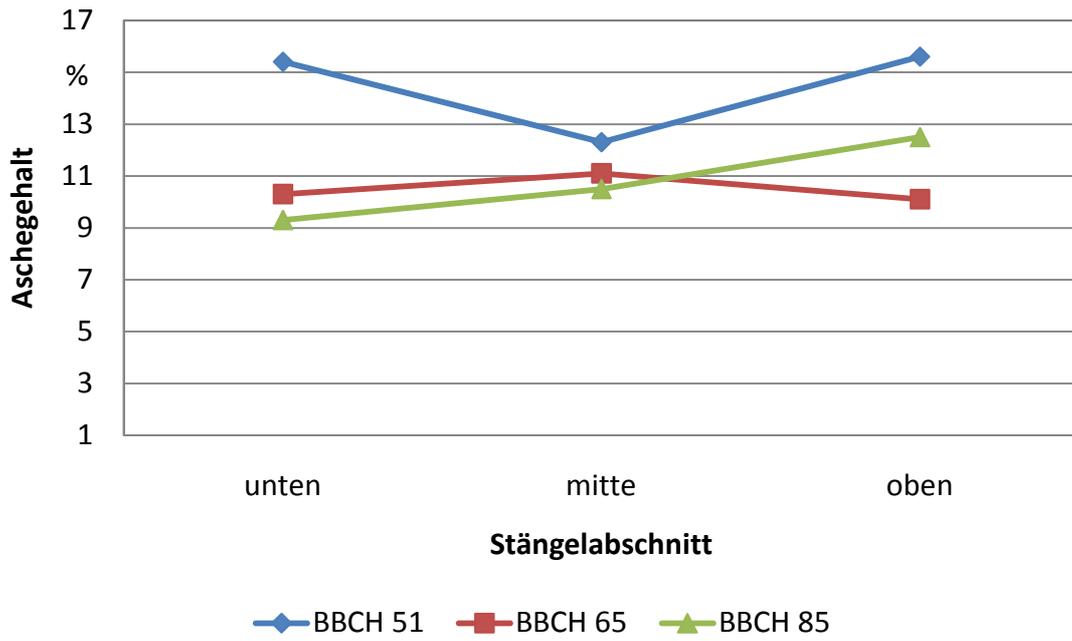


Abb. A 5.5: Aschegehalt von Sonnenblume in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

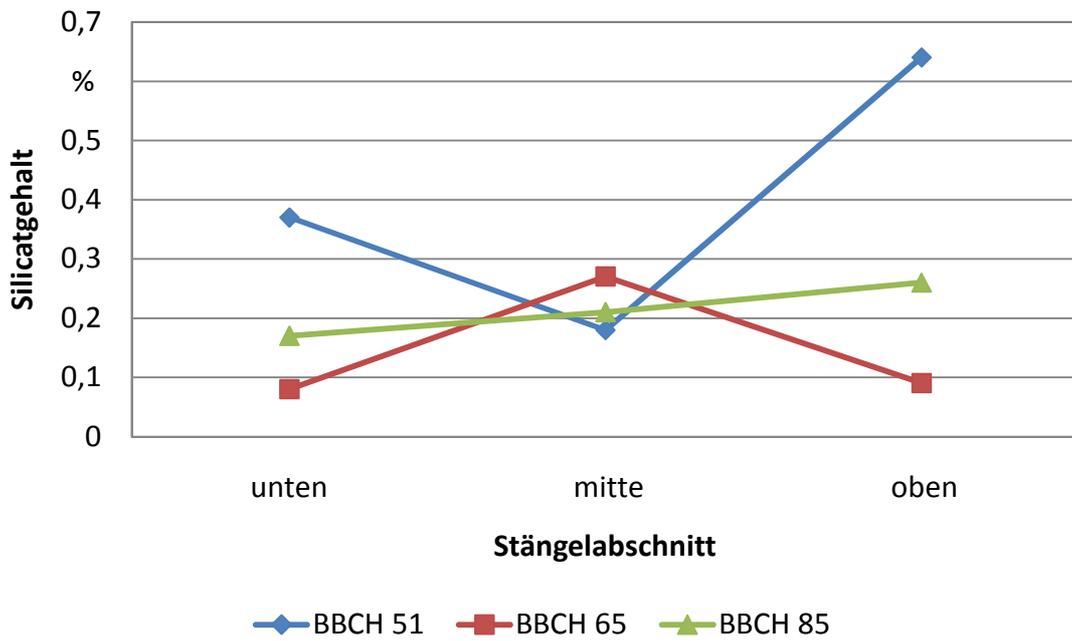


Abb. A 5.16: Silicatgehalt von Sonnenblume in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

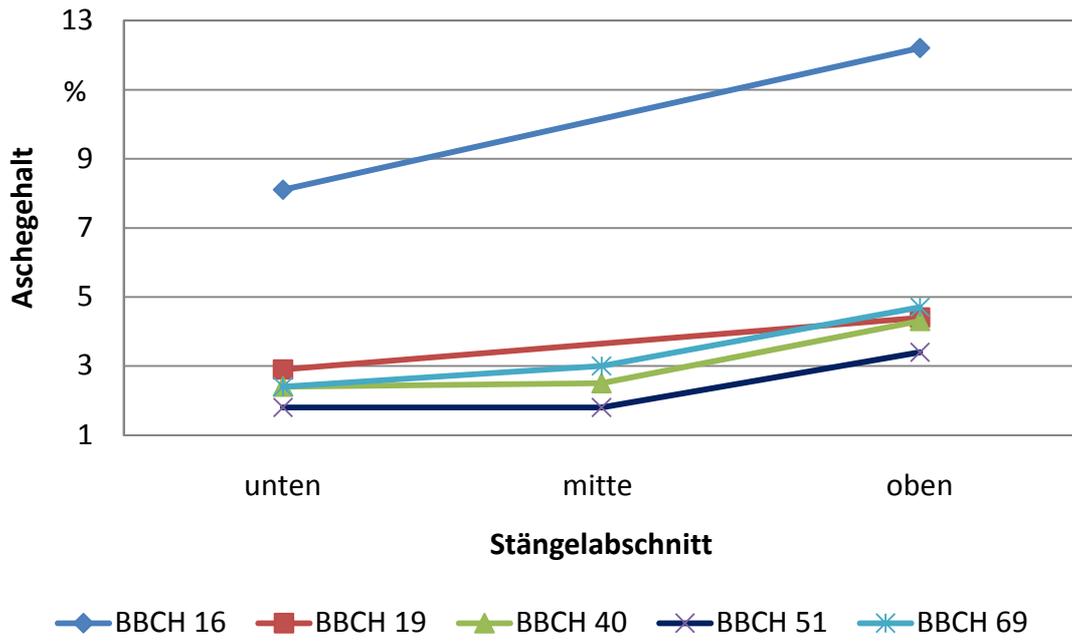


Abb. A 5.6: Aschegehalt von Topinambur in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

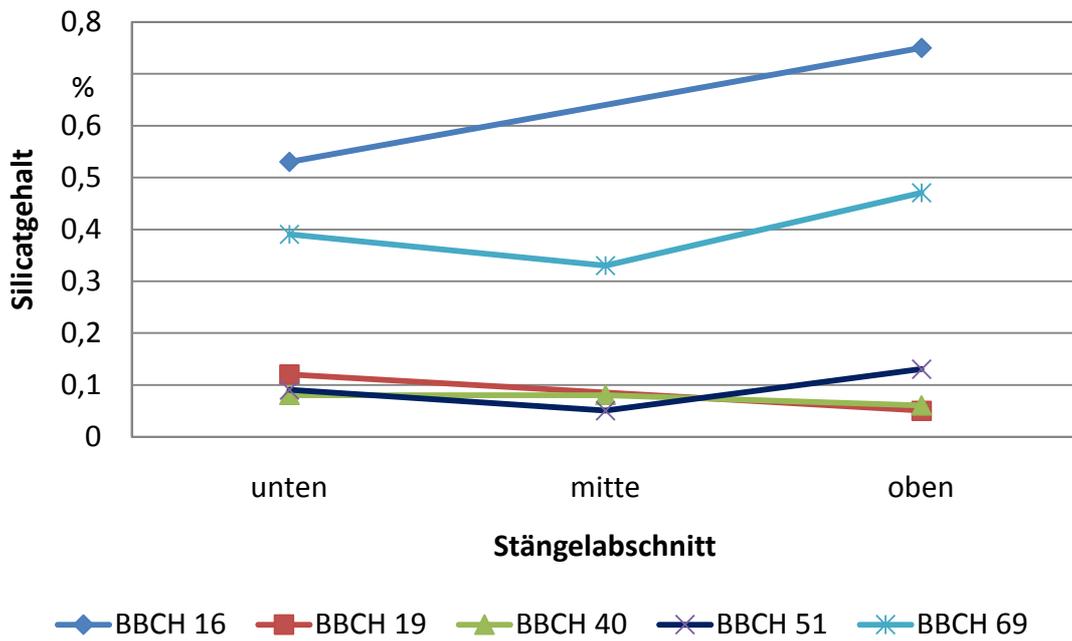


Abb. 5.17: Silicatgehalt von Topinambur in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

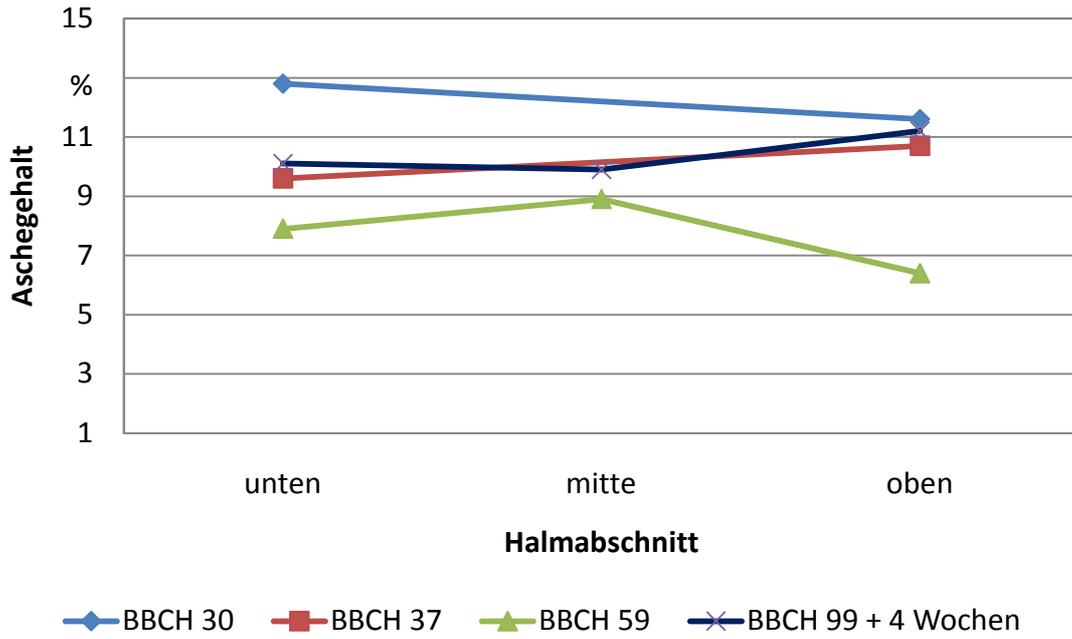


Abb. A 5.7: Aschegehalt von Weizen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

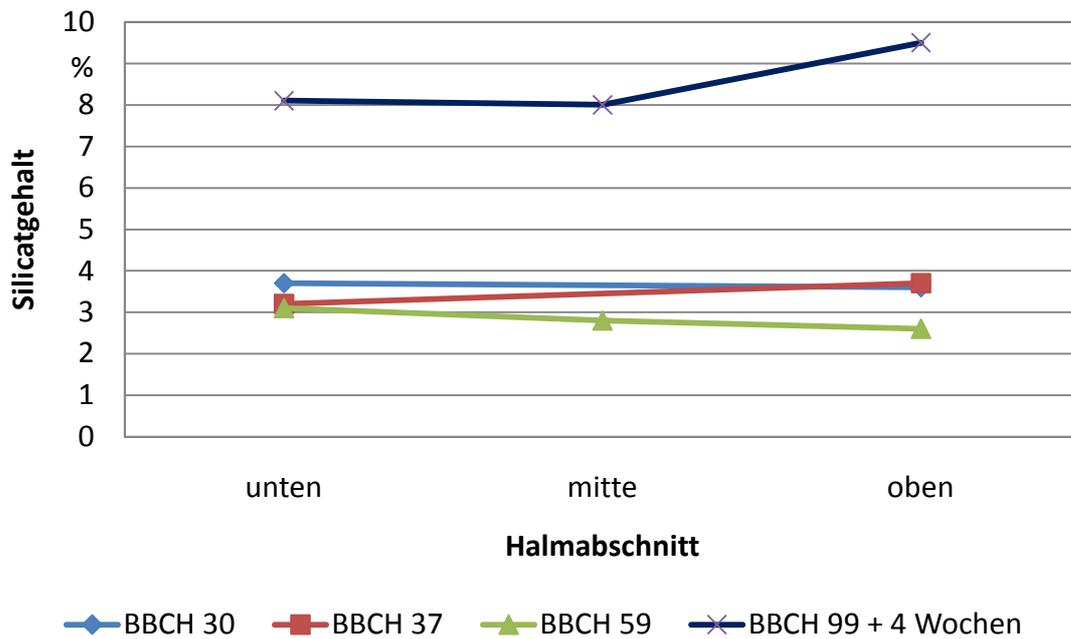


Abb. A 5.18: Silicatgehalt von Weizen in Abhängigkeit vom Halmabschnitt bei verschiedenen BBCH

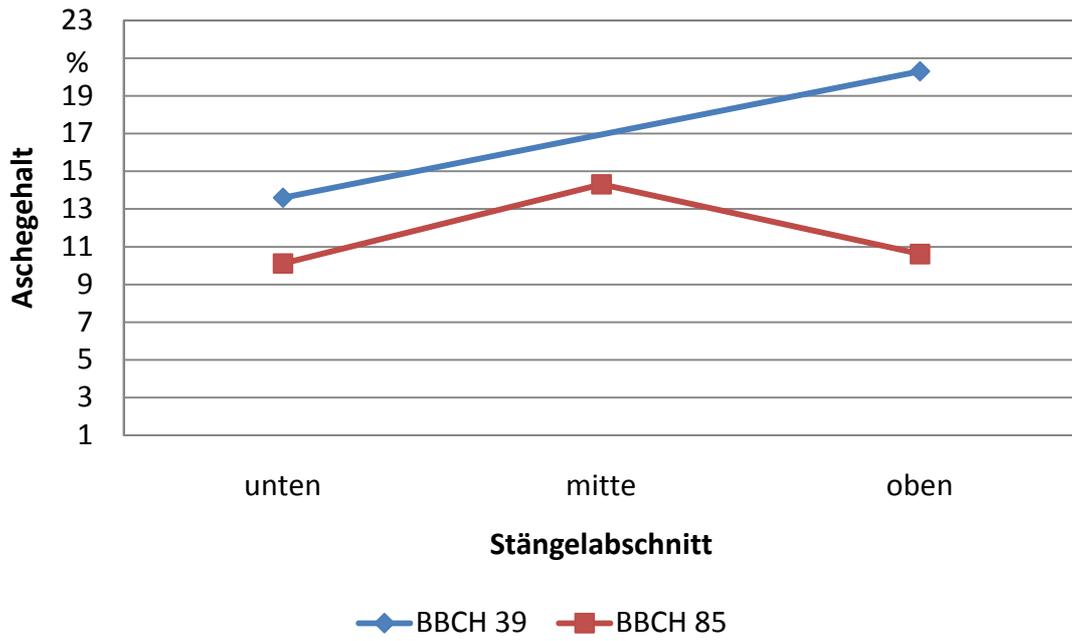


Abb. A 5.8: Aschegehalt von Amarant in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

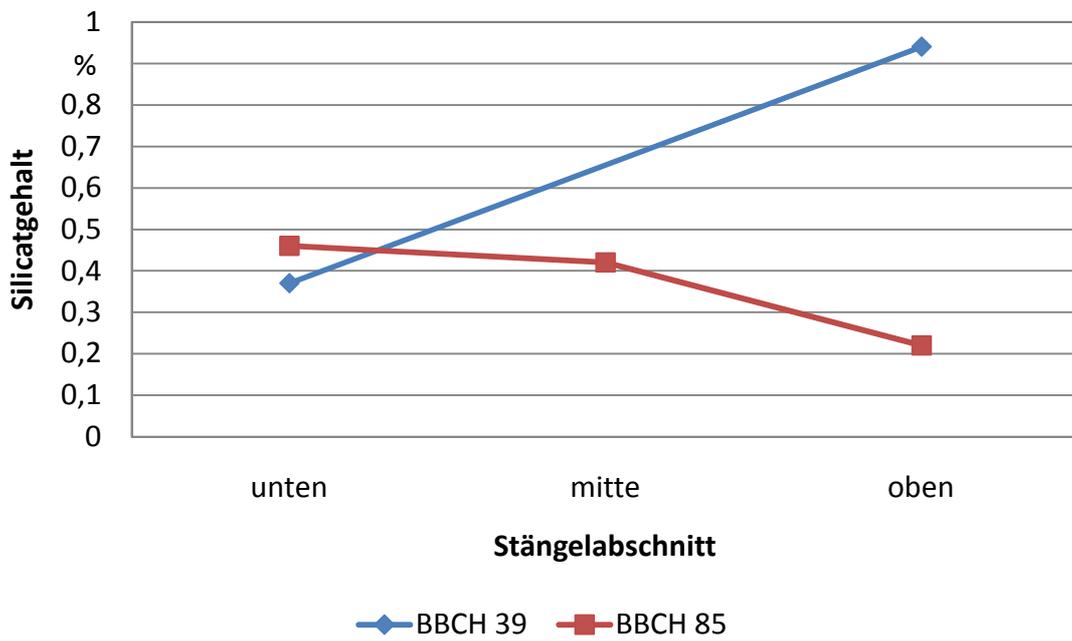


Abb. A 5.19: Silicatgehalt von Amarant in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

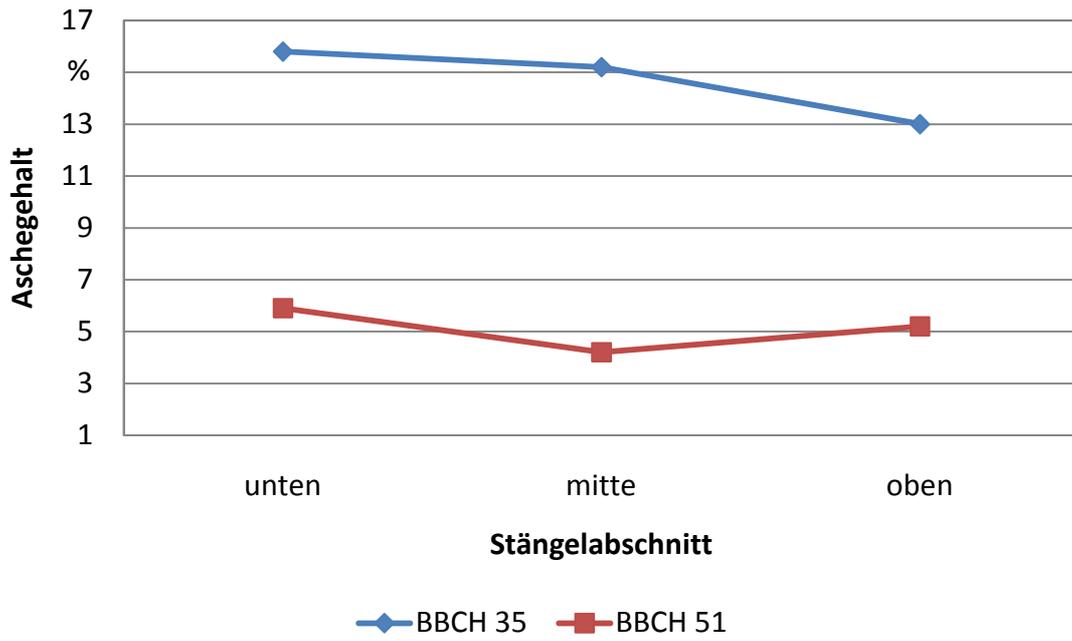


Abb. A 5.9: Aschegehalt von Hirse in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

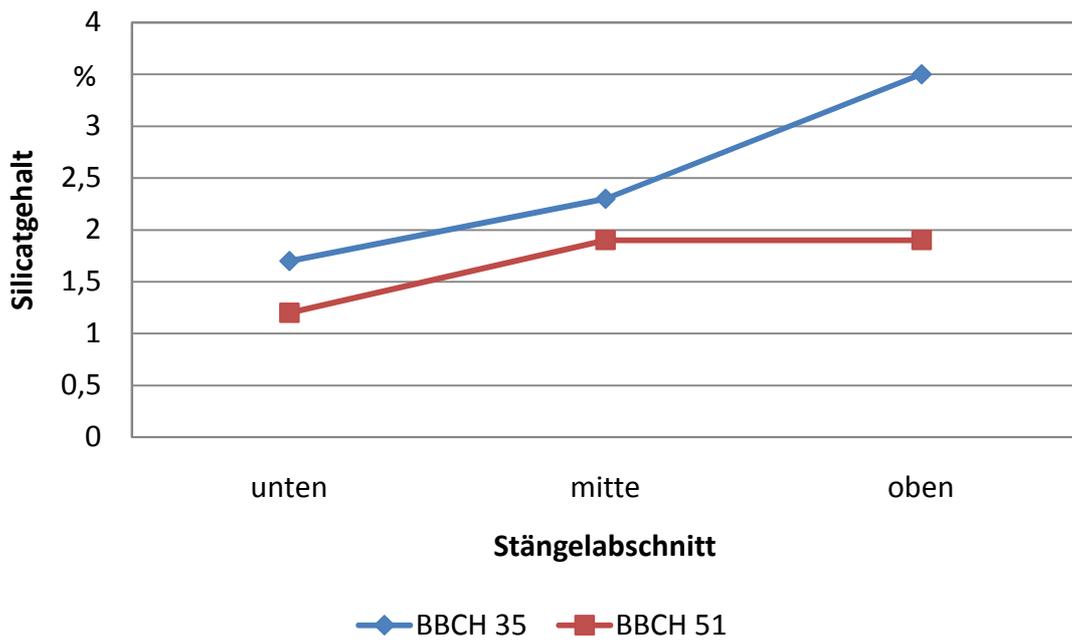


Abb. A 5.20: Silicatgehalt von Hirse in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

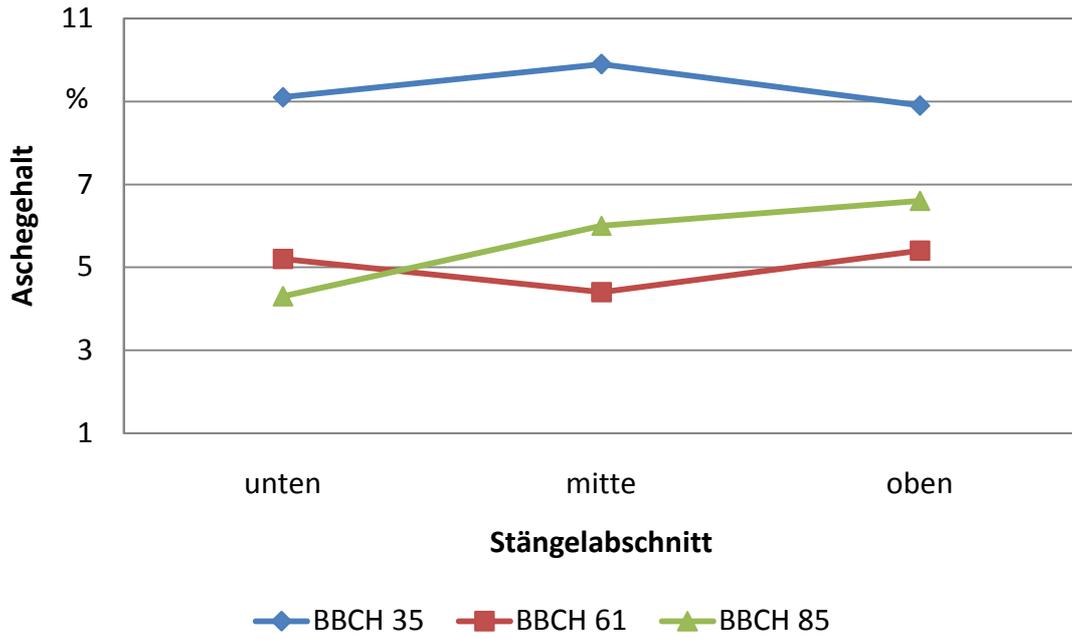


Abb. A 5.10: Aschegehalt von Mais in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

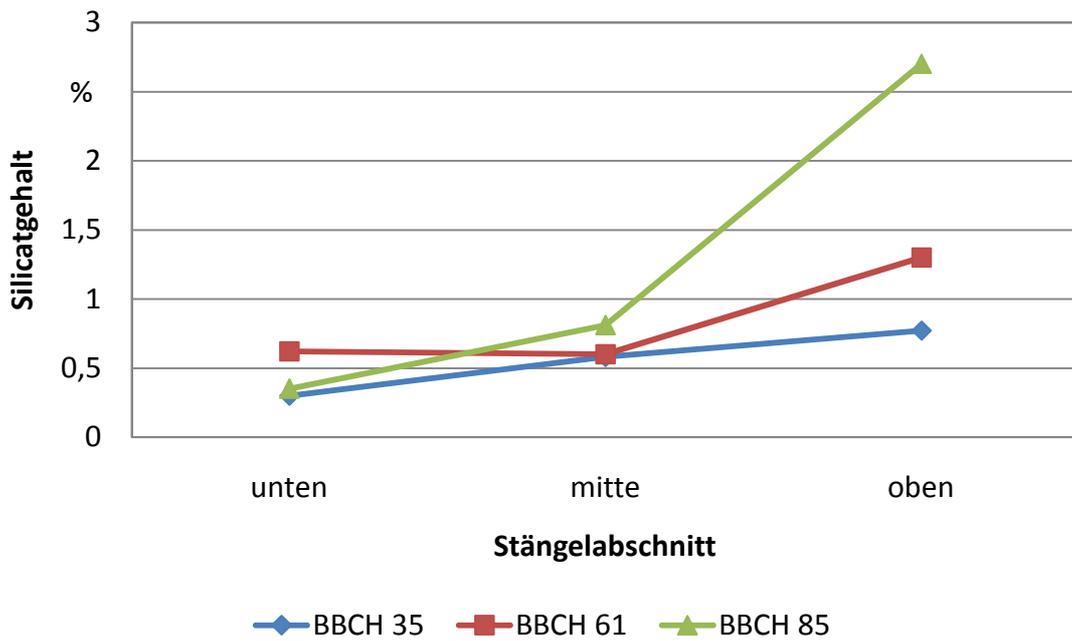


Abb. A 5.21: Silicatgehalt von Mais in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

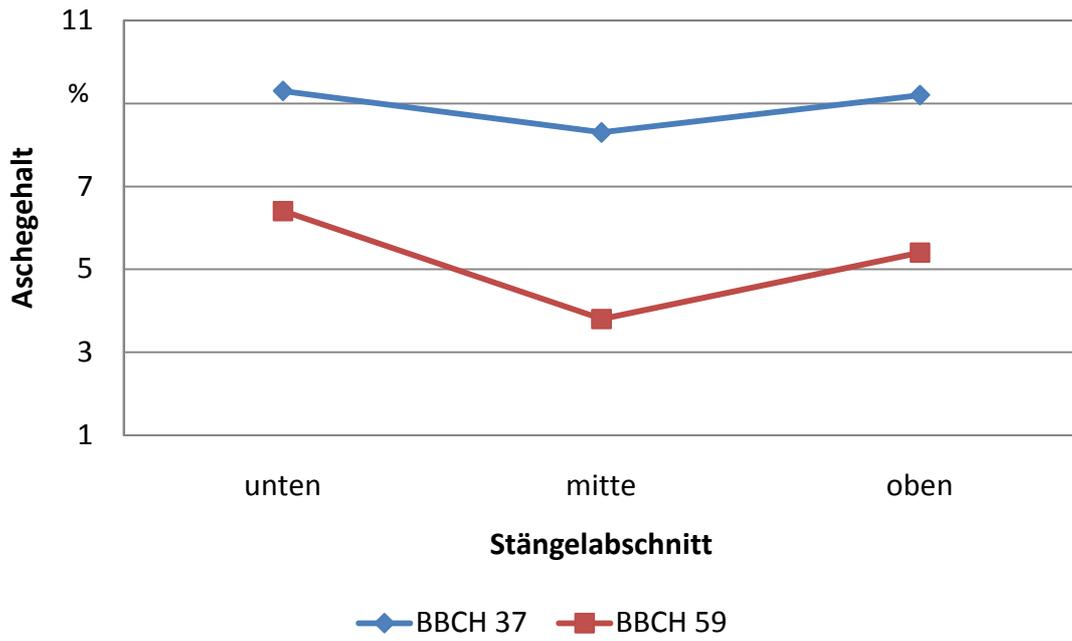


Abb. A 5.11: Aschegehalt von Sudangras in Abhängigkeit vom Stängelabschnittabschnitt bei verschiedenen BBCH

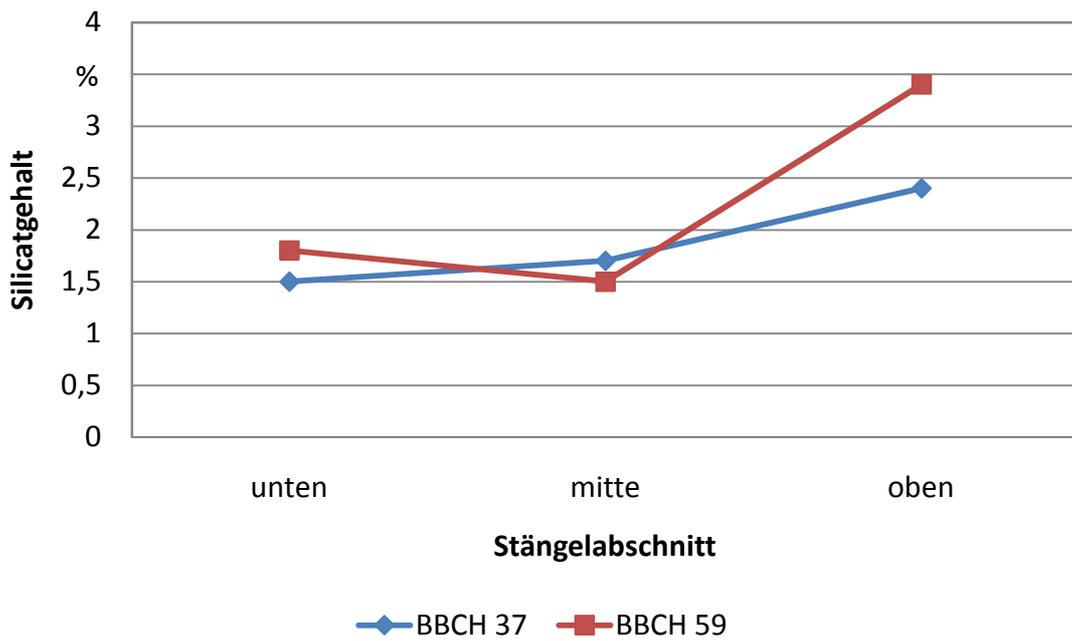


Abb. A 5.22: Silicatgehalt von Sudangras in Abhängigkeit vom Stängelabschnitt bei verschiedenen BBCH

Veränderung der Asche- und Silicatgehalte in den Ganzpflanzen

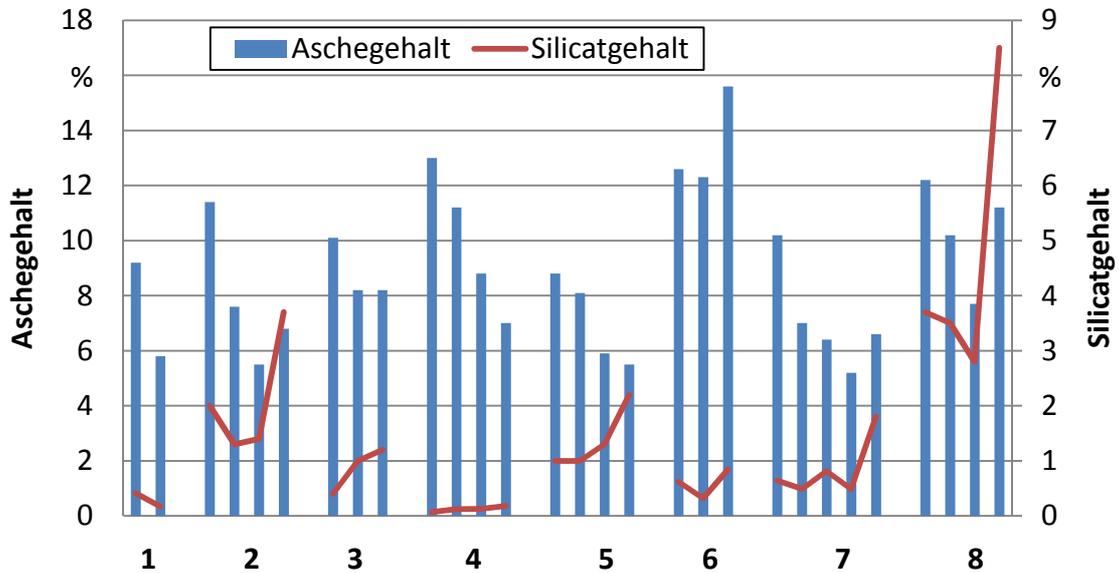


Abb. A 6.1: Asche- und Silicatgehalte der C3-Ganzpflanzen
1=Buchweizen; 2= Gerste; 3= Hanf; 4= Raps; 5=Roggen;
6= Sonnenblume; 7= Topinambur; 8= Weizen

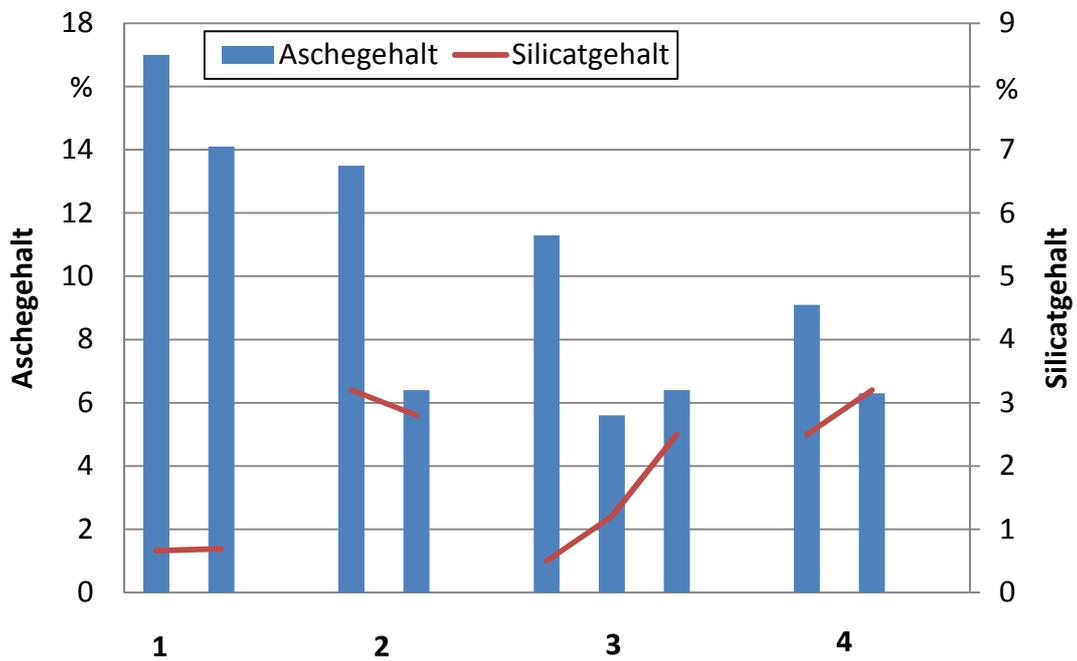


Abb. A 6.2: Asche- und Silicatgehalte der C4-Ganzpflanzen
1=Amarant; 2=Hirse; 3= Mais; 4=Sudangras

Anlage 5: Gesammelte Daten von Weizen (04.06.08)

Probe	Tiegel Gew.	Einwaage atro	Tiegel + Asche Auswaage	Asche Auswaage	Asche-Anteil	Tiegel + SIC Auswaage	SIC-Auswaage	SIC-Anteil
Weizen	in g	in g	in g	in g	in %	in g	in g	in %
oben3	68,179	12,080	68,883	0,704	5,8	68,383	0,204	1,7
oben2	57,820	15,193	58,837	1,017	6,7	58,304	0,484	3,2
oben1	39,159	9,089	39,757	0,598	6,6	39,415	0,256	2,8
				∅	6,4		∅	2,6
				s	0,5		s	0,8
				v	7,4		v	30,4

Probe	Tiegel Gew.	Einwaage atro	Tiegel + Asche Auswaage	Asche Auswaage	Asche-Anteil	Tiegel + SIC Auswaage	SIC-Auswaage	SIC-Anteil
Weizen	in g	in g	in g	in g	in %	in g	in g	in %
mitte3	65,269	11,934	66,296	1,027	8,6	65,537	0,268	2,2
mitte2	39,148	7,037	39,787	0,639	9,1	39,332	0,184	2,6
mitte1	65,995	12,589	67,134	1,139	9,0	66,440	0,445	3,5
				∅	8,9		∅	2,8
				s	0,3		s	0,7
				v	3,0		v	23,7

Probe	Tiegel Gew.	Einwaage atro	Tiegel + Asche Auswaage	Asche Auswaage	Asche-Anteil	Tiegel + SIC Auswaage	SIC-Auswaage	SIC-Anteil
Weizen	in g	in g	in g	in g	in %	in g	in g	in %
untent3	67,769	16,350	69,042	1,273	7,8	68,257	0,488	3,0
untent2	37,189	8,165	37,828	0,639	7,8	37,451	0,262	3,2
untent1	39,444	7,962	40,081	0,637	8,0	39,692	0,248	3,1
				∅	7,9		∅	3,1
				s	0,1		s	0,1
				v	1,4		v	3,6

Eidesstattliche Versicherung

Ich versichere an Eides statt, dass die vorliegende Arbeit von mir selbst verfasst wurde und keine anderen, als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel genutzt habe.

Alle benutzten Quellen sind im Literaturverzeichnis angegeben.

Die Arbeit hat in gleicher oder ähnlicher Form noch keiner Prüfungsbehörde vorgelegen.

Eberswalde, 27.01.2009

Richard Deetz