

**Analyse der Ursachen von Stangenmängeln,
insbesondere von Braunverfärbungen von
Spargelstangen und Entwicklung von Strategien zur
Verminderung derselben in der Prozesskette der
Spargelproduktion**

Von der Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Gottfried Wilhelm Leibniz Universität Hannover
zur Erlangung des Grades

Doktor der Gartenbauwissenschaften
Dr. rer. hort. -

genehmigte Dissertation
von

M. Sc. Christopher Bradatsch
geboren am 19.06.1982 in Wolmirstedt

2014

Referent: Prof. Dr. H.-M. Poehling

Korreferent: Prof. Dr. H. Stützel

Tag der Promotion: 28.10.2014

Zusammenfassung

Stangenverbräunungen an Bleichspargel haben in den letzten 10 Jahren in Niedersachsen zugenommen. Braunverfärbungen stellen eine erhebliche Minderung der Spargelqualität dar, wobei die Symptome sowohl direkt nach der Ernte als auch erst nach der Auslieferung der Ware auftreten können. Somit kann es zu bedeutenden wirtschaftlichen Schäden bei den Erzeugern kommen.

Ziel dieser Dissertation war es, Faktoren zu bestimmen, die für die Entstehung verschiedener Formen brauner Läsionen und Verfärbungen verantwortlich sind und Ansatzpunkte zur Reduktion der Symptome zu ermitteln. Grundlage für das weitere Arbeiten bildete die Definition des Schadbildes. Es erfolgte eine Unterteilung der Braunverfärbungen in Berostung, Glasigkeit und Verbräunung. Berostungen sind punktförmige, rostfarbige Flecken. Untersuchungen der Symptomausprägung in der Verfahrenskette zeigten keine weitere Entwicklung auf, sodass von einer Entstehung vor der Ernte ausgegangen werden kann. Von betroffenem Gewebe wurden verschiedene Pilze isoliert, am häufigsten kam die Gattung *Fusarium* vor sowie *Cadophora luteo-olivacea* als Vertreter der dunkel septierten Endophyten (DSE). *In vitro* Pathogenitätstests an Spargelsämlingen mit einem *F. oxysporum*-Isolat und vier *C. luteo-olivacea*-Isolaten führten an Wurzeln und Stängeln makroskopisch zu Läsionen, die der Berostung ähneln. Auf mikroskopischer Ebene erfolgte die Bestätigung der Pathogenität. Glasigkeit ist gekennzeichnet durch flächige Veränderungen der Stangenoberfläche, die zunächst von Wasser unterlaufen und daher ‚glasig‘ erscheinen und sich im weiteren Verlauf hellbraun verfärben. Insbesondere mechanische Kräfte, die beim Transport in den Spargelkisten vom Feld zum Spargelbetrieb entstehen und das Reinigen der Stangen unter hohem Wasserdruck in der Wascheinheit von Sortieranlagen bewirkten die Entwicklung glasigen Gewebes. Verbräunungen sind hellbraune, flächige Verfärbungen, die einerseits als Folge der Glasigkeit auftreten und andererseits davon unabhängig vor der Ernte im Spargeldamm entstehen können. Das Verbräunen glasigen Gewebes wird maßgeblich mit zunehmender Lagerdauer und durch Lagertemperaturen oberhalb von 0-4°C beschleunigt. Bei Entstehung vor der Ernte deuten erste Untersuchungen auf eine Mangelversorgung mit Calcium insbesondere in den basalen Abschnitten der Spargelstange als Ursache hin. Während die Bekämpfung bodenbürtiger Pilze als schwierig zu erachten ist, kann die Reduzierung von Glasigkeit und in dessen Folge von Verbräunung durch eine Optimierung der Nachernte-Prozesskette erreicht werden. Verletzungen der Spargelstangen sind zu vermeiden, Spargel muss in der Verarbeitung schnellstmöglich auf 2°C gekühlt werden, die Kühlkette sollte bis zum Endkunden nicht unterbrochen werden.

Kennwörter: *Asparagus officinalis*, Braunverfärbungen, Nachernte-Prozesskette

Abstract

Brown discolouration on asparagus spears in Lower-Saxony has increased in the last 10 years. It is a considerable impairment of the quality, the symptoms can occur directly after harvest or after delivery to the customer. Therefore, eminent economic losses are possible for the farmers.

Aim of this dissertation was to identify factors, that are responsible for the development of different types of brown lesions and discolouration and to find out starting points for reduction of these symptoms.

Basis for the work was the distinction of brown discolouration in dark browning, vitreous spots and light browning. Dark browning is characterized by punctual, rust-coloured spots. Research of the symptom-development in the process chain showed no further development of the dark browning, what implies a symptom-formation before harvest. Several fungi were isolated from affected tissue, the genus *Fusarium* and *Cadophora luteo-olivacea* as a member of the dark septate endophytes (DSE) were most abundant. *In vitro* pathogenicity-testing on asparagus-seedlings with a *F. oxysporum*-isolate and four *C. luteo-olivacea*-isolates led to lesions on stembases and roots, which were similar to the observed dark browning symptoms. The pathogenicity was also verified on microscopic level. Vitreous spots are indicated by transparent, diluted areas on the spear that turn light brown in the further development. Especially mechanical forces, which arise during transport from the field to the farm or during the cleaning of the spears under high water pressure caused vitreous tissue. Light browning appears as laminar discolouration caused by vitreous spots or develops thereof independent before harvest. Browning of vitreous tissue is strongly accelerated with an increasing storage length or by storage temperatures above 0-4°C. If light browning develops before harvest, first analyses of the nutrient status of spears indicate a calcium-deficiency, especially in lower sections.

While the control of soilborne fungi to reduce dark browning is supposed to be difficult, the decrease of vitreous spots and connected with this the decrease of light browning could be achieved through optimizations in the postharvest process chain. Injuries of the spears should be avoided and while processing, asparagus has to be cooled down immediately to 2°C. The cold chain should not be interrupted until the spears have reached the end customer.

Keywords: *Asparagus officinalis*, brown discolouration, browning, postharvest process chain

Inhaltsverzeichnis

ZUSAMMENFASSUNG	I
ABSTRACT	II
INHALTSVERZEICHNIS	III
ABBILDUNGSVERZEICHNIS	VI
TABELLENVERZEICHNIS	XI
ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS	XIV
1. EINLEITUNG	1
2. LITERATURÜBERSICHT	2
2.1. Spargel (<i>Asparagus officinalis</i> L.)	2
2.1.1. Wirtschaftliche Bedeutung	2
2.1.2. Ernährungsphysiologische Aspekte	2
2.1.3. Anbau und Ernte	3
2.1.4. Nachernte-Verarbeitungsprozess	4
2.2. Spargelqualität und Qualitätsbeeinträchtigungen	6
2.2.1. Vermarktung	6
2.2.2. Stangenmängel	7
2.2.2.1. Abiotische Ursachen	7
2.2.2.2. Biotische Ursachen	10
2.2.2.3. Braunverfärbungen	11
3. ZIELSETZUNG	14
4. MATERIAL UND METHODEN	15
4.1. Versuche zum Einfluss der Prozesskette	15
4.1.1. Spargelsaison 2009	16
4.1.2. Spargelsaison 2010	17
4.1.3. Spargelsaison 2011	19
4.1.4. Versuche zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit	19
4.2. Isolierung und Identifizierung von Pilzen aus Spargelgewebe	20
4.2.1. Isolierung	20
4.2.2. Identifizierung der Isolate	20
4.2.2.1. PCR und Agarose-Gelelektrophorese	21
4.2.2.2. DNA-Isolierung aus Agarosegelen, Sequenzierung der DNA-Extrakte und Datenauswertung	22
4.3. Pathogenitätstests	23
4.3.1. Versuchsablauf	23
4.3.1.1. Ankeimen des Saatgutes	23
4.3.1.2. Umsetzen der Keimlinge, Ansetzen von Flüssigmedium	24

4.3.1.3. Inokulation	24
4.3.1.4. Bonitur	24
4.3.1.4.1. Makroskopische Untersuchungen	24
4.3.1.4.2. Mikroskopie	25
4.4. Nährstoffanalysen	26
4.4.1. Nährstoffanalyse Spargel	26
4.4.1.1. Probenahme	26
4.4.1.2. Vorbereitende Arbeiten für die Nährstoffanalyse	27
4.4.2. Nährstoffanalyse Boden	27
4.4.2.1. Probenahme	27
4.4.2.2. Bestimmung des pH-Wertes	27
4.4.2.3. Vorbereitende Arbeiten für die Nährstoffanalyse	28
4.5. Statistische Auswertung	28
5. ERGEBNISSE	29
5.1. Definition des Schadbildes	29
5.1.1. Berostung	29
5.1.2. Glasigkeit	31
5.1.3. Verbräunung	32
5.2. Einfluss der Prozesskette auf die Entwicklung von Braunverfärbungen	33
5.2.1. Berostung	33
5.2.1.1. Versuchssaison 2009	33
5.2.1.2. Versuchssaison 2010	38
5.2.1.3. Versuchssaison 2011	40
5.2.2. Glasigkeit und Verbräunung	44
5.2.2.1. Versuchssaison 2009	44
5.2.2.1.1. Waschen des Spargels	44
5.2.2.1.2. Wässerung des Spargels	45
5.2.2.1.3. Kühlung im Betrieb	47
5.2.2.1.4. Haushaltslagerung des Spargels	49
5.2.2.1.5. Korrelationsanalyse	57
5.2.2.2. Versuchssaison 2010	57
5.2.2.2.1. Waschen des Spargels	57
5.2.2.2.2. Wässerung des Spargels	58
5.2.2.2.3. Maschinelle Sortierung	59
5.2.2.2.4. Schockkühlung des Spargels	60
5.2.2.2.5. Kühlung im Betrieb	61
5.2.2.2.6. Haushaltslagerung des Spargels	64
5.2.2.2.7. Korrelationsanalyse	68
5.2.2.2.8. Temperaturen im Nachernteverlauf	68
5.2.2.3. Versuchssaison 2011	69
5.2.2.3.1. Transport des Spargels	69
5.2.2.3.2. Maschinelle Sortierung	72
5.2.2.3.3. Sortenvergleiche	74
5.2.2.3.4. Korrelationsanalyse	78
5.2.3. Versuche zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit	78
5.3. Isolierung und Identifizierung von Pilzen aus Spargelgewebe	83
5.3.1. Pilzsequenzierung	83
5.3.2. Multiplex-PCR mit spezifischen Primern	84
5.3.3. Phylogenetische Einordnung	86
5.4. Pathogenitätstests	88
5.4.1. Makroskopische Untersuchungen	88
5.4.1.1. Versuch 1: Februar-März 2012	88
5.4.1.2. Versuch 2: Juni-Juli 2012	92

5.4.2. Mikroskopie-----	98
5.4.2.1. Versuch 1: Februar-März 2012-----	98
5.4.2.2. Versuch 2: Juni-Juli 2012-----	102
5.5. Nährstoffanalysen-----	109
5.5.1. Spargel ohne Braunverfärbungen-----	109
5.5.2. Spargel mit Verbräunungen-----	110
6. DISKUSSION-----	113
6.1. Definition des Schadbildes-----	113
6.2. Identifikation von Schlüsselfaktoren für die Entwicklung von Braunverfärbungen innerhalb der Verfahrenskette-----	113
6.2.1. Berostung-----	113
6.2.2. Glasigkeit und Verbräunung-----	116
6.2.3. Korrelationsanalysen-----	125
6.3. Isolierung von Pilzen und Determination ihrer Pathogenität-----	125
6.3.1. Pilzisolierung und -bestimmung-----	125
6.3.2. Pathogenitätstests-----	128
6.4. Nährstoffanalysen-----	131
6.5. Fazit und Schlussfolgerungen für die Praxis-----	135
7. ANHANG-----	138
Färbungen-----	138
Nährmedien-----	138
Pilzsequenzierung-----	140
Wetterdaten-----	142
Statistik-----	146
8. LITERATURVERZEICHNIS-----	162
DANKSAGUNG-----	177

Abbildungsverzeichnis

Abb. 4.1: Versuchsaufbau je Ernte und Betrieb für die Spargelsaison 2009 mit den einzelnen Varianten im Verlauf des Verarbeitungsprozesses sowie den jeweiligen Boniturzeitpunkten. Wässerung: Für 0 h, 4 h und 24 h; Kühl Lagerung: Für 0 d, 7 d und 14 d; Haushaltslagerung (insgesamt 24 h): Bei 4°C, 24°C und für 3 h bei 4°C und anschließend 21 h bei 24°C.	16
Abb. 4.2: Versuchsaufbau je Ernte und Betrieb für die Spargelsaison 2010 mit den einzelnen Varianten im Verlauf des Verarbeitungsprozesses sowie den jeweiligen Boniturzeitpunkten. Wässerung: Für 0 h, und 24 h; Kühl Lagerung: Für 0 d, 7 d und 14 d; Haushaltslagerung: Für 24 h bei 4°C und 24°C.	18
Abb. 4.3: Abfolge von rRNA-kodierenden Genen (18S, 5.8S und 28S) einer rDNA-Transkriptionseinheit, unterbrochen von ITS- (Internal Transcribed Spacer) und flankiert von ETS- (External Transcribed Spacer) sowie IGS- (Intergenic Spacer) Regionen, die in hundert- bis tausendfacher Kopienzahl vorliegen (verändert nach KNOOP und MÜLLER, 2009). Grüne Pfeile markieren die Laufrichtung der für die Sequenzierung verwendeten Primer.	21
Abb. 4.4: Entnahmezonen von Gewebe für mikroskopische Untersuchungen an Spargelpflanzen. Es wurden jeweils Schnitte von ca. 0,75 cm Länge angefertigt, mit Ausnahme von Zone 2 aufgrund der geringen Größe.	25
Abb. 5.1: Symptomausprägung der Berostung: Punkt- und strichelförmige Flächen an freigelegten Schossen (a, b); flächige Berostung, Stangenrost (c); Symptomverteilung im unteren Drittel (d); Schuppenrost (e); Unterschuppenrost (f); Kopffrost (g).	30
Abb. 5.2: Symptomausprägung der Glasigkeit: Durchsichtig, von Wasser unterlaufen erscheinende Flächen (a, b); beginnende Braunverfärbung, glasig-braune Flächen (c, d); abschließende, hellbraune Verfärbung (e, f).	31
Abb. 5.3: Symptomausprägung der Verbräunung: Gleichmäßige und großflächige Verfärbungen (a, b); in Kombination mit Berostung (a unten); Verbräunung der unteren Stangenhälfte (b, c); unter den Schuppenblättern ohne Symptom (c).	32
Abb. 5.4: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	34
Abb. 5.5: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Berostung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	35
Abb. 5.6: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	36
Abb. 5.7: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach Versuchsende, sortiert nach Lagerdauer und kumuliert über alle Termine und Felder (n=720).	37
Abb. 5.8: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach Versuchsende, sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und kumuliert über alle Termine und Felder (n=720).	38
Abb. 5.9: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Berostung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	39
Abb. 5.10: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Berostung nach der Lagerung kumuliert über alle Termine und Felder (0d: n=960; 7d, 14d: n=320).	40
Abb. 5.11: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Berostung nach dem Transport des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).	41

Abb. 5.12: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Berostung nach dem Transport für die Sorten ‚Gijnlim‘ (Feld A und B, n=900), ‚Horlim‘ (Feld B, n=450) und ‚Ravel‘ (Feld A, n=450) kumuliert über alle Erntetermine.	42
Abb. 5.13: Boniturnotenverteilung des Fuhrberger Sortenversuchs für das Symptom Berostung nach dem Transport für die Sorten ‚Gijnlim‘ (n=40), ‚Mondeo‘ (n=40), ‚Ravel‘ (n=40), ‚Cumulus‘ (n=20), ‚Darlise‘ (n=20) und ‚Darbella‘ (n=20).	43
Abb. 5.14: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	44
Abb. 5.15: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach dem Waschen des Spargels für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld (n=40).	45
Abb. 5.16: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	46
Abb. 5.17: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld (n=40).	47
Abb. 5.18: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung ohne Kühllagerung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühllagerung des Spargels (7d, 14d) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld (n=120).	48
Abb. 5.19: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung ohne Kühllagerung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühllagerung des Spargels (7d, 14d) für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld (n=60).	49
Abb. 5.20: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühllagerung im Betrieb, kumuliert über beide Erntetermine für Feld A (n=120).	50
Abb. 5.21: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühllagerung im Betrieb, kumuliert über beide Erntetermine für Feld B (n=120).	52
Abb. 5.22: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühllagerung im Betrieb für den 2. Erntetermin von Feld A (n=60).	53
Abb. 5.23: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühllagerung im Betrieb für den 2. Erntetermin von Feld B (n=60).	55
Abb. 5.24: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende, sortiert nach der Wässerungsdauer (0h, 4h und 24h) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld ohne Kühllagerung im Betrieb (0d) und bei kühler Haushaltslagerung (4°C, n=40).	56
Abb. 5.25: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende, sortiert nach der Wässerungsdauer (0h, 4h und 24h) für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld ohne Kühllagerung im Betrieb (0d) und bei kühler Haushaltslagerung (4°C, n=20).	57
Abb. 5.26: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	58
Abb. 5.27: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).	59
Abb. 5.28: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=240) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=960).	60

Abb. 5.29: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach einer 15-minütigen Schockkühlung des Spargels mit Eiswasser für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=240) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=960).	61
Abb. 5.30: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit ohne Kühlung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühlung des Spargels (7d, 14d) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld (0d: n=480; 7d, 14d: n=160).	62
Abb. 5.31: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Verbräunung ohne Kühlung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühlung des Spargels (7d, 14d) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld (0d: n=480; 7d, 14d: n=160).	63
Abb. 5.32: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlung im Betrieb und für das jeweilige Feld, kumuliert über beide Erntetermine (n=80).....	65
Abb. 5.33: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlung im Betrieb und für das jeweilige Feld, kumuliert über beide Erntetermine (n=80).....	67
Abb. 5.34: Nachernte-Temperaturentwicklung in der Versuchssaison 2010 für Spargel von Betrieb A (Ernte: 24.05.2010, Versuchsende: 08.06.2010) und Betrieb B (Ernte: 05.05.2010, Versuchsende: 20.05.2010) Die betreffenden Varianten wurden 24 h gewässert, 14 Tage im Betrieb kühl gelagert und bei 24°C (Betrieb A) bzw. 4°C (Betrieb B) im Haushalt gelagert.	68
Abb. 5.35: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach dem Transport des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).	70
Abb. 5.36: Glasigkeit hervorgerufen durch Reibung/Quetschung während des Transports (a, b).	71
Abb. 5.37: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Verbräunung nach dem Transport des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).	72
Abb. 5.38: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).	73
Abb. 5.39: Spargel mit Glasigkeitssymptomen unterschiedlicher Ausprägung nach der maschinellen Sortierung angefärbt mit Trypanblau (a-d).....	74
Abb. 5.40: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (Feld A und B, n=900), ‚Horlim‘ (Feld B, n=450) und ‚Ravel‘ (Feld A, n=450) kumuliert über alle Erntetermine.....	75
Abb. 5.41: Boniturnotenverteilung des Fuhrberger Sortenversuchs für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (n=40), ‚Mondeo‘ (n=40), ‚Ravel‘ (n=40), ‚Cumulus‘ (n=20), ‚Darlise‘ (n=20) und ‚Darbella‘ (n=20) kumuliert über alle Erntetermine.	76
Abb. 5.42: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Verbräunung nach dem Transport des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (Feld A und B, n=900), ‚Horlim‘ (Feld B, n=450) und ‚Ravel‘ (Feld A, n=450) kumuliert über alle Erntetermine.	77
Abb. 5.43: Boniturnotenverteilung des Fuhrberger Sortenversuchs für das Symptom Verbräunung nach dem Transport des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (n=40), ‚Mondeo‘ (n=40), ‚Ravel‘ (n=40), ‚Cumulus‘ (n=20), ‚Darlise‘ (n=20) und ‚Darbella‘ (n=20) kumuliert über alle Erntetermine.	78
Abb. 5.44: Boniturnotenverteilung der einzelnen Prüfglieder zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit (n=80 (Kontrolle), n=10 (restliche Varianten)).	80
Abb. 5.45: Künstliche Erzeugung von Glasigkeit: Feldstangen ohne Glasigkeit (a), nach Bestrahlung mit Wasser (b, c), nach Reibung auf feinkörnigem Sand durch Schüttelbewegung für 5 min (d, e), nach Druckverletzung m. H. einer Bürste und anschließender Bestrahlung mit Wasser (f).	81

Abb. 5.46: Bei Raumtemperatur gelagerter Spargel 24 h nach der künstlichen Erzeugung von Glasigkeit: Nach Reibung auf feinkörnigem Sand durch Schüttelbewegung für 5 min (a), nach Druckverletzung m. H. einer Bürste und anschließender Bestrahlung mit Wasser (b, c). ...	82
Abb. 5.47: Agarose-Gelelektrophorese von PCR-Amplifikaten der Primerkombination 2951/2952 und 3072/3073 (siehe Tab. 4.3). Laufbahn M enthält den DNA-Größenmarker Lambda/PstI, Laufbahn 1 enthält eine Negativkontrolle, Laufbahn 2 und 3 die amplifizierte DNA der jeweiligen Positivkontrollen der Primerpaare (2=2951/2952, 3=3072/3073), Laufbahn 4-13 die amplifizierte DNA von 10 Pilzisolaten des Jahres 2011. Rechts Darstellung der Bandenhöhe in Basenpaare (bp).....	84
Abb. 5.48: Phylogenetische Einordnung von <i>Cadophora luteo-olivacea</i> , <i>Humicola grisea</i> var. <i>grisea</i> und <i>Fusarium oxysporum</i> (fettgedruckt) basierend auf den rRNA-kodierenden Genen (18S, 5.8S und 28S) einer rDNA-Transkriptionseinheit sowie deren nichtkodierenden ITS-Abschnitten (ITS1 und ITS2) mittels Neighbor-Joining-Verfahrens (SAITOU und NEI, 1987). Gezeigt wird der optimale Stammbaum mit einer summierten Astlänge von 1,2366. Der Prozentsatz an Wiederholungen (n=1000) bei denen zugehörige Äste in einem Bootstrap-Test clusterten (FELSENSTEIN, 1985) wird neben den jeweiligen Ästen dargestellt. Der Stammbaum ist maßstabsgerecht abgebildet, die evolutionären Abstände wurden mittels Maximum Composite Likelihood-Verfahrens (TAMURA <i>et al.</i> , 2004) berechnet und werden als Basenaustauscher pro Position angegeben. Die Analyse beinhaltete 34 Nukleotidsequenzen. Alle Bereiche, die Lücken enthielten, wurden entfernt. Zugangsnummern der DNA-Sequenzen sind für das jeweilige Taxon angegeben. <i>Rhizoctonia solani</i> wurde als outgroup verwendet.	87
Abb. 5.49: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelwurzeln 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = A. dest., Fusarium = <i>Fusarium oxysporum</i> Isolat Fu155, Cadophora 14 = <i>Cadophora luteo-olivacea</i> Isolat 14_2010, Cadophora 16 = <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 16_2010, n=24 (14d), n=20 (28d), n=16 (42d).	89
Abb. 5.50: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelsprossen 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = A. dest., Fusarium = <i>Fusarium oxysporum</i> Isolat Fu155, Cadophora 14 = <i>Cadophora luteo-olivacea</i> Isolat 14_2010, Cadophora 16 = <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 16_2010, n=24 (14d), n=20 (28d), n=16 (42d).	91
Abb. 5.51: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelwurzeln 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = A. dest., Fusarium = <i>Fusarium oxysporum</i> Isolat Fu155, Rhizoctonia = <i>Rhizoctonia solani</i> Isolat Rhi8, Cadophora 13 = <i>Cadophora luteo-olivacea</i> Isolat 13_2010, Cadophora 15 = <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 15_2010, n=18 (14d), n=15 (28d), n=12 (42d).	93
Abb. 5.52: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelsprossen 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = A. dest., Fusarium = <i>Fusarium oxysporum</i> Isolat Fu155, Rhizoctonia = <i>Rhizoctonia solani</i> Isolat Rhi8, Cadophora 13 = <i>Cadophora luteo-olivacea</i> Isolat 13_2010, Cadophora 15 = <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 15_2010, n=18 (14d), n=15 (28d), n=12 (42d).	95
Abb. 5.53: Symptomausprägung an Spargelsämlingen: <i>C. luteo-olivacia</i> Isolat 16_2010 an Wurzel (a), <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 13_2010 an Wurzel mit Außenmyzel (b), <i>F. oxysporum</i> Isolat Fu155 an Spross (c), <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 16_2010 an Spross (d), <i>R. solani</i> Isolat Rhi8 an Spross (e).	97
Abb. 5.54: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturskategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Kontrollvariante jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=4.	98
Abb. 5.55: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturskategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für das <i>Fusarium oxysporum</i> -Isolat Fu155 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=4.	99

Abb. 5.56: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für das Isolat <i>Cadophora</i> 14_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.	101
Abb. 5.57: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für das Isolat <i>Cadophora</i> 16_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.	102
Abb. 5.58: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Kontrollvariante jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.	103
Abb. 5.59: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das <i>Fusarium oxysporum</i> -Isolat Fu155 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.	104
Abb. 5.60: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das <i>Rhizoctonia solani</i> -Isolat Rhi8 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.	105
Abb. 5.61: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das Isolat <i>Cadophora</i> 13_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.	106
Abb. 5.62: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das Isolat <i>Cadophora</i> 15_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.	107
Abb. 5.63: Beispielbilder der Boniturkategorien aus den Pathogenitätstests Februar-März 2012 und Juni-Juli 2012: Außenmyzel, Phialiden und Konidien von <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 15_2010 an Stängelbasis (a), Kronenförmige Phialidenspitze von <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 16_2010 an Stängelbasis (b), Intrazelluläre Konidien von <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 14_2010 an Speicherwurzel (c), Nekrotische Zellen (schwarz) mit intrazellulärem Myzel von <i>F. oxysporum</i> Isolat Fu155 an Faserwurzel (d), Außenmyzel mit Appressorien von <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 16_2010 an Stängel (e), Nekrotische Wurzelspitze und Außenmyzel mit Appressorien von <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 15_2010 an Faserwurzel (f), Intrazelluläres Myzel und Penetration der Zellwand von <i>C. luteo-olivacea</i> Isolat 13_2010 an Speicherwurzel (g).	108
Abb. 5.64: Vergleich der Calcium-Gehalte von Kontrollstangen ohne Symptome (weiß) und Stangen mit Verbräunungen (braun) der Standorte C-E für die einzelnen Stängelabschnitte: S1-4 = Sektion 1-4 (von Kopf bis Basis à 5 cm), o. Schale = Spargel ohne Schale, Schale = nur Spargelschale. Fehlerbalken repräsentieren die Standardabweichung, n = 15.	112
Abb. 8.1: Mittlerer Temperaturverlauf und Niederschlagsmengen vom 20.04.-20.06.09 der beiden Ernteflächen. Feld A (Bild oben): Temperaturmittel = 12,6°C, Niederschlagssumme = 118 l/m ² ; Feld B (Bild unten): Temperaturmittel = 13,4°C, Niederschlagssumme = 90 l/m ²	142
Abb. 8.2: Mittlerer Temperaturverlauf und Niederschlagsmengen vom 20.04.-20.06.10 der beiden Ernteflächen. Feld A (Bild oben): Temperaturmittel = 11,1°C, Niederschlagssumme = 123 l/m ² ; Feld B (Bild unten): Temperaturmittel = 12,2°C, Niederschlagssumme = 93 l/m ²	143
Abb. 8.3: Entwicklung der Dammtemperatur in der Versuchssaison 2010 für Feld A. Die Temperatur wurde 20 cm, 40 cm und 60 cm unter der Dammkrone aufgezeichnet.	144
Abb. 8.4: Entwicklung der Dammtemperatur in der Versuchssaison 2010 für Feld B. Die Temperatur wurde 20 cm, 40 cm und 60 cm unter der Dammkrone aufgezeichnet.	144
Abb. 8.5: Mittlerer Temperaturverlauf und Niederschlagsmengen vom 20.04.-20.06.11 der beiden Ernteflächen. Feld A (Bild oben): Temperaturmittel = 14°C, Niederschlagssumme = 123 l/m ² ; Feld B (Bild unten): Temperaturmittel = 15,3°C, Niederschlagssumme = 58 l/m ²	145

Tabellenverzeichnis

Tab. 2.1: Mittlerer Gehalt an charakteristischen Inhaltsstoffen von Spargel je 100 g Frischmasse (SOUCI <i>et al.</i> , 1994).	2
Tab. 2.2: UNECE-Norm FFV-04 für die Vermarktung und Qualitätskontrolle von Spargel - Ausgabe 2010, Auszug.....	7
Tab. 4.1: Boniturschema für die Spargelsaison 2009.	17
Tab. 4.2: Boniturschema für die Spargelsaison 2010.	18
Tab. 4.3: Für PCR und Sequenzierung verwendete Oligonukleotid-Primer.	21
Tab. 4.4: PCR-Ansätze -und Programme. A: PCR unter Verwendung universeller Primer; B: Multiplex-PCR mit angepassten Primern.....	22
Tab. 4.5: Komponenten und deren Zusammensetzung in der Agarose-Gelelektrophorese.	22
Tab. 4.6: Bezeichnung und Isolationsursprung der für Pathogenitätstests verwendeten Pilze. Isolat ‚Fu155‘ wurde als Positivkontrolle eingesetzt.	23
Tab. 4.7: Boniturschema für die makroskopische Auswertung des Pathogenitätstests.	25
Tab. 4.8: Boniturschema für die mikroskopische Auswertung des Pathogenitätstests.	26
Tab. 4.9: Beprobte Standorte und zugehörige Varianten.	26
Tab. 4.10: Fallzahl und Anzahl verwendeter Spargelstangen für Variante I. S1-4 = einzelne Sektionen à 5 cm; A u. I = außen (Spargelschale) und innen (geschälter Spargel).	27
Tab. 4.11: Fallzahl und Anzahl verwendeter Spargelstangen für Variante II. S1-4 = einzelne Sektionen à 5 cm; A u. I = außen (Spargelschale) und innen (geschälter Spargel).	27
Tab. 5.1: Ergebnisse der BLASTn-Suchanfrage geordnet nach Max-Identität für Isolat 09 des Jahres 2010.	83
Tab. 5.2: Ergebnisse der BLASTn-Suchanfrage geordnet nach Max-Identität für Isolat 168 des Jahres 2010.	83
Tab. 5.3: Isolierte Pilze und deren prozentuale Isolierungshäufigkeit unter allen Spargelstangen für das Jahr 2009 (Probenahme: 04.05. - 16.06.09; n=690), 2010 (Probenahme: 30.04. - 29.05.2010; gesamt: n=57, Feld A: n=28, Feld B: n=29) sowie 2011 (Probenahme: 26.04. - 21.06.2011; gesamt: n=71, Feld A: n=34, Feld B: n=37).	86
Tab. 5.4: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente in symptomlosem Spargel je Sektion für 2 Standorte der Versuchssaison 2011, n=5.	109
Tab. 5.5: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente für verschiedene Bodentiefen der Standorte A - und B. Probenahme am 26.04. - 27.04.2011, n=5 je Bodentiefe.....	110
Tab. 5.6: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente in symptomlosem (Kon) und verbräuntem (Sym) Spargel je Sektion für 3 Standorte der Versuchssaison 2011, n=5.	111
Tab. 5.7: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente für verschiedene Bodentiefen der Standorte C-, D - und E. Probenahme am 04.05. -, 03.06. - und 15.06.2011, n=5 je Bodentiefe.....	112
Tab. 8.1: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.4, Abb. 5.6-8) der Saison 2009 für das Symptom Berostung.	146
Tab. 8.2: Test auf Korrelation zwischen der Berostungsstärke und der Stangendicke des untersuchten Spargels der jeweiligen Versuchssaison.	146
Tab. 8.3: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.9-10) der Saison 2010 für das Symptom Berostung.	146
Tab. 8.4: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.11-13) der Saison 2011 für das Symptom Berostung.	146
Tab. 8.5: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.14-17) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung 24h nach dem Wässern - und nach dem Waschen des Spargels.	147

Tab. 8.6: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.14-23) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung zwischen den einzelnen Verarbeitungsschritten.	147
Tab. 8.7: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.18-19) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung nach der Kühlagerung des Spargels.....	147
Tab. 8.8: Test auf Korrelation zwischen der Ausprägung von Glasigkeit und Verbräunung im Vergleich mit der Stangendicke des untersuchten Spargels der jeweiligen Versuchssaison.	148
Tab. 8.9: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.20-21) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlagerung im Betrieb und das jeweilige Feld. .	148
Tab. 8.10: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.22-23) der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlagerung im Betrieb und das jeweilige Feld.....	150
Tab. 8.11: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.24-25) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Wässerungsvariante und das jeweilige Feld.	152
Tab. 8.12: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.26-33) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung zwischen den einzelnen Verarbeitungsschritten.....	152
Tab. 8.13: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.26-29) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach einer 15-minütigen Schockkühlung, nach der maschinellen Sortierung , 24h nach dem Wässern und nach dem Waschen des Spargels.....	153
Tab. 8.14: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.30-31) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach der Kühlagerung des Spargels im Betrieb.....	153
Tab. 8.15: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.32-33) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlagerung im Betrieb und das jeweilige Feld.	154
Tab. 8.16: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.35, 5.37) der Saison 2011 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach dem Transport des Spargels.	155
Tab. 8.17: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.35, 5.38) der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels sowie ein Vergleich zwischen den Verteilungen nach dem Transport und nach der masch. Sortierung. ...	155
Tab. 8.18: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.40-43) der Saison 2011 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung in Abhängigkeit von der Spargelsorte.	156
Tab. 8.19: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen für Versuche zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit.....	156
Tab. 8.20: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelsprossen.	157
Tab. 8.21: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelwurzeln.....	157
Tab. 8.22: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelsprossen.....	158
Tab. 8.23: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelwurzeln.....	158
Tab. 8.24: Statistischer Vergleich der Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012.	159
Tab. 8.25: Statistischer Vergleich der Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012.	160

Tab. 8.26: Statistischer Vergleich der Calcium-Gehalte von Kontrollstangen ohne Symptome (Kon) und Stangen mit Verbräunungen (Sym) der Standorte C-E für die einzelnen Stängelabschnitte: S1-4 = Sektion 1-4 (von Kopf bis Basis à 5 cm), o. Schale = Spargel ohne Schale, Schale = nur Spargelschale.....	161
---	-----

Abkürzungsverzeichnis

°C	Grad Celsius	t	Tonne
∅	Durchmesser	U/min	Umdrehungen pro Minute
µg	Mikrogramm	V	Volt
µl	Mikroliter	Zn	Zink
Al	Aluminium		
B	Bor		
BMA	Biomalzagar		
Ca	Calcium		
cm	Zentimeter		
Co	Cobalt		
CO ₂	Kohlenstoffdioxid		
Cu	Kupfer		
DNA	Desoxyribonukleinsäure		
DSE	Dunkel septierte Endophyten		
EtBr	Ethidiumbromid		
Fe	Eisen		
g	Gramm		
h	Stunde		
ha	Hektar		
ITS	Internal Transcribed Spacer		
K	Kalium		
K	Kelvin		
kcal	Kilokalorie		
kJ	Kilojoule		
kg	Kilogramm		
l	Liter		
M	Molar (Mol je Liter)		
Mg	Magnesium		
mg	Milligramm		
min	Minute		
ml	Milliliter		
mm	Millimeter		
mM	Millimolar		
Mn	Mangan		
Mo	Molybdän		
N	Stickstoff		
n	Fallzahl		
Na	Natrium		
NCBI	National Center for Biotechnology Information		
Ni	Nickel		
o.J.	ohne Jahresangabe		
P	Phosphor		
PAL	Phenylalanin-Ammoniak-Lyase		
PCR	Polymerase-Kettenreaktion		
PDA	Potato Dextrose Agar		
POD	Peroxidasen		
PPO	Polyphenoloxidasen		
pH	Negativer dekadischer Logarithmus der Wasserstoffionen-Aktivität		
RNA	Ribonukleinsäure		
S	Schwefel		
s	Sekunde		

1. Einleitung

Stangenverbräunungen an Bleichspargel haben in den letzten 10 Jahren zugenommen. Es sind vor allem Betriebe in Niedersachsen betroffen, das als Bundesland mit ca. 5200 ha die größte Anbaufläche in Deutschland vorzuweisen hat. Insbesondere der optische Eindruck ist entscheidend für den Verkauf der Ware, da etwaige Verfärbungen mit mangelnder Frische in Verbindung gebracht werden. Durch die Zunahme der Ernteflächen in den vergangenen Jahren und dem damit verbundenen Überangebot an Spargel wird zudem die Qualität kritischer bewertet. Braunverfärbungen stellen eine erhebliche Minderung der Spargelqualität dar, wobei die Symptome sowohl direkt nach der Ernte als auch erst nach der Auslieferung der Ware auftreten können. Somit kann es zu bedeutenden wirtschaftlichen Schäden bei den Erzeugern kommen.

Braunverfärbungen können in unterschiedlicher Ausprägung auftreten: Sie können punktuell oder flächig sein, die Verfärbungen sind hell- bis rostbraun und kommen in unterschiedlicher Größe und Intensität an verschiedenen Abschnitten einer Spargelstange vor. Es gibt keine einheitliche Beschreibung der einzelnen Typen von Verfärbungen und bisher konnten keine Ursachen mit ihnen in Zusammenhang gesetzt werden. Es kommen sowohl abiotische Einflüsse innerhalb des Nachernte-Verarbeitungsprozesses als auch biotische Faktoren wie bodenbürtige Pilze in Frage. Eine eventuelle Über- oder Unterversorgung mit Nährelementen ist als weiterer möglicher Auslöser anzusehen.

Als Teil des Forschungsprojekts ‚Ursachen von Stangenmängeln bei Spargel und Möglichkeiten zur Verminderung bei besonderer Berücksichtigung von Stangenverbräunungen‘ sollten im Rahmen der vorliegenden Arbeit die Ursachen für Braunverfärbungen identifiziert und daraus mögliche Lösungsansätze abgeleitet werden.

2. Literaturübersicht

2.1. Spargel (*Asparagus officinalis* L.)

2.1.1. Wirtschaftliche Bedeutung

Spargel ist in Deutschland das am häufigsten angebaute Gemüse (STATISTISCHES BUNDESAMT, 2013). Die Ertragsfläche betrug 2012 ca. 19300 ha von insgesamt rund 24000 ha Spargelfläche, was einem Fünftel der Gesamtanbaufläche von Gemüsekulturen im Freiland entspricht. Über mehrere Jahre betrachtet, ist ein stetiges Wachstum der Anbauflächen zu verzeichnen. Im Vergleich zu 2008 gab es hierbei eine Zunahme um 10 %. Die größten Erzeuger auf Bundesebene sind Brandenburg, Nordrhein-Westfalen und Niedersachsen, wobei letztere mit 5200 ha an der Spitze stehen. 2012 wurden deutschlandweit 102000 t Spargel geerntet. Zusammen mit importierter Ware beläuft sich der Verzehr in Deutschland auf 127000 t, was jährlich einen Pro-Kopf-Verbrauch von 1,6 kg bedeutet (BUNDESANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT UND ERNÄHRUNG, o.J.).

Global betrachtet gibt es über 60 spargelproduzierende Länder (Stand: 2009) mit einer Gesamtanbaufläche von 195819 ha (BENSON, 2012). 62 % der Anbauflächen entfallen auf die Produktion von Grünspargel. Vor allem auf europäischer Ebene dominiert der Anbau von Bleichspargel. In Deutschland wird fast ausschließlich weißer Spargel geerntet, der Anteil liegt bei 96 %.

2.1.2. Ernährungsphysiologische Aspekte

Neben dem Genusswert als Delikatesse besitzt Spargel auch einen ernährungsphysiologischen Wert, der sich vor allem auf den Gehalt an Rohfasern, Mineralstoffen, organischen Säuren und schwefelhaltigen Verbindungen gründet. Letztere spielen vor allem für die Entwicklung des Aromas eine wichtige Rolle. 100 g Bleichspargel enthalten durchschnittlich 93,6 g Wasser, 1,47 g Ballaststoffe, 1,9 g Proteine, 0,14 g Fett, 2,04 g verfügbare Kohlenhydrate und 0,16 g verfügbare organische Säuren (SOUCI *et al.*, 1994). Weitere wesentliche Bestandteile werden in Tabelle 2.1 dargestellt.

Tab. 2.1: Mittlerer Gehalt an charakteristischen Inhaltsstoffen von Spargel je 100 g Frischmasse (SOUCI *et al.*, 1994).

Hauptbestandteile	Mineralstoffe	Vitamine	Fruchtsäuren	Kohlenhydrate	Ernergiewert
Wasser	93,6 g Kalium	203 mg C	19,89 mg Apfelsäure	95 mg Fruktose	993 mg
Verf. Kohlenhydr.	2,04 g Phosphor	46 mg E	2,03 mg Citronensäure	60 mg Glukose	807 mg
Protein	1,9 g Calcium	25,84 mg Niacin	1 mg		
Ballaststoffe	1,47 g Magnesium	18,03 mg B ₁	111 µg		
Verf. org. Säuren	0,16 g Natrium	4 mg B ₂	105 µg		
Fett	0,14 g Eisen	651 µg B ₆	60 µg		
					= 17,5 kcal

Bei den Mineralstoffen sind die Gehalte an Phosphor und Magnesium als bedeutsam zu erachten. Die Mengen an Vitamin C, -B₁, -B₂ und Niacin bewegen sich im mittleren Bereich, Spargel ist jedoch sehr reich an Vitamin E. Bei den Fruchtsäuren dominieren hauptsächlich Citronen- und Apfelsäure, die ebenfalls an der Entwicklung des Geschmacks beteiligt sind. Kohlenhydrate werden am häufigsten in Form von Fruktose und Glukose gespeichert. Insgesamt ist Spargel ein sehr energiearmes Gemüse.

2.1.3. Anbau und Ernte

Für den Erfolg einer neu angelegten, in Dauerkultur bewirtschafteten Spargelanlage ist die richtige Standortwahl von entscheidender Bedeutung. Generell sind leichte, tief durchwurzelbare, humushaltige Sandböden für den Anbau geeignet, da sie sich im Frühjahr schnell erwärmen, zu einem frühzeitigem Austrieb führen, gut zu bearbeiten sind und das Stechen erleichtern (UWIHS, 2008a). Darüber hinaus sollten gute Spargelböden frei sein von Steinen, Unkräutern, verfestigten Bodenschichten, starken Schwankungen des Grundwasserspiegels und Staunässe. Spargel zählt zu den wasserstresstoleranten Pflanzenarten, allerdings wird die Produktivität eines Spargelfeldes durch eine optimale Wasserversorgung enorm gesteigert (BRÜCKNER *et al.*, 2008). Aufgrund der Zunahme an Anbaubauflächen ist es in Deutschland häufig schwer, derartige Bodenverhältnisse für eine Neuanlage zu finden, weshalb auf schwere Böden (20-25 % Lehmanteil) ausgewichen wird. Dies äußert sich durch einen verspäteten Austrieb, was den Einsatz von Folien unerlässlich macht sowie in einer verminderten Stechleistung der Arbeitskräfte (20-25 % ohne Folieneinsatz), sodass insgesamt die Erträge auf solchen Flächen etwas niedriger ausfallen. Die stärkere Verschmutzung des Ernteguts stellt ein weiteres Problem dar. Der Mangel an passenden Anbauflächen führt außerdem zu einem verstärkten Nachbau von Spargel. Üblicherweise ist ein Boden geeignet, wenn dort für mindestens 10 Jahre kein Spargel gestanden hat (TIEDKE-CREDE, 2008). Sofern in Selbstfolge angebaut wird, ist bei diesen Anlagen in der Regel eine reduzierte Lebensdauer und verminderte Qualität des Spargels zu erwarten (PASCHOLD, 1997). Für die Pflanzung im Frühjahr werden einjährige Jungpflanzen verwendet, eine Direktsaat ist nicht praxisrelevant. Der Reihenabstand rangiert bei 1,8-2 m, je nach Sorte variiert der Pflanzabstand in der Reihe zwischen 20-50 cm. Die optimale Pflanztiefe liegt bei 20 cm unter dem ursprünglichen Erdniveau. Abweichungen beeinflussen maßgeblich Stangendicke und Erntezeitpunkt (BRÜCKNER *et al.*, 2008). Tiefere Pflanzungen fördern Pilzbefall und bewirken etwas dickere Stangen bei reduzierter Stangenzahl. Flachere Pflanzungen haben eine Ernteverfrüfung (rund eine Woche) und einen höheren Frühertrag (ca. 25 %) zur Folge, können aber in späteren Jahren aufgrund des Rhizomwachstums Verletzungen der Krone durch Aufpflügen oder beim Spargelstechen hervorrufen (UWIHS, 2008b). Außerdem steigt der Anteil kurzer und holziger Stangen. Neben der richtigen Standortentscheidung ist die Wahl einer passenden Spargelsorte für den

Erfolg einer Anlage essentiell. Spargelsorten unterscheiden sich hierbei in Ertragspotential; Erntezeitpunkt (frühe und späte Sorten); Stangenstärke; Anfälligkeit, geschlossene Köpfe zu bilden; Berostung; Rosa- oder Blaufärbung; Widerstand gegen Krankheiten und Nachbaueignung; Fasrigkeit und Standfestigkeit sowie der Neigung, bittere Stangen zu bilden (BRÜCKNER *et al.*, 2008).

Zur Produktion von weißen Spargelstangen ist deren Wachstum unter Lichtausschluss erforderlich. Hierfür wird für die Zeit der Ernte ein sogenannter ‚Damm‘ über den Pflanzreihen errichtet. Die Dammhöhe liegt in der Regel bei 45 cm über der Krone, die Dammoberfläche ist ca. 40-45 cm breit. Um eine Verfrühung der Ernte und damit eine Steigerung des Ertrags zu erreichen, werden die Dämme häufig mit Folien bedeckt. Je nach Art der Folie wird dadurch eine Erwärmung des Bodens hervorgerufen, was ein schnelleres Sprosswachstum induziert. Hierbei existieren verschiedene Systeme: Transparente Folien (z.B. Antitaufolie), Schwarz-weiße (SW) Folien, Doppelabdeckungen (z.B. Kombinationen aus transparenter- und SW-Folie), Minitunnel oder Folien in Kombination mit einer Bodenheizung. Sehr weit verbreitet ist der Einsatz von SW-Folie, da hiermit eine sehr gute Temperatursteuerung und Anbau auf schweren Böden möglich ist, die Spargelqualität verbessert und Unkrautwachstum unterdrückt wird.

Die Spargelernte erfolgt in der Regel selektiv durch Saisonarbeitskräfte und ist deshalb sehr arbeits- und kostenintensiv. Ein Feld kann ab dem 2. Standjahr beerntet werden, wobei sich die Ernteperiode von anfangs 2 Wochen auf bis zu 8 Wochen ab dem 4. Standjahr steigert. Die restliche Zeit der Vegetationsperiode wird zur Assimilation von Kohlenhydraten und somit zur Ertragsbildung in der folgenden Spargelsaison benötigt. Insgesamt erstreckt sich die Ernteperiode in Norddeutschland von Mitte April bis Juni, bei entsprechenden Verfrühungsmaßnahmen kann ca. 2 Wochen eher geerntet werden. Der 24. Juni ist traditionell der letzte Stechtag. Je nach Ertragsleistung ist eine Spargelanlage 8-10 Jahre rentabel.

2.1.4. Nachernte-Verarbeitungsprozess

Zwischen Ernte und Vermarktung durchläuft die Ware eine Reihe von Teilschritten. Allgemein lassen sich folgende Abschnitte differenzieren:

Transport:

Die Prozesskette nach der Ernte beginnt mit dem Transport der Ware vom Feld zum Betrieb. In Abhängigkeit von den jeweiligen Arbeitsabläufen der Betriebe wird hierfür der Spargel von den Stechkörben in größere Spargelkisten (ca. 20 kg Fassungsvermögen) umgepackt. Die Fahrt zum Betrieb erfolgt mit Kleintransportern, aufgrund des Mangels an geeigneten Spargelflächen und je nach Betriebsgröße kann die Entfernung zum Hof mehrere Kilometer betragen.

Vorwäsche:

Nach der Ankunft der Ware am Hof werden grobe Verschmutzungen an den Stangen durch Waschen, z.B. durch eine maschinelle Spargelvorwäsche, entfernt, um bei der späteren Aufbereitung ein besseres Reinigungsergebnis zu erzielen. Darüber hinaus wird ein erster Kühlungseffekt erreicht.

Wässern:

Zur weiteren Abkühlung, ggf. zur Überbrückung von Wartezeiten bis zur Verarbeitung, wird der Spargel in Wässerungsbecken getaucht. Dies führt zu einer Herabsenkung von Stoffwechselaktivitäten, was den Verlust ernährungsphysiologisch wichtiger Inhaltsstoffe (siehe Kap. 2.1.2.) gering hält (BRÜCKNER *et al.*, 2008). Des Weiteren wird auf diese Weise die Anthocyanfärbung, das sogenannte ‚Rotwerden‘ von Spargelstangen, unterdrückt. Zu langes Wässern sollte vermieden werden, da somit die Aufnahme von Wasser induziert wird (SIOMOS *et al.*, 1995; PASCHOLD *et al.*, 2006). Infolgedessen kommt es zu einer Minderung der Qualität, insbesondere des Geschmacks.

Beim Wässern werden außerdem grobe Verschmutzungen aufgeweicht oder entfernt, sodass eine Vorwäsche eventuell nicht notwendig ist.

Sortierung/Verarbeitung:

Die Sortierung des Spargels nach Klassen (siehe Kap. 2.2.1.) wird maschinell durchgeführt, wobei zwischen verschiedenen Automatisierungsstufen unterschieden wird. In größeren Betrieben erfolgt zumeist eine vollautomatische Sortierung. Zunächst durchlaufen die Stangen eine Wasch- und Schneideeinheit, wo der Spargel auf eine vermarktungsfähige Länge zugeschnitten und anhaftende Erde durch Wasserdüsen, bei entsprechendem Wasserdruck, abgespült wird. Danach erfolgt computergestützt eine optische Sortierung, wonach die Ware in entsprechende Behälter abgelegt wird.

Schockkühlung:

Nach der Verarbeitung erfolgt aus oben genannten Gründen eine Abkühlung der Ware auf Kerntemperaturen unter + 2°C. Je nach Betrieb erübrigt sich deshalb das Wässern. Weit verbreitet ist eine Schockkühlung mit Eiswasser, die Abkühlzeit beträgt zwischen 15-60 min. Nach ZIEGLER (2001) sind 30 min Eiswasserkühlung in Kombination mit einer vorhergehenden, 3-stündigen Wässerung bei 12°C optimal, um die Anthocyanbildung zu unterdrücken.

Lagerung:

Zur weiteren Qualitätserhaltung wird die Ware im Anschluss kühl gelagert. Je nach Betrieb werden offene (d.h. seitlich durchbrochene) oder geschlossene Spargelkisten zur Lagerung genutzt, was die Verdunstung von Wasser in den Spargelstangen maßgeblich beeinflusst.

Deshalb ist neben der optimalen Temperatur auch die relative Luftfeuchtigkeit von Bedeutung (siehe Kap. 2.2.2.1.).

2.2. Spargelqualität und Qualitätsbeeinträchtigungen

Qualität im Allgemeinen lässt sich beim Produkt als die Abwesenheit von Fehlern oder als Maß für die Güte definieren (SHEWFELT, 1999). Die Produktqualität ist somit stark verbunden mit der Kundenzufriedenheit. In Bezug auf Spargelanbau in Deutschland ist eine hohe Qualität für jeden Anbauer maßgebender Faktor für den Absatz der Ware, da nur auf diese Weise eine Abgrenzung von anderen Herkünften und eine Behauptung am Markt möglich ist (JAHNER, 2008). Zur Beurteilung der Güte werden hauptsächlich messbare Eigenschaften wie Aussehen (Form, Größe, Farbe), Textur, Geschmack oder Zucker- und Säuregehalte genutzt. Für Verbraucher ist hierbei das Erscheinungsbild der wichtigste Faktor, der über die Kaufbereitschaft bestimmt (BRUHN, 2002).

2.2.1. Vermarktung

Wesentliche Qualitätskriterien werden auf EU-Ebene durch die Allgemeine Vermarktungsnorm für Obst und Gemüse (Verordnung (EG) Nr. 1580/2007 der Kommission vom 21. Dezember 2007) festgelegt, die zudem Rechtsgrundlage für frischen Spargel außerhalb der Direktvermarktung auf selbst bewirtschafteten Flächen ist. Sofern zusätzlich eine Einteilung des Spargels in Klassen vollzogen wird, ist die UNECE-Norm FFV-04 für die Vermarktung und Qualitätskontrolle von Spargel der Wirtschaftskommission der Vereinten Nationen heranzuziehen. Deutsche Handelsklassen gibt es seit 2007 nicht mehr. Grundlegende Bestimmungen der UNECE-Norm werden auszugsweise in Tabelle 2.2 zusammengefasst.

Beim Vertrieb der Ware wird unterschieden zwischen direkter - und indirekter Vermarktung. Ersteres umfasst den Ab-Hof-Verkauf sowie den Absatz über mobile Verkaufsstände außerhalb des Betriebes. Indirekte Vermarktung erfolgt über Versteigerungen, Großmärkte oder direkt über den Lebensmitteleinzelhandel (LEH) und ist häufig verbunden mit festen Lieferzusagen in beständiger Qualität.

Tab. 2.2: UNECE-Norm FFV-04 für die Vermarktung und Qualitätskontrolle von Spargel - Ausgabe 2010, Auszug.

I. Begriffsbestimmung

- Gültig für Anbausorten hervorgegangen aus *A. officinalis* L. zur Lieferung in frischem Zustand an den Verbraucher
- Unterteilung des Spargels in vier Gruppen entsprechend seiner Farbe: weiß, violett, violett-grün, grün

II. Bestimmungen betreffend die Qualität

- A. Mindesteigenschaften** - ganz, gesund, sauber
(gültig für alle Klassen) - von frischem Aussehen und Geruch
- frei von Schädlingen, - Schädigungen durch Schädlinge
 - frei von Druckstellen
 - frei von anormaler äußerer Feuchtigkeit
 - darf nicht hohl, gespalten, geschält, gebrochen sein

B. Klasseneinteilung

- 1) Klasse Extra - höchste Qualität, sehr gut geformt, praktisch gerade
 - muss typische Merkmale der Sorte aufweisen
 - sehr fest geschlossene Köpfe
 - nur leichte Spuren von Rost auf den Stangen
 - keine Farbabweichungen innerhalb der vier Gruppen
 - keine Verholzung
- 2) Klasse I - gute Qualität
 - muss typische Merkmale der Sorte aufweisen
 - fest geschlossene Köpfe
 - zulässig sind leichte Formfehler, leichte Rosafärbung, leichte Spuren von Rost
- 3) Klasse II - entspricht den Mindesteigenschaften
 - zulässig sind Formfehler, leichte Grünfärbung der Köpfe, Spuren von Rost, leichte Verholzung

III. Bestimmungen betreffend die Größensortierung

- A. Länge** - 17-22 cm für weißen, langen Spargel
 - 12-17 cm für kurzen Spargel
 - < 12 cm für Spargelspitzen
- B. Durchmesser** - Klasse Extra: ≥ 12 mm
 - Klasse I: ≥ 10 mm
 - Klasse II: ≥ 8 mm
-

2.2.2. Stangenmängel

2.2.2.1. Abiotische Ursachen

Neben sortenspezifischen Eigenschaften kann eine Vielzahl von Faktoren die Entwicklung mangelhafter, d.h. nicht -oder nur schwer vermarktungsfähiger Spargelstangen begünstigen. Vor der Ernte können durch bestimmte Witterungs- oder Bodenverhältnisse ungeeignete Wachstumsbedingungen auftreten. Bei zu schneller Erwärmung des oberen Dammbereichs im Vergleich zum durchwurzelteten Unterboden und daraus resultierenden Temperaturdifferenzen (mindestens 4 K) sowie generell sehr starken Temperaturwechseln innerhalb weniger Tage in den oberen 20 cm des Dammes entstehen hohle Stangen

(SCHREINER *et al.*, 2004). Niedrige Bodentemperaturen ($< 10^{\circ}\text{C}$) und damit einhergehende niedrige Wachstumsraten führen zu einer verstärkten Lignifizierung des Gewebes (BILLAU, 1986; SCHEER, 2002), was beim Verzehr als Verholzung wahrgenommen wird. Korkartige Wucherungen mit anschließender Verbräunung des betreffenden Gewebes können bei grobsandigen und zu feuchten Spargelböden auftreten (BRÜCKNER *et al.*, 2008). Temperaturen höher als $20\text{-}22^{\circ}\text{C}$ in 20 cm Dammtiefe begünstigen das Öffnen der Schuppenblätter. Durch verspätete Ernte oder schlecht gepflegte Dämme kommt es infolge von Lichteinwirkung zu Blau-, Grün- oder Rotverfärbungen an den Spargelköpfen. Extreme Trockenheit fördert die Ausbildung dünner Spargelstangen, anschließende starke Wasseraufnahme nach dem Ernten kann zum Reißen der Stangen führen. Verletzungen nebenstehender Schosse beim Ernten bedingen Missbildungen an später geernteten Stangen.

Spargel hat im Vergleich zu anderem Gemüse eine sehr geringe Haltbarkeit (CHANG, 1987), weshalb der Nachernte-Zeitraum für die Qualitätserhaltung und die Entwicklung etwaiger Stangenmängel eine übergeordnete Rolle spielt. Die Verderblichkeit ist hierbei proportional zur Respirationrate (KADER, 2002). Sie ist für Spargelstangen mit $> 60 \text{ mg CO}_2/\text{kg h}$ (bei 5°C) als extrem hoch einzustufen, da sie sehr stark vom Organtyp abhängig ist. Hohe Atmungsaktivitäten sind insbesondere bei schnell wachsenden Pflanzenteilen oder als Folge von Stress wie z.B. Verwundung festzustellen (SCHOPFER und BRENNICKE, 2010), was für Spargel, der in wachsendem Zustand geerntet wird, zutreffend ist. Zudem äußert sich die hohe physiologische Aktivität dadurch, dass Spargelstangen nach der Ernte weiter wachsen können, sofern genügend Wasser zur Verfügung steht (HEYES *et al.*, 1998). Respiration als Prozess dient auf Zellebene unter Verbrauch gespeicherten organischen Materials (Kohlenhydrate, Proteine, Fette) der Erhaltung des Ist-Zustands, was bei kontinuierlichem Aufbrauchen der organischen Reserven zur Beschleunigung der Seneszenz führt (KADER, 2002). Daraus resultiert ein Qualitätsverlust des Ernteguts, der sich unter anderem durch Geschmacks- und Trockenmasseverluste sowie Schwund des Energiegehalts äußert. Im Allgemeinen besteht eine direkte Abhängigkeit der Respiration von der Temperatur, eine Erhöhung um 10 K bewirkt ungefähr eine Verdopplung der Respirationrate (BRESINSKY *et al.*, 2008), weshalb niedrige Temperaturen generell die physiologische Aktivität reduzieren (HERPPICH und HUYSKENS-KEIL, 2008). Ein wirksames Temperaturmanagement ist somit am wichtigsten, um die Haltbarkeit von Spargel nach der Ernte zu verlängern. Diesbezüglich werden in der Literatur unterschiedliche Angaben gemacht. LIPTON (1990) erachtet Lagertemperaturen von $0\text{-}4^{\circ}\text{C}$ bei gleichzeitiger hoher Luftfeuchte als geeignet. Nach BELKER (2008) ist Spargel bei Temperaturen von $1\text{-}3^{\circ}\text{C}$ und einer rel. Luftfeuchtigkeit von 99 % mehrere Tage lagerfähig. THOMPSON (2002) gibt für eine maximal 10-tägige Lagerung $0\text{-}2^{\circ}\text{C}$ und 90-98% rel. Luftfeuchte als Empfehlung an. Eine

wasserdampfgesättigte Umgebungsatmosphäre dient hierbei der Reduzierung von Wasserverlusten in den Spargelstangen. Durch erhöhte Temperaturen können neben der gesteigerten Atmungsaktivität und deren Folgen weitere Qualitätseinbußen auftreten. Transpirationsvorgänge stehen in direktem Zusammenhang mit der Umgebungstemperatur, sodass eine Erwärmung zu vermehrten Wasserverlusten führt. Generell beeinflusst die Transpiration viele Komponenten der Frische bei Gemüse wie Aussehen, Oberflächenstruktur, Geschmack und Gewicht (BEN-YEHOSHUA, 1987). Sie induziert Welken, Schrumpfen sowie den Verlust von Saftigkeit beim Produkt. Beispielsweise konnten HERPPICH *et al.* (2005) eine Abnahme der Festigkeit von Spargelgewebe feststellen (bei 10°C und stärker bei 20°C), was mit einer Minderung des Zellinnendrucks verbunden ist und sich in einer zunehmenden Elastizität der Stangen äußert. Neben dem Einfluss auf die Verdunstung besteht eine Temperaturabhängigkeit in der Bildung von Zellwandbestandteilen (HERPPICH und HUYSKENS-KEIL, 2008). Die Gehalte an Lignin, Zellulose und Hemizellulose erhöhen sich mit steigenden Temperaturen (10°C und 20°C), wodurch die Fasrigkeit des Gewebes zunimmt (HUYSKENS-KEIL und HERPPICH, 2013).

Im Nacherntezeitraum stellt die Lagerdauer zur Beeinflussung der Frische einen weiteren wesentlichen Faktor dar, wobei die Wirkung sehr stark mit der Lagertemperatur verknüpft ist. Die Haltbarkeit von Spargel sinkt linear mit steigender Temperatursumme. BRASH *et al.* (1995) ermittelten für diese Beziehung die Gleichung $y = 4,81 - 0,0021x$ (y = Haltbarkeit in Tagen, x = Temperatursumme in Grad-Stunden) unter Vorbehalt von Abweichungen der einzelnen Parameter in Abhängigkeit von Einflussfaktoren wie Spargelsorte oder Erntezeitpunkt. Somit ergibt sich eine maximale Haltbarkeit von ca. fünf Tagen, die aber effektiv aufgrund der Beziehung zur Temperatursumme geringer ausfällt.

Das Auftreten von Kälteschäden (LYONS und BREIDENBACH, 1987) unter den oben genannten Temperaturempfehlungen ist nach neueren Erkenntnissen nicht zutreffend. Ebenso findet keine Kälteakklimatisierung der Spargelstangen statt, die zur Überwinterung von perennierenden Pflanzen beiträgt und für anderes Gemüse nachgewiesen wurde (GRAHAM und PATTERSON, 1982; HERPPICH *et al.*, 2001a, b). HERPPICH *et al.* (2005) und HUYSKENS-KEIL *et al.* (2005) konnten diesbezüglich keine Veränderungen im Wasserhaushalt, der Zellwandzusammensetzung oder der Gewebetextur von Spargel beobachten. KADER (2002) stellt jedoch fest, dass Schäden (i.d.R. Gewebekollaps) durch leichten Frost möglich sind, weshalb Temperaturen unter 0°C vermieden werden sollten.

2.2.2.2. Biotische Ursachen

Neben Schadinsekten sind vor allem Pilzkrankheiten bedeutsam für den Spargelanbau. Außerhalb der Ernteperiode können am Spargellaub Blattkrankheiten wie *Stemphylium* (*Stemphylium botryosum*), Grauschimmel (*Botrytis cinerea*) oder Spargelrost (*Puccinia asparagi*) auftreten und somit die Assimilationsfläche der Pflanzen verringern. Wurzel- und Sprosskrankheiten spielen innerhalb der gesamten Vegetationsperiode eine Rolle und können zu Qualitätseinbußen, Ertragsminderungen sowie zum Absterben einzelner Pflanzen führen. Ein Vertreter ist hierbei die *Phytophthora* - Kronen- und Sprossfäule, hervorgerufen durch *Phytophthora megaspermae*, die sich insbesondere bei sehr feuchten Standorten mit schlechter Wasserführung ausprägt (BRÜCKNER *et al.*, 2008). Als Symptome sind wässrig faule Läsionen an jungen, verkrümmten Trieben zu beobachten, die bei Bleichspargel rötlich überlaufen sein können. Betroffene Wurzeln - oder Kronen verbräunen im weiteren Verlauf, wobei das Gewebe aufweicht. Die *Rhizoctonia* - Wurzelfäule, verursacht durch den bodenbürtigen Schaderreger *Rhizoctonia crocorum*, ist eine weitere relevante Erkrankung an Spargel. Symptomatisch sind von violetter Myzel überzogene Speicherwurzeln und Triebteile. Befallene Wurzelstöcke werden zumeist innerhalb eines Jahres abgetötet. Das Vorkommen wird durch Böden mit intensiver Bewirtschaftung in der Vorkultur begünstigt, die Übertragung erfolgt von Pflanze zu Pflanze (KOIKE *et al.*, 2009). Die in Kap. 2.1.3. erwähnte schlechte Nachbaueignung von Spargel beruht zu großen Teilen auf das Vorhandensein von *Fusarium*-Pilzen im Boden. *Fusarium culmorum* steht beispielsweise in Zusammenhang mit der Stängel- und Fußkrankheit, bei der sich im Laufe des Sommers einzelne Triebe gelb verfärben, unterschiedlich große Läsionen im Bereich der Erdoberfläche entwickeln und in der Folge absterben (WICHURA, 2008). Das Gewebe betroffener Stängel ist häufig weich und rötlich verfärbt. Die Wurzel- und Kronenfäule stellt ein weiteres Krankheitsbild dar. Weltweit betrachtet können hierbei unterschiedliche *Fusarium*-Spezies als Pathogen agieren (ELMER *et al.*, 1996), wobei insgesamt *F. oxysporum* und *F. proliferatum* am häufigsten als Pathogene auftreten (BLOK und BOLLEN, 1995, 1996; ELMER *et al.*, 1996; GOSSMANN *et al.*, 2005, 2008; KOCH, 2011; STAHL, 1970). Die Symptomausprägung ist sehr variabel: Triebe und Laub zeigen Chlorosen, nekrotisieren und sterben ab (KOIKE *et al.*, 2009). Das innere Gewebe von Krone und unteren Stängelbereichen verfärbt sich rotbraun, bleibt aber zunächst fest und fault nicht. Es bilden sich rotbraune, ovale Läsionen an den Wurzeln und unteren Stängelbereichen. Im weiteren Verlauf verfärben sich infizierte Wurzeln dunkel, das Gewebe kollabiert, was zum Absterben der Pflanze führt. BRÜCKNER *et al.* (2008) beschreiben einen schleichenden Krankheitsverlauf, der sich anfangs durch Schwächen im Austrieb und dem Ausfall einzelner Pflanzen äußert. Aufgrund ihrer Pathogenität werden *Fusarium*-Arten als bedeutendste Vertreter im Komplex der Fußkrankheiten und Wurzelfäulen in Spargelanlagen angesehen (GOSSMANN *et al.*, 2001).

2.2.2.3. Braunverfärbungen

Innerhalb des Qualitätsbegriffs nehmen Braunverfärbungen als Stangenmängel eine Sonderstellung ein, weil die Ursachen unbekannt oder nur zum Teil erklärbar sind, das Schadbild sehr vielfältig ist und dabei keine klare Definition zur Abgrenzung der einzelnen Symptome besteht.

Physiologisch gesehen beruht der Mechanismus der Braunverfärbung auf oxidativer Degradierung von Phenylpropanoiden. Diese phenolischen Substanzen sind sekundäre Metabolite, die innerhalb der Pflanze verschiedene Funktionen einnehmen können. Sie dienen als Fraßgifte und Antibiotika (z.B. Cumarine und Lignane), als Zellwandbestandteile (Lignin), als Lichtschutzsubstanz (Flavonoide, z.B. Anthocyan) oder sind an der Bildung von Isolierschichten beteiligt (Suberin und Cutin) (HELDT und PIECHULLA, 2008). Hinsichtlich des Qualitätsbegriffs spielen Phenylpropanoide eine wichtige Rolle für Aussehen, Geschmack und Aroma von Nahrungsmitteln (TOMÁS-BARBERÁN und ESPÍN, 2001). Als Ausgangssubstrat dient das über den Shikimatweg gebildete Phenylalanin, an dessen Verarbeitung zu Zimtsäure maßgeblich das Enzym Phenylalanin-Ammoniak-Lyase (PAL) beteiligt ist. Die Expression des PAL-Gens steht in Zusammenhang mit Einflussfaktoren wie dem Entwicklungsstatus der Pflanze, Umwelteinflüssen (Licht, Temperatur, Ethylen), Infektionen oder Verwundung (CHANG, 1987; DIALLINAS und KANELIS, 1994; FRIEND *et al.*, 1973; LOIS *et al.*, 1989; OHL *et al.*, 1990; SHUFFLEBOTTOM *et al.*, 1993). Im Anschluss erfolgt die Synthese von Phenylpropanoiden aus Zimtsäure, die als Substrat für Polyphenoloxidasen (PPO) und Peroxidasen (POD) dienen. Auf diese Weise entstehen bei Enzymkontakt oxidierte phenolische Substanzen, sogenannte Quinone (SÁNCHEZ-FERRER *et al.*, 1995). Es handelt sich hierbei um hochreaktive Verbindungen, die ohne weiteren Enzymeinfluss zu schwarzen, roten oder braunen Melaninpigmenten polymerisieren (SOLOMON *et al.*, 1996), was makroskopisch als Braunverfärbung wahrgenommen wird und zu Qualitätsverlusten bei frischem Obst und Gemüse führt (TOMÁS-BARBERÁN und ESPÍN, 2001). Phenol-oxidierende Enzyme, insbesondere PPO als Hauptakteure, können entweder latent vorhanden oder aktiv sein (ESPÍN *et al.*, 1999), wobei die Anfälligkeit für Braunverfärbungen je nach Pflanze, Sorte und dem betreffenden Gewebe variiert (BROWN *et al.*, 1999; CHENG und CRISOSTO, 1995; PARK *et al.*, 1997; STEVENS und DAVELAAR, 1997; UHLIG und CLINGELEFFER, 1998; WELLER *et al.*, 1995). CANTOS *et al.* (2002) konnten bei Kartoffeln zeigen, dass die Menge an phenolischen Substanzen und Enzymen (PPO, POD) nicht mit dem Grad der Braunverfärbung zusammenhängt. Im Gegensatz dazu beobachteten CABEZAS-SERRANO *et al.* (2009) an unterschiedlichen Artischocken-Sorten eine gesteigerte Farbänderung mit steigendem Gehalt an Phenolen.

PPOs sind häufig in Zell-Organellen wie den Thylakoiden, Mitochondrien oder Peroxisomen lokalisiert, wo sie vornehmlich an den Membranen gebunden sind (BARBAGALLO *et al.*,

2009). Die Braunverfärbung entsteht letztlich durch Dekompartimentierung des betreffenden Zellgewebes infolge von Verwundung oder Lyse, wodurch Enzym und Substrat in Kontakt kommen, was eine Reaktionskaskade auslöst, die normalerweise nicht auftreten würde (BARBAGALLO *et al.*, 2012). Darüber hinaus kann die Verletzung von Gewebe neben der Freisetzung auch zu einem mengenmäßigen Anstieg von PPOs in den betreffenden Zellbereichen führen (THIPYAPONG *et al.*, 1995).

Störungen in der Nährstoffversorgung können in großen Teilen zu einer Ausprägung des Symptoms beitragen. Vor allem Calcium-Mangel ist diesbezüglich aufgrund der physiologischen Funktionen von Ca auf Zellebene ein Risikofaktor. Es wird zur Stärkung der Zellwände und zum Erhalt der Membran-Integrität benötigt (FERGUSON, 1984), was bei Unterversorgung zu einem Zellkollaps führen und enzymatisch bedingte Braunverfärbungen auslösen kann (NAPIER und COMBRINK, 2006). Des Weiteren wird hiermit die Anfälligkeit des Gewebes für pilzliche Infektionen erhöht. Calcium ist ein essentieller Makronährstoff, der passiv durch Wasseraufnahme in die Pflanze gelangt und dort über den Transpirationsstrom des Xylems verlagert wird (BERGMANN, 1993). Aufgrund der Immobilität von Ca üben bereits kurze Zeiträume des Mangels schnell einen Einfluss auf stark wachsendes Gewebe aus, wobei es keinen Ca-Transport von älteren zu jüngeren Pflanzenteilen gibt. Ca-Mangelsymptome können durch eine ungenügende Ca-Aufnahme, durch unzureichende Wasserversorgung in wenig transpirierenden Geweben, durch spezifische Faktoren innerhalb der Pflanze oder durch sortenspezifische Eigenschaften hervorgerufen werden (NAPIER und COMBRINK, 2006). Ca-Mangel entsteht somit eher durch die Unfähigkeit der Pflanze, ausreichende Mengen Calcium in betreffende Pflanzenteile zu verlagern, als dass zu wenig Calcium im Boden vorhanden ist (OLLE und BENDER, 2009). Für Spargel wurden derartige Ernährungsstörungen bisher nicht dokumentiert, Beispiele aus anderen Kulturen sind: Blütenendfäule von Tomaten (ADAMS und HOLDER, 1992), Schwarzherzigkeit bei Sellerie (BIBLE und STIEHL, 1986) und Ananas (HEWAJULIGE *et al.*, 2003), Innenblattnekrosen bei Kopfsalat (COX *et al.*, 1976) oder innere Nekrosen bei Kartoffelknollen (YENCHO *et al.*, 2008). Weitere Gemüse- und Obstpflanzen mit Qualitätsverlusten durch enzymatisch bedingte Braunverfärbungen, unabhängig von Ernährungsstörungen, sind unter anderem Birne, Avocado, Banane, Champignon, Pfirsich oder Weintraube (TOMÁS-BARBERÁN und ESPÍN, 2001).

Ein Teil des Schadbildes der Braunverfärbungen umfasst die sogenannte ‚Berostung‘ von Bleichspargel. PASCHOLD (1998, 2009) charakterisiert das Symptom als braune Flecken an Kopf, Niederblätter und Spargelschale, wobei keine Gemeinsamkeiten mit dem Spargelrost (*Puccinia asparagi*) bestehen. Durch die Herabsetzung der Vermarktungsqualität sind wirtschaftlich bedeutsame Ausfälle möglich, die in Abhängigkeit von Sorte und Standort zeitweise bis zu 50% betragen können. Die Ursachen und Zusammenhänge für das Auftreten berosteter Spargelstangen sind nach wie vor unklar. Häufig ist ein verstärktes Vorkommen bei kühler, feuchter Witterung zu beobachten (BRÜCKNER *et al.*, 2008; PASCHOLD, 1998, 2009; SCHREINER *et al.*, 2004). Zudem werden grobe Bodenstrukturen und dadurch wachstumsbedingte Verletzungen der Stangenoberfläche als Ursache vermutet, in dessen Folge sich Pilze als Sekundärparasiten ansiedeln können. Nach KRUG *et al.* (2002) wird Berostung durch Pilzbefall ausgelöst, eine genauere Spezifizierung der beteiligten Pathogene erfolgt jedoch nicht. Pilze der Gattungen *Fusarium*, *Penicillium* oder *Phialophora* werden sowohl als Schaderreger als auch als Sekundärparasiten mit den Symptomen in Verbindung gebracht, wobei sich nicht immer eine eindeutige Zuordnung zwischen berostetem Gewebe und Pilz zeigte (PASCHOLD, 2009).

3. Zielsetzung

Ziel dieser Arbeit ist die Bestimmung von Faktoren, die für die Entstehung verschiedener Formen brauner Läsionen und Verfärbungen verantwortlich sind. Es soll festgestellt werden, ob diese Ursachen biotisch oder abiotisch bedingt sind und wo Ansatzpunkte zur Reduktion der Symptome liegen könnten. Die Untersuchungen erfolgten mit folgenden Arbeitsschwerpunkten:

- **Definition des Schadbildes.** Zur Unterscheidung von Braunverfärbungen und deren Beurteilung im Hinblick auf mögliche Ursachen sollen entsprechende Symptome visuell dokumentiert werden. Diese Informationen bilden die Grundlage für die weitere Bearbeitung des Themas.
- **Identifikation von Schlüsselfaktoren innerhalb der Verfahrenskette.** Der Weg der geernteten Spargelstangen soll ab Feldrand bis hin zur Lagerung begleitet werden, um im Laufe des Nachernte-Verarbeitungsprozesses Punkte zu erfassen, die die Entwicklung von Symptomen begünstigen. Einzelne Parameter wie bspw. Lagertemperaturen und -zeiten werden parallel zum praxisüblichen Ablauf variiert.
- **Isolierung von Pilzen und Determination ihrer Pathogenität.** Von Spargelstangen mit Symptomen soll Pilzmaterial isoliert und bestimmt werden. Entsprechend der Häufigkeit des Vorkommens werden ausgewählte Isolate zur makro- und mikroskopischen Überprüfung ihrer Schadwirkung in Pathogenitätstests *in vitro* eingesetzt.
- **Bestimmung von Nährstoffgehalten.** Zur Ermittlung möglicher Über- oder Unterversorgungen mit Makro- und Mikronährstoffen sollen von Braunverfärbungen betroffene Spargelstangen massenspektrometrisch analysiert werden.

4. Material und Methoden

4.1. Versuche zum Einfluss der Prozesskette

Im Zeitraum von 2009 bis 2011 fanden während der jeweiligen Spargelsaison Untersuchungen zu Auftreten und Ursachen von Braunverfärbungen an Bleichspargel statt unter besonderer Berücksichtigung des Einflusses des Nachernte-Verarbeitungsprozesses auf die Qualitätsentwicklung der Ware. Darüber hinaus erfolgte eine Fotodokumentation des Schadbildes zur genauen Erfassung der Symptomatologie.

Die Versuche wurden parallel in zwei Spargelbetrieben nördlich von Hannover durchgeführt, im Folgenden als Betrieb - oder Feld A (Standort Kirchdorf) und Betrieb - oder Feld B (Standort Hoyerhagen) bezeichnet. Es wurde jeweils über den gesamten Zeitraum das gleiche Feld der Sorte ‚Gijnlim‘ (Limseeds B.V., Horst, NL) beerntet, die Pflanzung der Anlagen war im Jahr 2005 (A) bzw. 2001 (B). Das Wachstum des Spargels wurde während der Erntezeit in beiden Fällen durch Bedecken der Dämme mit Schwarz-Weiß-Folie beeinflusst. Der Ablauf des Verarbeitungsprozesses (siehe Kap. 2.1.4.) war in beiden Betrieben identisch bis auf folgende Ausnahmen:

- Die Reinigung des Spargels nach dem Transport wurde in Betrieb A ohne maschinelle Hilfe durchgeführt: Grobe Verschmutzungen wurden mit einem Schlauch (Leitungswasser) abgespült, die Transportkisten kamen dann im Anschluss in die Wässerungsbecken, wo sich der restliche Schmutz löste. Im Gegensatz dazu erfolgte in Betrieb B eine maschinelle Reinigung (Hermeler Maschinenbau, Füchtorf) mit Brunnenwasser. Eine Wässerung fand dort üblicherweise nicht statt, wurde aber im Rahmen der Versuche nach dem Waschen durchgeführt.
- Für die maschinelle Sortierung wurde in Betrieb A eine Anlage von Strauss (Strauss Verpackungsmaschinen GmbH, Buxtehude) und in Betrieb B eine Espaso - Anlage (Neubauer Automation OHG, Scheidingen) verwendet. Letztere arbeitete mit einem höheren Wasserdruck als vom Hersteller empfohlen, um mit der Wascheinheit bessere Reinigungsergebnisse zu erzielen.
- Die abschließende Lagerung erfolgte geschlossen in Drehstapelboxen (Betrieb A) oder in offenen Spargelkisten (Betrieb B).

Innerhalb des Verarbeitungsprozesses und in Abhängigkeit vom Versuchsjahr wurden verschiedene Parameter angelegt, sodass sich für die einzelnen Jahre ein unterschiedlicher Versuchsaufbau ergibt.

4.1.1. Spargelsaison 2009

Geerntet wurde je Betrieb an zwei Terminen: 04.05.09 und 18.05.09 (Betrieb A) sowie 06.05.09 und 26.05.09 (Betrieb B). Jede Ernte mitsamt den zugehörigen Bonituren folgte dem in Abbildung 4.1 dargestellten Versuchsaufbau. Ausgehend von ca. 150 kg Spargel wurde die Ware nach dem Transport zunächst gewaschen. Im Anschluss erfolgte die Wässerung der Ware, wobei eine Aufteilung in die Varianten 0 h (Kontrolle), 4 h und 24 h Wässerung erfolgte. Aus zeitlichen Gründen konnte hierbei nur die 24 h - Wässerung bonitiert werden. Anschließend wurden die jeweiligen Wässerungsvarianten maschinell sortiert und für den weiteren Versuchsverlauf wurde nur als ‚Klasse Extra‘ oder ‚Klasse I‘ (siehe Kap. 2.2.1.) sortierter Spargel genutzt. Daraufhin wurde die Ware für 15 min in Eiswasser schockgekühlt und danach für 7- oder 14 Tage im Kühlraum des Betriebes bei 2°C gelagert bzw. blieb als Kontrollvariante ohne Lagerung. Die abschließende Haushaltslagerung fand in den Räumen des Instituts für Gartenbauliche Produktionssysteme - Abteilung Phytomedizin statt und sollte Bedingungen im Verkauf bzw. beim Endkunden simulieren. Für insgesamt 24 h erfolgte eine Lagerung der Spargelstangen bei 4°C, 24°C oder aufgeteilt bei 24°C (für 3 h) und 4°C (für 21 h).

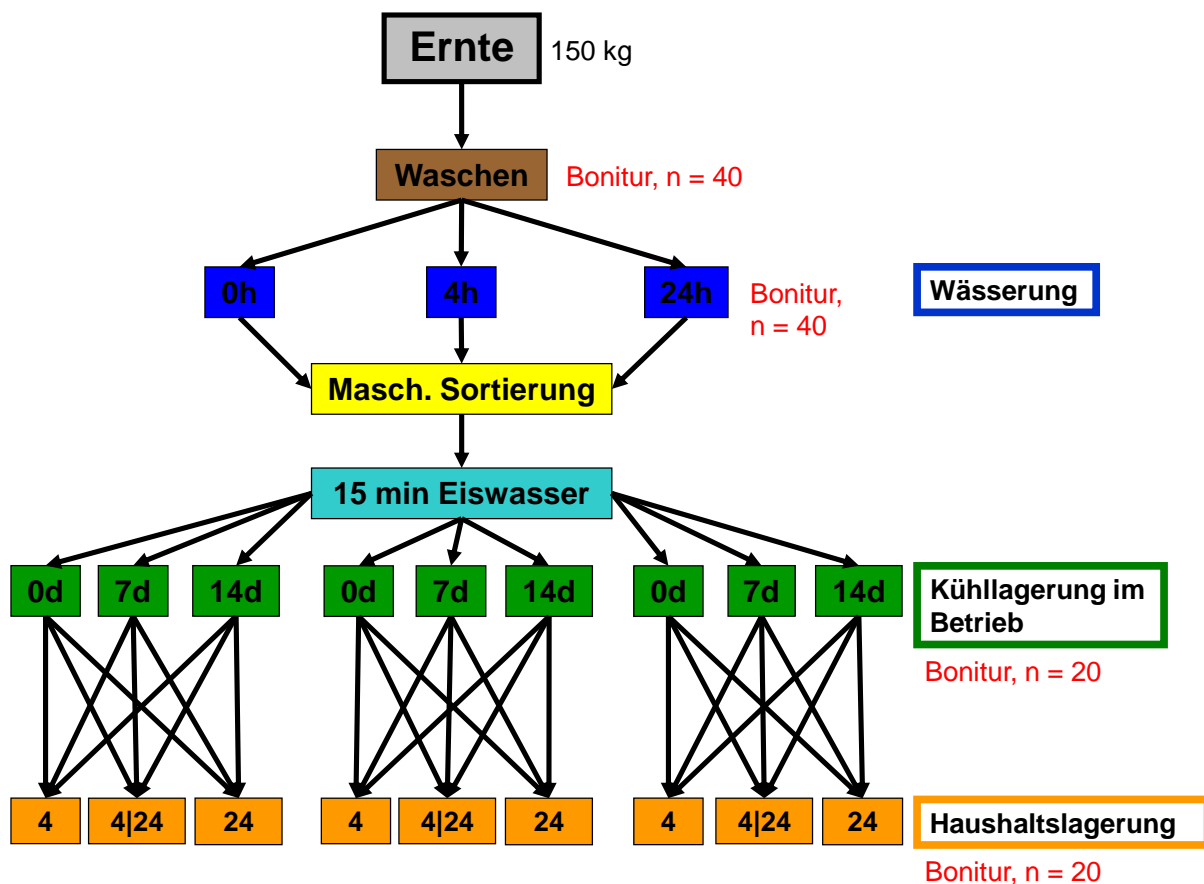


Abb. 4.1: Versuchsaufbau je Ernte und Betrieb für die Spargelsaison 2009 mit den einzelnen Varianten im Verlauf des Verarbeitungsprozesses sowie den jeweiligen Boniturzeitpunkten. Wässerung: Für 0 h, 4 h und 24 h; Kühlagerung: Für 0 d, 7 d und 14 d; Haushaltslagerung (insgesamt 24 h): Bei 4°C, 24°C und für 3 h bei 4°C und anschließend 21 h bei 24°C.

Die Qualitätsentwicklung des Spargels wurde anhand des in Tabelle 4.1 dargestellten Boniturschemas visuell beurteilt, indem der prozentuale Anteil symptomhafter Fläche geschätzt wurde. Hierfür erfolgte aufgrund bisheriger Beobachtungen eine vorübergehende Einteilung der Braunverfärbungen in ‚Verbräunung‘ und ‚Berostung‘, wobei die ‚Art der Verbräunung‘ erst ab der zweiten Ernte dokumentiert wurde, da Unterschiede in dieser Form zu Beginn des Versuchs noch nicht beschrieben waren und somit erst im Laufe der Versuchssaison darauf reagiert werden konnte.

Tab. 4.1: Boniturschema für die Spargelsaison 2009.

Boniturnote	Art der Verbräunung [%]	Art der Berostung [%]	Stangendicke [cm]
0	0 ohne	0 ohne	
1	1-10 glasig-braun	1-10 nur Niederblätter	
2	11-25 hellbraun	11-25 Stange	
3	26-50 beides	26-50 Stange und Niederblätter	
4	51-75	51-75 Kopf	
5	> 75	> 75 Kopf und Stange	
6		Kopf, Stange und Niederblätter	
7		Kopf und Niederblätter	

4.1.2. Spargelsaison 2010

Geerntet wurde je Betrieb an zwei Terminen, zu einem frühen und zu einem fortgeschrittenen Zeitpunkt der Spargelsaison: 26.04.10 und 24.05.10 (Betrieb A) sowie 05.05.10 und 26.05.10 (Betrieb B). Der Versuchsaufbau (Abbildung 4.2) entsprach grundlegend dem Aufbau aus der vorherigen Saison, jedoch mit folgenden Änderungen:

- Die Wässerungsvariante ‚4 h‘ mitsamt der folgenden Lagerungen sowie die gemischte Haushaltslagerung ‚4|24‘ entfielen. Daraus resultierte eine geringere Erntemenge.
- Die Anzahl an Bonituren und deren Fallzahl wurde erhöht.
- Das Boniturschema (Tab. 4.2) wurde um einen Schätzwert für den Anteil symptomhafter Fläche erweitert. Als Boniturstufen wurden neben der Stangendicke die auf der Vorsaison basierenden Symptome verwendet.

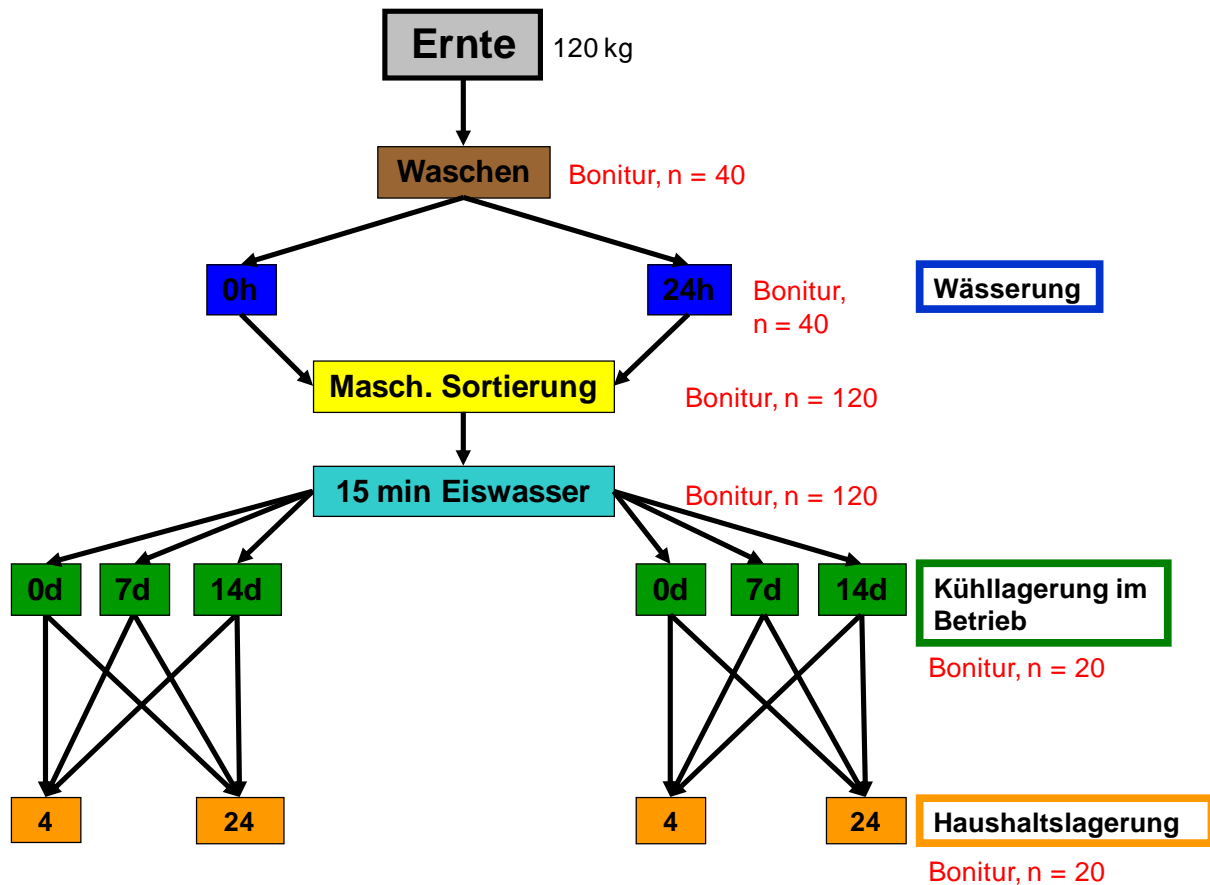


Abb. 4.2: Versuchsaufbau je Ernte und Betrieb für die Spargelsaison 2010 mit den einzelnen Varianten im Verlauf des Verarbeitungsprozesses sowie den jeweiligen Boniturzeitpunkten. Wässerung: Für 0 h, und 24 h; Kühlagerung: Für 0 d, 7 d und 14 d; Haushaltslagerung: Für 24 h bei 4°C und 24°C.

Versuchsbegleitend wurden Datalogger (Modell: Tinytag Talk 2, Gemini Data Loggers, Chichester, UK) in den Spargelkisten zur Aufzeichnung von Temperaturdaten mitgeführt sowie in unterschiedlichen Tiefen (20-, 40-, 60 cm) in den Spargeldämmen der betreffenden Felder vergraben.

Tabelle 4.2 zeigt das verwendete Boniturschema basierend auf den Ergebnissen der Vorsaison.

Tab. 4.2: Boniturschema für die Spargelsaison 2010.

Boniturnote	Glasigkeit [%]	Verbräunung [%]	Berostung [%]	Stangendicke [cm]
0	0	0	0	0
1	< 1	< 1	< 1	< 1
2	1-10	1-10	1-10	1-10
3	11-25	11-25	11-25	11-25
4	26-50	26-50	26-50	26-50
5	51-75	51-75	51-75	51-75
6	> 75	> 75	> 75	> 75

4.1.3. Spargelsaison 2011

Im dritten Versuchsjahr wurde an drei Terminen geerntet: 26.04.11, 27.05.11 und 09.06.11 (Betrieb A) sowie 27.04.11, 25.05.11 und 16.06.11 (Betrieb B). Im Vergleich zu den Vorjahren gab es keine Wässerungs- und Lagerungsvarianten. Der Fokus der Untersuchungen lag beim Transport und den Sortiervorgängen, wonach jeweils Bonituren (n=150) anhand des in der Vorsaison verwendeten Boniturschemas (Tab. 4.2) durchgeführt wurden. Zusätzlich zu der beprobten Sorte ‚Gijnlim‘ wurden die Sorten ‚Ravel‘ (Pflanzjahr 2005, Betrieb A) und ‚Horlim‘ (Pflanzjahr unbekannt, Betrieb B) untersucht. Darüber hinaus wurden Daten von Spargel der Sorten ‚Gijnlim‘, ‚Ravel‘, ‚Cumulus‘, ‚Darlise‘, ‚Darbella‘ und ‚Mondeo‘ erhoben, die von einem Sortenversuch (Standort Fuhrberg) der Landwirtschaftskammer Niedersachsen stammten, der bei kleinerer Fallzahl (n = 20) in gleicher Weise ausgewertet wurde. Die Bedingungen innerhalb des Verarbeitungsprozesses waren identisch. Bonituren fanden hierfür am 06.05.11 und 06.06.11 statt.

Zur Verdeutlichung visuell schwer sichtbarer Verletzungssymptome wurde betreffender Spargel mit Hilfe des Farbstoffes ‚Trypanblau‘ angefärbt (siehe Anhang: Trypanblaufärbung von Spargel).

4.1.4. Versuche zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit

Zur Überprüfung der Vermutung, dass glasige Symptome künstlich, durch ähnlich den in der Praxis vorkommenden Reizen, hervorgerufen werden können, wurden während der Saison 2010 symptomlose Spargelstangen der Sorte ‚Gijnlim‘ verschiedenen Behandlungen ausgesetzt.

Pflanzenmaterial, das direkt vom Feld kam und somit nicht den üblichen Verarbeitungsprozess durchlief (im Folgenden als ‚Feldstangen‘ bezeichnet), wurde je nach Variante für 2 h gewässert, für 30 min mit Eis bedeckt, über Sandpapier gerollt, gegen eine Bürste gedrückt oder für ca. 10 s bei 30 cm Abstand mit Wasser bestrahlt. In einem zweiten Versuch wurde symptomloser Spargel Reibungsdruck ausgesetzt, indem die Stangen in einer Kiste mit feinkörnigem Sand für 5 min bei 180 U/min auf einem Schüttler (Sartorius BBI Systems GmbH, Melsungen) bewegt wurden. Darüber hinaus erfolgte wieder das Bestrahlen mit Wasser sowie eine Kombination der zuvor durchgeführten Varianten ‚Bürste‘ und ‚Wasserstrahl‘. Die Varianten des zweiten Experiments wurden im Anschluss für 1 h gewässert. Bonitiert wurde der Anteil der glasigen Fläche gemäß Tabelle 4.2 (n = 10), 2 h nach Behandlung.

4.2. Isolierung und Identifizierung von Pilzen aus Spargelgewebe

4.2.1. Isolierung

Parallel zu den Untersuchungen zum Einfluss der Prozesskette wurde aus den Versuchen stammendes Pflanzenmaterial genutzt, um Pilze aus symptomhaftem Spargelgewebe zu isolieren. In der ersten Versuchssaison wurde hierfür Spargel aus der Prozesskette mit beliebigen Braunverfärbungen verwendet, in den restlichen Jahren erfolgte eine Isolierung von Feldstangen mit Berostungssymptomen. Für die Entnahme von Gewebe wurde der Spargel zunächst mit Leitungswasser abgespült, um Schmutz zu entfernen. Aufgrund der z.T. auf die äußeren Gewebeschichten beschränkten Symptome und den dort ggf. vorkommenden Pilzen erfolgte keine Oberflächensterilisation. Je Spargelstange wurde Gewebe an einem der oben genannten Isolationsorte unter sterilen Bedingungen mit einem Skalpell entnommen (ca. 0,5 x 0,5 cm) und in Petrischalen ($\varnothing = 90$ mm, Waldeck GmbH & Co. KG, Münster) auf BMA (siehe Anhang: Biomalzar) ausgelegt. Das Pilzwachstum erfolgte im Klimaschrank bei 24°C ohne Lichteinwirkung. Für die anschließende Gewinnung von Reinkulturen wurden die Pilzstrukturen entsprechend ihrer morphologischen Eigenschaften beurteilt und mehrmals abgeimpft. Die Erhaltung und Lagerung der Isolate erfolgte auf BMA bei 4°C.

4.2.2. Identifizierung der Isolate

Durch Lichtmikroskopie wurden zunächst die isolierten Pilze entsprechend der Häufigkeit ihres Vorkommens und somit ihrer möglichen Bedeutung für das Auftreten von Symptomen vorselektiert, basierend auf ihren morphologischen Eigenschaften. Pilze der Gattung *Fusarium* wurden nicht weitergehend spezifiziert. Die Identifizierung der Isolate erfolgte auf molekularer Ebene durch eine Polymerase-Kettenreaktion (PCR) unter Verwendung universeller Primer (NS7', 28S_11' und ITS4', Tab. 4.3.) und anschließender Sequenzierung der Amplifikate. Die amplifizierten Fragmente stammten aus Regionen der ribosomalen DNA (rDNA) des Zellkerns. Deren rRNA-Gencluster sind hoch konserviert und liegen in hundert- bis tausendfacher Wiederholung vor (KNOOP und MÜLLER, 2009). Die zu Grunde liegende Transkriptionseinheit (Abb. 4.3) beinhaltet variable ITS-Regionen auf deren Basis Sequenzunterschiede zur Bestimmung der Isolate gefunden werden können.

Im weiteren Verlauf wurden, basierend auf den Sequenzierdaten, angepasste Primer entwickelt und synthetisiert (Eurofins MWG Operon, Ebersberg, Tab. 4.3) und in einer Multiplex-PCR auf die vorselektierten Isolate angewendet.

Tab. 4.3: Für PCR und Sequenzierung verwendete Oligonukleotid-Primer.

Name	Interne Bez. Sequenz	Quelle
NS7	2864 5'-GAGGCAATAACAGGTCTGTGATGC-3'	WHITE <i>et al.</i> , 1990
28S_11	2866 3'-CTCCTTGGTCCGTGTTTCAAGACGG-5'	VAN DER AUWERA <i>et al.</i> , 1994
ITS4	1220 3'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-5'	WHITE <i>et al.</i> , 1990
Cadophora_s	2951 5'-TTGGGGGTTGCTGGCAAGTAGACC-3'	selbst entwickelt
Cadophora_as	2952 3'-AGGCAGCGCCCCACAGAAGC-5'	selbst entwickelt
H_grisea_s	3072 5'-GGTTGGCCCCGGTCTCCGG-3'	selbst entwickelt
H_grisea_as	3073 3'-CGAGGTCAACCTTGGGTAAATAAGGCTTT-5'	selbst entwickelt

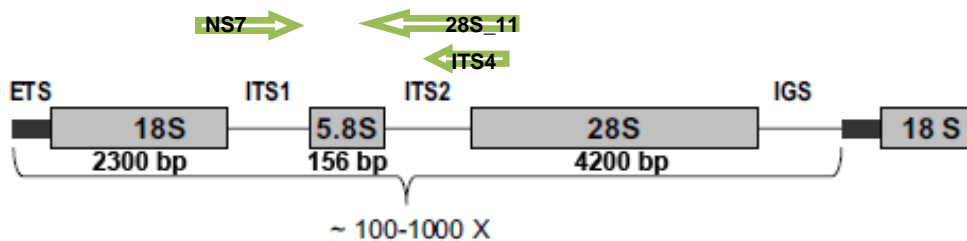


Abb. 4.3: Abfolge von rRNA-kodierenden Genen (18S, 5.8S und 28S) einer rDNA-Transkriptionseinheit, unterbrochen von ITS- (Internal Transcribed Spacer) und flankiert von ETS- (External Transcribed Spacer) sowie IGS- (Intergenic Spacer) Regionen, die in hundert- bis tausendfacher Kopienzahl vorliegen (verändert nach KNOOP und MÜLLER, 2009). Grüne Pfeile markieren die Laufrichtung der für die Sequenzierung verwendeten Primer.

4.2.2.1. PCR und Agarose-Gelelektrophorese

Die PCR wurde unter Verwendung des ‚Phire® Plant Direct PCR Kits‘ (Thermo Fisher Scientific, Inc., Waltham, USA) mit einem ‚TPersonal Thermocycler‘ (Biometra GmbH, Göttingen) durchgeführt. Für die Probenahme wurden 25 µl des im Kit enthaltenen Verdünnungspuffers und 25 µl einer 5 mM Tris-Lösung (Tris-(hydroxymethyl)-aminomethan) in ein 1,5 ml - Reaktionsgefäß gegeben. Anschließend wurde unter sterilen Bedingungen etwas Pilzmyzel von den Reinkulturen mit einer Lanzette abgeschabt und zu dem Puffer-Tris-Gemisch überführt und durch kurzes Vortexen homogenisiert. Die Lagerung der Proben erfolgte bei -20°C. Tabelle 4.4 zeigt die Ansätze und Programme für die PCR mit anschließender Sequenzierung der Amplifikate bzw. für die Multiplex-PCR.

Tab. 4.4: PCR-Ansätze - und Programme. A: PCR unter Verwendung universeller Primer; B: Multiplex-PCR mit angepassten Primern.

Ansatz A		Programm A			
Reagenz	Vol. [µl]	Schritt-Nr.	Bezeichnung	Temperatur [°C]	Zeit [s]
2x Phire Plant PCR Buffer	10	1	Initiale Denaturierung	98	300
bidest. Wasser	8,3	2	Denaturierung	98	5
Primer 2864	0,5	3	Primer-Hybridisierung	62	5
Primer 2866	0,5	4	Elongation	72	40
Polymerase	0,2	Schritte 2-4 35 Mal wiederholen			
Probe	0,5	5	Abschließende Elongation	72	60
	20	6	Pause	10	-
Ansatz B		Programm B			
2x Phire Plant PCR Buffer	10	1	Initiale Denaturierung	98	300
bidest. Wasser	8,3	2	Denaturierung	98	5
Primer 2951	0,5	3	Primer-Hybridisierung	60	5
Primer 2952	0,5	4	Elongation	72	20
Primer 3072	0,5	Schritte 2-4 30 Mal wiederholen			
Primer 3073	0,5	5	Abschließende Elongation	72	60
Polymerase	0,2	6	Pause	10	-
Probe	0,5				
	21				

Zur Analyse der PCR bzw. zur Isolierung der amplifizierten DNA wurden Agarose-Gelelektrophoresen durchgeführt. Die Zusammensetzung der Gele sowie relevante Komponenten werden nachstehend in Tabelle 4.5 dargestellt. An die Gelkammer wurde eine Spannung von 80 - 120 V angelegt.

Tab. 4.5: Komponenten und deren Zusammensetzung in der Agarose-Gelelektrophorese.

Komponente	Zusammensetzung/Bezeichnung
50xTAE-Puffer	für 1 l: 242 g Tris-Base, 57,1 ml Eisessig, 100 ml 0,5 M EDTA, pH=8,44
Agarosegel	1% Agarose (Biozym Scientific GmbH, Hessisch Oldendorf) in 1xTAE-Puffer + 0,28 g/l Guanodin (Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe) + EtBr-Lsg. (Ausgangskonz. 5 mg/ml, Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe)
Laufpuffer	1xTAE-Puffer
Ladepuffer	60 ml bidest. Wasser, 36 ml Glycerin, Spatelspitze Bromphenolblau 1/4 der Probenmenge an Ladepuffer je Probe
DNA-Größenmarker	Lambda/PstI (Fermentas GmbH, St. Leon-Rot)

4.2.2.2. DNA-Isolierung aus Agarosegelen, Sequenzierung der DNA-Extrakte und Datenauswertung

Zur Isolation der aufgetrennten DNA aus den Gelen wurde das Kit ‚NucleoSpin® Gel and PCR Clean-up‘ (MACHEREY-NAGEL GmbH & Co. KG, Düren) genutzt. Die Eluierung erfolgte nach dem Protokoll des Herstellers. Für die Sequenzierung wurden 5 µl der extrahierten DNA und 2 µl eines Sequenzierprimers (ITS4', Tab. 4.3) in ein 0,2 ml -

Reaktionsgefäß überführt und im Anschluss extern (Seqlab - Sequence Laboratories Göttingen GmbH, Göttingen) sequenziert. Die Analyse der ermittelten Sequenzdaten erfolgte mit Hilfe des BLAST-Algorithmus (ALTSCHUL *et al.*, 1990), der über die Internetpräsenz des NCBI (NCBI Genbank, 2012) abrufbar ist. Die Suchanfragen erfolgten unter Verwendung der Standardeinstellungen des BLASTn-Algorithmus.

Mit dem Programm ‚MEGA 5‘ (Version 5.2.2; TAMURA *et al.*, 2011) wurden die Daten unter Nutzung der Neighbor-Joining-Methode (SAITOU und NEI, 1987) und eines Bootstrap-Tests (FELSENSTEIN, 1985) phylogenetisch eingeordnet. Die Standardeinstellungen des Programms wurden hierbei belassen. Die prozentualen Bootstrapwerte der jeweiligen Taxa des Stammbaums sind auf Basis von 1000 Wiederholungen berechnet worden.

4.3. Pathogenitätstests

Zur makro- und mikroskopischen Überprüfung ihrer Schadwirkung wurden, verteilt auf zwei Versuche, einige Isolate der molekular bestimmten Pilze für Pathogenitätstests verwendet. Diese Versuche erfolgten *in vitro* an vier Wochen alten Spargelsämlingen der Sorte ‚Gijnlim‘. Tabelle 4.6 zeigt nachstehend die verwendeten Isolate.

Tab. 4.6: Bezeichnung und Isolationsursprung der für Pathogenitätstests verwendeten Pilze. Isolat ‚Fu155‘ wurde als Positivkontrolle eingesetzt.

Pilz	Bezeichnung Isolat	Ursprung	Versuch
<i>Fusarium oxysporum</i> *	Fu155	Österreich, September 2001, Stängelbasis	1, 2
<i>Cadophora luteo-olivacea</i>	Isolat 14_2010	Kirchdorf, April 2010, Berostung an Spargelstängel	1
<i>Cadophora luteo-olivacea</i>	Isolat 16_2010	Hoyerhagen, Mai 2010, Berostung an Spargelschuppe	1
<i>Cadophora luteo-olivacea</i>	Isolat 13_2010	Hoyerhagen, Mai 2010, Berostung an Spargelstängel	2
<i>Cadophora luteo-olivacea</i>	Isolat 15_2010	Kirchdorf, April 2010, Berostung an Spargelstängel	2
<i>Rhizoctonia solani</i>	Rhi8	Kirchdorf, Mai 2010, Berostung unter Spargelschuppe	2

*aus Sammlung der Humboldt-Universität zu Berlin

4.3.1. Versuchsablauf

Der Versuchsablauf inklusive aller vorbereitender Arbeiten bestand aus vier Teilschritten (verändert nach SCHOLZ *et al.*, 2009): 1. Ankeimen des Saatgutes 2. Umsetzen der Keimlinge, Ansetzen von Flüssigmedium 3. Inokulation 4. Bonitur.

4.3.1.1. Ankeimen des Saatgutes

Zunächst erfolgte eine Sterilisation des Saatgutes mit Natriumhypochlorit (AppliChem GmbH, Darmstadt), indem es für 10 min in 10 %-iger NaOCl-Lösung und anschließend zweimal jeweils für 2 min in autoklaviertem dest. Wasser getaucht wurde. Jeweils vier Spargelsamen wurden nach dem Trocknen auf Wasseragar (20 g/l, SIGMA-ALDRICH Chemie GmbH, Steinheim) in Petrischalen (Ø = 90 mm) ohne Lichteinwirkung im Klimaschrank bei 24°C für 10-14 Tage angekeimt, sodass die austreibende Speicherwurzel eine Länge von 1-2 cm erreichte.

4.3.1.2. Umsetzen der Keimlinge, Ansetzen von Flüssigmedium

Die auf Wasseragar angekeimten Samen wurden im Anschluss unter sterilen Bedingungen in Reagenzgläser (30 mm Durchmesser, 200 mm Länge, Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe) auf Hoagland-Agar (siehe Anhang: Hoagland-Agar) überführt. Die Reagenzgläser wurden mit Parafilm M® (Pechiney Plastic Packaging, Menasha, USA) verschlossen, das weitere Wachstum der Keimlinge erfolgte im Klimaschrank unter Langtagbedingungen (16 h Licht, 8 h Dunkelheit) bei 21°C für 14 Tage.

Parallel dazu wurde Bilay-Flüssigmedium (siehe Anhang: Bilay-Medium) für die spätere Inokulation mit Pilzisolaten angesetzt und jeweils 150 ml in Erlenmeyerkolben gefüllt. Für das Animpfen des Mediums wurde nach dem Autoklavieren unter sterilen Bedingungen jeweils ein Agarstück ($\varnothing = 0,75$ cm) eines Isolats in die Erlenmeyerkolben überführt (dreifache Wiederholung je Isolat). Die mit Wattestopfen versiegelten Kolben kamen im Anschluss für 14 Tage unter Lichtausschluss auf einen Schüttler.

4.3.1.3. Inokulation

Nach 14 Tagen Wachstum erreichten die Triebe der Pflanzen eine Länge von ca. 6-10 cm, woraufhin mit einer Sporensuspension aus den Flüssigmedien inokuliert werden konnte. Sporen wurden mit einer Fuchs-Rosenthal-Zählkammer ausgezählt und die Suspension auf 10^6 Sporen/ml eingestellt. Je Reagenzglas und Pflanze erfolgte die Inokulation unter sterilen Bedingungen mit einer Glaspipette, indem 0,5 ml des Inokulums an die Stängelbasis pipettiert wurden. Eine Ausnahme stellten Isolate der Gattung *Rhizoctonia* dar. Aufgrund der fehlenden Eigenschaft Sporen zu bilden, erfolgte die Inokulation direkt von den Platten aus der Pilzerhaltung durch Übertragung jeweils eines Agarstücks ($\varnothing = 0,75$ cm) an die Stängelbasis. Je Variante wurden 24 (Versuch 1) bzw. 18 Pflanzen (Versuch 2) inokuliert.

4.3.1.4. Bonitur

Die Bonitur erfolgte in drei Phasen, 2 Wochen-, 4 Wochen- und 6 Wochen nach Inokulation, sowohl durch nichtdestruktive, makroskopische Untersuchungen als auch durch Mikroskopie des Pflanzengewebes.

4.3.1.4.1. Makroskopische Untersuchungen

Die makroskopischen Untersuchungen dienten der allgemeinen Erfassung einer Symptomentwicklung an den Versuchspflanzen. Hierfür wurden zu drei verschiedenen Versuchszeitpunkten (14-, 28- und 42 Tage nach Inokulation) mit einem Binokular Stängel und Wurzeln der Pflanzen bonitiert und anhand eines Boniturschemas (Tab. 4.7) in verschiedene Schadensklassen unterteilt.

Tab. 4.7: Boniturschema für die makroskopische Auswertung des Pathogenitätstests.

Schadensklasse Stängel*	Wurzel
0 keine Symptome	keine Symptome
1 Braunverfärbungen < 10 % der Oberfläche	Braunverfärbungen < 10 %, an Wurzelspitzen und Seitenwurzelanlagen
2 Braunverfärbungen < 25 %	Braunverfärbungen < 25 %
3 Braunverfärbungen 25-50 %	Braunverfärbungen 25-50 %
4 Braunverfärbungen > 50 %, abgestorbenes Gewebe	Braunverfärbungen > 50 %, abgestorbenes Gewebe

*bezogen auf die ersten 2 cm der Stängelbasis

4.3.1.4.2. Mikroskopie

Die mikroskopischen Untersuchungen (Durchlicht-Hellfeld-Verfahren) dienen der Erfassung von Schädigungen durch die Isolate auf zellulärer Ebene und somit als Bestätigung der makroskopischen Ergebnisse an den jeweiligen Boniturtagen. Hierfür wurde an fünf verschiedenen Stellen der Pflanze Gewebe entnommen (Abb. 4.4), mittels Pianese-Färbung (siehe Anhang: Pianese-Färbung) gefärbt und anhand eines Boniturschemas (Tab. 4.8) bewertet. Teile des entnommenen Gewebes der jeweils mikroskopierten Pflanze wurden auf Biomalz-Agar ausgelegt und bei 24°C ohne Lichteinwirkung inkubiert, um das Vorhandensein des je nach Variante inokulierten Pilzes zu überprüfen.

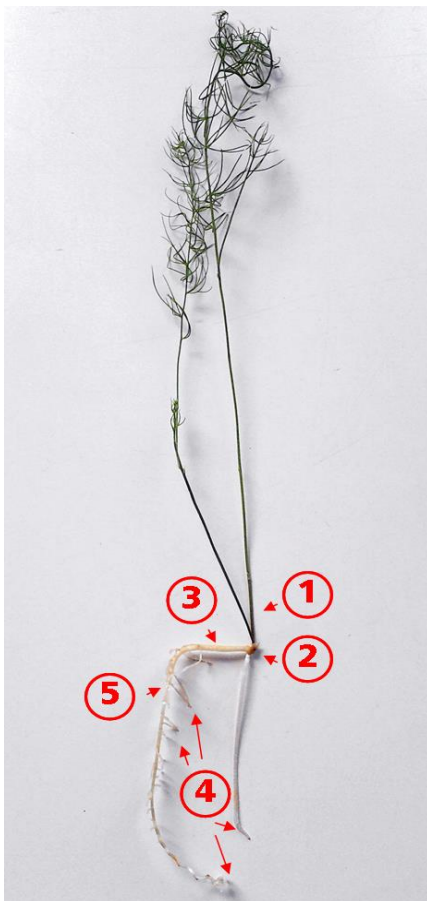


Abb. 4.4: Entnahmezonen von Gewebe für mikroskopische Untersuchungen an Spargeljungpflanzen. Es wurden jeweils Schnitte von ca. 0,75 cm Länge angefertigt, mit Ausnahme von Zone 2 aufgrund der geringen Größe. Die einzelnen Zonen waren:

1. Die ersten 2 cm vom Spross, bewertet wurde 1 Schnitt.
2. Die Übergangzone von Wurzel zu Sprossachse, bewertet wurde 1 Schnitt.
3. Der obere, auf dem Nährmedium wachsende Teil der (ersten) Speicherwurzel, bewertet wurden 2 Schnitte.
4. Wurzelspitzen von Speicher- und Faserwurzeln, bewertet wurden 2 Schnitte.
5. Der obere, im Nährmedium wachsende Teil der (ersten) Speicherwurzel, bewertet wurden 2 Schnitte.

Tab. 4.8: Boniturschema für die mikroskopische Auswertung des Pathogenitätstests.

Entnahmezone Boniturskategorie*	*Boniturskategorie
1 ja/nein	Außenmyzel
2 ja/nein	Interzell. Myzel
3 ja/nein	Intrazell. Myzel
3 ja/nein	Intrazell. Nekrosen
4 ja/nein	Penetration d. Stomata
4 ja/nein	Penetration d. Zellw.
5 ja/nein	Sporulation außen
5 ja/nein	Sporulation intrazell.

4.4. Nährstoffanalysen

Zur Ermittlung etwaiger Über- oder Unterversorgungen mit Makro- und Mikronährstoffen, wurden verbräunte Spargelstangen der Sorte ‚Gijnlim‘ aus der Saison 2011 sowie Bodenproben der zugehörigen Felder durch Massenspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma (ICP-MS) analysiert (THOMAS, 2004). Bei den Bodenproben wurden die pflanzenverfügbaren Mengen bestimmt, nicht die absoluten Werte. Die massenspektrometrischen Messungen wurden durch Mitarbeiter des Instituts für Pflanzenernährung der Leibniz Universität Hannover durchgeführt.

4.4.1. Nährstoffanalyse Spargel

4.4.1.1. Probenahme

Die Probenahme erfolgte an fünf verschiedenen Standorten im Großraum Hannover aufgeteilt nach Varianten (Tab. 4.9).

Tab. 4.9: Beprobte Standorte und zugehörige Varianten.

Standort (Bezeichnung, Lage)	Variante
A, Kirchdorf	I
B, Hoyerhagen	I
C, Glandorf	II
D, Martfeld	II
E, Wienhausen	II

Variante I beinhaltete nur weiße, symptomlose Stangen zur generellen Beurteilung der Nährstoffverteilung. Variante II setzte sich aus Spargel mit Verbräunungen und symptomlosen Kontrollstangen zusammen. Bei beiden Varianten wurde zusätzlich untersucht, ob ein Nährstoff-Gradient innerhalb der Spargelstange vorlag, sodass eine Aussage über die lokale Versorgung getroffen werden kann. Hierbei gab es zwei Unterscheidungen:

1. Betrachtung von oben nach unten, d.h. Stängelkopf bis Stängelbasis, Einteilung in vier Sektionen à 5 cm.
2. Betrachtung von außen nach innen, d.h. Spargelschale versus geschälter Spargel.

Für jeden Standort wurden 100 Stangen untersucht, die sich bei jeweils fünf Wiederholungen auf die genannten Unterscheidungen verteilen. Insgesamt lassen sich die untersuchten Varianten folgendermaßen darstellen (Tab. 4.10-11):

Tab. 4.10: Fallzahl und Anzahl verwendeter Spargelstangen für Variante I. S1-4 = einzelne Sektionen à 5 cm; A u. I = außen (Spargelschale) und innen (geschälter Spargel).

Variante I	
	S1-4 A u. I
n	5 5
Anz. Spargel je n	10 10
Anz. Spargel gesamt	50 50
	100

Tab. 4.11: Fallzahl und Anzahl verwendeter Spargelstangen für Variante II. S1-4 = einzelne Sektionen à 5 cm; A u. I = außen (Spargelschale) und innen (geschälter Spargel).

Variante II			
	S1-4 Kontrolle	S1-4 Symptom	A u. I Kontrolle A u. I Symptom
n	5 5	5 5	5 5
Anz. Spargel je n	5 5	5 5	5 5
Anz. Spargel gesamt	50 50	50 50	100

Die einzelnen Proben wurden für 6-7 Tage bei 70°C getrocknet und im Anschluss gemahlen.

4.4.1.2. Vorbereitende Arbeiten für die Nährstoffanalyse

Die erzeugten Trockenproben wurden jeweils auf 0,05 g eingewogen und anschließend bei 500°C für 16 h im Muffelofen verascht. Danach wurde 1 ml Salpetersäure (1:3 verdünnt mit dest. Wasser) sowie 9 ml dest. Wasser hinzugegeben und für ca. 20 min filtriert. Das Filtrat wurde für die nachfolgende Massenspektrometrie verwendet.

4.4.2. Nährstoffanalyse Boden

4.4.2.1. Probenahme

Parallel zu den Probenahmen für die Analyse der Spargelstangen wurden von den jeweiligen Feldern Bodenproben entnommen. Hierbei wurden diagonal des Feldes fünf Stellen zwischen den Reihen beprobt. Jede dieser Stellen umfasste drei Tiefen: 0-30 cm, 30-60 cm und 60-90 cm. Die jeweils gleichen Abschnitte wurden gepoolt, sodass sich für jede Tiefe n = 5 ergab. Im Anschluss wurden die Bodenproben für 2-3 Tage luftgetrocknet.

4.4.2.2. Bestimmung des pH-Wertes

Zur Messung der pH-Werte wurde 10 g luftgetrocknetes Substrat mit 25 ml einer 0,01 M Calciumchlorid-Lösung im Verhältnis 1:2,5 gemischt und für 1,5 h unter zweimaligem Umrühren stehen gelassen. Die Bestimmung mit dem pH-Meter erfolgte direkt in der Suspension.

4.4.2.3. Vorbereitende Arbeiten für die Nährstoffanalyse

Vor der massenspektrometrischen Messung erfolgte eine Aufbereitung des luftgetrockneten Substrats durch einen Calcium-Acetat-Lactat (CAL) - Auszug. Hierfür wurde 10 g Probe mit 200 ml CAL-Lösung (Verhältnis 1:20) versetzt und für 90 min auf einem Überkopfschüttler durchmischt. Die CAL-Lösung bestand aus 0,05 M Calciumlactat, 0,05 M Calciumacetat und 0,3 M Eisessig bei einem pH-Wert von 4,1. Nach dem Schütteln wurde das Gemisch unter Verwerfen der ersten 10 ml durch einen Faltenfilter und im Anschluss durch einen Blaubandfilter filtriert. Das Filtrat wurde für die nachfolgende Massenspektrometrie verwendet.

4.5. Statistische Auswertung

Wetterdaten der Regionen der beprobten Spargelfelder stammen von Messstationen der Landwirtschaftskammer Niedersachsen. Sie umfassen Temperatur- und Niederschlagswerte der Jahre 2009-2011.

Die statistische Auswertung der Versuche erfolgte mit dem Statistikprogramm ‚R‘ (Version 2.6.2; R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2008). Getestet wurde zum Niveau Alpha = 0,05, p-Werte < 0,05 sind als signifikant anzusehen. Im Einzelnen wurden folgende Testverfahren durchgeführt:

- Globale Rangsummentest nach Kruskal-Wallis (Paket: *stats* Version 2.6.2; R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2008) für statistische Auswertungen in Kapitel 5.2.1., 5.2.2., 5.2.3., 5.5.2.
- Einzelvergleiche durch paarweises Testen mittels exaktem Wilcoxon Rangsummentest (Paket: *pairwiseCI* Version 0.1-12; SCHAARSCHMIDT, 2008) und anschließender Adjustierung der p-Werte mit Verfahren nach Holm (Paket: *stats* Version 2.6.2; R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2008) für statistische Auswertungen in Kapitel 5.2.1., 5.2.2., 5.2.3., 5.4.2., 5.5.2.
- Einzelvergleiche durch paarweises Testen mittels Chi-Quadrat-Test (Paket: *pairwiseCI* Version 0.1-12; SCHAARSCHMIDT, 2008) und anschließender Adjustierung der p-Werte mit Verfahren nach Holm (Paket: *stats* Version 2.6.2; R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2008) für statistische Auswertungen in Kapitel 5.4.3.
- Tests auf Korrelation zwischen gepaarten Stichproben nach Pearson (Paket: *stats* Version 2.6.2; R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2008) für statistische Auswertungen in Kapitel 5.2.1., 5.2.2. Für den Korrelationskoeffizienten ρ gilt: $-1 \leq \rho \leq 1$; wenn $\rho > 0$, dann positive, lineare Korrelation; wenn $\rho < 0$, dann negative, lineare Korrelation.

5. Ergebnisse

5.1. Definition des Schadbildes

Aufgrund von Unterschieden in der Farbausprägung, dem Zeitpunkt des Auftretens und möglichen Ursachen lassen sich insgesamt drei verschiedene Formen der Braunverfärbungen differenzieren: Berostung, Glasigkeit und Verbräunung. In diesem Kapitel wird das Erscheinungsbild der Symptome charakterisiert, ab Kapitel 5.2. werden Ergebnisse zu Entstehung und Ursachen dargestellt.

5.1.1. Berostung

Die Berostung ist gekennzeichnet durch punkt - oder strichelförmige, rostfarbige Flecken (Abb. 5.1a, b), die bei stärkerer Ausprägung als geschlossene Fläche auftreten können (Abb. 5.1c). Sofern die Stangenoberfläche direkt betroffen ist, zeigen sich die Symptome zumeist am unteren Drittel der Spargelstange (Abb. 5.1d). Es sind aber auch Schädigungen an oder unter den Schuppenblättern sowie dem Spargelkopf zu finden (Abb. 5.1e-g).

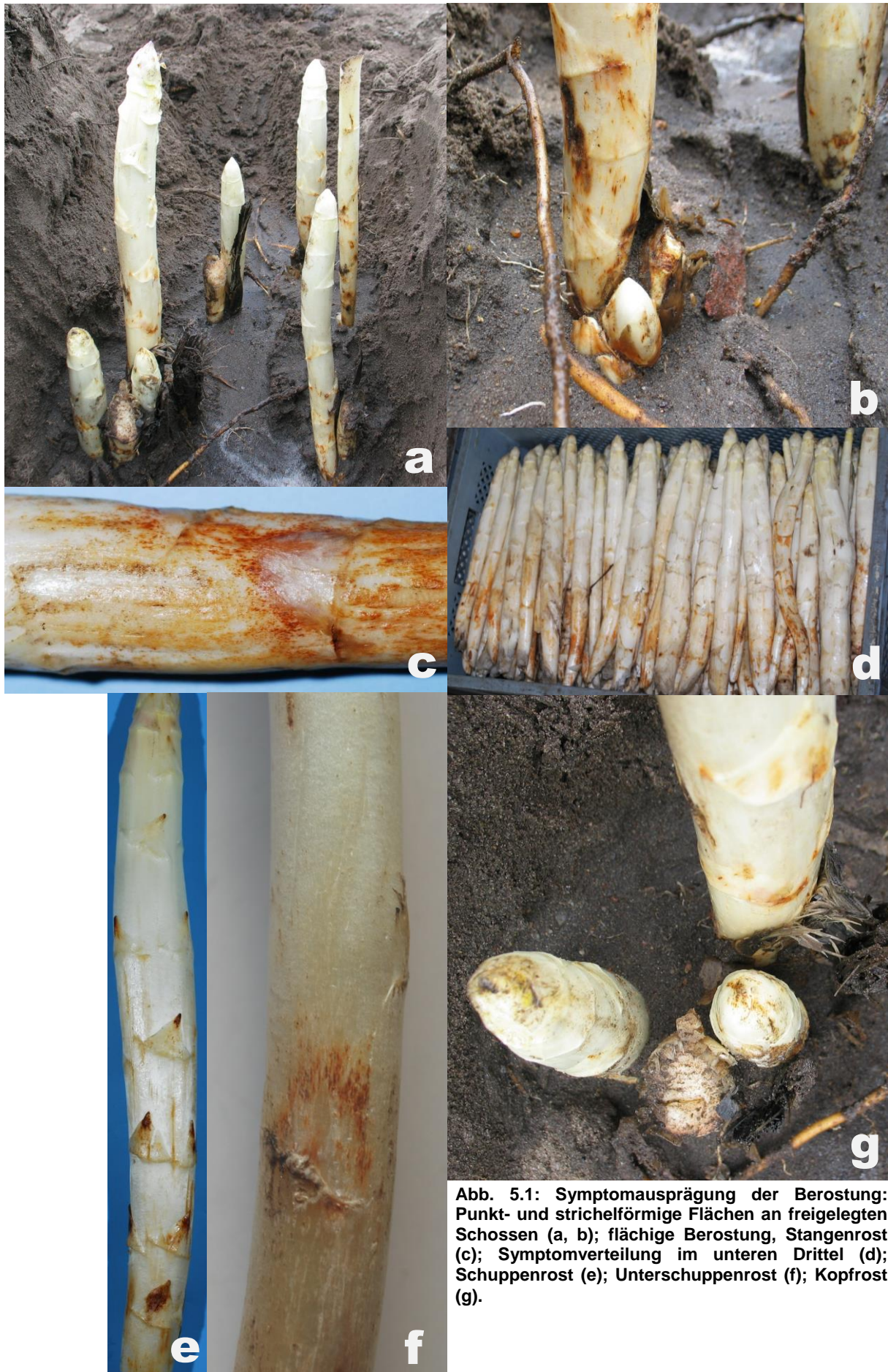


Abb. 5.1: Symptomausprägung der Berostung: Punkt- und strichelförmige Flächen an freigelegten Schossen (a, b); flächige Berostung, Stangenrost (c); Symptomverteilung im unteren Drittel (d); Schuppenrost (e); Unterschuppenrost (f); Kopfroß (g).

5.1.2. Glasigkeit

Als Glasigkeit sind flächige Veränderungen der Stangenoberfläche zu bezeichnen, die zunächst fast durchsichtig, von Wasser unterlaufen und daher ‚glasig‘ erscheinen (Abb. 5.2a, b). Im weiteren Verlauf findet eine Braunverfärbung statt. Die Entwicklung verläuft von glasig über glasig-braun (Abb. 5.2c, d) zu hellbraun (Abb. 5.2e, f). Das Symptom ist in allen Abschnitten der Spargelstange zu finden.

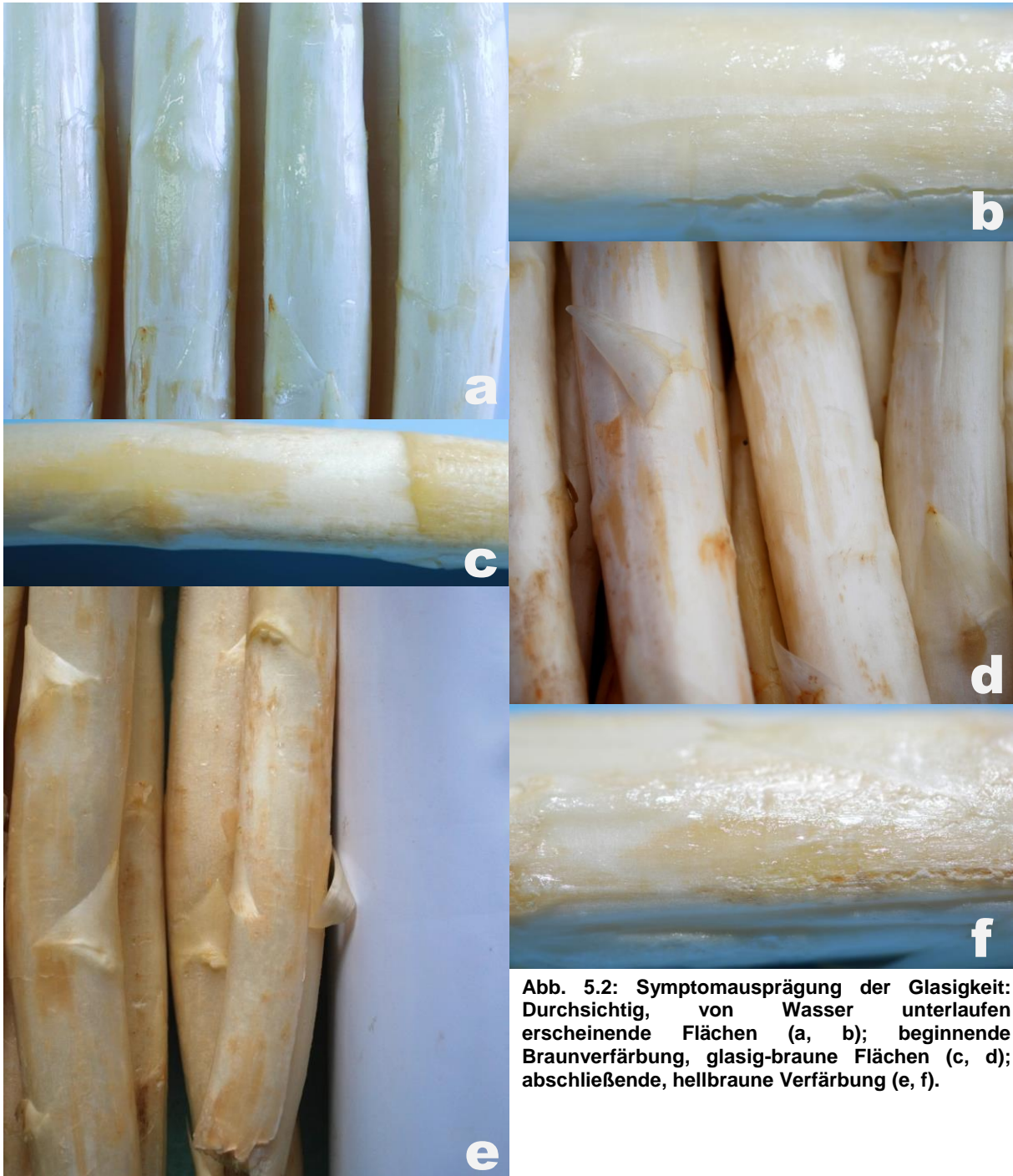


Abb. 5.2: Symptomausprägung der Glasigkeit: Durchsichtig, von Wasser unterlaufen erscheinende Flächen (a, b); beginnende Braunverfärbung, glasig-braune Flächen (c, d); abschließende, hellbraune Verfärbung (e, f).

5.1.3. Verbräunung

Als Verbräunung gelten hellbraune, flächige Verfärbungen, die in ihrer Farbausprägung dem späteren Stadium der Glasigkeit sehr ähnlich sind und als dessen Folge vorkommen können. In Abhängigkeit vom Zeitpunkt des Auftretens gehen der Verbräunung jedoch nicht immer glasige Flecken voraus, sodass eine klare Abgrenzung als Symptom besteht. Je nach Grad der Symptomausprägung kann hierbei ein Großteil der Spargelstange betroffen sein (Abb. 5.3a), wobei ein gemeinsames Auftreten von Berostung und Verbräunung möglich ist (Abb. 5.3a, unten). Die Entwicklung beginnt jedoch hauptsächlich in der unteren Hälfte des Schosses (Abb. 5.3b, c), Bereiche unter den Schuppenblättern sind häufig ohne Symptom (Abb. 5.3c).



Abb. 5.3: Symptomausprägung der Verbräunung: Gleichmäßige und großflächige Verfärbungen (a, b); in Kombination mit Berostung (a unten); Verbräunung der unteren Stangenhälfte (b, c); unter den Schuppenblättern ohne Symptom (c).

5.2. Einfluss der Prozesskette auf die Entwicklung von Braunverfärbungen

5.2.1. Berostung

5.2.1.1. Versuchssaison 2009

Die erste Bonitur des Spargels ab Erntezeitpunkt wurde nach dem Waschen der Ware im Betrieb durchgeführt. Abbildung 5.4 stellt die Häufigkeit der vergebenen Boniturnoten sortiert nach Erntezeitpunkt und Betrieb in Form eines Histogramms dar, wobei auf der x-Achse die Boniturnoten und auf der y-Achse die jeweiligen proportionalen Anteile an der Gesamtverteilung ($1 \triangleq 100\%$) aufgetragen sind. Je höher die Boniturnote, desto stärker war die Symptomausprägung. Die Abbildung zeigt, dass zum ersten Erntetermin leichte Unterschiede zwischen den beiden beprobten Feldern bestanden. Bei Feld A hatte mehr als 70 % der Ware Berostungssymptome, die bis zu 10 % der Spargeloberfläche betrafen. Bei Feld B betrug dieser Anteil ca. 45 %, der Anteil an Spargel ohne Symptome war wesentlich höher. Statistisch betrachtet, besteht hierbei jedoch kein signifikanter Unterschied (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.1). Zum zweiten Erntetermin wiesen beide Felder ähnliche Verteilungen auf, wobei Feld A signifikant weniger Berostungssymptome zeigte als zum ersten Termin. Unter Betrachtung der kumulierten Einzelverteilungen (Abb. 5.4 rechts) lässt sich festhalten, dass ungefähr die Hälfte des Spargels keine Symptome aufwies und die andere Hälfte mit Boniturnote 1 bewertet wurde. Eine stärkere Symptomausprägung wurde nicht beobachtet.

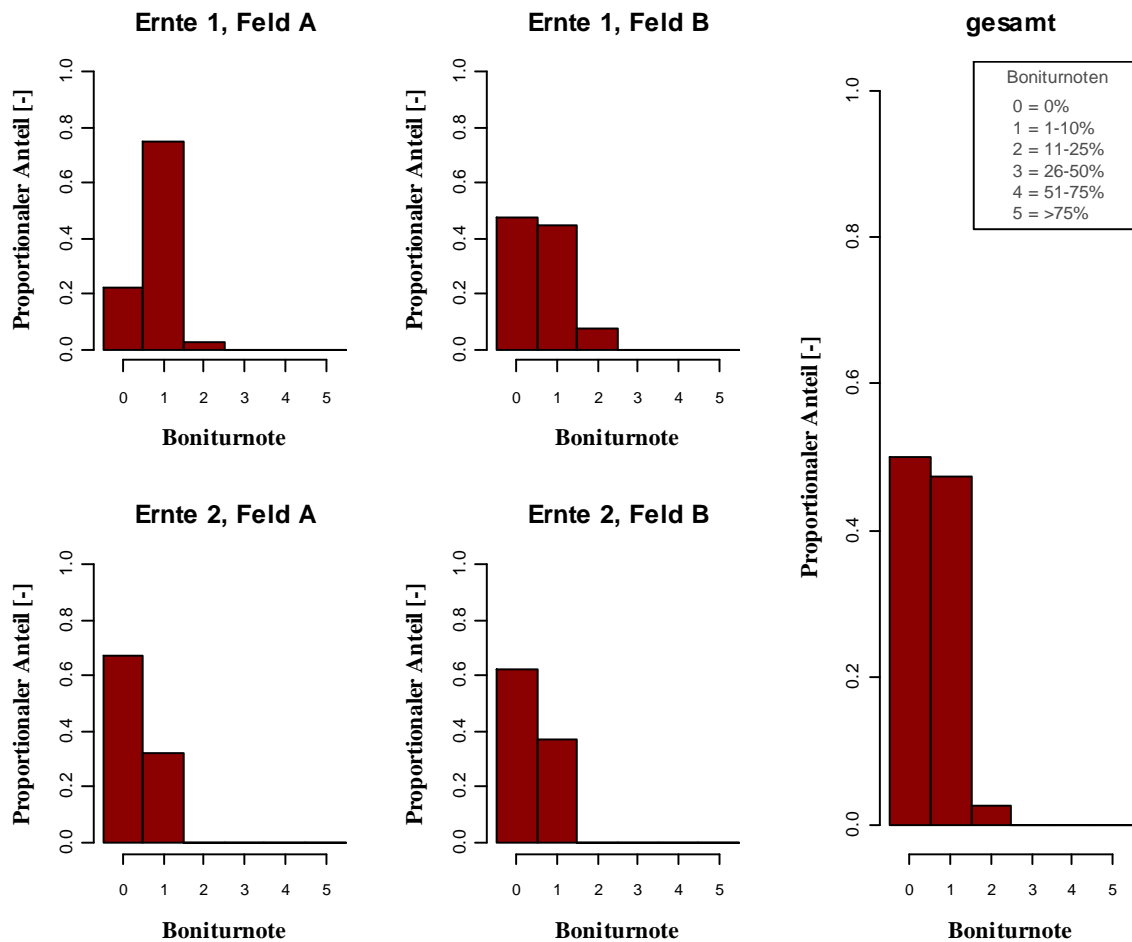


Abb. 5.4: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

Bezugnehmend auf die vorhergehende Abbildung zeigt Abbildung 5.5 die Art der Symptomausprägung, d.h. welche Teile der Spargelstange betroffen waren. Mit Ausnahme des ersten Termins bei Feld A wiesen zumeist die Niederblätter und gleichzeitig die Stangenoberfläche Symptome auf (ca. 25 % der berosteten Stangen). Am zweithäufigsten (ca. 15 %) trat Berostung an der Stangenoberfläche allein auf und bei rund 10 % der Stangen mit Symptomen waren nur die Niederblätter betroffen. Alle anderen Kombinationen (Berostungstyp 4 bis 7) sind in ihrem Aufkommen ohne Bedeutung.

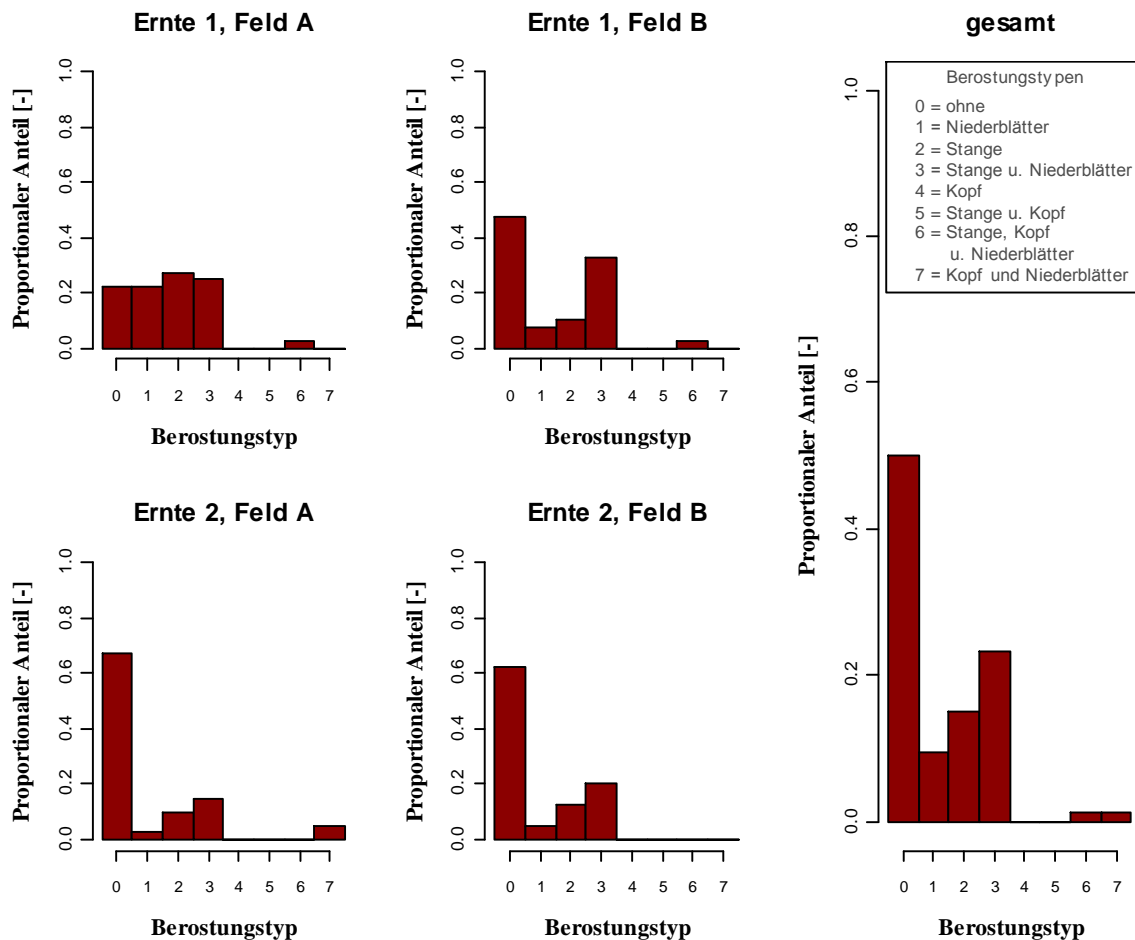


Abb. 5.5: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Berostung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

Abbildung 5.6 zeigt die weitere Entwicklung der Berostung nach einer 24 h - Wässerung des Spargels sortiert nach Erntezeitpunkt und Betrieb. Es ist erkennbar, dass sowohl im Auftreten der verschiedenen Boniturnoten als auch in deren jeweiligem Anteil an der Gesamtverteilung keine Veränderungen zu der Bonitur nach dem Waschen bestehen, da die Noten 0 und 1 zu je 50 % am häufigsten vergeben wurden. Die einzelnen Boniturnotenverteilungen je Erntetermin und Betrieb unterscheiden sich nicht signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.1).

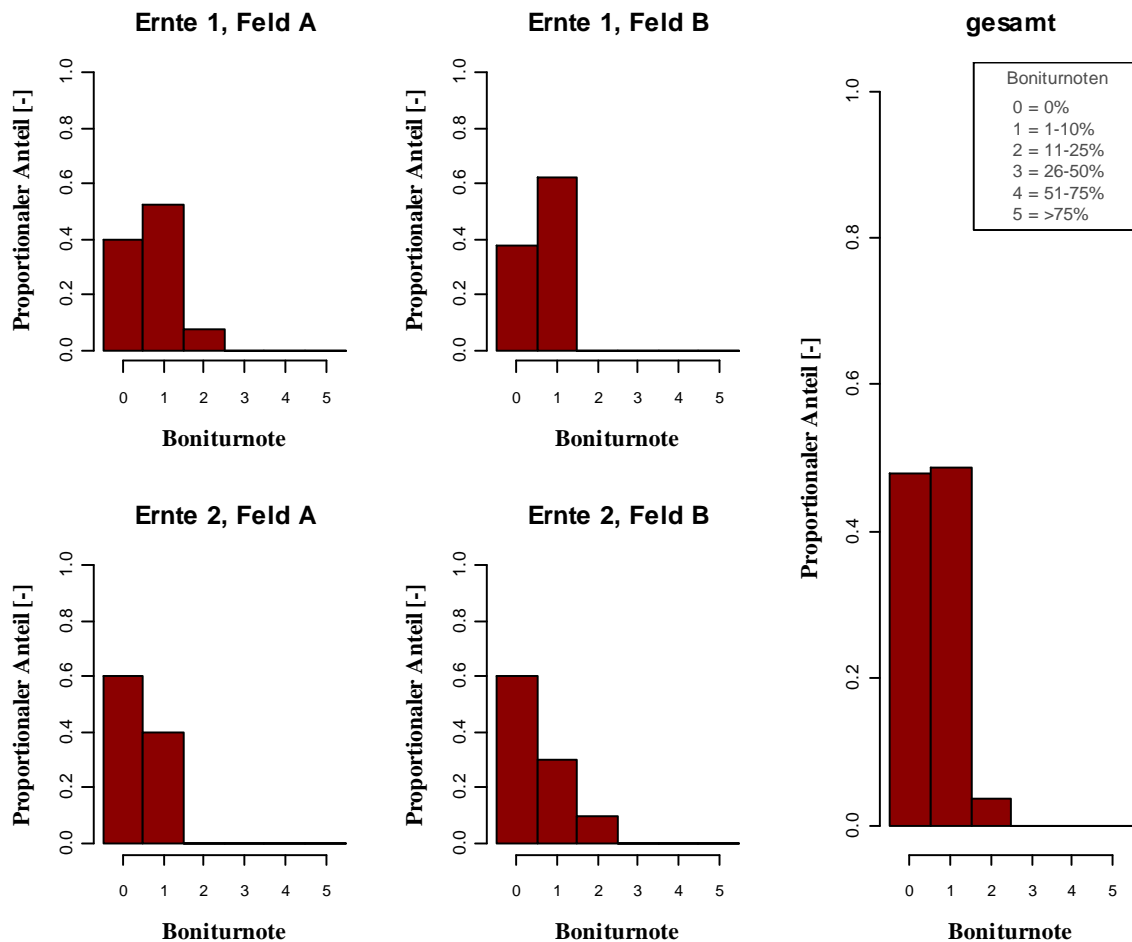


Abb. 5.6: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

Der Einfluss verschieden langer Lagerzeiten im Kühlraum wird in Abbildung 5.7 dargestellt. Die Ware wurde beim Sortiervorgang selektiert, berostete Stangen wurden aufgrund ihrer Einteilung in eine schlechtere Klasse entfernt, weshalb kein direkter Vergleich zu den vorhergehenden Bewertungen vollzogen werden kann. Da jedoch ein geringer Anteil des Spargels dennoch Symptome aufweist, die von der maschinellen Erfassung nicht berücksichtigt wurden, sind in der Abbildung symptomfreie Stangen nicht zu 100 % verteilt. Mit zunehmender Lagerdauer waren keine Veränderungen in der Symptomausprägung zu beobachten. Über 80 % der Ware zeigte keine Symptome, rund 15 % wies Berostungen auf, die mit der Boniturnote 1 bewertet wurden. Es bestehen keine signifikanten Unterschiede in den Boniturnotenverteilungen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.1).

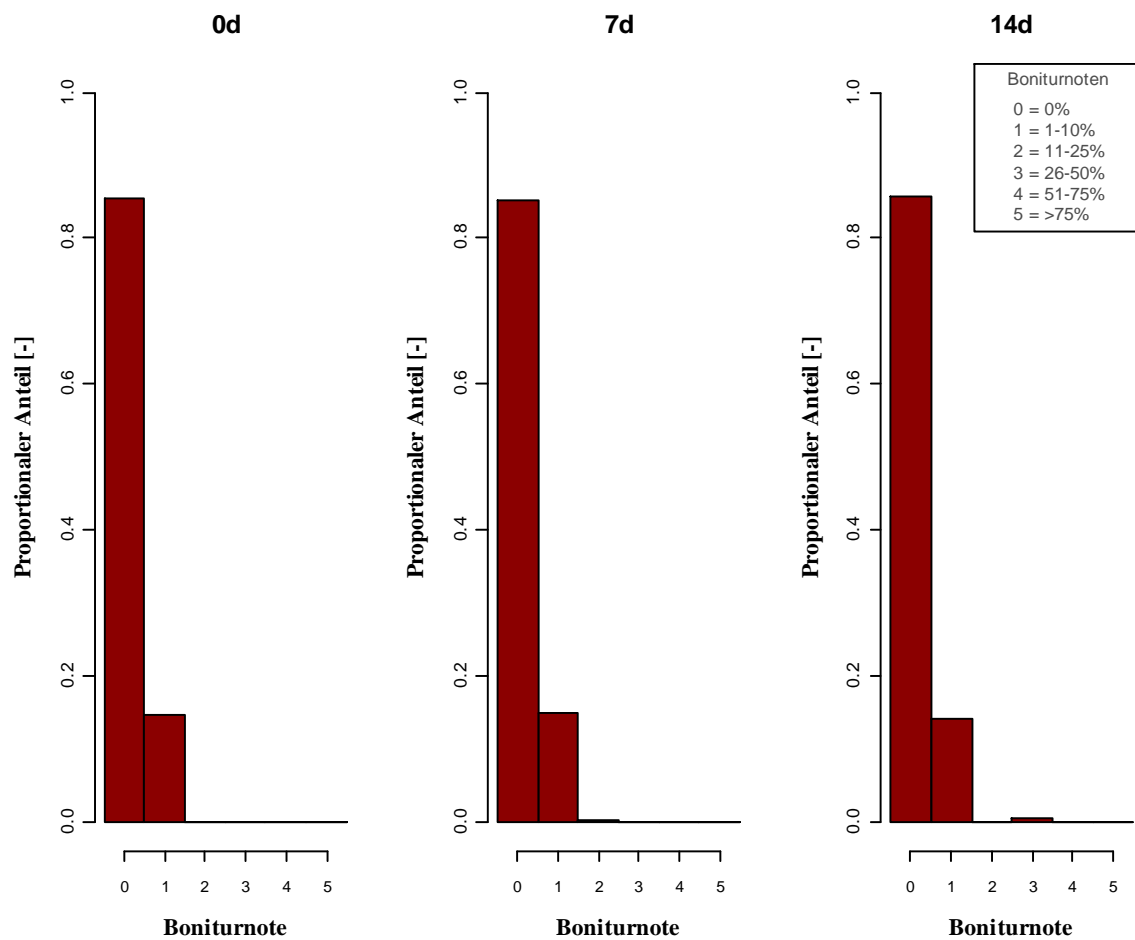


Abb. 5.7: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach Versuchsende, sortiert nach Lagerdauer und kumuliert über alle Termine und Felder (n=720).

Abbildung 5.8 zeigt die Boniturnotenverteilung nach Versuchsende sortiert nach den Temperaturen der 24 h - Haushaltslagerung. Die beobachteten Werte für eine kühle Lagerung (4°C), für eine warme Lagerung (24°C) sowie einer gemischt temperierten Lagerung (4°C für 21 h, 24°C für 3 h) entsprechen den Verteilungen für eine unterschiedliche Lagerdauer (Abb. 5.7) und unterscheiden sich nicht signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.1).

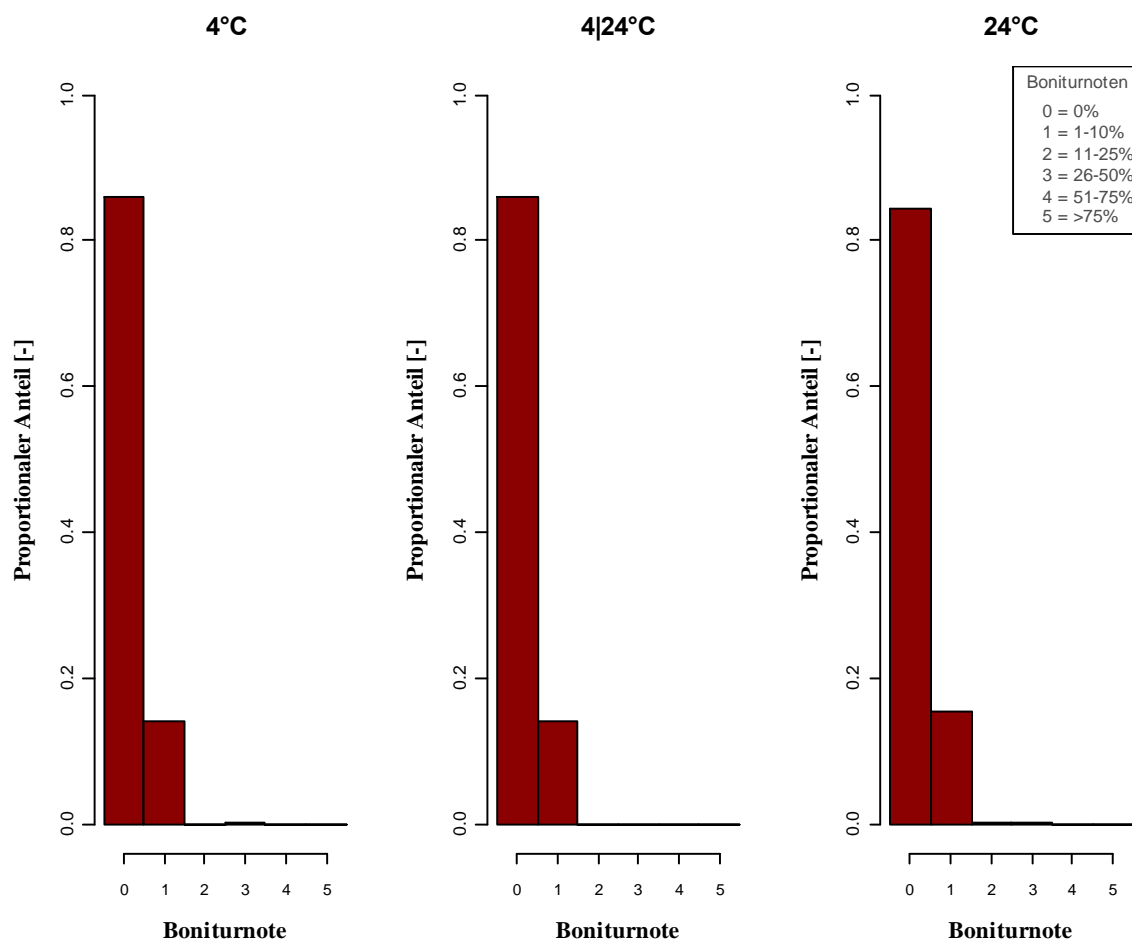


Abb. 5.8: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für das Symptom Berostung nach Versuchsende, sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und kumuliert über alle Termine und Felder (n=720).

Bei den Bonituren wurde neben der Schätzung der Symptomausprägung auch der jeweilige Durchmesser einer Spargelstange erhoben. Eine Korrelationsanalyse aller bonitierten Stangen zeigt, dass eine positiv-lineare Korrelation zwischen der Dicke des Spargels und der Berostungsstärke besteht (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.2). Mit steigendem Stangendurchmesser erhöht sich die Fläche berosteten Gewebes.

5.2.1.2. Versuchssaison 2010

Vergleichbar mit der Versuchssaison 2009 wird in Abbildung 5.9 die Boniturnotenverteilung für die Beobachtungen nach dem Waschen des Spargels sortiert nach Erntezeitpunkt und Betrieb dargestellt. Das Bewertungssystem wurde jedoch um eine Boniturnote erweitert, unter der Note 1 werden kleinste Symptomausprägungen klassifiziert, die Note 2 entspricht der Note 1 aus dem Vorjahr.

Zu Beginn der Erntesaison traten Berostungssymptome im Vergleich der beiden Betriebe ähnlich heterogen auf wie 2009. Bei Betrieb A war annähernd kein Spargel symptomlos, wohingegen bei Betrieb B dieser Anteil ca. 40 % betrug. Der Unterschied beider Verteilungen

ist signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.3). Zum zweiten Erntetermin glichen sich die Werte an.

Spargel von Feld A zeigte weniger Berostungssymptome, insbesondere der Anteil mit Boniturnote 1 ging zurück. Im Vergleich der Boniturnotenverteilungen beider Felder ist kein signifikanter Unterschied festzustellen. Unter Betrachtung der kumulierten Daten (Abb. 5.9 rechts) zeigt sich, dass rund 30 % der Ware symptomlos war und ca. 50 % des Spargels kleinere Berostungssymptome aufwies, was sich bei der Bonitur beispielsweise in berosteten Schuppenspitzen äußerte. Ungefähr 30 % der Stangen waren mit Berostungssymptomen gekennzeichnet, die bis zu 10 % der Oberfläche einnahmen. Eine stärkere Berostung trat nicht auf. Im Vergleich zum Vorjahr (50 %) zeigte 80 % der Ware Symptome.

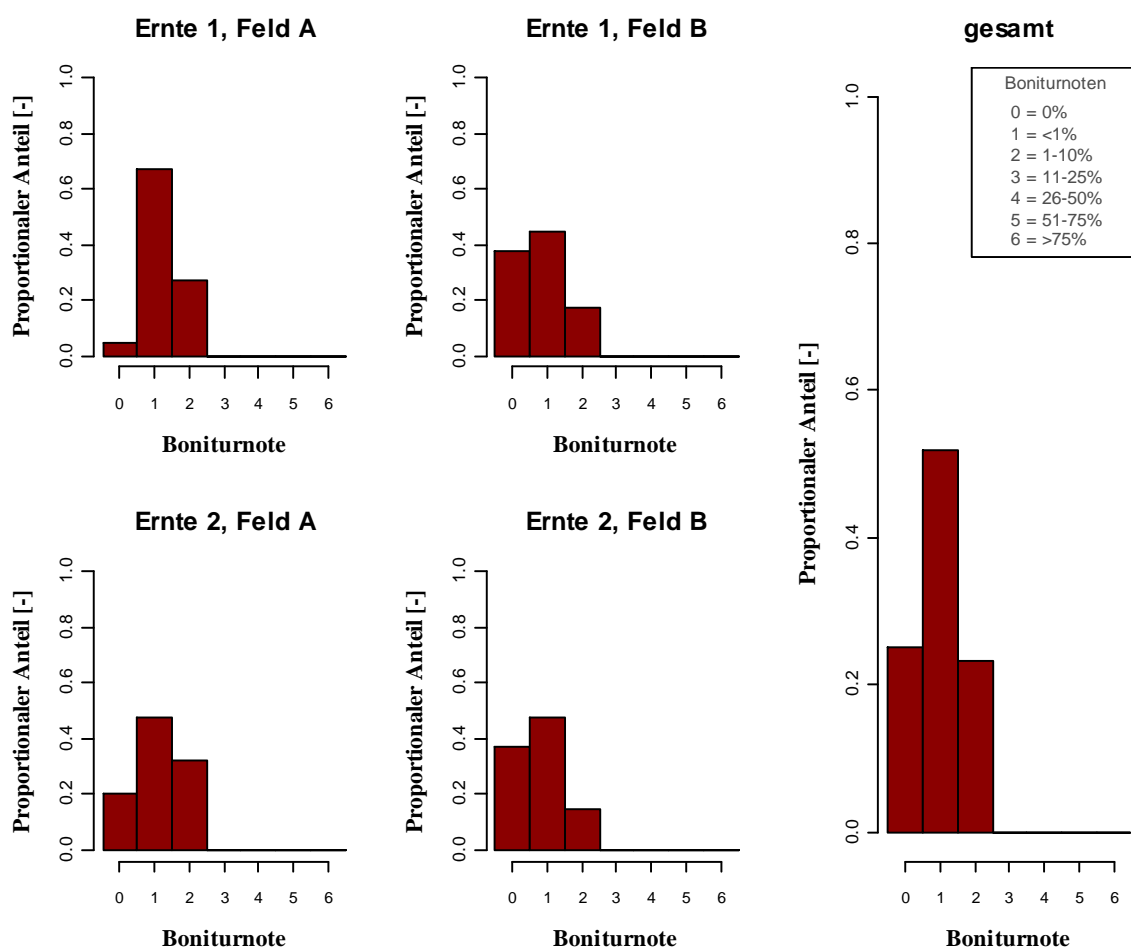


Abb. 5.9: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Berostung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

In Abbildung 5.10 werden die Ergebnisse der Boniturnotenverteilungen nach der Kühllagerung im Betrieb kumuliert über beide Erntetermine und Felder dargestellt. Der Anteil symptomloser Stangen stieg durch die maschinelle Sortierung, ca. 40 % der Ware wies eine geringfügige Berostung auf, die im Laufe der Lagerung konstant blieb. Demnach sind keine signifikanten Unterschiede zu finden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.3).

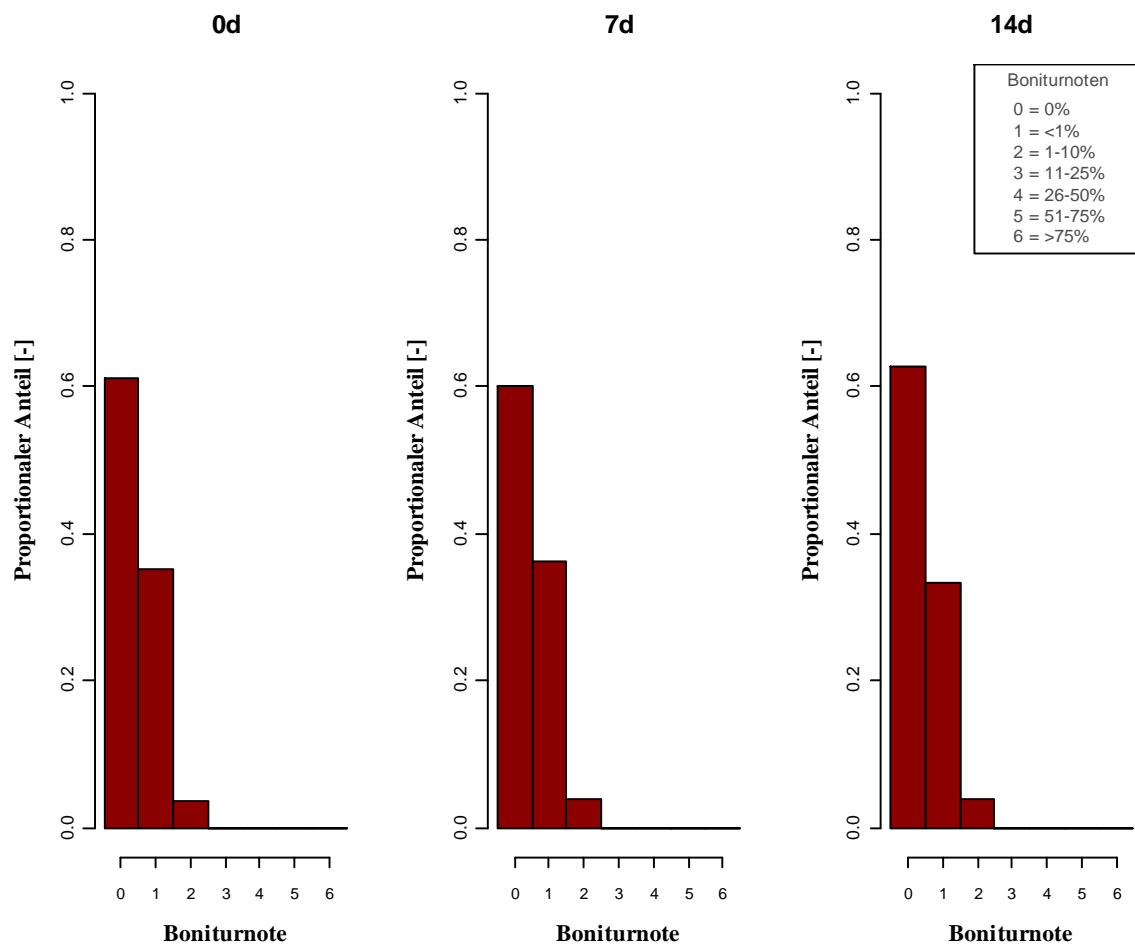


Abb. 5.10: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Berostung nach der Lagerung kumuliert über alle Termine und Felder (0d: n=960; 7d, 14d: n=320).

Ähnlich der Vorsaison besteht eine Korrelation in den Daten zwischen der Berostungsstärke und der Stangendicke (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.2).

5.2.1.3. Versuchssaison 2011

Im Vergleich zu den Vorjahren wurde 2011 jeweils an drei statt zwei Terminen verteilt über die Spargelsaison bonitiert. In Abbildung 5.11 wird die Boniturnotenverteilung nach dem Transport zum Betrieb gezeigt. Das Auftreten von Berostung ist bei Gegenüberstellung der beiden Felder zu den jeweiligen Terminen homogener als in den Vorjahren, die Verteilung der Boniturnoten bewegt sich auf einem ähnlichen Niveau. Hierbei bestehen zu keinem Zeitpunkt signifikante Unterschiede (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.4). Es fällt jedoch auf, dass im Laufe der Saison das Vorkommen von Berostungssymptomen rückläufig war. Zum Ende des Versuchszeitraums zeigte rund 60 % des Spargels keine Symptome. Im Vergleich zu den ersten Terminen der jeweiligen Felder trat signifikant weniger Berostung auf. Die zusammenfassende Betrachtung aller Bonituren (Abb. 5.11 rechts unten) offenbart ähnliche Werte wie 2009.

Ungefähr 50 % der Ware hatte keine Symptome, die andere Hälfte wies Berostung auf, wobei der größere Anteil bei einer geringfügigen Symptomausprägung (Boniturnote 1) lag.

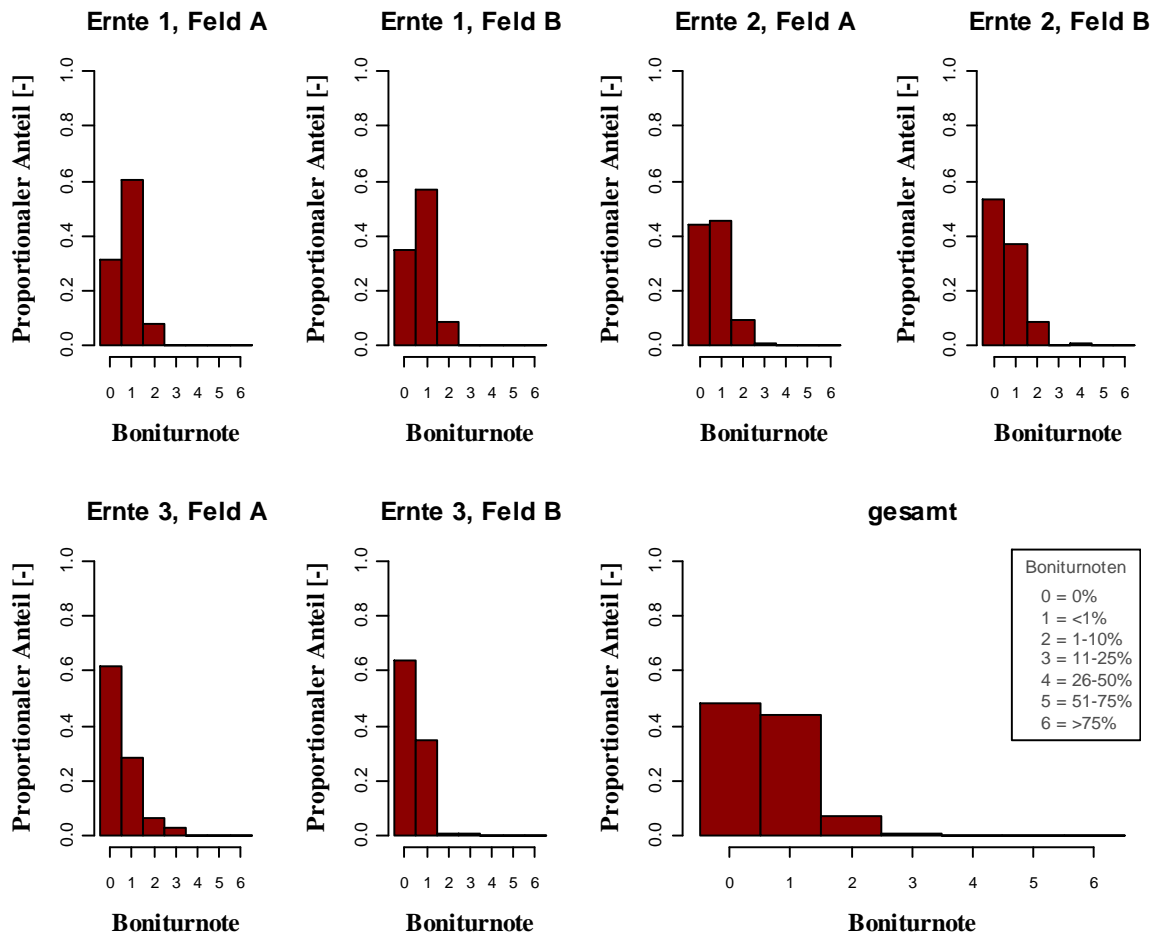


Abb. 5.11: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Berostung nach dem Transport des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).

Parallel zu den Bonituren der Sorte ‚Gijnlim‘ wurden 2011 noch die Sorten ‚Ravel‘ (Betrieb A) und ‚Horlim‘ (Betrieb B) analog zu den bisherigen Versuchsabläufen beprobt. Abbildung 5.12 stellt die Boniturnotenverteilung der Berostung als Sortenvergleich kumuliert für alle Erntetermine dar. Die Symptomausprägung war bei Ravel und Horlim ähnlich zu den Beobachtungen bei der Sorte Gijnlim, ca. 50 % der Ware wies keine Symptome auf, die andere Hälfte zeigte leichte Berostungen mit Fokus auf einem stärkeren Anteil der Boniturnote 1. Mit Ausnahme der Sorte Horlim im Vergleich zur Sorte Gijnlim sind hierbei keine statistisch signifikanten Unterschiede festzustellen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.4).

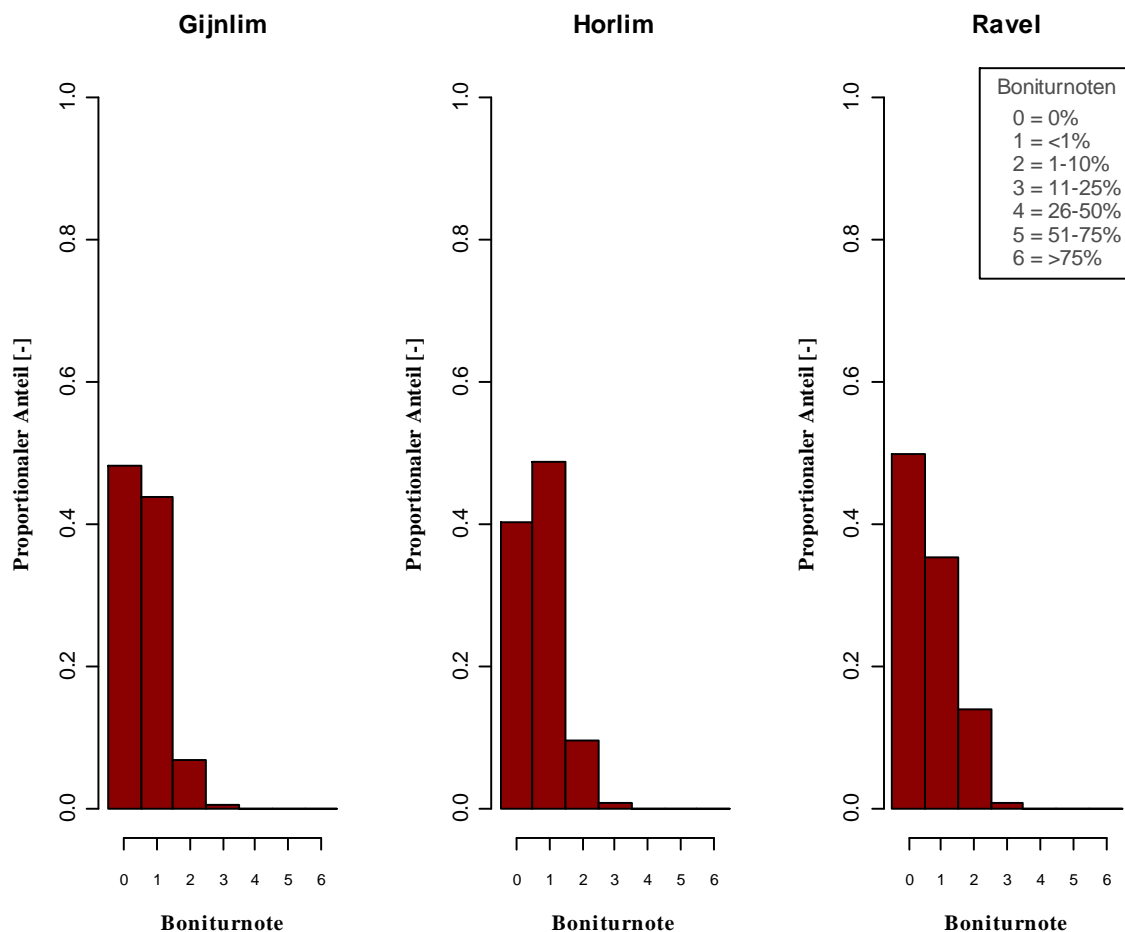


Abb. 5.12: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Berostung nach dem Transport für die Sorten ‚Gijnlim‘ (Feld A und B, n=900), ‚Horlim‘ (Feld B, n=450) und ‚Ravel‘ (Feld A, n=450) kumuliert über alle Erntetermine.

Abbildung 5.13 zeigt Boniturdaten aus einem Sortenversuch, angelegt im Auftrag der Landwirtschaftskammer Niedersachsen, der analog zu den bisherigen Versuchen in kleinerer Fallzahl ausgewertet wurde. Die Sorten Gijnlim und Ravel weisen ähnliche Verteilungen wie beim Hauptversuch (Abb. 5.12) auf, die Sorte Mondeo hatte im Vergleich dazu einen höheren Anteil symptomloser Stangen (60 %), jedoch sind keine statistisch signifikanten Unterschiede zu finden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.4). Demgegenüber stehen die Sorten Cumulus, Darlise und Darbella, die mit über 80 % einen hohen Anteil Spargel ohne Berostungssymptome hatten. Im Vergleich mit Gijnlim trat signifikant weniger Berostung auf.

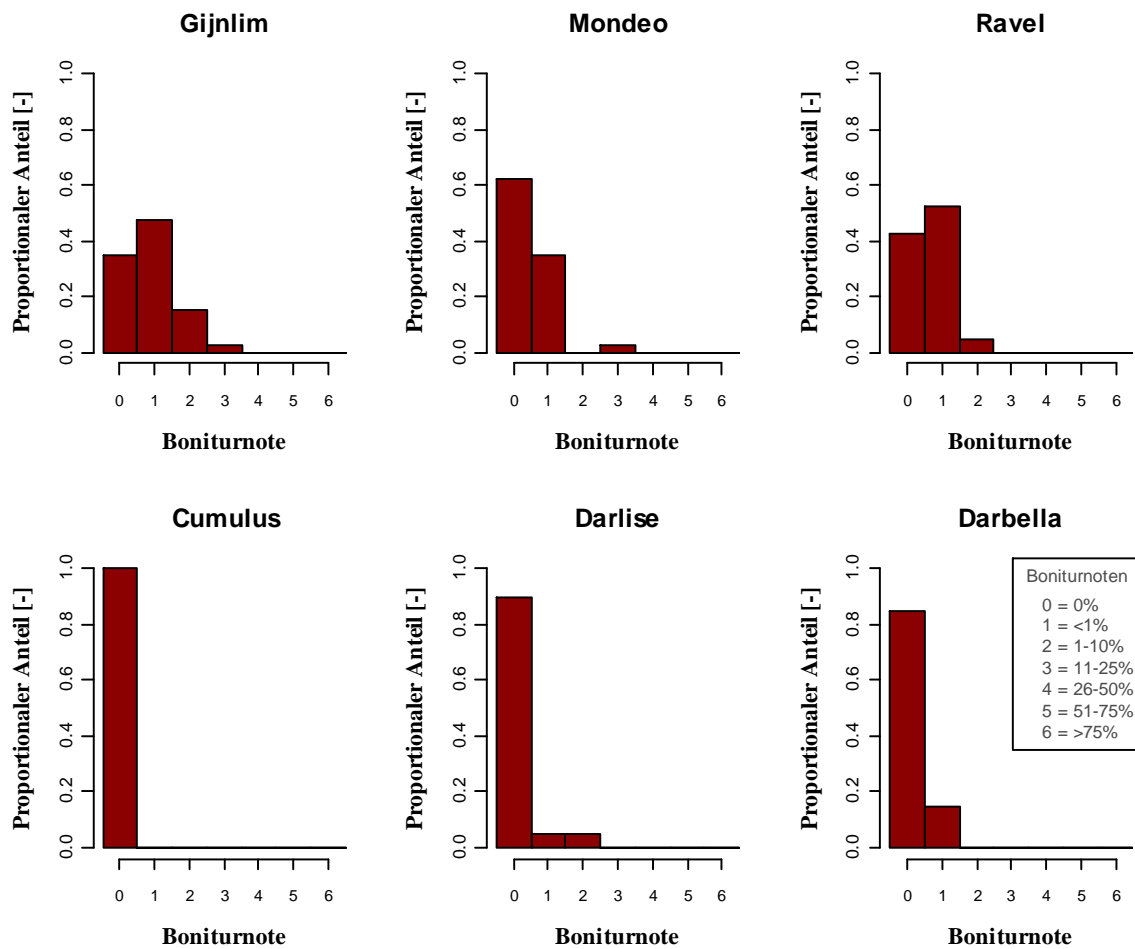


Abb. 5.13: Boniturnotenverteilung des Fuhrberger Sortenversuchs für das Symptom Berostung nach dem Transport für die Sorten ‚Gijnlim‘ (n=40), ‚Mondeo‘ (n=40), ‚Ravel‘ (n=40), ‚Cumulus‘ (n=20), ‚Darlise‘ (n=20) und ‚Darbella‘ (n=20).

Das Auftreten von Berostungssymptomen ist wie 2009 und 2010 korreliert mit dem Durchmesser des Spargels (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.2).

5.2.2. Glasigkeit und Verbräunung

5.2.2.1. Versuchssaison 2009

In der ersten Versuchssaison wurde Glasigkeit als Symptom nicht direkt, sondern indirekt ab dem zweiten Erntetermin über die Art der Ausprägung einer Verbräunung (siehe 4.1.1., Tab. 4.1) bonitiert, da zu diesem Zeitpunkt noch keine genaueren Kenntnisse des Schadbildes bestanden. Folgende Abbildungen zeigen daher Boniturnotenverteilungen kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung.

5.2.2.1.1. Waschen des Spargels

Nach dem Waschen des Spargels war an beiden Ernteterminen in Betrieb A über 80 % des bonitierten Spargels symptomlos (Abb. 5.14), der restliche Anteil entfiel auf Schäden bis maximal 10 % der Spargeloberfläche (Boniturnote 1). Spargel von Betrieb B zeigte im Vergleich dazu mehr Symptome, der Anteil an Boniturnote 1 ist höher, wobei jedoch kein signifikanter Unterschied besteht (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.5).

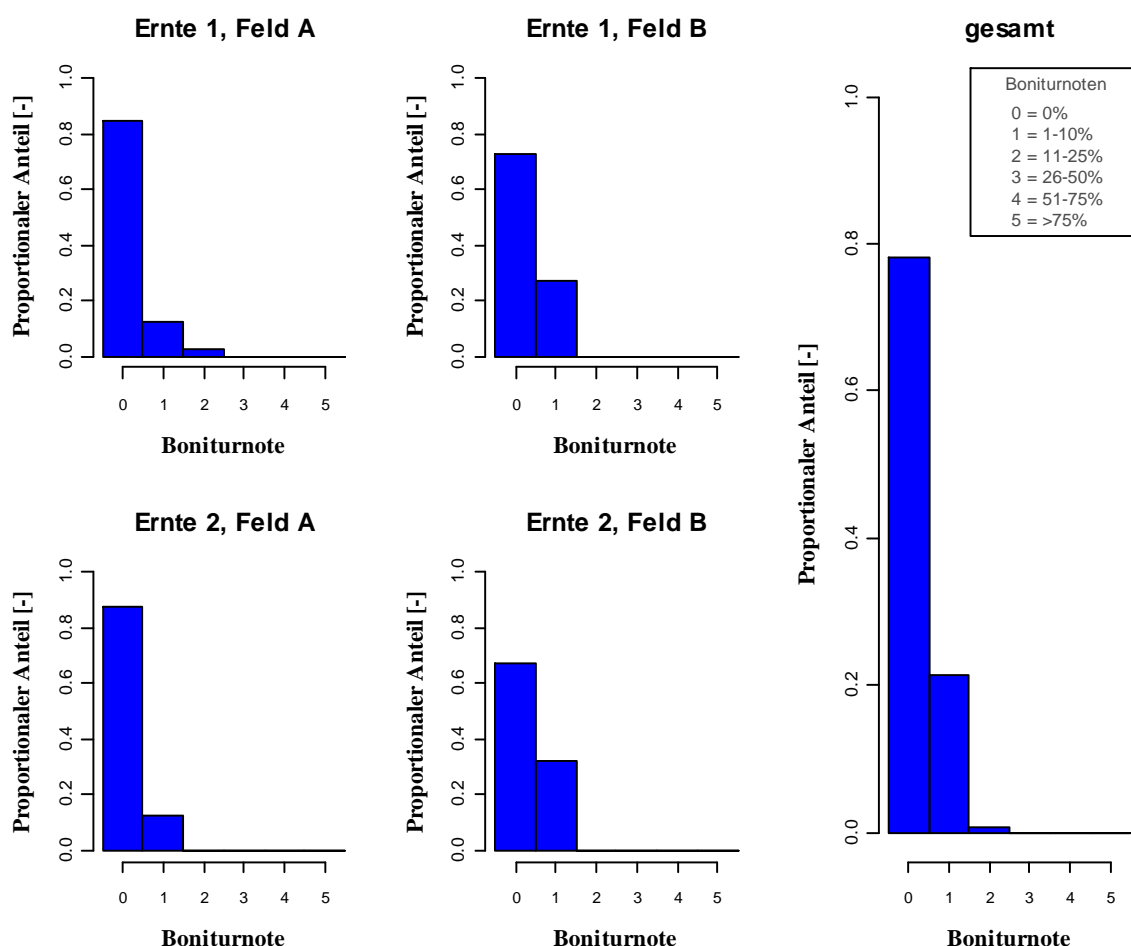


Abb. 5.14: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

Abbildung 5.15 stellt die Art der Verbräunung für die Bonitur nach dem Waschen des Spargels dar. Der geringe Anteil von Spargel mit Symptomen bei Betrieb A ist zu gleichen Teilen auf Glasigkeit (Verbräunungstyp 1) und Verbräunung (Verbräunungstyp 2) zurückzuführen. Ware von Betrieb B wies dagegen ausschließlich glasige Symptome auf, wobei keine signifikanten Unterschiede in den Verteilungen zwischen beiden Betrieben bestehen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.5).

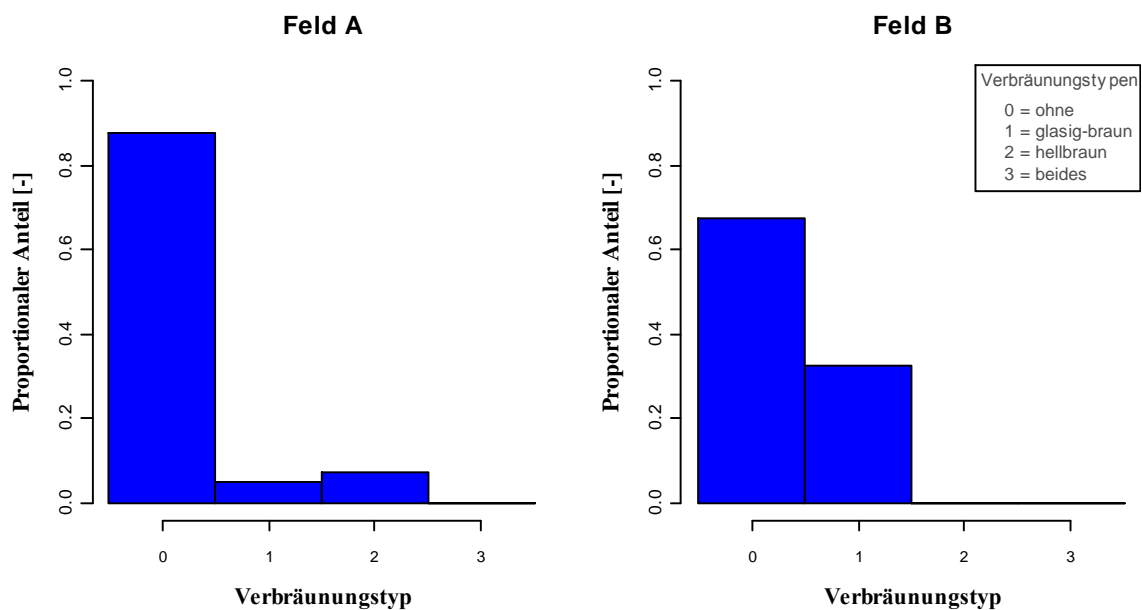


Abb. 5.15: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach dem Waschen des Spargels für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld (n=40).

5.2.2.1.2. Wässerung des Spargels

Analog zur Bonitur nach dem Waschen wird in Abbildung 5.16 die Boniturnotenverteilung für Spargel nach einer 24-stündigen Wässerung kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung dargestellt. Bei beiden Betrieben sank der Anteil symptomloser Stangen (60 % Betrieb A, 40 % Betrieb B) zu Gunsten einer stärkeren Symptomausprägung. Während bei Betrieb A im Mittel 30 % auf Boniturnote 1 entfiel und nur ein kleiner Anteil in noch stärkerem Maße betroffen war, erreichte bei Betrieb B Spargel dieser Kategorie Anteile von 40 % (Ernte 1) bzw. 60% (Ernte 2), wobei 10 % der Stangen mit Boniturnote 2 eingestuft worden sind (Ernte 2). Der Unterschied der Boniturnotenverteilungen von Betrieb A im Vergleich zu Betrieb B ist jedoch nicht signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.5). Im Vergleich zum Spargel nach dem Waschen führte eine 24-stündige Wässerung bei beiden Betrieben zu signifikant mehr Symptomen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.6).

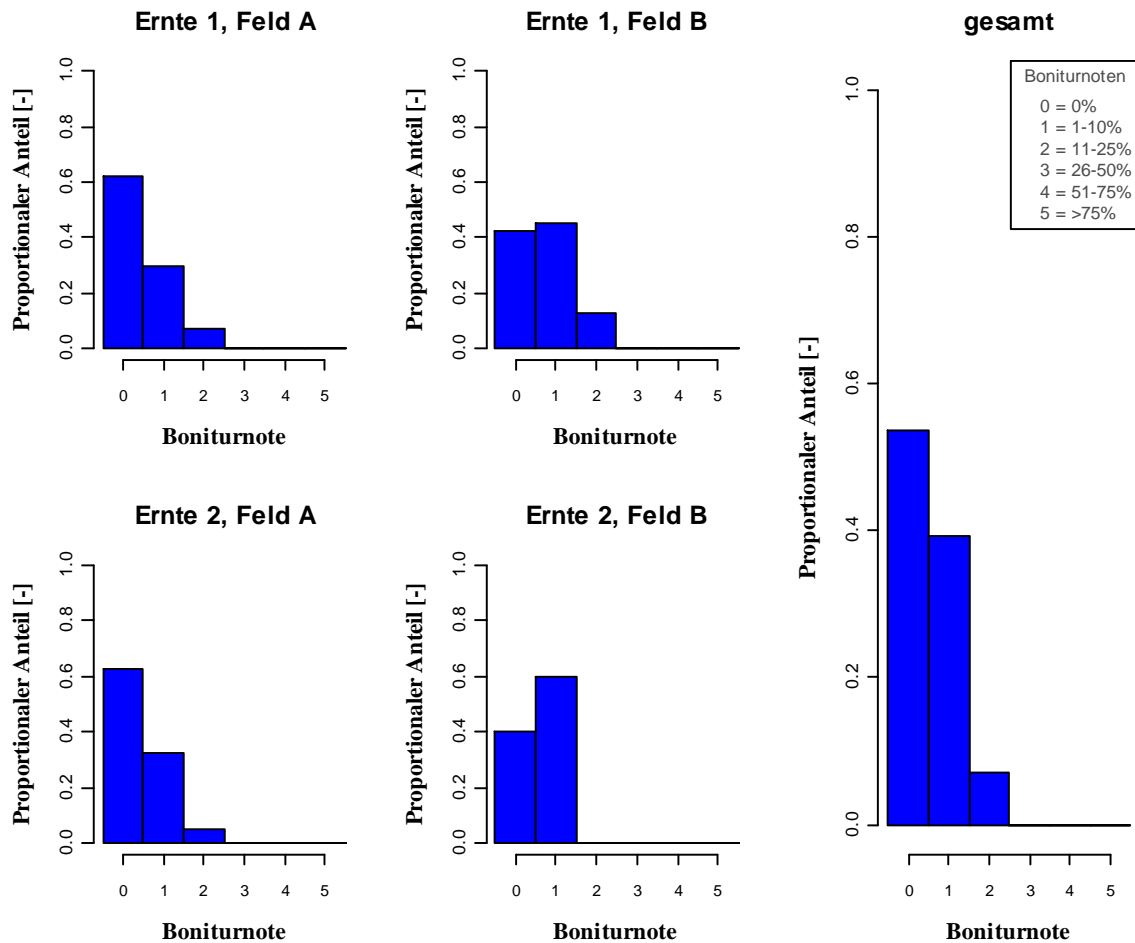


Abb. 5.16: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

Ähnlich zu den Beobachtungen nach dem Waschen des Spargels entfiel ein Großteil der Schäden auf das Symptom Glasigkeit (Abb. 5.17). Sowohl innerhalb dieser Variante als auch im Vergleich zur vorhergehenden Bonitur existieren keine signifikanten Unterschiede in den Verteilungen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.5-6).

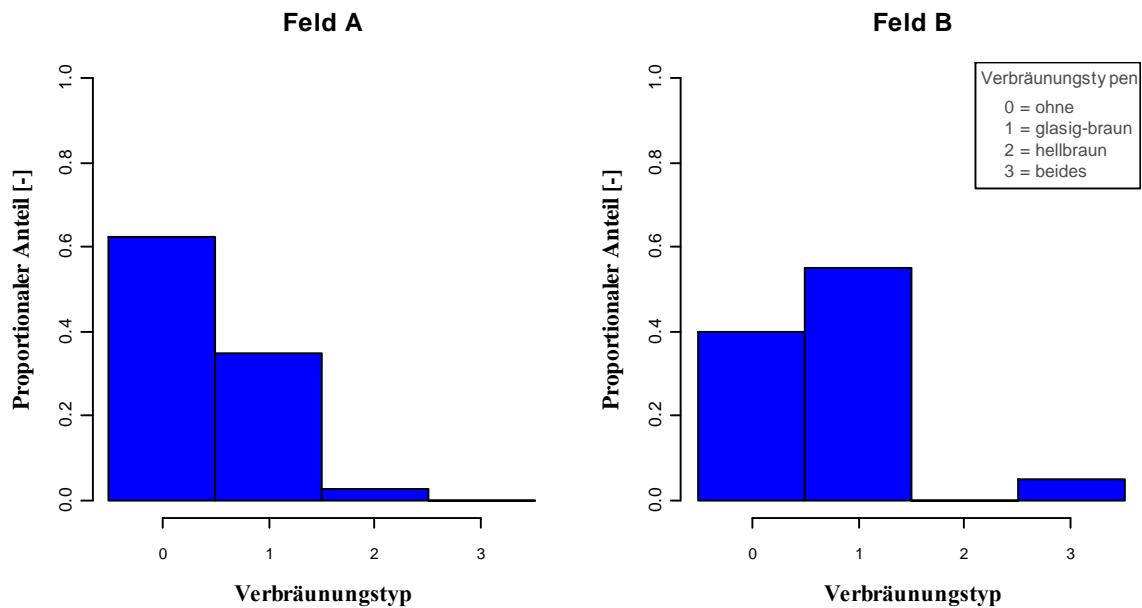


Abb. 5.17: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld (n=40).

5.2.2.1.3. Kühlagerung im Betrieb

Abbildung 5.18 zeigt die Boniturnotenverteilung kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach einer 7- oder 14-tägigen Kühlagerung im Betrieb. Als ungelagerte Kontrollvariante dient die im Anschluss durchgeführte 24-stündige Haushaltslagerung bei 4°C, da zu diesem Zeitpunkt keine Bonituren möglich waren. Kontrollspargel ist in diesem Fall für einen Tag gelagert worden bei den im Betrieb vergleichbaren Temperaturen.

Zum Zeitpunkt der Einlagerung (0d) zeigte die bonitierte Stichprobe bei Betrieb A zu gleichen Teilen symptomlose - und geschädigte Stangen (maximal 10 % der Oberfläche). Im Vergleich dazu war Spargel von Betrieb B stärker geschädigt, der Anteil an Boniturnote 2 (maximal 25 % der Oberfläche) lag bei ca. 30 %. Dieser Unterschied ist signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.7). Nach 7 Tagen Lagerung gingen bei beiden Betrieben die Schädigungen signifikant zurück bei gleichbleibend signifikantem Unterschied zueinander. Nach 14 Tagen Lagerung zeigte sich ein signifikanter Anstieg der Symptome, ca. 60 % der Ware wurde mit Boniturnote 1 bewertet. Die jeweilige Verteilung im Vergleich der Betriebe ist ähnlich, statistisch gesehen besteht kein signifikanter Unterschied.

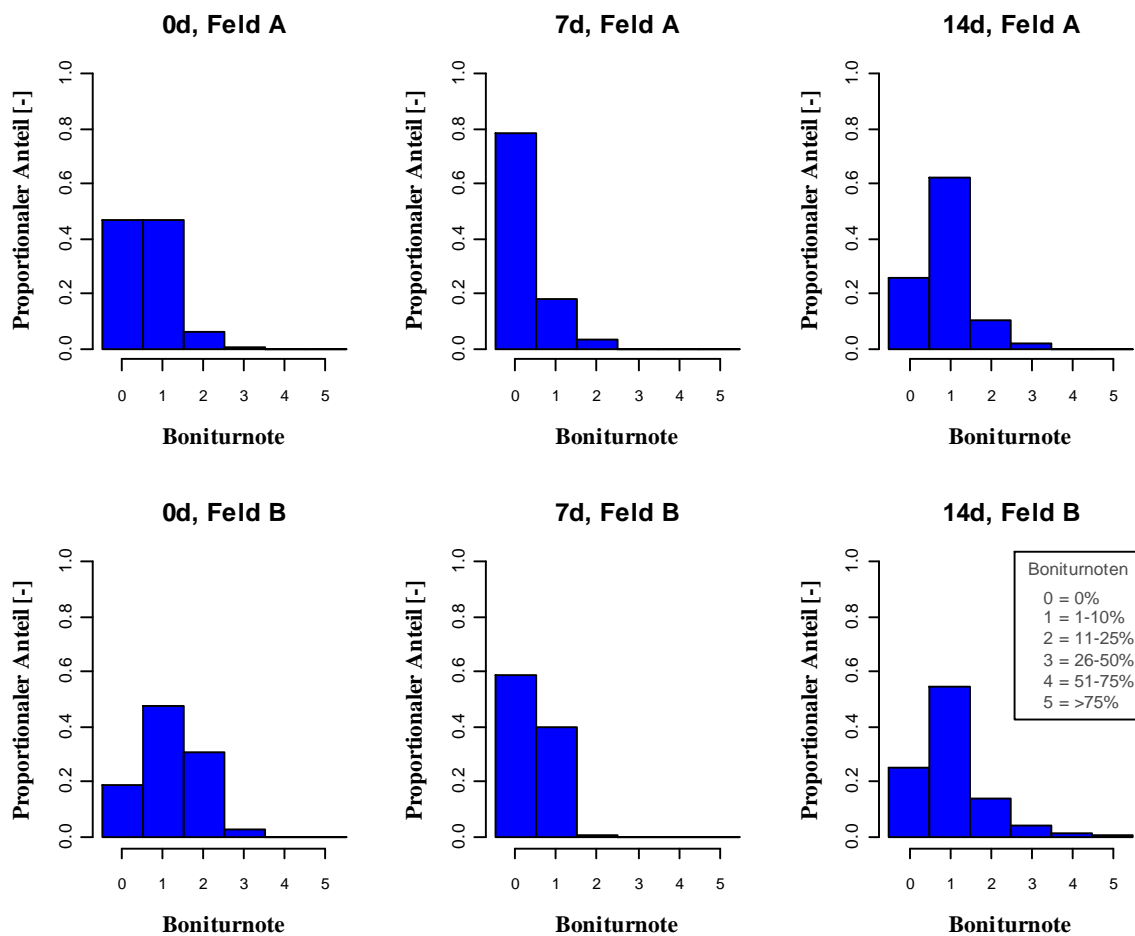


Abb. 5.18: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung ohne Kühllagerung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühllagerung des Spargels (7d, 14d) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld (n=120).

Die Art der Symptome für die Lagerungsvarianten wird in Abbildung 5.19 dargestellt. Zum Zeitpunkt der Kontrollbonituren gingen sämtliche Schädigungen auf das Symptom Glasigkeit zurück (Verbräunungstyp 1). Mit zunehmender Lagerdauer fand eine Verschiebung des Schadbildes statt, der Anteil verbräunter Stellen (Verbräunungstyp 2) oder Flächen mit Glasigkeit und Verbräunung (Verbräunungstyp 3) erhöhte sich nach 14 Tagen signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.7), wobei dieser Anstieg bei Spargel von Betrieb B signifikant stärker ausgeprägt war. Die fortschreitende Kühllagerung im Betrieb führte somit zu einer Entwicklung von Verbräunungssymptomen bei gleichzeitiger Reduktion von Glasigkeit.

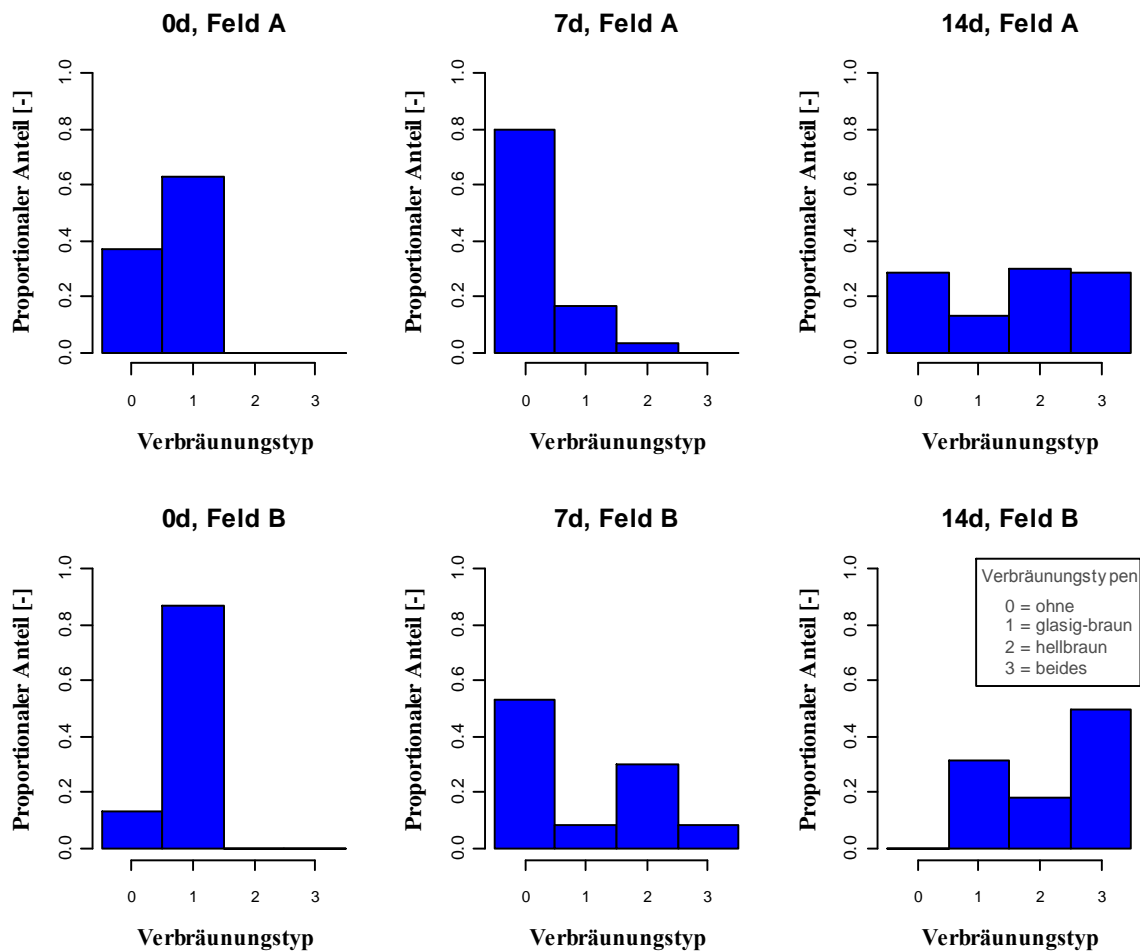


Abb. 5.19: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung ohne Kühlagerung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühlagerung des Spargels (7d, 14d) für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld (n=60).

5.2.2.1.4. Haushaltslagerung des Spargels

Abbildung 5.20 zeigt die Ergebnisse der abschließenden Haushaltslagerung von Spargel aus Betrieb A für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung. Für 24 h wurde die Ware bei 4°C, bei 24°C (Raumtemperatur) oder gemischt bei 4°C (für 21 h) und bei 24°C (für 3 h) gelagert. Die linke Spalte repräsentiert die alleinigen Auswirkungen dieser Behandlung, die mittlere und rechte Spalte kombinieren diesen Effekt mit einer vorhergehenden Lagerung im Betrieb. Ausgehend von Spargel, der bereits durch die vorherigen Arbeitsschritte beeinträchtigt wurde, ist kein signifikanter Unterschied (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.9) zwischen einer kühlen (Histogramm oben links) und einer gemischt gekühlten (Mitte links) Haushaltslagerung festzustellen. Im Gegensatz dazu ist die warme Lagerungsvariante (unten links) von den beiden anderen signifikant verschieden. Es traten mehr Symptome auf, ca. 60 % der Ware wurde mit Boniturnote 1 bewertet. Eine zusätzliche Lagerung im Vorfeld führt nach 14 Tagen in Kombination mit der Haushaltslagerung zu signifikant mehr Symptomen. Bei den gekühlten Varianten erhöhte sich nach 7 Tagen zunächst der Anteil

symptomloser Stangen, eine warme Haushaltslagerung führte dagegen kontinuierlich zu einer Verschlechterung des Erscheinungsbildes. Im Vergleich der Verarbeitungsschritte ‚Kühl Lagerung im Betrieb‘ versus ‚Haushaltslagerung‘ sank der Anteil symptomlosen Spargels ebenso signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.6), wobei die Haushaltslagerung bei 24°C die stärksten Schädigungen hervorrief (Mitte unten, rechts unten).

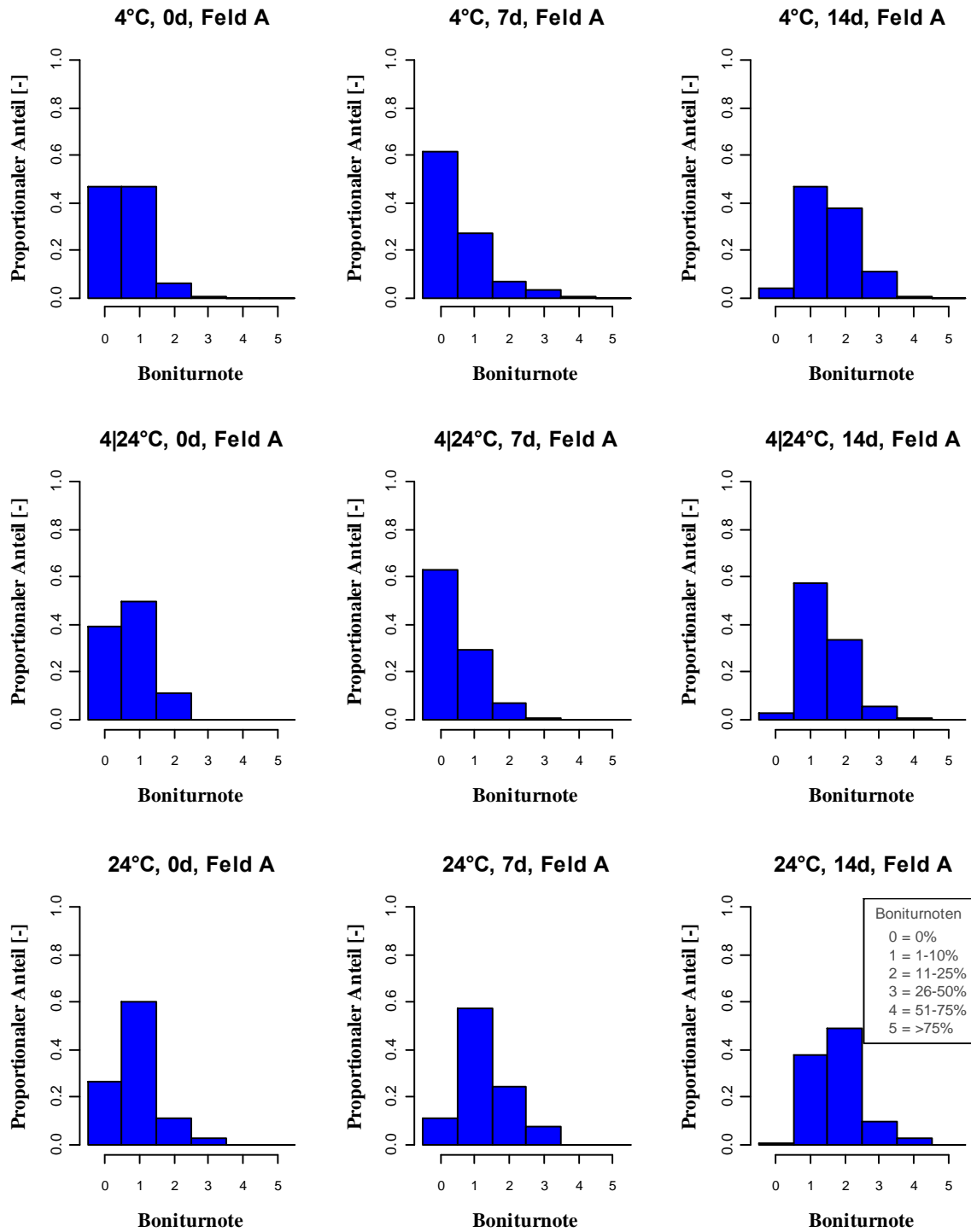


Abb. 5.20: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühlung im Betrieb, kumuliert über beide Erntetermine für Feld A (n=120).

Analog zu den Darstellungen bei Betrieb A zeigt Abbildung 5.21 die Auswirkungen der Haushaltslagerung kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung für Spargel von Betrieb B. Hierbei unterschied sich permanent gekühlter Spargel (Histogramm oben links) signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.9) von der gemischt gekühlten Variante (Mitte links), die einen höheren Anteil symptomloser oder geringfügig geschädigter Ware aufwies. Warm gelagerter Spargel zeigte eine ähnliche Boniturnotenverteilung (unten links) wie die gekühlte Variante, es konnte kein signifikanter Unterschied festgestellt werden. In Kombination mit vorhergehenden Kühllagerungen im Betrieb verstärkten sich mit Ausnahme der gekühlten 7-Tage Variante (Mitte oben) in allen Varianten die Symptome signifikant mit zunehmender Lagerdauer. Das Verteilungs-Niveau der Boniturnoten bei der warmen Haushaltslagerung änderte sich nach vorausgehender 7-Tage-Lagerung nicht mehr (Mitte unten, rechts unten). Im Vergleich zum vorhergehenden Verarbeitungsschritt der Lagerung im Betrieb ist die Boniturnotenverteilung signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.6) nach rechts verschoben, es zeigten sich mehr Symptome. Im Vergleich des alleinigen Haushaltslagerungseffekts (linke Spalte) zwischen den beiden Betrieben unterscheiden sich die Boniturnotenverteilungen der gekühlten und der warmen Variante signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.9) zu Gunsten von Betrieb A.

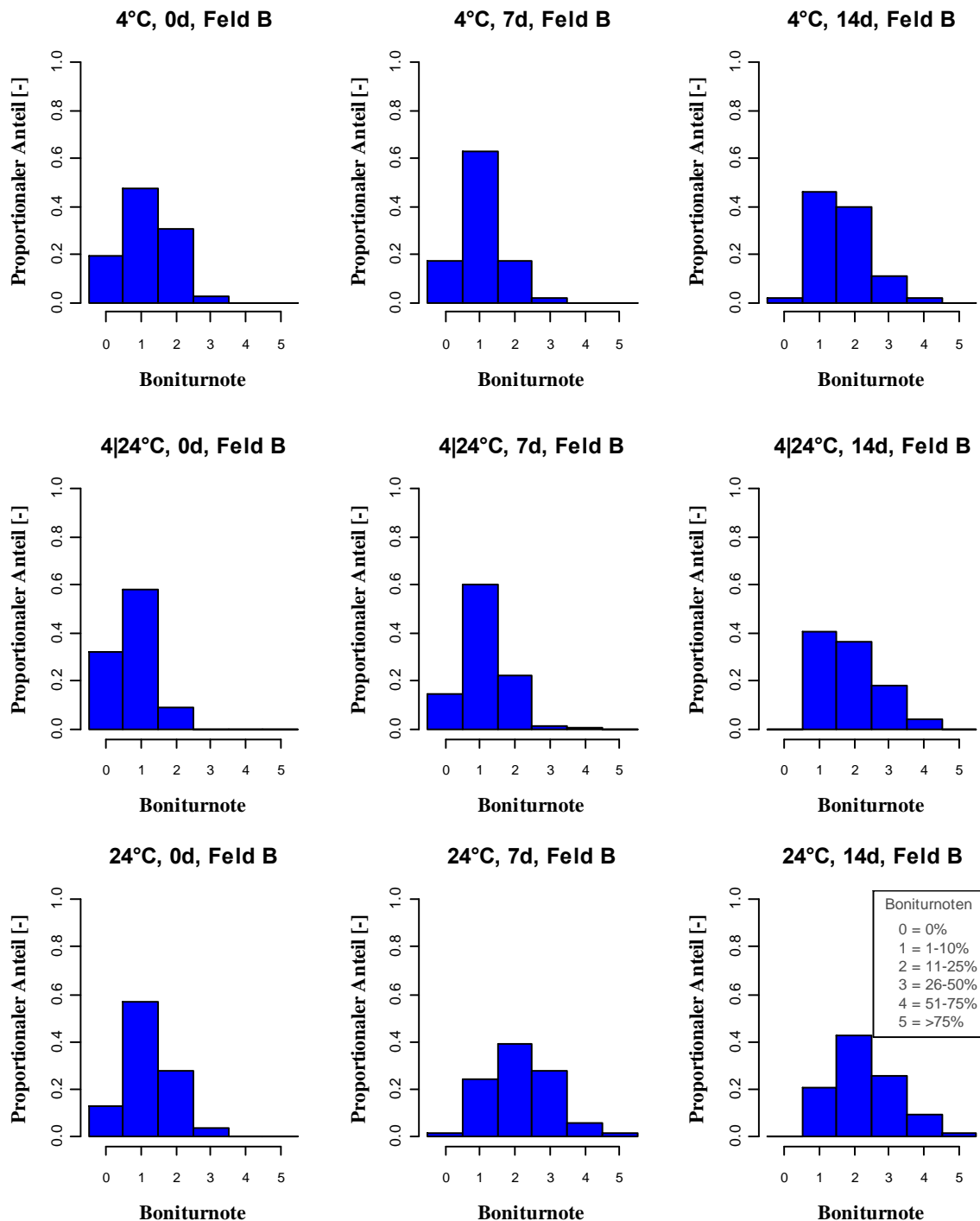


Abb. 5.21: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühlung im Betrieb, kumuliert über beide Erntetermine für Feld B (n=120).

Die Zusammensetzung des Schadbildes nach der Haushaltslagerung für Betrieb A wird in Abbildung 5.22 dargestellt. Bei der gekühlten und gemischt gekühlten Variante (oben und Mitte links) zeigten sich Symptome in Form von Glasigkeit, neben den symptomlosen Stangen wurde hierbei ca. 60 % der Proben mit Verbräunungstyp 1 bewertet. Eine warme Haushaltslagerung (unten links) führte dagegen zu einer signifikant verschiedenen Verteilung (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.10) der Verbräunungstypen, neben glasigen Flächen wurde

ca. 40 % des Spargels als verbräunt eingestuft (Verbräunungstyp 2). In Kombination mit einer vorausgegangenen Kühlagerung im Betrieb unterscheiden sich die Verteilungen nach 7 Tagen nicht signifikant. Nach 14 Tagen sind die Verteilungen im Vergleich zu den jeweils vorhergehenden Varianten signifikant verschieden, wobei es keine Änderung in der Art des Symptoms gibt. Gegenüber der Bonitur nach der Kühlagerung des Spargels nahm die Symptomausprägung signifikant zu (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.6), insbesondere eine warme Haushaltslagerung führte zu Verbräunungen.

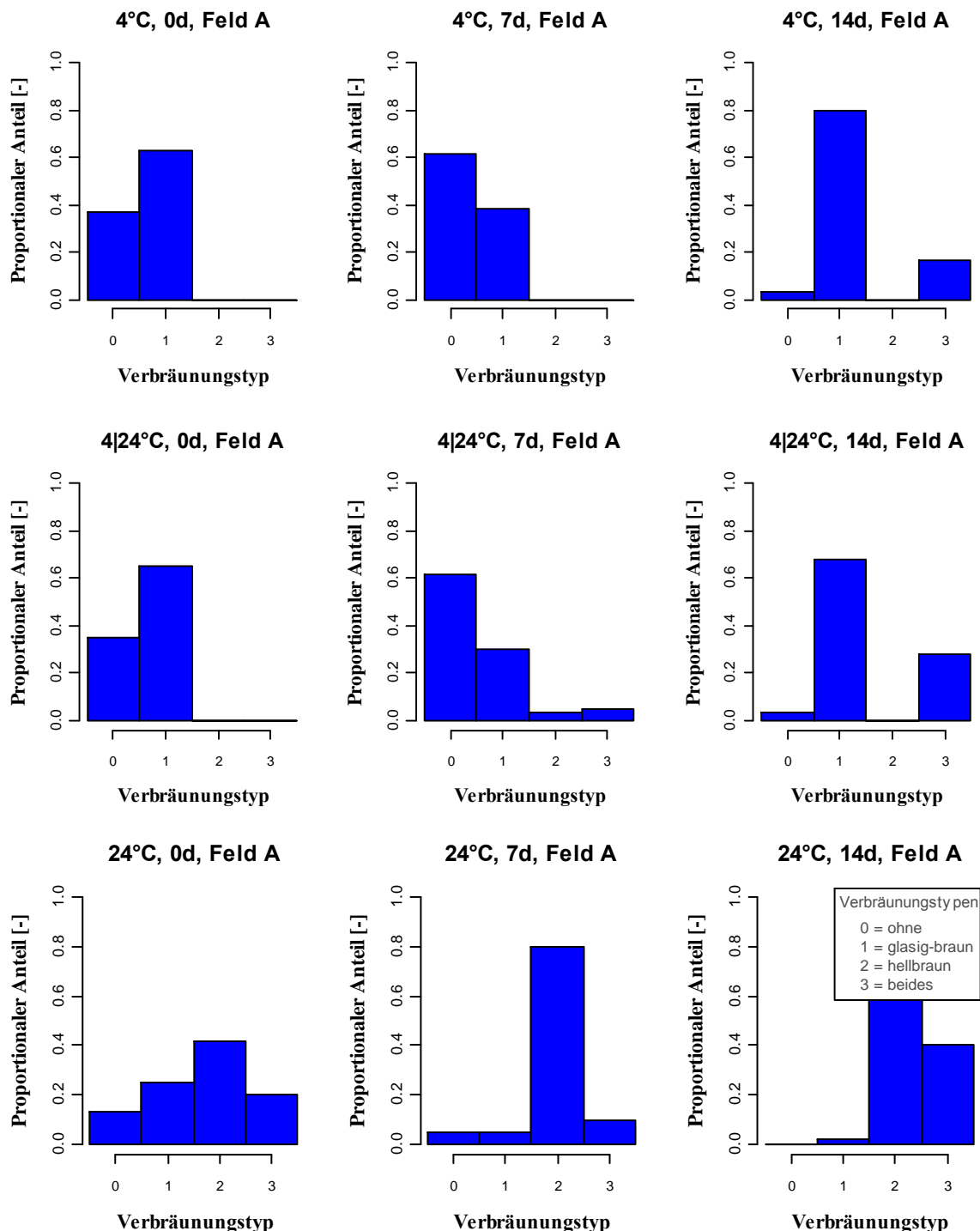


Abb. 5.22: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühlagerung im Betrieb für den 2. Erntetermin von Feld A (n=60).

Abbildung 5.23 zeigt die Art der Symptomausprägung nach der Haushaltslagerung für Spargel von Betrieb B. Gekühlt und gemischt gekühlte Ware (oben und Mitte links) wies in gleichem Maß glasige Flecken auf. Eine warme Haushaltslagerung (unten links) führte zu einer signifikant verschiedenen Verteilung der Verbräunungstypen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.10), es traten sowohl Glasigkeit als auch Verbräunung auf. Im Vergleich zur Verteilung bei Spargel von Betrieb A sind keine signifikanten Unterschiede festzustellen. Vorausgehende Kühlagerungen im Betrieb für 7 oder 14 Tage führten jeweils zu signifikant verschiedenen Verteilungen, wobei sich bei den gekühlten bzw. gemischt gekühlten Varianten der Anteil an Spargel mit beiden Symptomen (Verbräunungstyp 3) erhöhte. Bei warmer Haushaltslagerung verstärkte sich der Anteil verbräunter Stangen zu Ungunsten von Schäden durch Glasigkeit. Im Vergleich zur Bonitur nach der Kühlagerung im Betrieb nahm die Symptomausprägung signifikant zu (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.6), insbesondere eine warme Haushaltslagerung führte zu Verbräunungen.

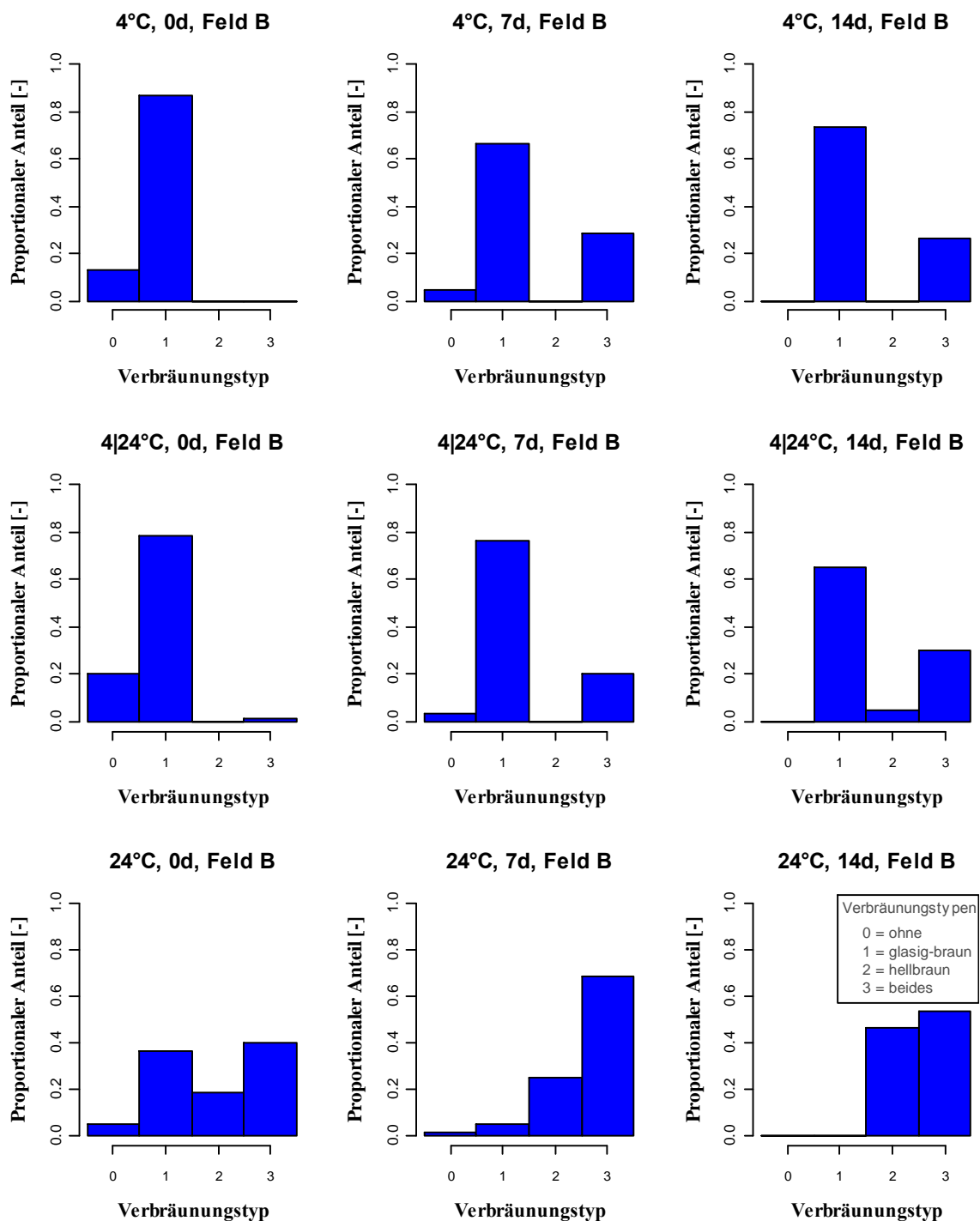


Abb. 5.23: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h) und Dauer der Kühlung im Betrieb für den 2. Erntetermin von Feld B (n=60).

In Abbildung 5.24 werden die Boniturnotenverteilungen kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach der Haushaltslagerung geordnet für die drei Wässerungsvarianten (0h, 4h, 24h) dargestellt. Aufgrund zeitlicher Beschränkungen konnte die Bonitur der 4h-Variante nicht direkt nach dem Wässern durchgeführt werden, sodass die Ergebnisdarstellung auf diese Weise erfolgt.

Ohne Wässerung blieben ca. 70 % des Spargels von Betrieb A ohne Symptome, die restlichen Stangen wiesen Schädigungen bis maximal 10 % der Oberfläche auf (Boniturnote 1). Davon unterscheidet sich die Verteilung der Boniturnoten der vergleichbaren Variante aus Betrieb B signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.11), ca. 30 % der Ware zeigte Symptome, die bis zu 25 % der Oberfläche einnahmen (Boniturnote 2). In gleicher Weise unterscheiden sich die Varianten der 4h-Wässerung, wobei im Vergleich zur jeweiligen 0h-Wässerung der Anteil symptomloser Stangen geringer ist. Die Verteilungen der 24h-Wässerung sind nicht signifikant voneinander verschieden. Mit zunehmender Wässerungsdauer stieg der Anteil höherer Boniturnoten bei beiden Betrieben. Diese Unterschiede sind jedoch statistisch nicht relevant mit Ausnahme der 24h-Wässerung von Betrieb A, die sich signifikant von der Variante ohne Wässerung unterschied.

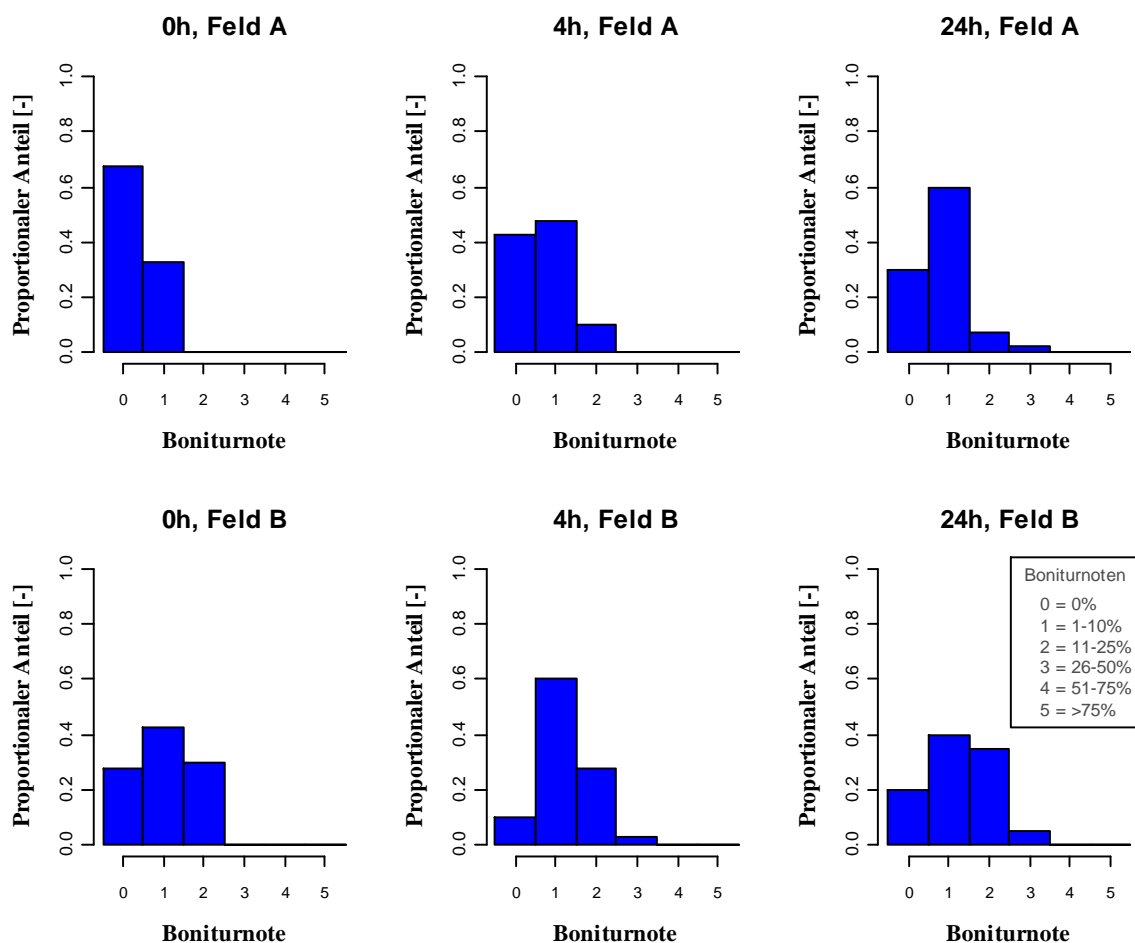


Abb. 5.24: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 kombiniert für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende, sortiert nach der Wässerungsdauer (0h, 4h und 24h) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld ohne Kühlagerung im Betrieb (0d) und bei kühler Haushaltslagerung (4°C, n=40).

Ergänzend zur vorherigen Abbildung wird in Abbildung 5.25 die Art der Symptomausprägung gezeigt. In allen Faktorstufen wurde Glasigkeit (Verbräunungstyp 1) beobachtet, wobei der Anteil symptomloser Stangen (Verbräunungstyp 0) variiert. Unterschiede in den Verteilungen sind jedoch nicht signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.11).

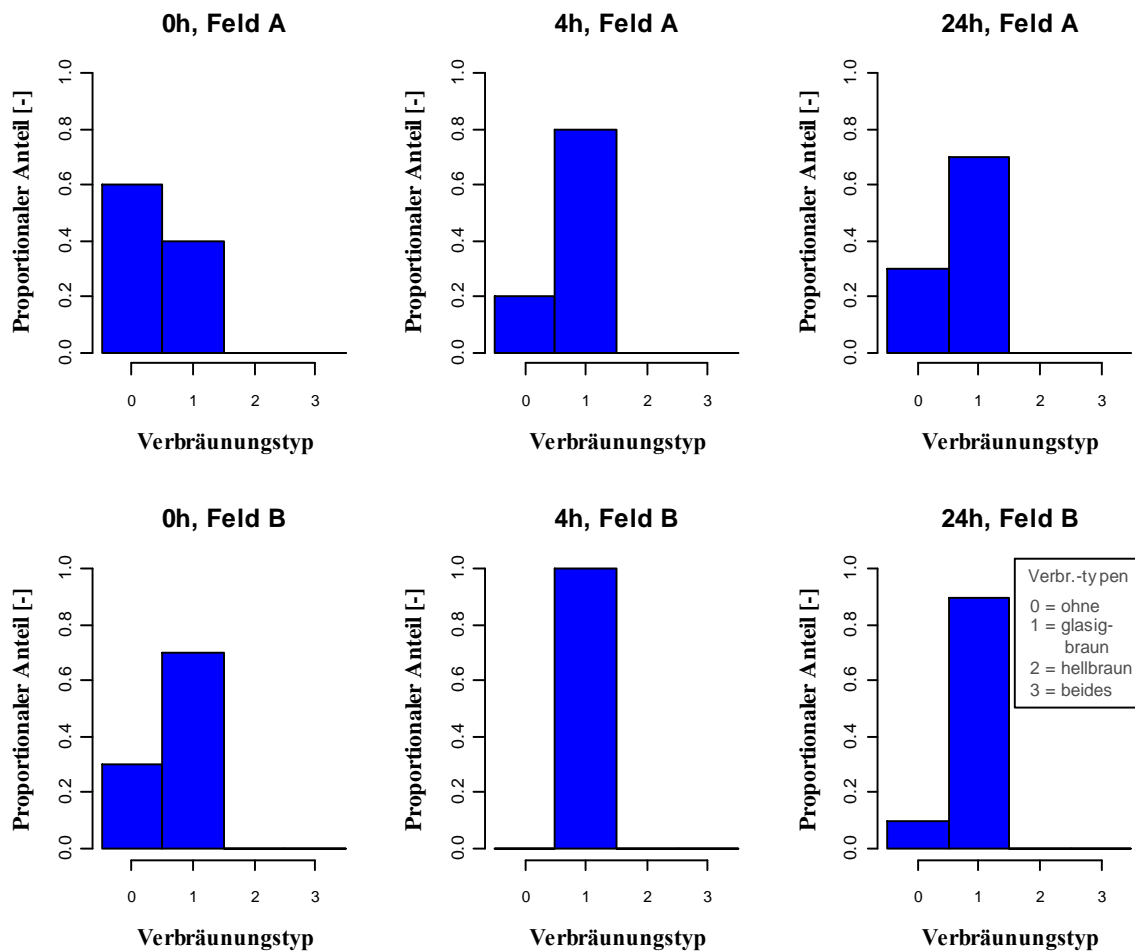


Abb. 5.25: Boniturnotenverteilung der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende, sortiert nach der Wässerungsdauer (0h, 4h und 24h) für den 2. Erntetermin und das jeweilige Feld ohne Kühlagerung im Betrieb (0d) und bei kühler Haushaltslagerung (4°C, n=20).

5.2.2.1.5. Korrelationsanalyse

Das Auftreten von Glasigkeit in Kombination mit Verbräunung ist positiv korreliert mit dem Durchmesser des Spargels (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.8).

5.2.2.2. Versuchssaison 2010

Ab Versuchssaison 2010 wurde unterschieden zwischen den Symptomen Glasigkeit und Verbräunung. Die jeweiligen Ergebnisse werden im Folgenden getrennt in einzelnen Histogrammen dargestellt. Analog zu den Bonituren für das Symptom Berostung wurde das Bewertungssystem um eine Boniturnote erweitert.

5.2.2.2.1. Waschen des Spargels

Abbildung 5.26 zeigt die Boniturnotenverteilung nach dem Waschen des Spargels für das Symptom Glasigkeit je Ernte und Betrieb. Nach der ersten Ernte wies bei beiden Betrieben der Großteil des beprobten Spargels Glasigkeit bis maximal 1 % der Oberfläche auf (Boniturnote 1). An ungefähr 1/5 der Ware konnten Schädigungen bis maximal 10 % der

Stangenoberfläche festgestellt werden (Boniturnote 2). Nach der zweiten Bonitur erhöhte sich bei beiden Betrieben der Anteil symptomloser Stangen (Boniturnote 0), der Anteil an Spargel, der mit Note 1 eingestuft wurde, ging entsprechend zurück. Darüber hinaus traten insbesondere bei Spargel von Betrieb A vereinzelt Schädigungen auf, die mehr als 10 % der Oberfläche ausmachten (Boniturnote 3-5). Sämtliche Varianten unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.13).

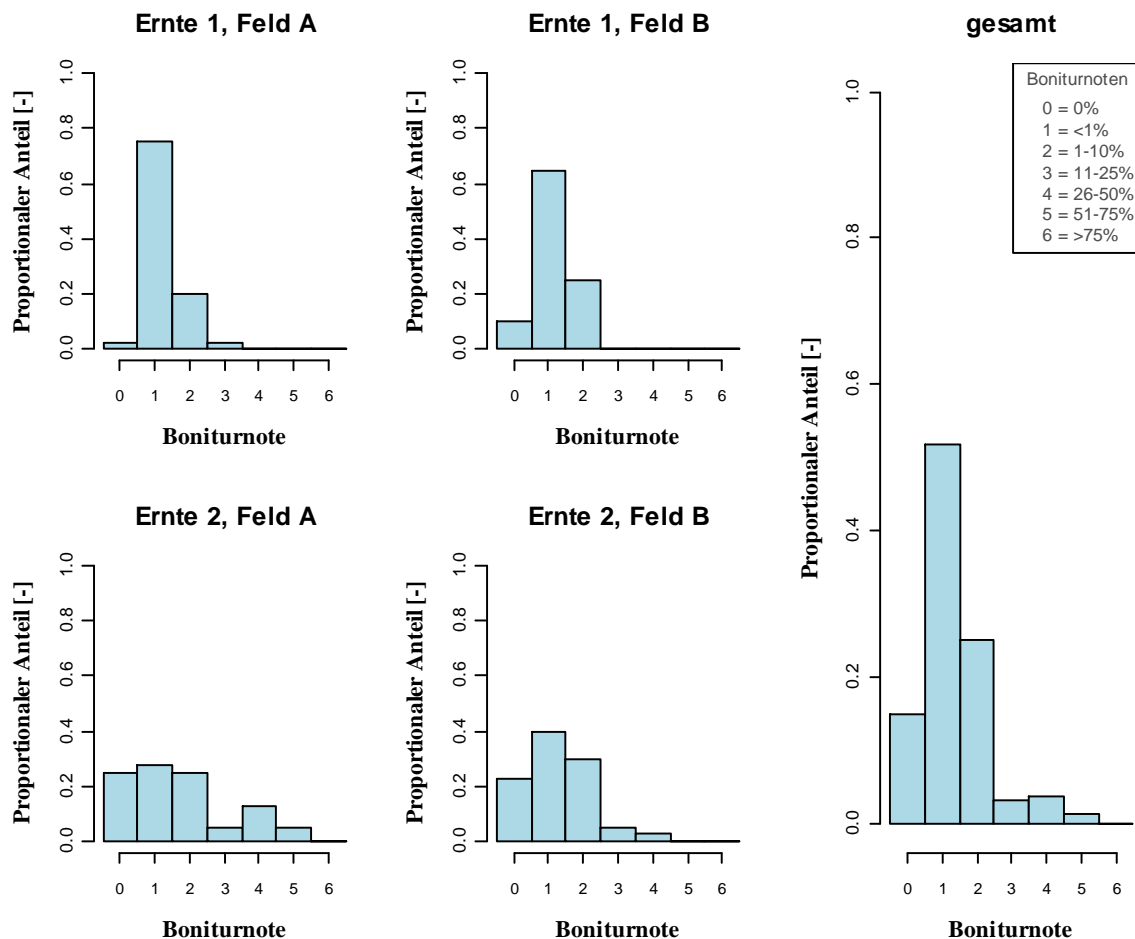


Abb. 5.26: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach dem Waschen des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

Nach dem Waschen des Spargels konnten keine Verbräunungssymptome festgestellt werden.

5.2.2.2.2. Wässerung des Spargels

Die Häufigkeit glasiger Symptome nach einer 24-stündigen Wässerung je Ernte und Betrieb wird in Abbildung 5.27 dargestellt. Nach dem ersten Erntetermin wurde bei beiden Betrieben ca. 60 % der Ware mit Boniturnote 1 eingestuft. Bei Betrieb A entfiel darüber hinaus 1/5 auf Spargel mit Schädigungen, die bis zu 10 % der Stangenoberfläche betrafen. Bei Betrieb B lag dieser Anteil bei 2/5. Beide Varianten unterscheiden sich nicht signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.13). Nach Ernte 2 verteilen sich bei Betrieb A die Boniturnoten 0 bis 3 relativ gleichmäßig um jeweils 20 % des Gesamtanteils, im Vergleich zur ersten Ernte sank der

Anteil Stangen mit Schäden bis maximal 1 % der Oberfläche. Die Verteilung bei Spargel von Betrieb B blieb nahezu unverändert. Der Anteil Stangen mit Symptomen bis maximal 10 % der Oberfläche (Boniturnote 2) stieg an, Spargel der Boniturnote 1 kam weniger häufig vor. Beide Varianten unterscheiden sich nicht signifikant voneinander, im Vergleich der jeweiligen Ernten sind bei beiden Betrieben ebenso keine Signifikanzen festzustellen.

Im Vergleich zum vorhergehenden Arbeitsschritt, dem Waschen des Spargels traten bei den Proben von Betrieb B gepoolt für beide Ernten signifikant mehr glasige Symptome auf, Ware von Betrieb A zeigte keine Signifikanzen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.12).

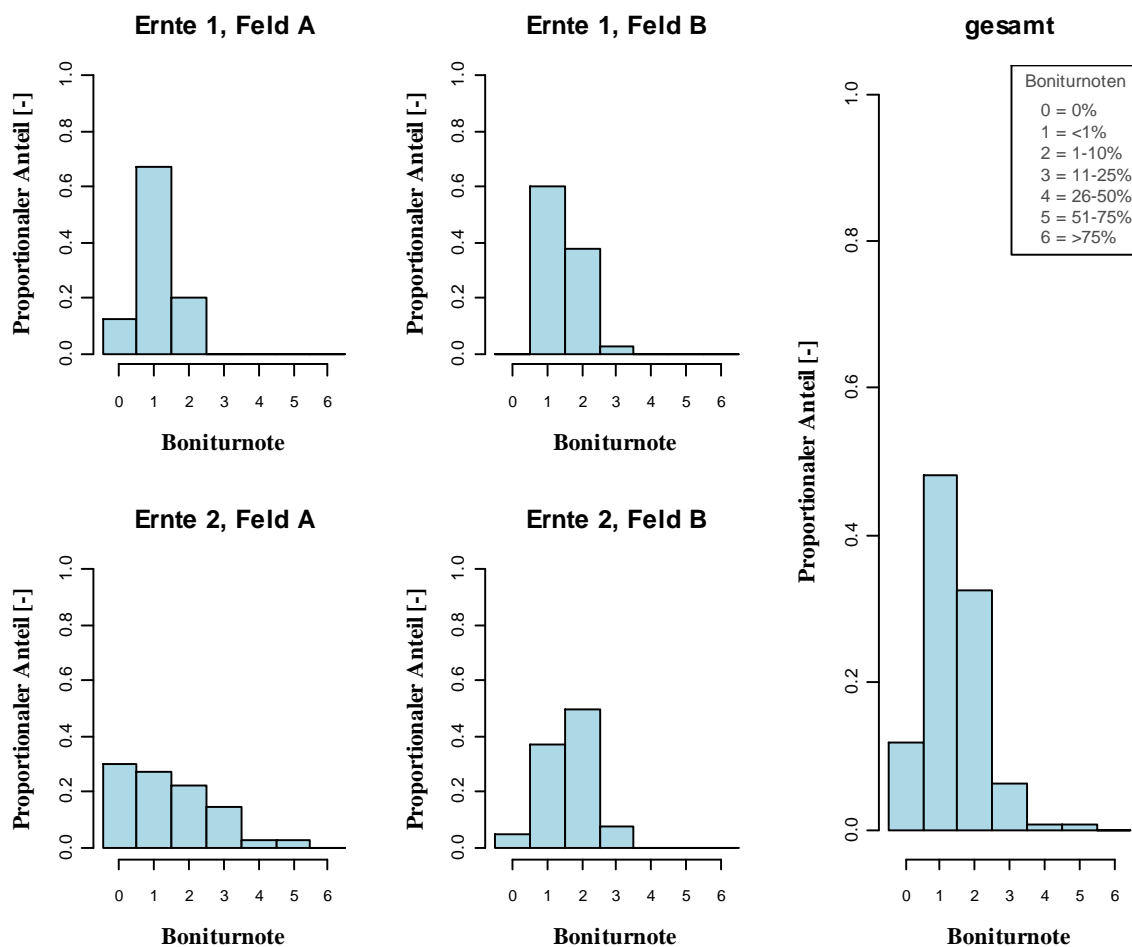


Abb. 5.27: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach einer 24 h - Wässerung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=40) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=160).

Nach dem Waschen des Spargels konnten keine Verbräunungssymptome festgestellt werden.

5.2.2.2.3. Maschinelle Sortierung

Abbildung 5.28 zeigt die Boniturnotenverteilung für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels je Ernte und Betrieb. Keine der Varianten beinhaltet symptomlose Stangen. Der Anteil mit sehr geringen Schädigungen (Boniturnote 1)

schwankte von ca. 30 % bei Betrieb A bis annähernd 0 % bei Betrieb B. In allen Varianten lag der Anteil von Boniturnote 2 (Schäden bis maximal 10 % der Oberfläche) bei ca. 60 %. Spargel von Betrieb B zeigte darüber hinaus zu einem Anteil von annähernd 40 % Schäden bis maximal 25 % der Stangenoberfläche. Der Unterschied von Betrieb A im Vergleich zu Betrieb B ist bei beiden Ernten signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.13). Im Vergleich der Erntetermine ist die Boniturnotenverteilung bei Spargel von Betrieb A voneinander signifikant verschieden. Gegenüber der Wässerung als vorausgehenden Verarbeitungsschritt änderte sich die Symptomausprägung ebenfalls signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.12), die maschinelle Sortierung verursachte eine deutliche Zunahme der Glasigkeit.

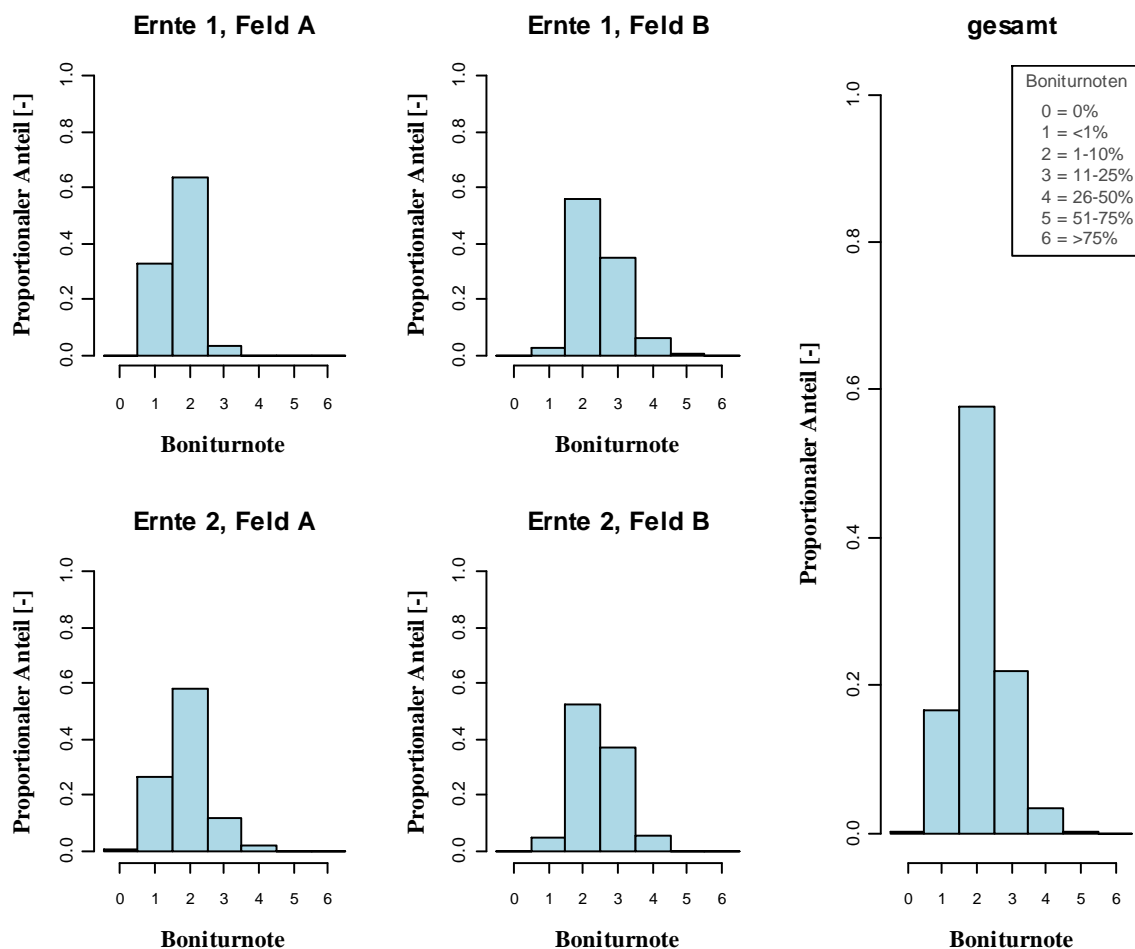


Abb. 5.28: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=240) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=960).

Nach dem Waschen des Spargels konnten keine Verbräunungssymptome festgestellt werden.

5.2.2.2.4. Schockkühlung des Spargels

Nach der maschinellen Sortierung wurde die Ware für 15 min in Eiswasser schockgekühlt, Abbildung 5.29 stellt die Ergebnisse der anschließenden Bonitur für das Symptom Glasigkeit dar. Während nach der ersten Ernte bei Spargel von Betrieb A ca. 80 % der Stangen

Schäden bis maximal 10 % der Oberfläche aufwies, lag dieser Anteil bei Spargel von Betrieb B bei ca. 50 %. Weitere 40 % entfielen auf Boniturnote 3, was Schädigungen bis maximal 25 % der Oberfläche bedeutet. Dieser Unterschied ist signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.13). Nach der zweiten Ernte traten im Vergleich dazu keine signifikanten Änderungen im Verteilungsniveau auf. Gegenüber den Ergebnissen nach der maschinellen Sortierung fand eine signifikante Verstärkung der Symptomausprägung statt (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.12). Insbesondere der Anteil an Ware, die mit Boniturnote 3 und - 4 klassifiziert wurde, stieg an unter Herabsenkung des Niveaus für Boniturnote 1.

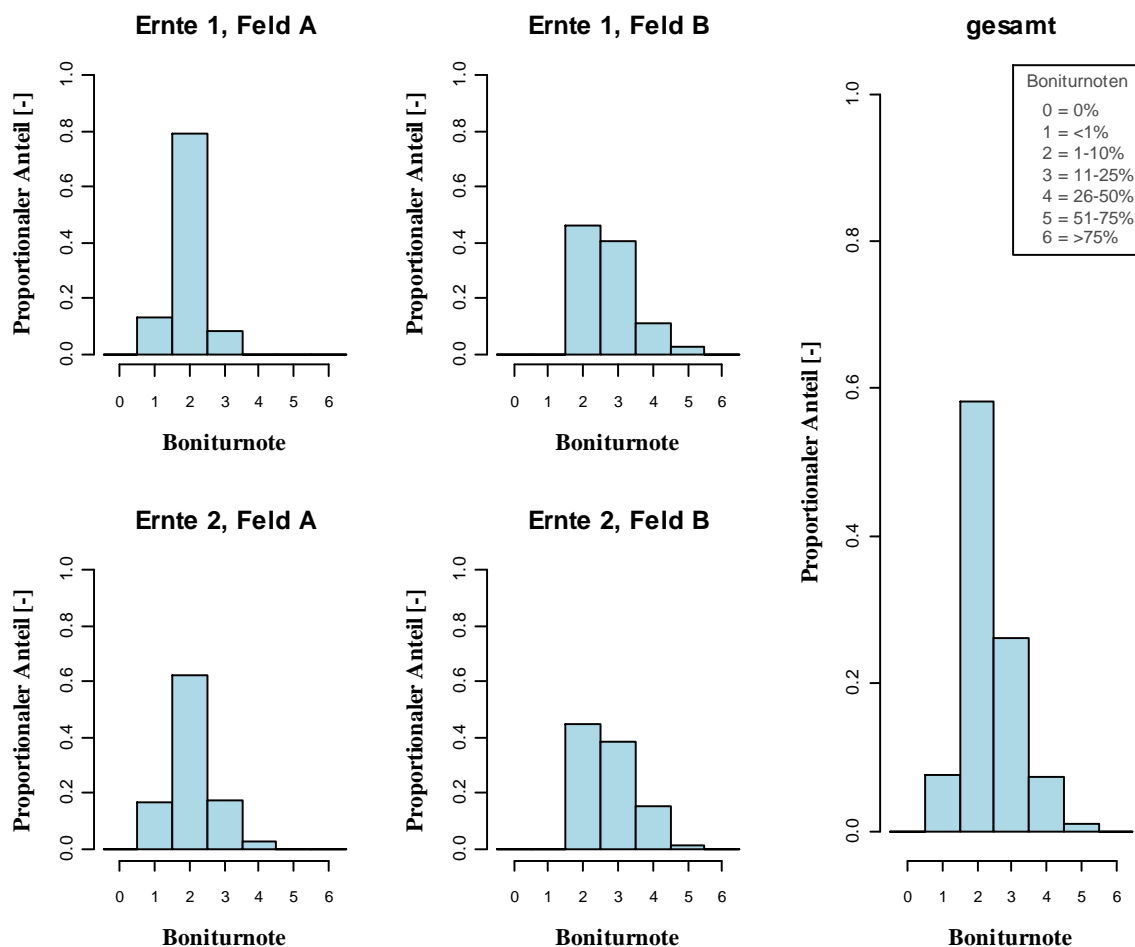


Abb. 5.29: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach einer 15-minütigen Schockkühlung des Spargels mit Eiswasser für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=240) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=960).

Nach der Schockkühlung des Spargels konnten keinerlei Verbräunungssymptome festgestellt werden.

5.2.2.2.5. Kühllagerung im Betrieb

Nach dem Schockkühlen der Ware wurde der Spargel, neben der Kontrollvariante ohne Lagerung, für 7 bzw. 14 Tage im Kühlraum des Betriebs bei Temperaturen um 2°C eingelagert. Bei Betrieb A erfolgte die Lagerung geschlossen in Drehstapelboxen, bei Betrieb B lagerte der Spargel in offenen Spargelkisten. Abbildung 5.30 zeigt die

Boniturnotenverteilungen dieser Varianten für das Symptom Glasigkeit. Die Verteilungsniveaus der Kontrollen sind mit den Ergebnissen nach der Schockkühlung identisch, die Ernten wurden hierbei gepoolt. Nach 7 Tagen Lagerung stieg der Anteil symptomloser Stangen stark an, er lag bei Betrieb A bei ca. 70 %, bei Betrieb B bei annähernd 100 %. Während sich an dieser Verteilung bei Betrieb B nach 14 Tagen Lagerung nichts änderte, sank der Anteil symptomlosen Spargels bei Betrieb A im vergleichbaren Zeitraum. Ca. 40 % der Ware wies Schäden bis maximal 1 % der Oberfläche auf, ca. 20 % zeigte Schäden bis maximal 10 % der Stangenoberfläche. Sämtliche Varianten sind voneinander signifikant verschieden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.14). Im Vergleich zum vorhergehenden Verarbeitungsschritt (Schockkühlung) sind die Änderungen in der Boniturnotenverteilung ebenso signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.12), gegenüber einer 7-tägigen Lagerdauer je Betrieb.

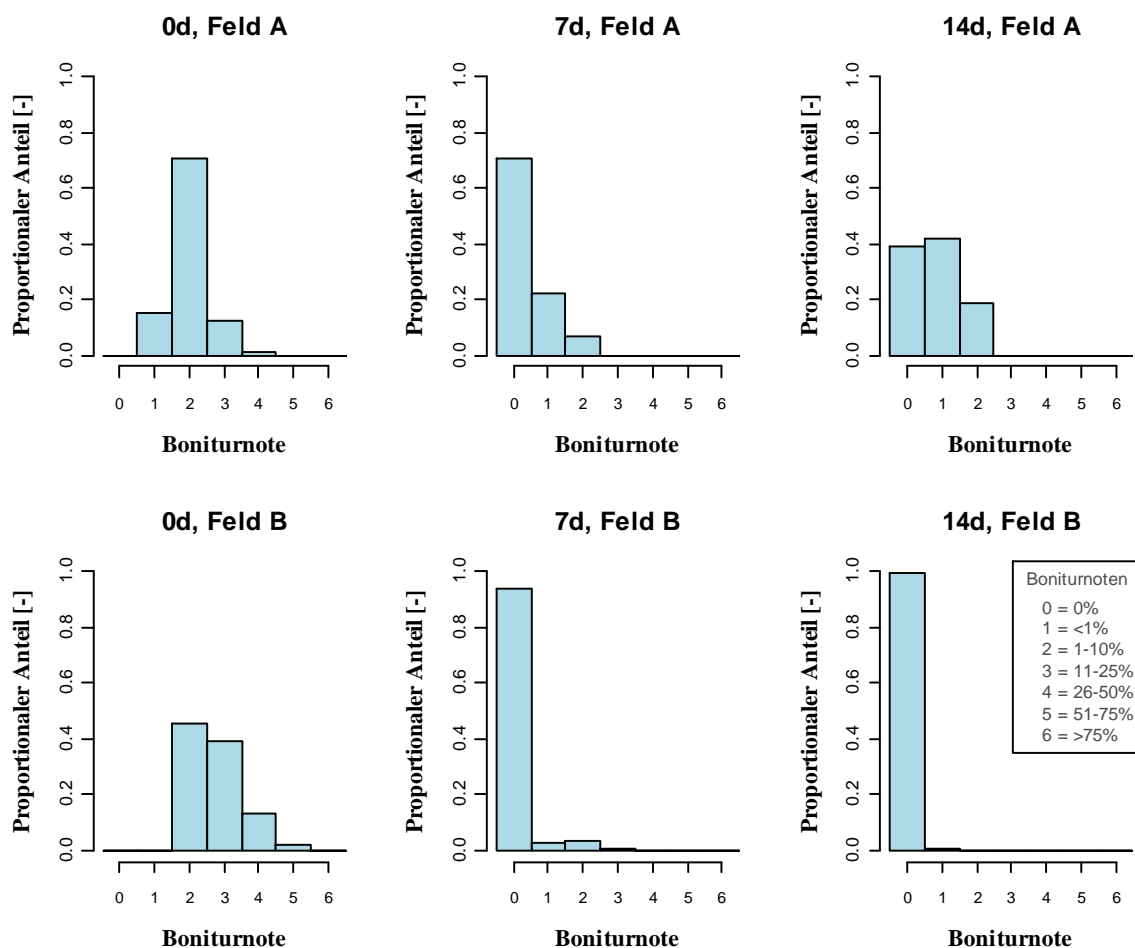


Abb. 5.30: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit ohne Kühlagerung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühlagerung des Spargels (7d, 14d) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld (0d: n=480; 7d, 14d: n=160).

Abbildung 5.31 zeigt die Symptomausprägung für Verbräunungen nach der Kühlagerung des Spargels je Betrieb. Gegenüber den symptomlosen Kontrollvarianten erhöhte sich nach 7-tägiger Lagerung der Anteil Spargels mit Verbräunungen. Bei Ware von Betrieb A konnten

bei 30 % der Stangen Schädigungen bis maximal 10 % der Oberfläche festgestellt werden, bei Betrieb B lag dieser Anteil bei über 50 %. Dort wurden zudem 10 % der Stangen mit Boniturnote 3 bewertet (Schäden bis maximal 25 % der Oberfläche), der Anteil symptomlosen Spargels lag bei annähernd 0 %. Bei den 14-Tage-Varianten ist die Boniturnotenverteilung im Vergleich zu den 7-Tage-Varianten weiter nach rechts verschoben. Spargel von Betrieb A wies nun ebenso kaum symptomlose Stangen auf, über 40 % der Ware zeigte Schäden bis maximal 10 % der Oberfläche, 1/4 der Ware zeigte Verbräunungen bis maximal 25 % der Oberfläche. Demgegenüber konnten bei Spargel von Betrieb B bei ca. 1/3 der Stangen Schäden über 25 % der Oberfläche festgestellt werden (Boniturnote 4-6). Mit Ausnahme der identischen Kontrollvarianten sind alle Varianten voneinander signifikant verschieden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.14).

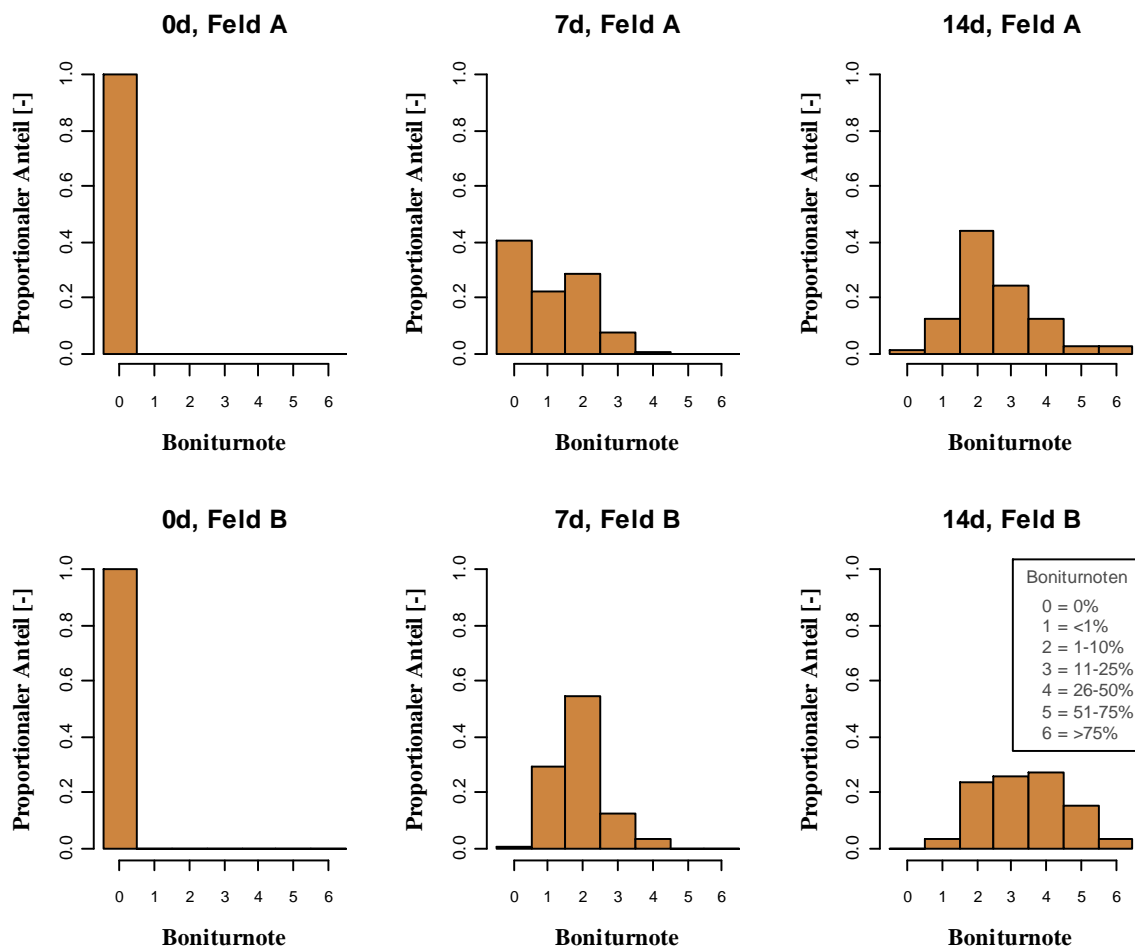


Abb. 5.31: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Verbräunung ohne Kühlagerung im Betrieb (0d) sowie nach der Kühlagerung des Spargels (7d, 14d) über beide Erntetermine und für das jeweilige Feld (0d: n=480; 7d, 14d: n=160).

5.2.2.2.6. Haushaltslagerung des Spargels

Im Anschluss an die Kühlung im Betrieb wurde der Spargel in den Räumen der Universität in einer sogenannten Haushaltslagerung bei 4°C bzw. 24°C (Raumtemperatur) für 24 h gelagert. Abbildung 5.32 zeigt die Boniturergebnisse für das Symptom Glasigkeit geordnet nach Betrieb. Histogramme auf der linken Seite zeigen den alleinigen Behandlungseffekt, Histogramme in der Mitte und rechts kombinieren diesen Effekt mit der vorhergehenden Kühlung im Betrieb.

Im Vergleich von gekühltem Spargel zu warm gelagerten Stangen (linke Spalte) zeigen sich kaum Unterschiede. Mit ca. 60 % wurde ein Großteil der Ware mit Boniturnote 2 eingestuft, die restlichen Anteile verteilen sich auf Boniturnote 1 und 3. Symptomlose Stangen (Boniturnote 0) waren kaum zu finden. Unterschiede in den Boniturnotenverteilungen dieser Varianten sind statistisch nicht signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.15). In Kombination mit einer 7- oder 14-tägigen Kühlung verringerte sich die Symptomausprägung, der Anteil an Spargel, der mit Boniturnote 1 oder 0 eingestuft wurde, erhöhte sich unabhängig von der Temperatur der Haushaltslagerung. Diese Veränderungen sind im Vergleich zu den jeweiligen ungelagerten Varianten (0d) signifikant. Gegenüber dem vorhergehenden Schritt in der Prozesskette, der Kühlung, konnten bei Spargel beider Betriebe signifikant mehr Symptome beobachtet werden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.12). Als Berechnungsgrundlage diente eine 7-tägige Kühlung im Vergleich zur gekühlten Haushaltslagerung (4°C, 7d).

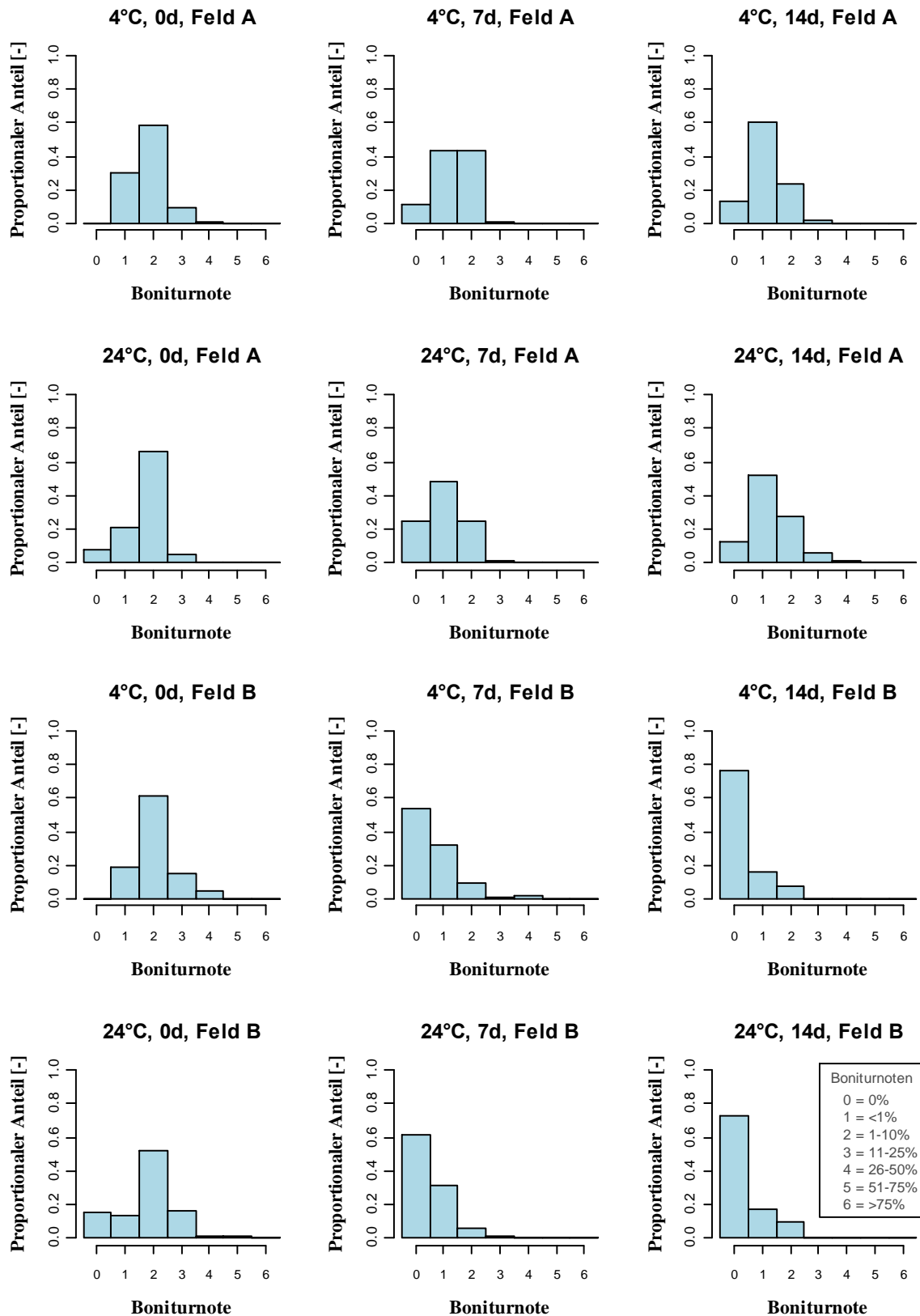


Abb. 5.32: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Glasigkeit nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlung im Betrieb und für das jeweilige Feld, kumuliert über beide Erntetermine (n=80).

Die Ausprägung von Verbräunungssymptomen nach der Haushaltslagerung wird in Abbildung 5.33 dargestellt. Während bei einer Lagerung unter 4°C nahezu 100 % des Spargels symptomlos blieb, verstärkte eine warme Lagerung signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab 8.15) die Symptomausprägung. Ca. 60 % (Betrieb A) - bzw. 40 % der Stangen zeigte Verbräunungen bis maximal 10 % der Oberfläche, ca. 20 % der Ware wies Schädigungen bis maximal 25 % der Oberfläche auf. In Kombination mit einer vorausgehenden Kühlung ist die Boniturnotenverteilung in den Histogrammen signifikant nach rechts verschoben, wobei nach 7-tägiger Kühlung die gekühlten Haushaltslagerungen eine geringere Symptomausprägung aufwiesen im Vergleich zum warm gelagerten Spargel. Gegenüber einer 7-tägigen Kühlung zeigten Spargelstangen von Betrieb B nach gekühlter Haushaltslagerung signifikant mehr Symptome. Bei Ware von Betrieb A konnten keine statistisch relevanten Veränderungen festgestellt werden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.12).

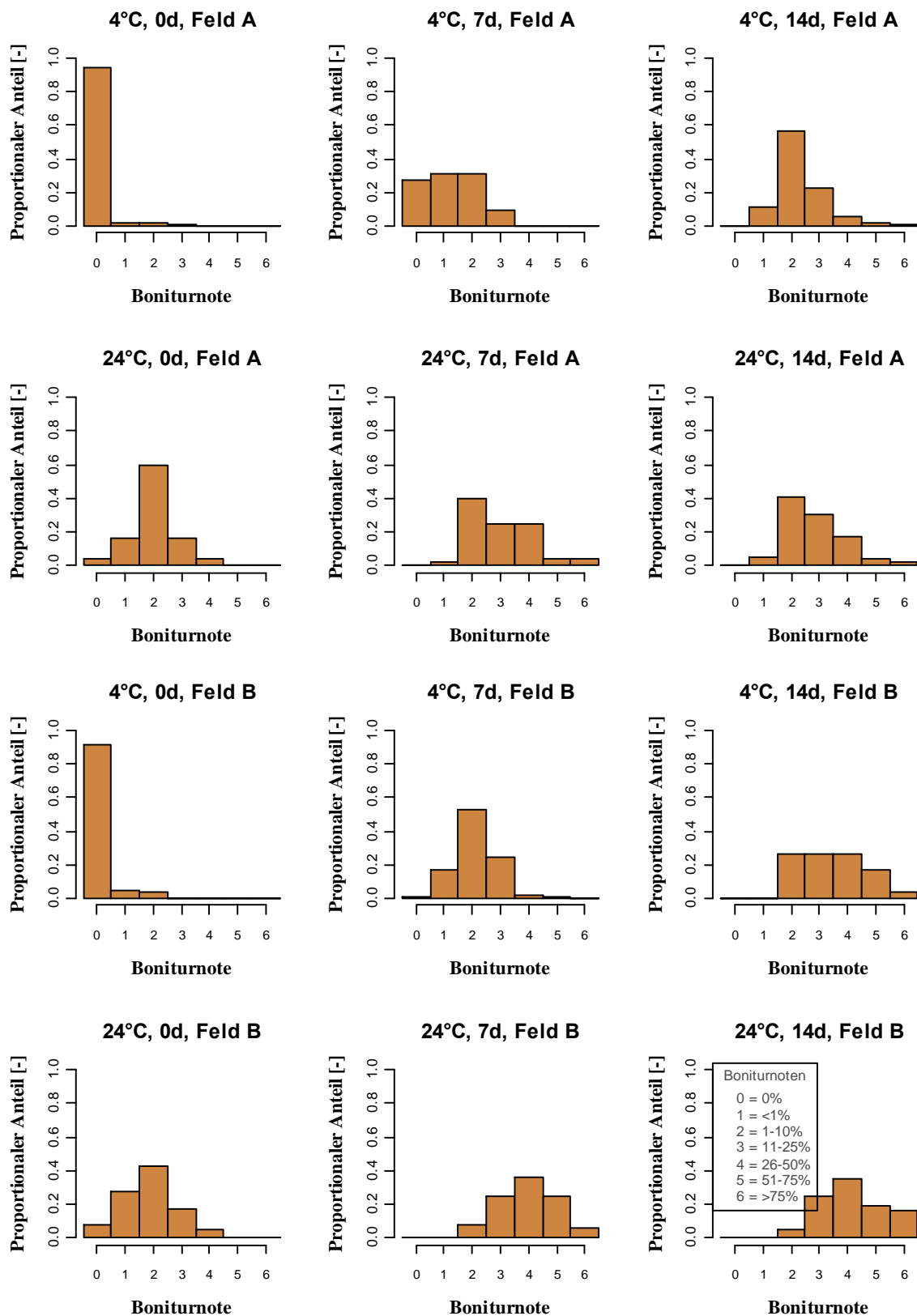


Abb. 5.33: Boniturnotenverteilung der Saison 2010 für das Symptom Verbräunung nach Versuchsende sortiert nach der Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlagerung im Betrieb und für das jeweilige Feld, kumuliert über beide Erntetermine (n=80).

5.2.2.2.7. Korrelationsanalyse

Das Auftreten von Glasigkeitssymptomen ist positiv korreliert mit dem Stangendurchmesser des Spargels (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.8). Für die Ausprägung von Verbräunungen konnte keine Korrelation mit dem Durchmesser festgestellt werden.

5.2.2.2.8. Temperaturen im Nachernteverlauf

Exemplarisch wird in Abbildung 5.34 die Temperaturentwicklung zweier Versuchsvarianten im Nachernteprozess gezeigt. Die Daten wurden mittels Datalogger in den Spargelkisten aufgezeichnet. Spargel von Betrieb A war nach der Ernte (24.05.2010) am Feld Temperaturen um 15°C ausgesetzt, die im Folgenden bei der Wässerung auf 11-13°C reduziert wurden. Während der Kühllagerung im Betrieb blieb die Temperatur konstant unter 4°C. Mit Beginn des Transports zu den Räumen der Universität Hannover stiegen die Temperaturen stetig an und pendelten sich im Laufe der abschließenden, ungekühlten Haushaltslagerung bei 23-24°C ein. Spargel von Betrieb B wies zum Erntetermin (05.05.2010) eine Umgebungstemperatur von ca. 9°C auf, die sich während der 24-stündigen Wässerung nicht relevant änderte. Im folgenden Verarbeitungsprozess in der Betriebshalle stieg die Temperatur kurzzeitig auf ca. 12°C an. Während der 14-tägigen Kühllagerung im Betrieb blieb die Umgebungstemperatur konstant unter 4°C. Der anschließende Transport bewirkte einen kurzzeitigen Anstieg auf fast 20°C, die gekühlte Haushaltslagerung bei 4°C verlief ohne Abweichungen von der Temperaturvorgabe.

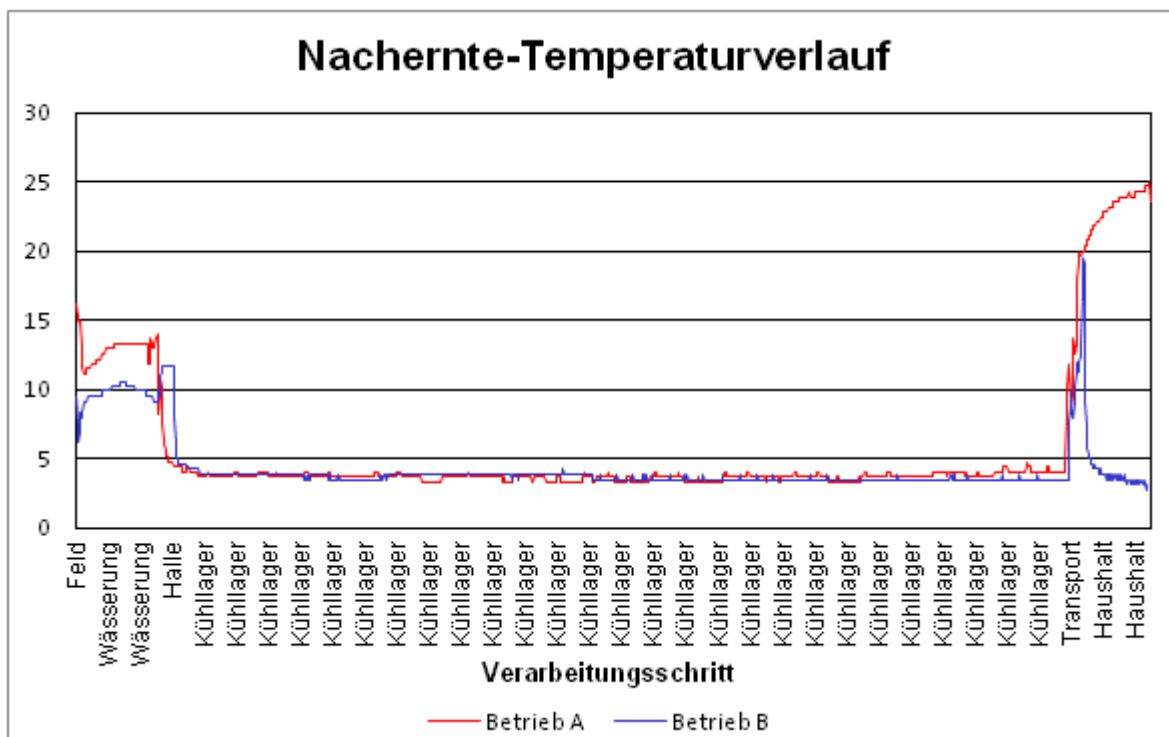


Abb. 5.34: Nachernte-Temperaturentwicklung in der Versuchssaison 2010 für Spargel von Betrieb A (Ernte: 24.05.2010, Versuchsende: 08.06.2010) und Betrieb B (Ernte: 05.05.2010, Versuchsende: 20.05.2010) Die betreffenden Varianten wurden 24 h gewässert, 14 Tage im Betrieb kühlgelagert und bei 24°C (Betrieb A) bzw. 4°C (Betrieb B) im Haushalt gelagert.

5.2.2.3. Versuchssaison 2011

In der Spargelsaison 2011 lag neben der Betrachtung von Glasigkeits- und Verbräunungssymptomen nach dem Transport vom Feld zum Betrieb und maschineller Sortierung der Fokus auf mögliche Sortenunterschiede. Ersteres wurde wie in den Vorjahren mit der Sorte ‚Gijnlim‘ durchgeführt, letzteres mit den Sorten ‚Ravel‘ (Betrieb A) und ‚Horlim‘ (Betrieb B). Daten zu weiteren Sorten wurden nach Auswertung eines Sortenversuchs (Standort Fuhrberg) der Landwirtschaftskammer Niedersachsen erhoben.

5.2.2.3.1. Transport des Spargels

Abbildung 5.35 zeigt die Boniturnotenverteilung für das Symptom Glasigkeit nach dem Transport der Ware für den jeweiligen Erntetermin und Betrieb. Für die Bonitur wurde die Ware per Hand abgespült, sodass dieser Boniturschritt mit den Bewertungen nach dem Waschen des Spargels bei Betrieb A aus den Vorjahren vergleichbar ist.

Bei allen Varianten wurde der Großteil der Stangen als symptomlos oder mit sehr geringen Schäden (weniger als 1 % der Oberfläche) eingestuft. Insgesamt entfielen jeweils ca. 40 % auf Boniturnote 0 und 1. Schädigungen bis maximal 10 % der Stangenoberfläche wurden an ca. 15 % der Ware festgestellt. Zum jeweiligen Erntezeitpunkt bestanden keine signifikanten Unterschiede in den Boniturnotenverteilungen von Betrieb A und B mit Ausnahme des zweiten Erntetermins (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.16). Im Vergleich der Erntezeitpunkte konnte bei Spargel von Betrieb A zwischen der zweiten und dritten Ernte und bei Spargel von Betrieb B zwischen der ersten und zweiten Ernte ein signifikanter Unterschied festgestellt werden.

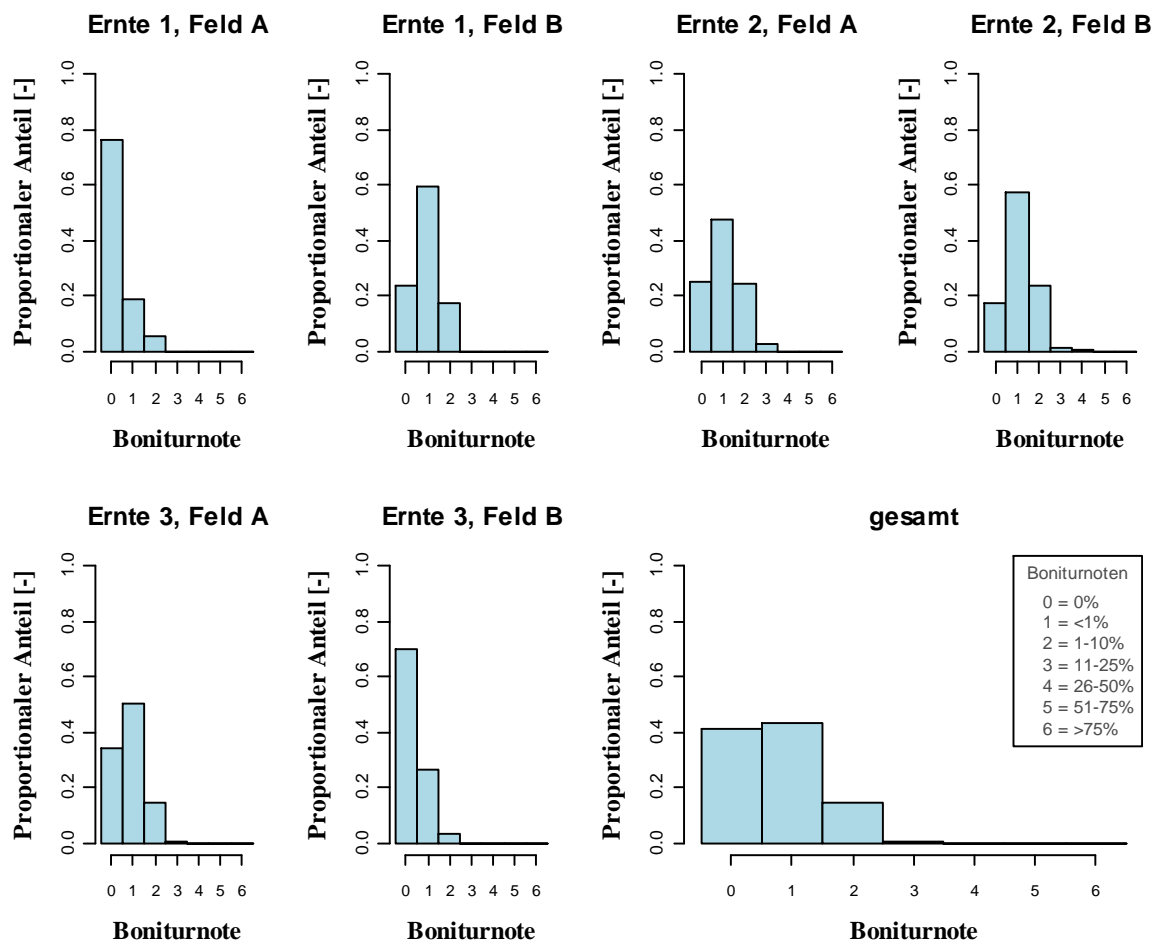


Abb. 5.35: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach dem Transport des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).

In Abbildung 5.36 werden exemplarisch Schädigungen am Spargel gezeigt, die durch Reibung und Quetschung in den Spargelkisten während des Transports entstanden sind. Das Gewebe erscheint glasig und ist mit Schmutzpartikeln durchsetzt (5.36b). Das Symptom trat häufig an der Außenseite von Biegungen der Stangen auf (5.36a).



Abb. 5.36: Glasigkeit hervorgerufen durch Reibung/Quetschung während des Transports (a, b).

Die Ausprägung von Verbräunungssymptomen wird in Abbildung 5.37 dargestellt. Spargel sämtlicher Varianten wies mit Anteilen zwischen 80 bis annähernd 100 % symptomlose Stangen auf. Die restlichen Anteile sind mit jeweils unter 10 % zumeist auf die Boniturnoten 1 - 3 verteilt. Im Vergleich von Ernte 1 zu Ernte 2 ist die Boniturnotenverteilung von Spargel von Betrieb A signifikant verschieden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.16). Es traten nach der zweiten Ernte mehr Symptome auf, diese Entwicklung ging im Vergleich zur dritten Ernte signifikant zurück. Varianten von Betrieb B sind zueinander nicht signifikant verschieden. Die Boniturnotenverteilungen der beiden Betriebe zum jeweiligen Erntezeitpunkt weisen ebenso keine statistisch relevanten Unterschiede auf. Das Auftreten von Verbräunungen nach dem Transport des Spargels war somit, ähnlich zu den Vorjahren, sehr geringfügig. In kleinerem Maße konnten jedoch Verbräunungen beobachtet werden, wobei es in Abhängigkeit vom Erntezeitpunkt Unterschiede gab. Standortbedingte Unterschiede spielten demgegenüber eine untergeordnete Rolle.

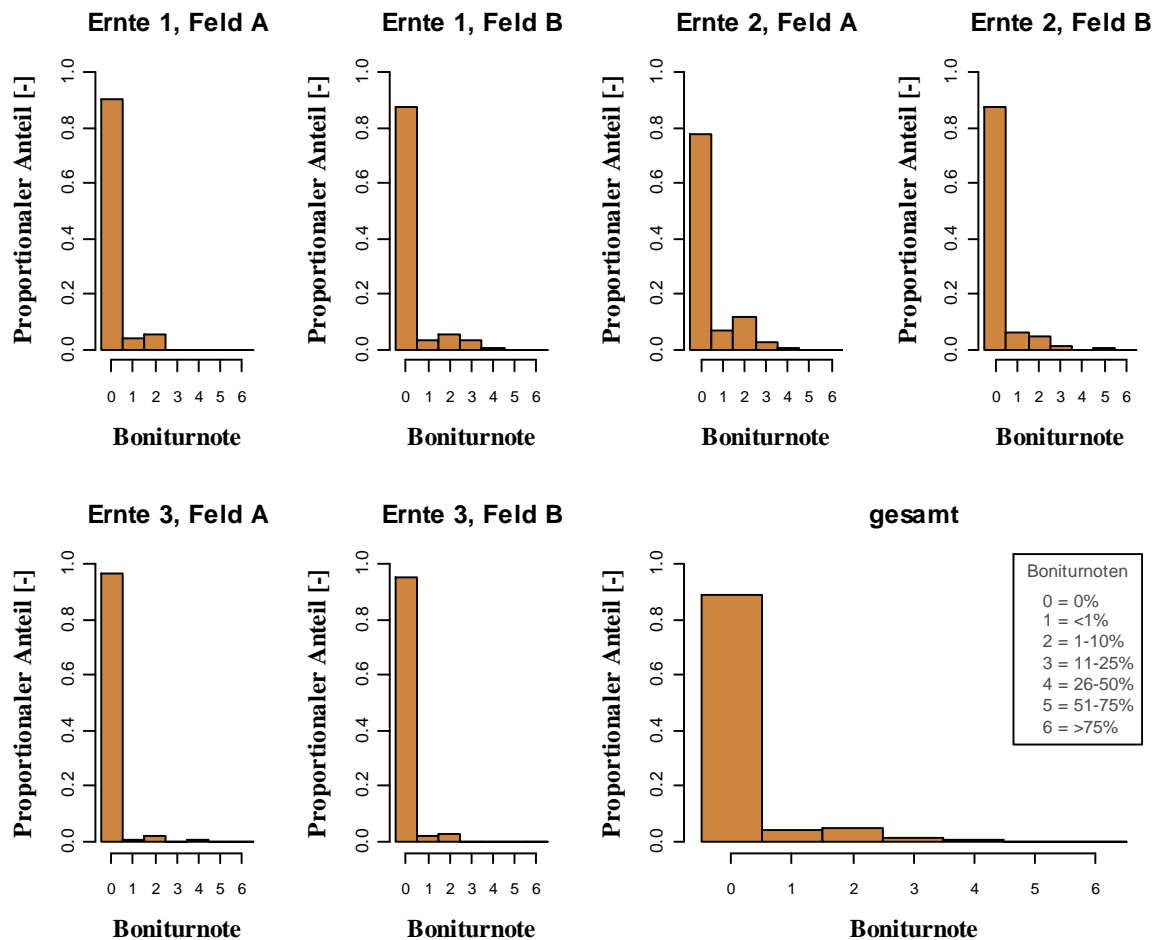


Abb. 5.37: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Verbräunung nach dem Transport des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).

5.2.2.3.2. Maschinelle Sortierung

Abbildung 5.38 zeigt die Symptomausprägung nach der maschinellen Sortierung für Schäden durch Glasigkeit je Ernte und Betrieb. Es trat nach der Sortierung bei beiden Betrieben signifikant mehr Glasigkeit auf im Vergleich zu den Bonituren nach dem Transport (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.17). Am meisten kamen Schädigungen bis maximal 10 % der Oberfläche vor (Boniturnote 2), die Anteile lagen hierbei zwischen 40 und 50 %. Sehr geringe Schäden (Boniturnote 1) waren im Mittel bei jeder dritten Spargelstange zu beobachten, Schäden bis maximal 25 % der Oberfläche zeigten sich bei jeder fünften Stange. Statistisch gesehen unterschied sich die Ware von Betrieb A und Betrieb B zum jeweils gleichen Erntezeitpunkt nicht signifikant voneinander mit Ausnahme von Ernte 2. Im Vergleich der jeweiligen Erntetermine konnten bei Betrieb A signifikante Veränderungen in der Boniturnotenverteilung festgestellt werden, wobei im Hinblick auf die Darstellung im Histogramm kaum Unterschiede auffallen. Für Spargel von Betrieb B wurden keine statistisch relevanten Abweichungen gefunden.

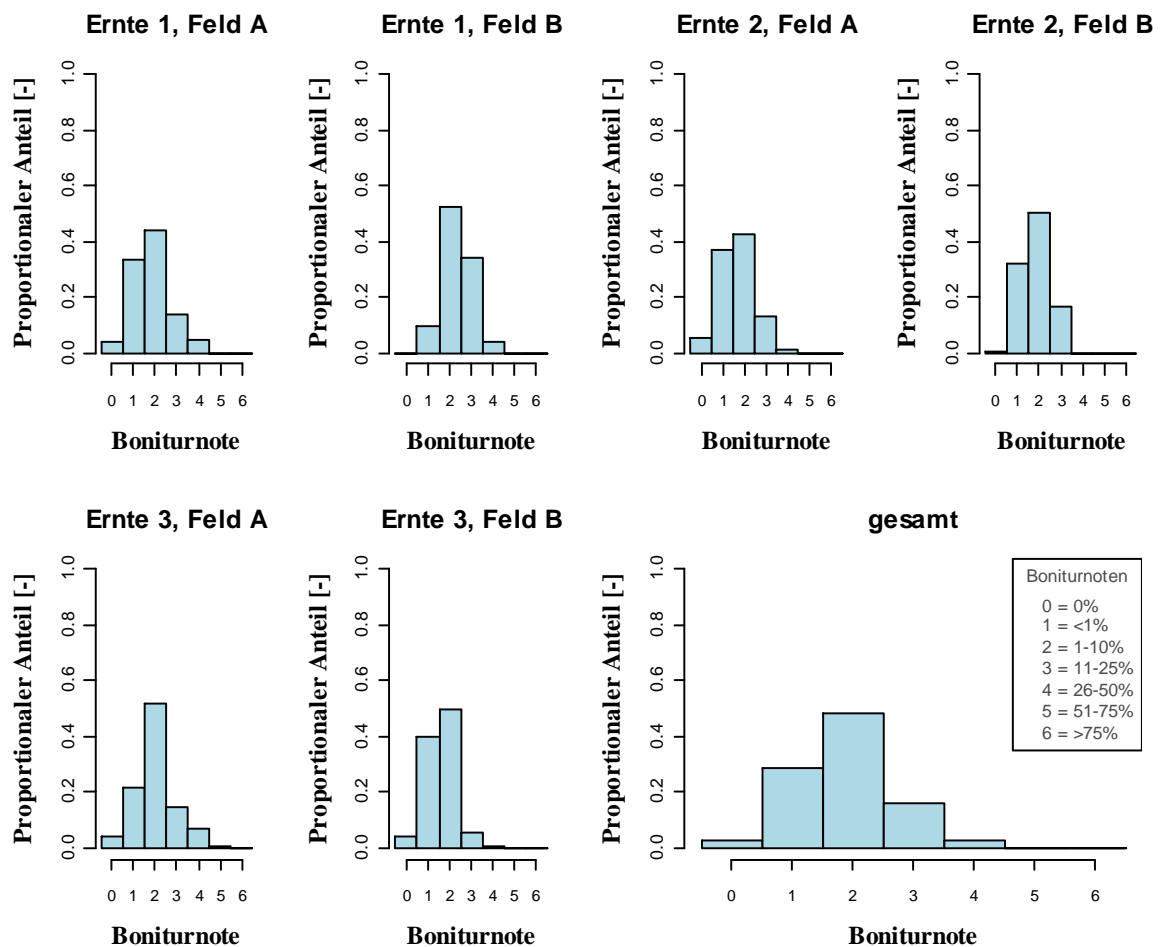


Abb. 5.38: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die jeweiligen Erntetermine und Felder (n=150) sowie kumuliert über alle Termine und Felder (n=900).

Zur Verdeutlichung der Schädigungen nach der Sortierung wurden exemplarisch ausgewählte Stangen mit dem Farbstoff Trypanblau angefärbt (Abb. 5.39a-d). Trypanblau dringt nur in verletztes Gewebe ein und macht es somit sichtbar. Abb. 5.39a zeigt Läsionen, in denen der Farbstoff noch nicht vollständig eingedrungen ist und neben der Blaufärbung das glasige Erscheinungsbild der Verletzung deutlich wird. In Abb. 5.39b werden gänzlich angefärbte Läsionen dargestellt. Anhand Abb. 5.39c-d wird deutlich, dass alle Abschnitte einer Spargelstange betroffen sein können und großflächige Verletzungen möglich sind.



Abb. 5.39: Spargel mit Glasigkeits-symptomen unterschiedlicher Ausprägung nach der maschinellen Sortierung angefärbt mit Trypanblau (a-d).

Nach der maschinellen Sortierung konnten keine Verbräunungssymptome beobachtet werden.

5.2.2.3.3. Sortenvergleiche

In Abbildung 5.40 wird die Boniturnotenverteilung für die Sorten ‚Gijnlim‘ (beide Betriebe), ‚Horlim‘ (Betrieb B) und ‚Ravel‘ (Betrieb A) nach der maschinellen Sortierung gepoolt über alle Erntetermine für das Symptom Glasigkeit dargestellt. Bei allen Sorten wurde ungefähr die Hälfte des Spargels mit Boniturnote 2 eingestuft, es traten Schäden bis maximal 10 % der Stangenoberfläche auf. Die Anteile von Boniturnote 1 und 3 variierten je nach Sorte: Ersteres hatte bei Gijnlim einen Anteil von ca. 30 %, bei Horlim 20 % und bei Ravel ca. 35 %. Schädigungen bis maximal 25 % der Oberfläche erreichten bei Gijnlim Anteile von fast 20 %, bei Horlim ca. 25 % und bei Ravel unter 10 %. Alle drei Varianten sind voneinander signifikant verschieden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.18). Im Vergleich zu Gijnlim traten

bei der Sorte Horlim signifikant mehr Symptome auf, Sorte Ravel zeigte signifikant weniger Schäden.

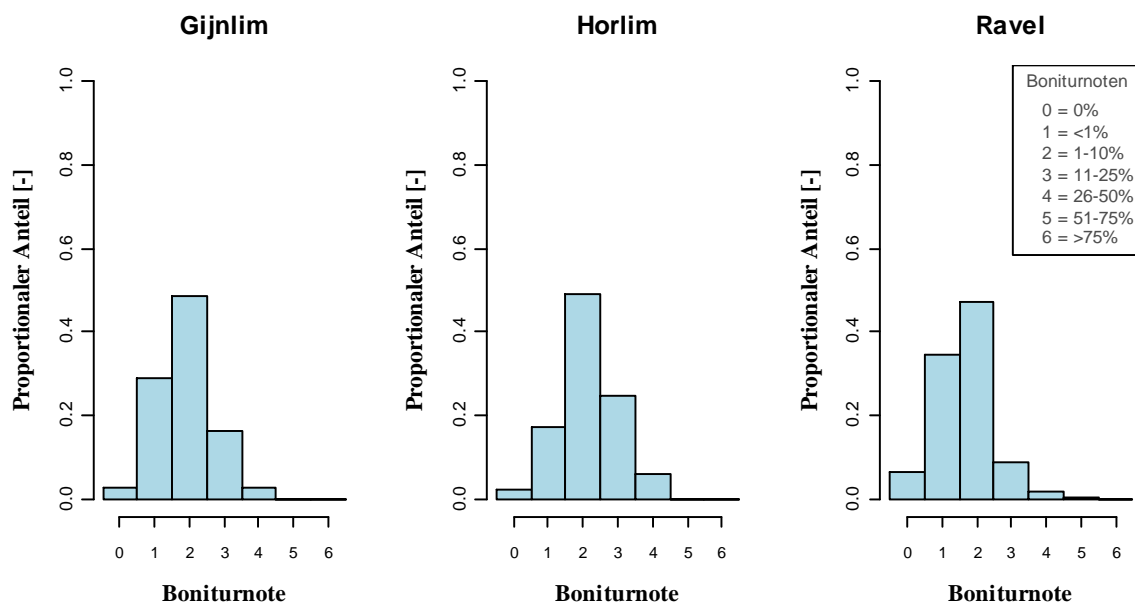


Abb. 5.40: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (Feld A und B, n=900), ‚Horlim‘ (Feld B, n=450) und ‚Ravel‘ (Feld A, n=450) kumuliert über alle Erntetermine.

Abbildung 5.41 zeigt die Symptomausprägung nach der maschinellen Sortierung für die Sorten ‚Gijnlim‘, ‚Mondeo‘, ‚Ravel‘, ‚Cumulus‘, ‚Darlise‘ und ‚Darbella‘. Unter allen Varianten konnten mit Ausnahme der Sorte Darbella kaum symptomlose Stangen beobachtet werden. Die Verteilungsniveaus der Sorten Gijnlim, Mondeo und Ravel ähneln sich, die größten Anteile (ca. 40 %) wurden bei Boniturnote 2 festgestellt. Weitere nennenswerte Anteile lagen bei Boniturnote 1 (ca. 30 %) und Boniturnote 3 (10 - 20 %). Im Vergleich dazu ist die Verteilung in den Histogrammen der anderen drei Sorten nach links verschoben, es traten weniger Symptome auf. Ein Großteil der Stangen (40 -50 %, Boniturnote 1) zeigte eine sehr geringe Symptomausprägung oder blieb symptomlos (Darbella, 60 %).

Statistisch betrachtet wies die Sorte Darbella im Vergleich zu Gijnlim, Mondeo und Ravel signifikant weniger Schädigungen auf (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.18). Alle anderen möglichen Vergleiche führen nicht zu signifikanten Unterschieden.

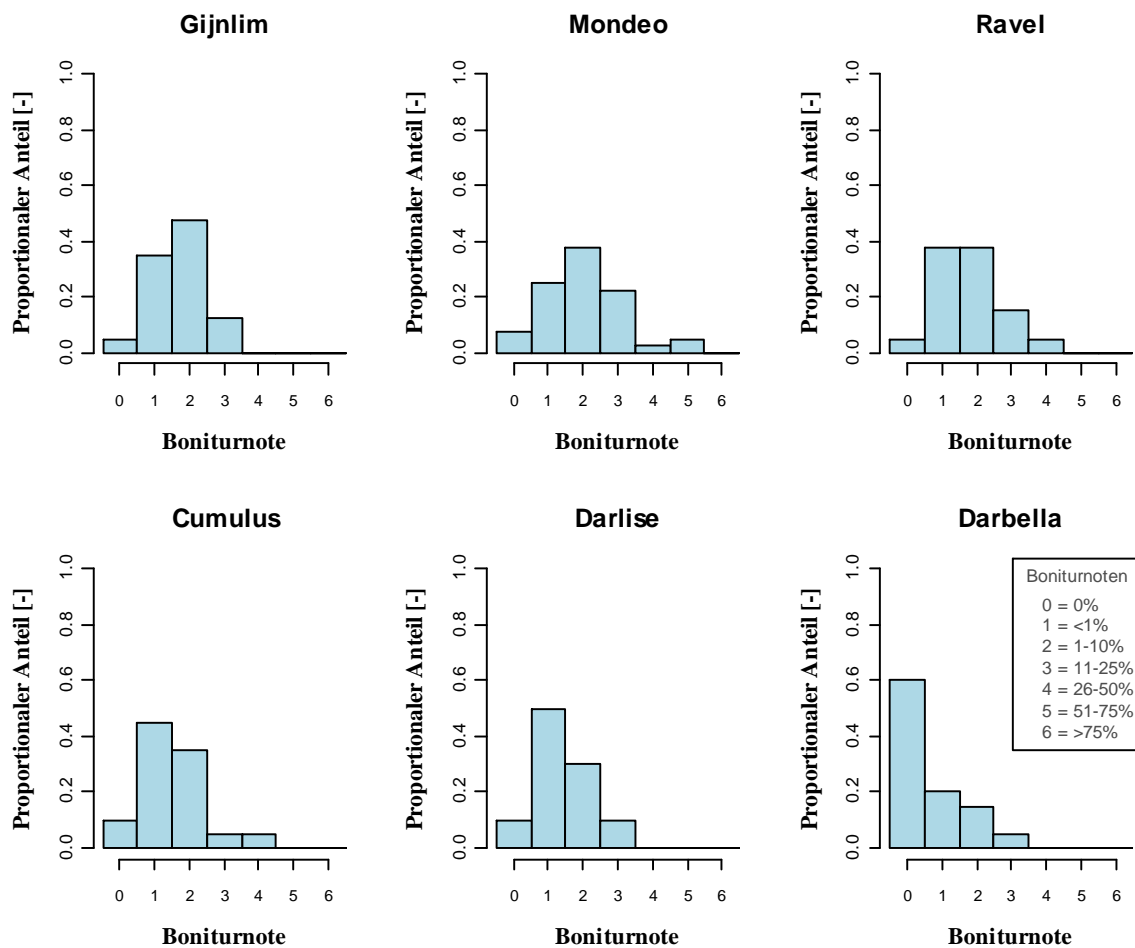


Abb. 5.41: Boniturnotenverteilung des Fuhrberger Sortenversuchs für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (n=40), ‚Mondeo‘ (n=40), ‚Ravel‘ (n=40), ‚Cumulus‘ (n=20), ‚Darlise‘ (n=20) und ‚Darbella‘ (n=20) kumuliert über alle Erntetermine.

Das Auftreten von Verbräunungssymptomen nach dem Transport für die Sorten Gijnlim, Horlim und Ravel wird in Abbildung 5.42 gezeigt. Gijnlim und Ravel wiesen über 80 % symptomlose Stangen auf, bei Horlim lag dieser Anteil bei ca. 70 %. In der weiteren Symptomausprägung wurden keine stärkeren Verbräunungen als maximal 25 % (Gijnlim) bzw. 50 % (Horlim, Ravel) festgestellt. Bei Gijnlim und Ravel lagen diese Anteile jeweils unter 10 % der gesamten Stichprobenmenge, Horlim zeigte für Boniturnote 1 und 2 Anteile über 10 %. Sämtliche Varianten unterscheiden sich signifikant voneinander, wobei Horlim und Ravel im Vergleich zu Gijnlim eine stärkere Symptomausprägung aufwiesen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.18).

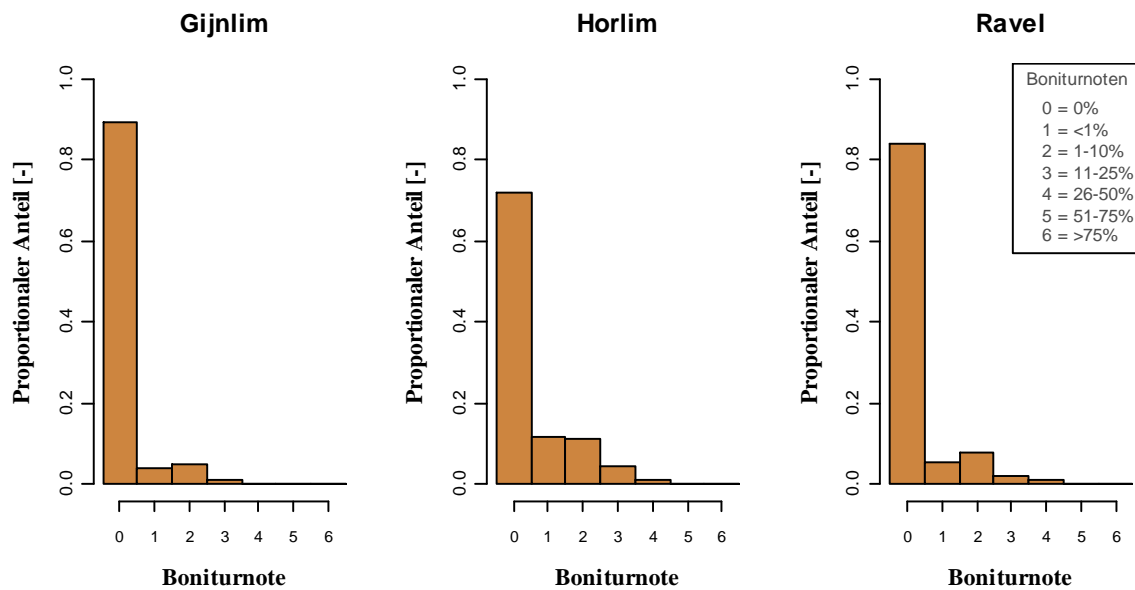


Abb. 5.42: Boniturnotenverteilung der Saison 2011 für das Symptom Verbräunung nach dem Transport des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (Feld A und B, n=900), ‚Horlim‘ (Feld B, n=450) und ‚Ravel‘ (Feld A, n=450) kumuliert über alle Erntetermine.

Die Boniturnotenverteilung für Verbräunungssymptome aus dem Fuhrberger Sortenversuch wird in Abbildung 5.43 dargestellt. Alle Sorten hatten vorwiegend keine Symptome, bei Gijnlim, Mondeo und Ravel konnte zu jeweils kleinen Anteilen der Boniturnoten eine schwache Ausprägung von Verbräunungen beobachtet werden. Sämtliche Varianten sind voneinander nicht signifikant verschieden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.18).

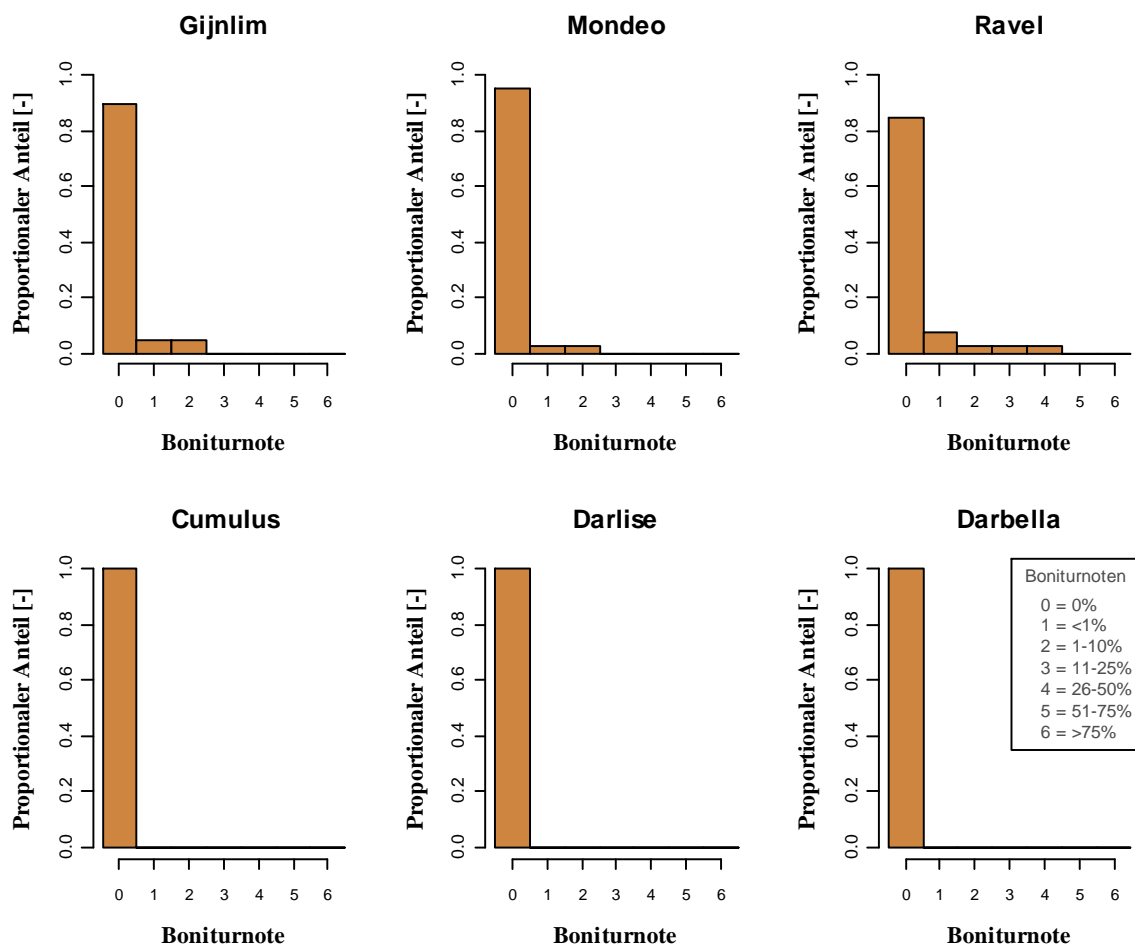


Abb. 5.43: Boniturnotenverteilung des Fuhrberger Sortenversuchs für das Symptom Verbräunung nach dem Transport des Spargels für die Sorten ‚Gijnlim‘ (n=40), ‚Mondeo‘ (n=40), ‚Ravel‘ (n=40), ‚Cumulus‘ (n=20), ‚Darlise‘ (n=20) und ‚Darbella‘ (n=20) kumuliert über alle Erntetermine.

5.2.2.3.4. Korrelationsanalyse

Das Auftreten von Glasigkeit und Verbräunung ist jeweils positiv korreliert mit dem Durchmesser der Spargelstangen (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.8).

5.2.3. Versuche zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit

Parallel zu den Untersuchungen des Einflusses der Prozesskette auf die Spargelqualität wurden 2010 Versuche durchgeführt, in denen mechanische Reize Glasigkeitssymptome hervorrufen sollten, die den Beobachtungen in der Praxis vergleichbar sind. Die einzelnen Behandlungen simulierten in stark vereinfachter Form Einflüsse, denen Spargel im Verarbeitungsprozess ausgesetzt war.

Abbildung 5.44 zeigt zusammengefasst die Ergebnisse zweier Versuche zur Erzeugung von Glasigkeit. Als Kontrolle wurden Feldstangen verwendet, d.h. Spargel der vor Ort am Feld den Stechkörben entnommen und bonitiert wurde. Hierbei blieb ca. 80 % der Stichproben symptomlos, die restlichen Stangen wiesen sehr geringe Symptomausprägungen auf. Im Vergleich dazu zeigte die 2-stündige Wässerungsvariante keinerlei Schädigungen, der

Unterschied ist nicht signifikant (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.19). Die halbstündige Behandlung mit Eiswasser führte zu einem leichten, jedoch signifikantem Anstieg der Symptome, der Anteil von Boniturnote 1 wuchs auf 60 %, ca. 20 % wurde mit Boniturnote 2 bonitiert. Als weiteres Prüfglied wurden Spargelstangen mehrmals über grobem Sandpapier gerollt, was ebenfalls zu einem leichten, signifikantem Anstieg der Symptome führte. Insgesamt blieb ca. 90 % des Spargels symptomlos oder zeigte nur sehr geringe Schäden (Boniturnote 0 und 1). Das Ausüben von Druck mit Hilfe einer Bürste führte zu einer signifikanten Erhöhung der Symptomausprägung, 70 % der Stangen wies Läsionen bis maximal 10 % der Oberfläche auf, ein Fünftel des Spargels hatte Läsionen bis maximal 25 % der Oberfläche. Mit Hilfe von feinkörnigem Sand und Rüttelbewegungen durch einen Schüttler wurde Reibungsdruck erzeugt. Die Stangen wurden der Behandlung 5 min ausgesetzt, im Anschluss erfolgte eine 1-stündige Wässerung. Jeweils 50 % des Spargels zeigte daraufhin Schädigungen bis maximal 10 % der Oberfläche (Boniturnote 2) bzw. sehr geringe Schäden (Boniturnote 1). Gegenüber der Kontrolle ist diese Veränderung signifikant. Als weitere Variante wurde jeweils eine Spargelstange für 10 s in ca. 30 cm Abstand der Länge nach mit Wasser bestrahlt und im Anschluss für 1 Stunde gewässert. Dies führte zu einer signifikanten Steigerung der Symptomausprägung. 40 % der Proben wurde mit Boniturnote 2 bewertet, jeweils 20 % zeigte Läsionen bis maximal 25 % bzw. bis maximal 50 % der Oberfläche, die restlichen Stangen wurden mit Boniturnote 5 oder 6 eingestuft. Die Kombination aus Druck mit Hilfe einer Bürste, anschließender Bestrahlung mit Wasser und abschließender 1-stündiger Wässerung führte zu signifikant stärkerer Symptomausprägung im Vergleich zur Kontrolle. Jeweils 40 % des Spargels wies Läsionen bis maximal 75 % der Oberfläche auf (Boniturnote 5) bzw. zeigte eine noch stärkere Ausprägung (Boniturnote 6).

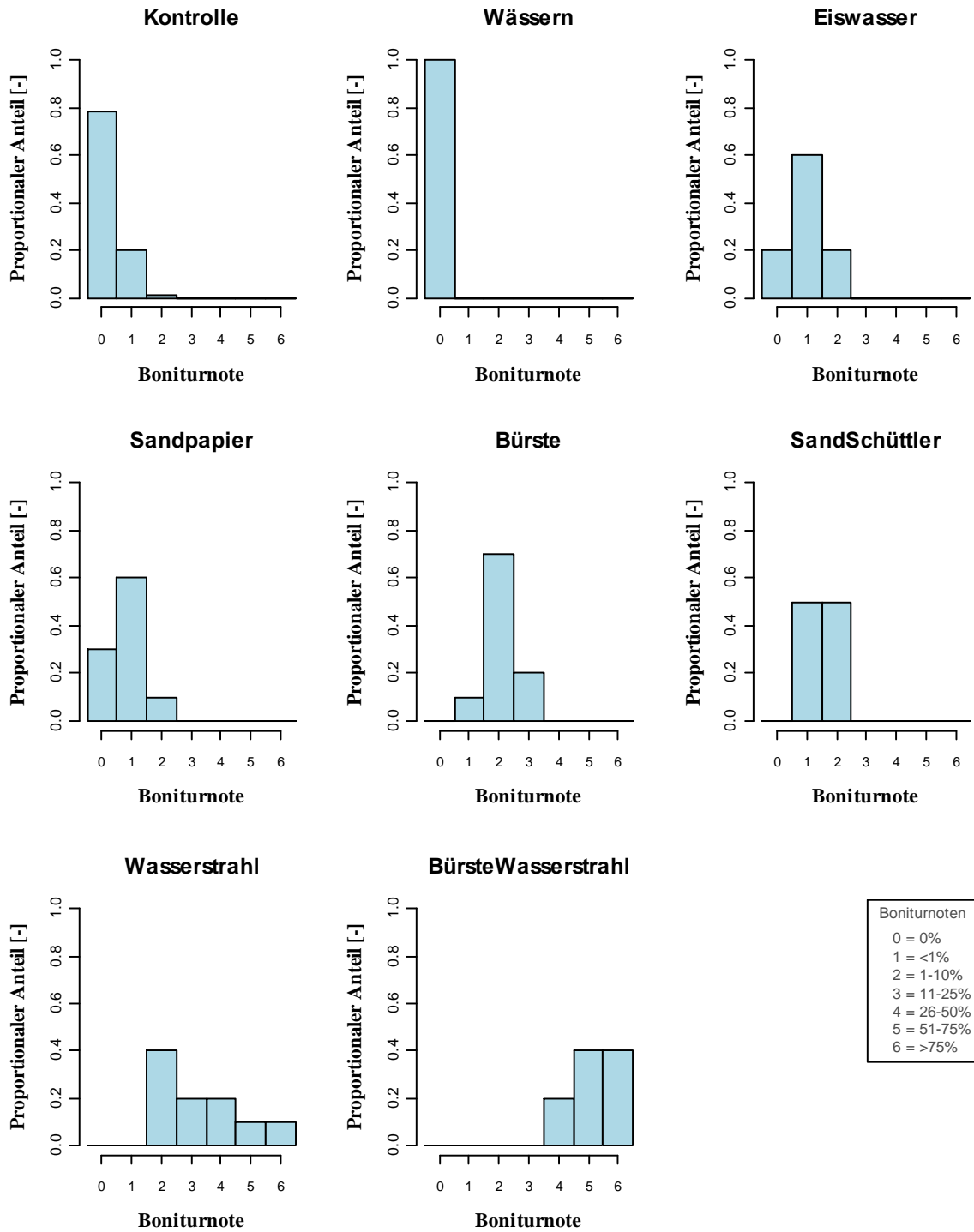


Abb. 5.44: Boniturnotenverteilung der einzelnen Prüfglieder zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit (n=80 (Kontrolle), n=10 (restliche Varianten)).

Abbildung 5.45 zeigt Spargel einzelner Varianten aus den Versuchen zur Erzeugung von Glasigkeit. Feldstangen (Kontrolle, 5.45a) zeigten kaum Glasigkeitssymptome. Stangen, die mit Wasser bestrahlt wurden, wiesen danach äußerlich deutliche Veränderungen im Gewebe auf. Es ist erkennbar, dass der längsseitig bestrahlte Spargel ebenso längsseitig glasige Flecken zeigte (5.45b, c), die klar zum unveränderten Nachbargewebe abgegrenzt sind (5.45c). Spargel, der für 5 min in einer Kiste mit feinkörnigem Sand geschüttelt wurde, wies punktuelle Reibungsverletzungen auf (5.45d, e). Die Kombination aus mechanischem Druck mit Hilfe einer Bürste und anschließender Bestrahlung mit Wasser bewirkte stark ausgeprägte Glasigkeitssymptome längs der Spargelstange (5.45f).

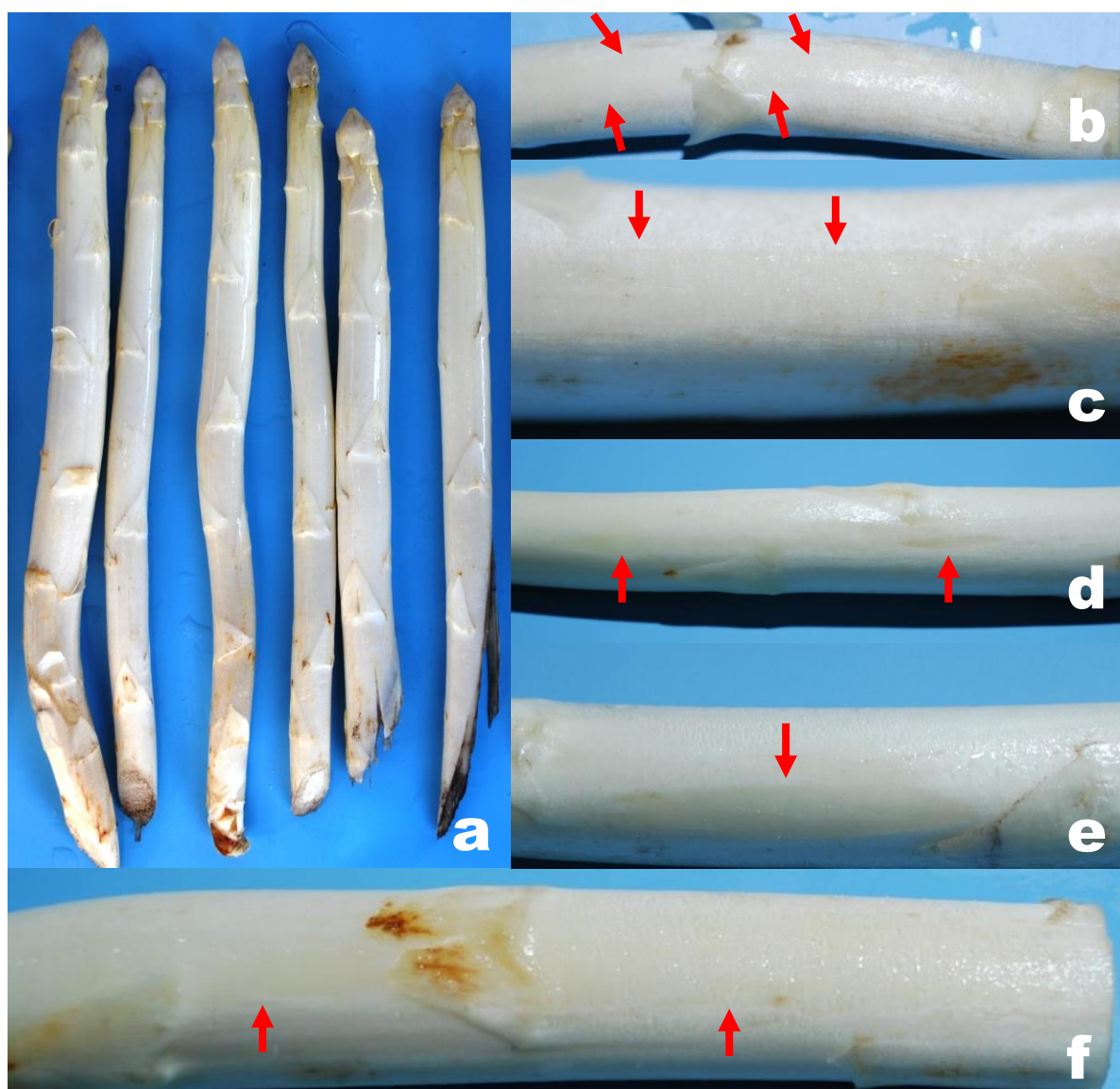


Abb. 5.45: Künstliche Erzeugung von Glasigkeit: Feldstangen ohne Glasigkeit (a), nach Bestrahlung mit Wasser (b, c), nach Reibung auf feinkörnigem Sand durch Schüttelbewegung für 5 min (d, e), nach Druckverletzung m. H. einer Bürste und anschließender Bestrahlung mit Wasser (f).

Ein Teil der behandelten Stangen aus den Versuchen zur Erzeugung von Glasigkeit wurde im Anschluss für 24 h bei Raumtemperatur gelagert (Abbildung 5.46a-c). Vormalig glasiges Gewebe entwickelte einen Farbumschlag, sodass sich Verbräunungen herausbildeten. 5.46a zeigt Spargel der 5 minütigen Schüttlerbehandlung. Es sind sowohl glasig-braune als auch ausgetrocknet erscheinende, hellbraune Flächen erkennbar. Die Kombination Bürste/Wasserstrahl zeigte flächige Braunverfärbungen (5.46b, c), die sich ausschließlich auf Gewebe beschränkten, das durch die Behandlung beeinträchtigt wurde. Dies wird an der klaren Abgrenzung zu weißem Spargelgewebe deutlich, erkennbar an den längsseitig verlaufenden Farbveränderungen (5.46b; vgl. zu 5.45f) und dem symptomlosem Unterschuppengewebe (5.46c). Abbildung 5.46d zeigt vergleichend dazu Spargel aus der Versuchssaison 2010, der entsprechend einer warmen Haushaltslagerung für 24 h bei Raumtemperatur aufbewahrt wurde. Eine Kühlung im Betrieb sowie Wässerung der Stangen fand nicht statt. Es ist festzustellen, dass die Spargelschale mit Verletzungen durchsetzt ist - erkennbar an eingedrücktem Gewebe. Die umliegende Fläche ist hellbraun verfärbt, vergleichbar zu den Beobachtungen bei künstlich erzeugter Glasigkeit.

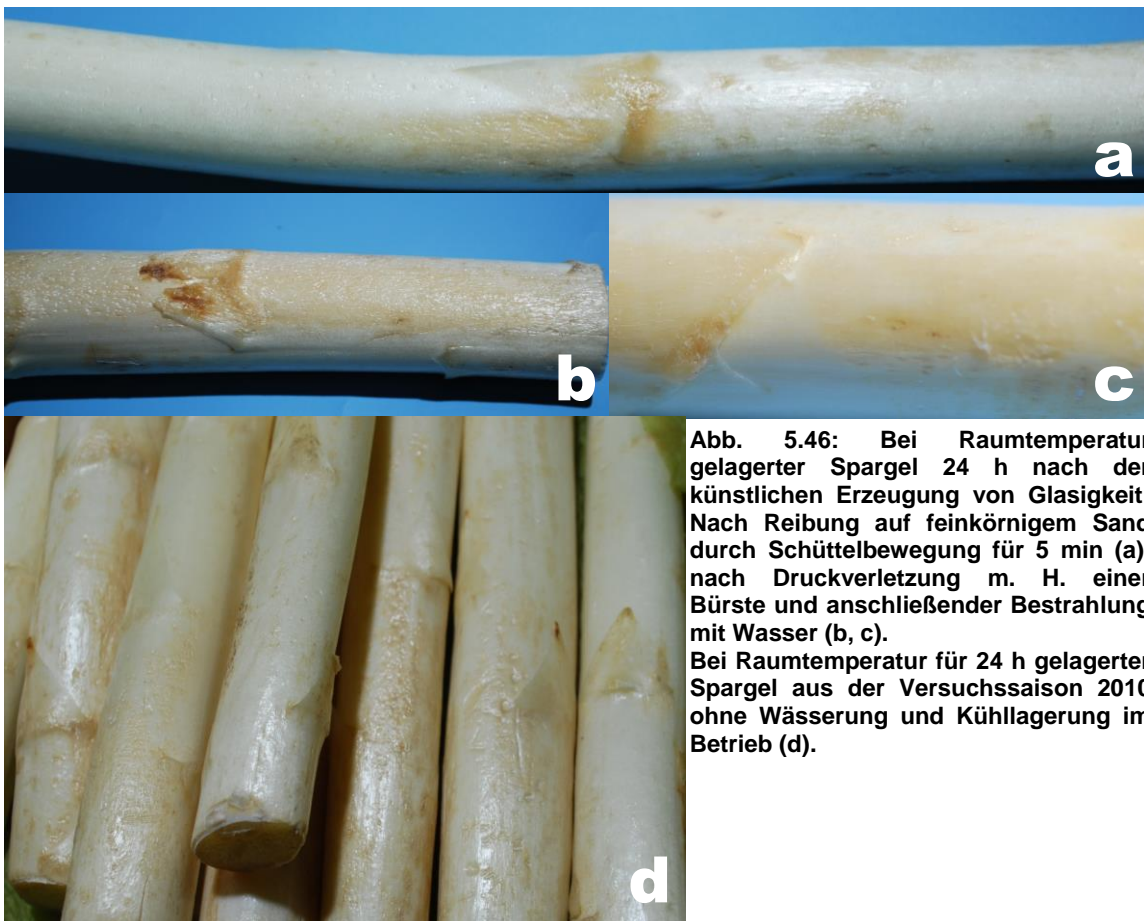


Abb. 5.46: Bei Raumtemperatur gelagerter Spargel 24 h nach der künstlichen Erzeugung von Glasigkeit: Nach Reibung auf feinkörnigem Sand durch Schüttelbewegung für 5 min (a), nach Druckverletzung m. H. einer Bürste und anschließender Bestrahlung mit Wasser (b, c). Bei Raumtemperatur für 24 h gelagerter Spargel aus der Versuchssaison 2010 ohne Wässerung und Kühlung im Betrieb (d).

5.3. Isolierung und Identifizierung von Pilzen aus Spargelgewebe

5.3.1. Pilzsequenzierung

Nachstehend werden die Ergebnisse der BLASTn-Suchanfragen dargestellt. Die zu Grunde liegenden Sequenzen (siehe Anhang: Pilzsequenzierung) stammten von Isolaten, die aufgrund ihrer morphologischen Eigenschaften oder der Häufigkeit ihres Vorkommens selektiert wurden. Für die Gesamtzusammensetzung (siehe Kap. 5.3.2.) in ihrem Anteil unbedeutende Pilze wurden nicht weiter spezifiziert.

Aus Tabelle 5.1 geht hervor, dass sich die Sequenz des gesuchten Isolats am stärksten mit der Sequenz des Pilzes *Cadophora luteo-olivacea* (JF327418.1; DI LENARDA und MARTINI, 2011) aus der Datenbank deckt. Es wird eine 78 prozentige Abdeckung der Sequenzen erreicht, wobei die während des Berechnungsverfahrens höchste prozentuale Übereinstimmung bei 99% liegt. Daraus resultiert ein Max-Wert von 1074, der Länge und Qualität der Übereinstimmung widerspiegelt.

Tab. 5.1: Ergebnisse der BLASTn-Suchanfrage geordnet nach Max-Identität für Isolat 09 des Jahres 2010.

Datenbank-Eintrag	Max-Wert [-]	Deckungsgleichheit	Max-Identität	Zugangsnr.
<i>Cadophora luteo-olivacea</i> isolate Cad6	1074	78%	99%	JF327418.1
<i>Cadophora luteo-olivacea</i> isolate PhiK3II	1074	78%	99%	FJ486274.1
<i>Cadophora</i> sp. 9232S2	1066	78%	99%	JQ796757.1
<i>Cadophora</i> sp. BEA-2010 isolate A3	1033	75%	99%	HM589224.1
<i>Cadophora</i> sp. BEA-2010 isolate A2	1029	75%	99%	HM589223.1
<i>Phomopsis quercella</i> strain E3	1062	79%	99%	AJ293878.1
Uncultured fungus clone 87_NA6_P32_C22	1066	80%	99%	KC965652.1
oat root associated euascomycete isolate 0006	1053	90%	95%	AJ246142.1
Uncultured soil fungus clone Mesq_D10	1101	95%	94%	EU490132.1
Uncultured Ascomycota clone LTSP_EUKA_P4O04	1068	95%	93%	FJ553907.1

Tabelle 5.2 zeigt die Datenbankeinträge für den Abgleich mit der Sequenz von Isolat 168 des Jahres 2010. Die höchste Abdeckung der Sequenzen (99%) resultierend in einen Max-Wert von 1578 wird bei den Pilzen *Humicola grisea* var. *grisea* bzw. *Trichocladium asperum* erreicht (AY706336.1, AY70634.1; HAMBLETON *et al.*, 2005).

Tab. 5.2: Ergebnisse der BLASTn-Suchanfrage geordnet nach Max-Identität für Isolat 168 des Jahres 2010.

Datenbank-Eintrag	Max-Wert [-]	Deckungsgleichheit	Max-Identität	Zugangsnr.
Uncultured fungus clone 13C31d-ITS1F4-55	996	62%	99%	HG328153.1
Uncultured soil fungus clone SK1	996	62%	99%	JQ666523.1
<i>Trichocladium</i> sp. 12NJ05	981	61%	99%	JX270451.1
Uncultured ectomycorrhizal fungus clone C2_DD9	961	60%	99%	JX042842.1
Uncultured fungus clone ITSE3_13	961	60%	99%	JF461166.1
<i>Trichocladium asperum</i> strain DAOM 232342	1578	99%	99%	AY706336.1
<i>Humicola grisea</i> var. <i>grisea</i> strain DAOM 232586	1578	99%	99%	AY706334.1
<i>Trichocladium</i> sp. 19VA02	977	61%	99%	JX270543.1
<i>Chaetomium</i> sp. 15003	1096	71%	98%	EU750691.1
<i>Thielavia</i> sp. B27	1334	96%	95%	EU620166.1

5.3.2. Multiplex-PCR mit spezifischen Primern

Basierend auf den Sequenzierergebnissen (siehe Kap. 5.3.1.) und den zu Grunde liegenden Sequenzen wurden Primer zur Amplifizierung von DNA der Pilze *Cadophora luteo-olivacea* und *Humicola grisea* var. *grisea* erstellt (siehe Kap. 4.2.2., Tab. 4.3). Nachstehend zeigt Abbildung 5.47 exemplarisch die elektrophoretisch aufgetrennten Amplifikate von 10 Isolaten aus dem Versuchsjahr 2011. Die Bande von *C. luteo-olivacea* (Laufbahn 2) als Positivkontrolle liegt bei einer Höhe von ca. 510 Basenpaaren, die Bande von *H. grisea* var. *grisea* (Laufbahn 3) etwas unterhalb bei ca. 480 Basenpaaren. Sämtliche Amplifikate der hier getesteten Isolate (Laufbahn 4-13) sind aufgrund der Ähnlichkeit ihrer Bandenhöhe der Bande auf Laufbahn 2 zuzuordnen und somit als *C. luteo-olivacea* zu identifizieren.

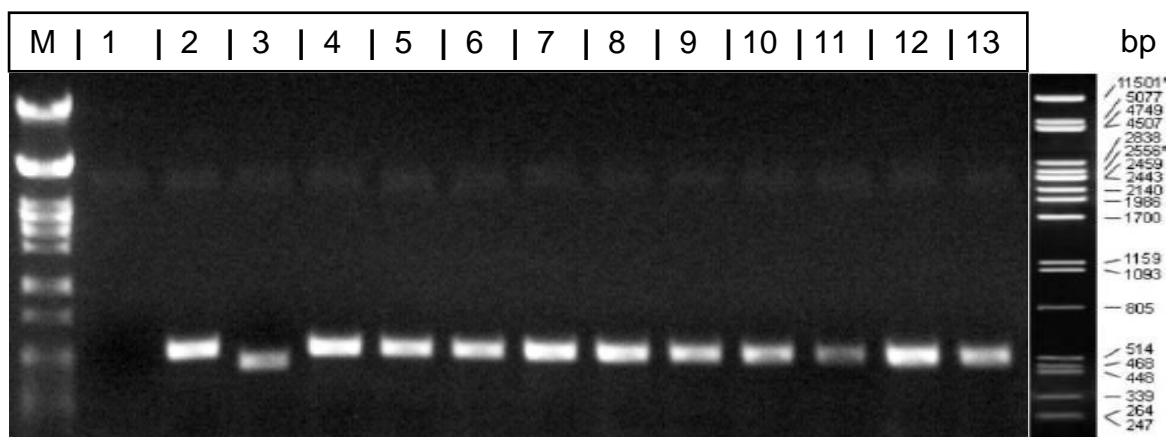


Abb. 5.47: Agarose-Gelelektrophorese von PCR-Amplifikaten der Primerkombination 2951/2952 und 3072/3073 (siehe Tab. 4.3). Laufbahn M enthält den DNA-Größenmarker Lambda/PstI, Laufbahn 1 enthält eine Negativkontrolle, Laufbahn 2 und 3 die amplifizierte DNA der jeweiligen Positivkontrollen der Primerpaare (2=2951/2952, 3=3072/3073), Laufbahn 4-13 die amplifizierte DNA von 10 Pilzisolaten des Jahres 2011. Rechts Darstellung der Bandenhöhe in Basenpaare (bp).

In Tabelle 5.3 werden die Ergebnisse der morphologischen und molekularen Bestimmung isolierter Pilze aus den Jahren 2009-2011 zusammengefasst. Die gezeigten Zahlen stellen lediglich einen Ausschnitt des zu dem jeweiligen Zeitpunkt an der jeweiligen Spargelprobe und den gegebenen äußeren Bedingungen vorkommenden Pilzspektrums dar. Es wurde kein Monitoring durchgeführt.

Im Versuchsjahr 2009 wurde Spargel aus der Prozesskette mit jeglichen Braunverfärbungen beprobt, woraus sich die gezeigte Zusammensetzung an Isolaten ergibt. Ein wesentlicher Anteil entfällt auf Pilze der Gattung *Penicillium*, aus annähernd 50 % aller Spargelstangen konnten dementsprechend Pilze isoliert werden. Als zweitgrößte Gruppe mit einem Anteil von 23 % wurde der Pilz *C. luteo-olivacea* isoliert. Als ‚andere‘ kategorisierte Pilze sind in den Einzelfällen zu unbedeutend. Hierunter entfallen Pilze der Gattungen *Fusarium*, *Coniothyrium*, *Cladosporium* oder *Aureobasidium*. Aufgrund von Mehrfachisolierungen je Spargelstange ist unter allen Isolaten ein Gesamtwert über 100 % möglich.

C. luteo-olivacea wurde in der Spargelsaison 2010 aus 88 % aller beprobten Spargelstangen isoliert, die Häufigkeiten bezogen auf den Standort unterscheiden sich kaum. Aus 37 % aller Spargelstangen wurden Pilze der Gattung *Fusarium* isoliert, wobei Spargel von Standort B im Vergleich zu Standort A etwas höhere Isolationshäufigkeiten (45 zu 32 %) aufweist. Von einem Drittel aller Spargelstangen wurden Pilze der Gattung *Penicillium* isoliert mit einem deutlichen Übergewicht von Stangen des Standortes B im Vergleich zu Standort A (55 zu 11 %). Andere isolierte Pilzgattungen dieses Versuchsjahres (49 % aller Spargelstangen) sind u. a. *Mucor*, *Cylindrocarpon* oder *Trichosporon*. Der Pilz *Humicola grisea* var. *grisea* wurde einmal isoliert.

In der Versuchssaison 2011 konnte *C. luteo-olivacea* insgesamt von 65 % aller beprobten Spargelstangen isoliert werden, wobei die Häufigkeiten bezüglich des Standorts identisch sind. Pilze der Gattung *Fusarium* wurden aus 83 % aller Spargelstangen isoliert mit höheren Anteilen von Feld B im Vergleich zu Feld A (89 % zu 76 %). Von 72 % der beprobten Spargelstangen wurden Isolate der Gattung *Penicillium* erstellt ohne nennenswerte Unterschiede hinsichtlich der Herkunft (74 % Standort A, 70 % Standort B). Pilze der Gattung *Rhizoctonia* wurden von 13 % der Stangen isoliert bei einem deutlichen Mehranteil von Standort A (24 %) gegenüber Standort B (3 %). Der Anteil anderer Pilzgattungen ist mit 52 % und in seiner Zusammensetzung (*Mucor* sp., *Cylindrocarpon* sp., u.a.) vergleichbar zum Vorjahr, wobei auch hier die einzelnen Isolierungshäufigkeiten im Gesamtbild unbedeutend sind.

Tab. 5.3: Isolierte Pilze und deren prozentuale Isolierungshäufigkeit unter allen Spargelstangen für das Jahr 2009 (Probenahme: 04.05. - 16.06.09; n=690), 2010 (Probenahme: 30.04. - 29.05.2010; gesamt: n=57, Feld A: n=28, Feld B: n=29) sowie 2011 (Probenahme: 26.04. - 21.06.2011; gesamt: n=71, Feld A: n=34, Feld B: n=37).

2009	2010	2011			
Pilz	Anteil [%]	Pilz	Anteil [%]	Pilz	Anteil [%]
<i>C. luteo-olivacea</i>	23	<i>C. luteo-olivacea</i>	gesamt	<i>C. luteo-olivacea</i>	gesamt
			88		65
<i>Penicillium</i> sp.	49		Feld A		Feld A
			86		65
andere	28		Feld B		Feld B
			90		65
		<i>Fusarium</i> sp.	gesamt	<i>Fusarium</i> sp.	gesamt
			37		83
			Feld A		Feld A
			32		76
			Feld B		Feld B
			45		89
		<i>Penicillium</i> sp.	gesamt	<i>Penicillium</i> sp.	gesamt
			33		72
			Feld A		Feld A
			11		74
			Feld B		Feld B
			55		70
		<i>H. grisea</i> var.	gesamt	<i>Rhizoctonia</i> sp.	gesamt
		<i>grisea</i>	2		13
		andere	gesamt		Feld A
			49		24
			Feld A		Feld B
			57		3
			Feld B	andere	gesamt
			41		52
					Feld A
					59
					Feld B
					46

5.3.3. Phylogenetische Einordnung

Abbildung 5.48 zeigt die phylogenetische Einordnung von *Cadophora luteo-olivacea*, *Humicola grisea* var. *grisea* und *Fusarium oxysporum*. Der Stammbaum basiert auf den Gruppierungen der Gattung *Cadophora* durch HARRINGTON und MCNEW (2003) und der Gattung *Leohumicola* durch HAMBLETON *et al.* (2005).

Innerhalb der Gattung *Cadophora* clusterten die Sequenzen (siehe Anhang: Pilzsequenzierung) der beiden *C. luteo-olivacea*-Isolate (IPP-Asp Isolat 09 -und 12_2010) mit Ausnahme von *C. finlandia* mit allen anderen hier untersuchten *Cadophora*-Arten. Weitere Cluster werden durch die Gattungen *Phialocephala* und *Leohumicola* repräsentiert. Das sequenzierte Isolat (IPP-Asp Isolat 168_2010) von *H. grisea* var. *grisea* ist zu 100% deckungsgleich mit den Sequenzen der Vergleichsisolate. Die ITS-Sequenz von *Fusarium oxysporum* (IPP-Asp F.oxy01) unterscheidet sich von den Sequenzen der Ordnung Helotiales deutlich, sie gruppiert nicht mit den anderen Taxa.

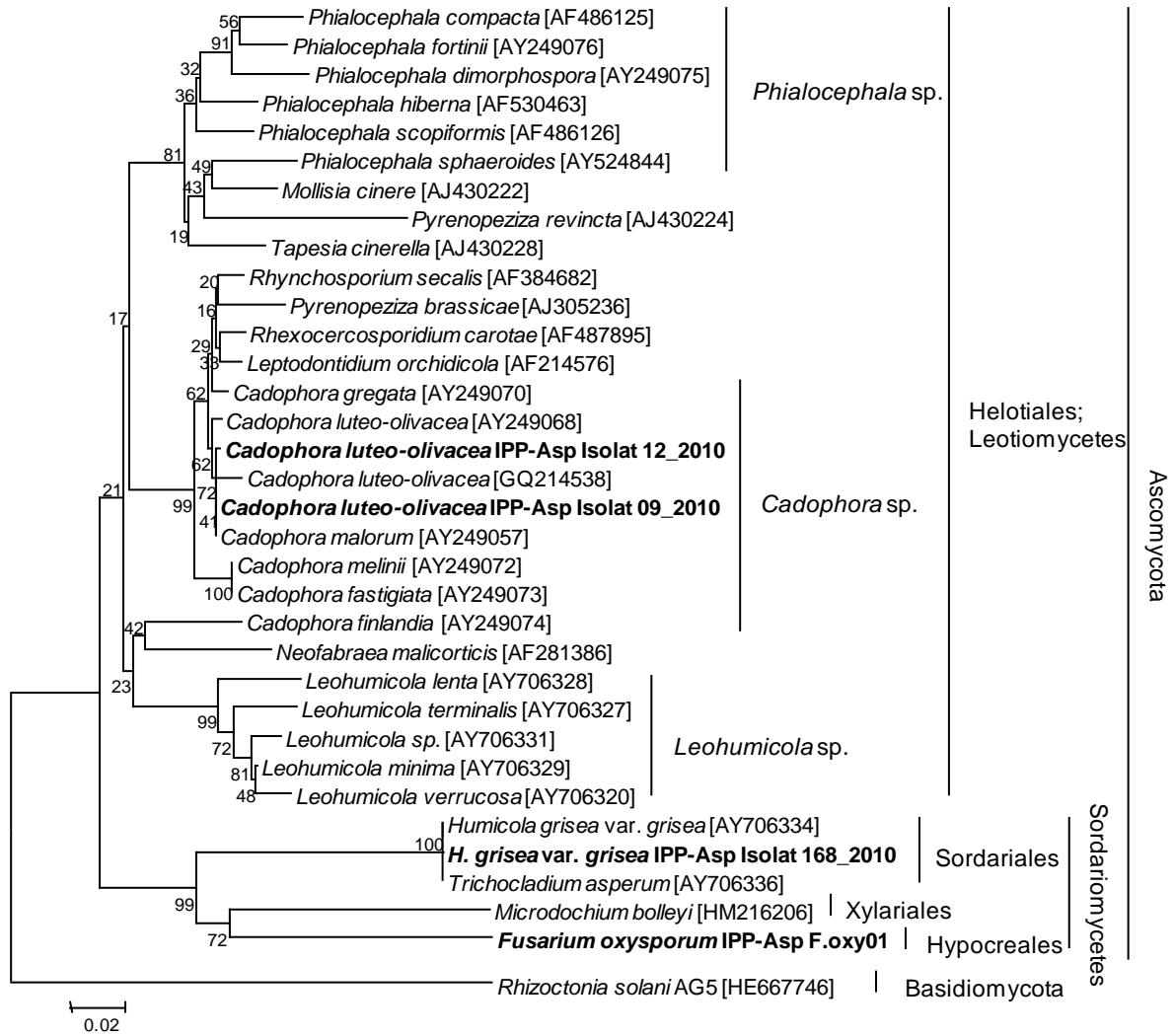


Abb. 5.48: Phylogenetische Einordnung von *Cadophora luteo-olivacea*, *Humicola grisea* var. *grisea* und *Fusarium oxysporum* (fettgedruckt) basierend auf den rRNA-kodierenden Genen (18S, 5.8S und 28S) einer rDNA-Transkriptionseinheit sowie deren nichtkodierenden ITS-Abschnitten (ITS1 und ITS2) mittels Neighbor-Joining-Verfahrens (SAITOU und NEI, 1987). Gezeigt wird der optimale Stammbaum mit einer summierten Astlänge von 1,2366. Der Prozentsatz an Wiederholungen (n=1000) bei denen zugehörige Äste in einem Bootstrap-Test clusterten (FELSENSTEIN, 1985) wird neben den jeweiligen Ästen dargestellt. Der Stammbaum ist maßstabsgerecht abgebildet, die evolutionären Abstände wurden mittels Maximum Composite Likelihood-Verfahrens (TAMURA et al., 2004) berechnet und werden als Basenaustauscher pro Position angegeben. Die Analyse beinhaltete 34 Nukleotidsequenzen. Alle Bereiche, die Lücken enthielten, wurden entfernt. Zugangsnummern der DNA-Sequenzen sind für das jeweilige Taxon angegeben. *Rhizoctonia solani* wurde als outgroup verwendet.

5.4. Pathogenitätstests

In zwei Versuchen (Februar-März 2012 und Juni-Juli 2012) wurde einige der von berostetem Spargelgewebe isolierten Pilze an Spargelsämlingen *in vitro* auf ihre Schadwirkung überprüft. Hierfür erfolgten versuchsbegleitend einerseits makroskopische, nichtdestruktive Bonituren der Pflanzen und andererseits Mikroskopien des betreffenden Gewebes zur Verifizierung der Ergebnisse auf Zellebene. Es sollten der Berostung ähnliche Braunverfärbungen auftreten.

5.4.1. Makroskopische Untersuchungen

5.4.1.1. Versuch 1: Februar-März 2012

Abbildung 5.49 zeigt die Boniturergebnisse für die Symptomentwicklung an den Wurzeln von Spargelsämlingen. Die Kontrollvariante wurde mit dest. Wasser behandelt, *Fusarium oxysporum* (siehe Kap. 4.3., Tab. 4.6) fungierte als Positivkontrolle. Darüber hinaus wurden zwei Isolate von *Cadophora luteo-olivacea* auf ihre Pathogenität getestet. Zur Bewertung des jeweiligen Einflusses auf die Pflanze erfolgte eine Einteilung der beobachteten Braunverfärbungen (Berostung) in 5 Schadensklassen: 0 = symptomlos, 1 = Verfärbungen unter 10 % der Wurzeloberfläche, 2 = Verfärbungen zwischen 10 - und 25 % der Oberfläche, 3 = 25 - 50 % und 4 = mehr als 50 % der Wurzel wies Verfärbungen auf.

Die Kontrollvariante zeigte über den gesamten Versuchszeitraum keine Symptome. Ungefähr 70 % der Pflanzen, die mit *Fusarium* inokuliert wurden, wiesen nach 14 Tagen Berostungen auf, die weniger als 10 % der Oberfläche betrafen. Dieser Wert steigerte sich im Folgenden auf ca. 90 % der Pflanzen. Diese Entwicklung war jedoch nicht signifikant (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.20). Beide *Cadophora*-Isolate riefen nach 14 Tagen bei fast allen Pflanzen Schädigungen an den Wurzeln hervor, die mit Boniturnote 1 bewertet wurden. Im weiteren Verlauf verstärkten sich die Verfärbungen signifikant, bei Versuchsende wiesen bei beiden Varianten über die Hälfte der Pflanzen Schädigungen von mehr 25 % der Wurzeloberfläche auf. Sämtliche Varianten unterschieden sich signifikant von der Kontrolle. Die *Cadophora*-Isolate führten bei Versuchsende zu signifikant stärker geschädigten Wurzeln im Vergleich zu *Fusarium*, wobei kein Unterschied zueinander bestand.

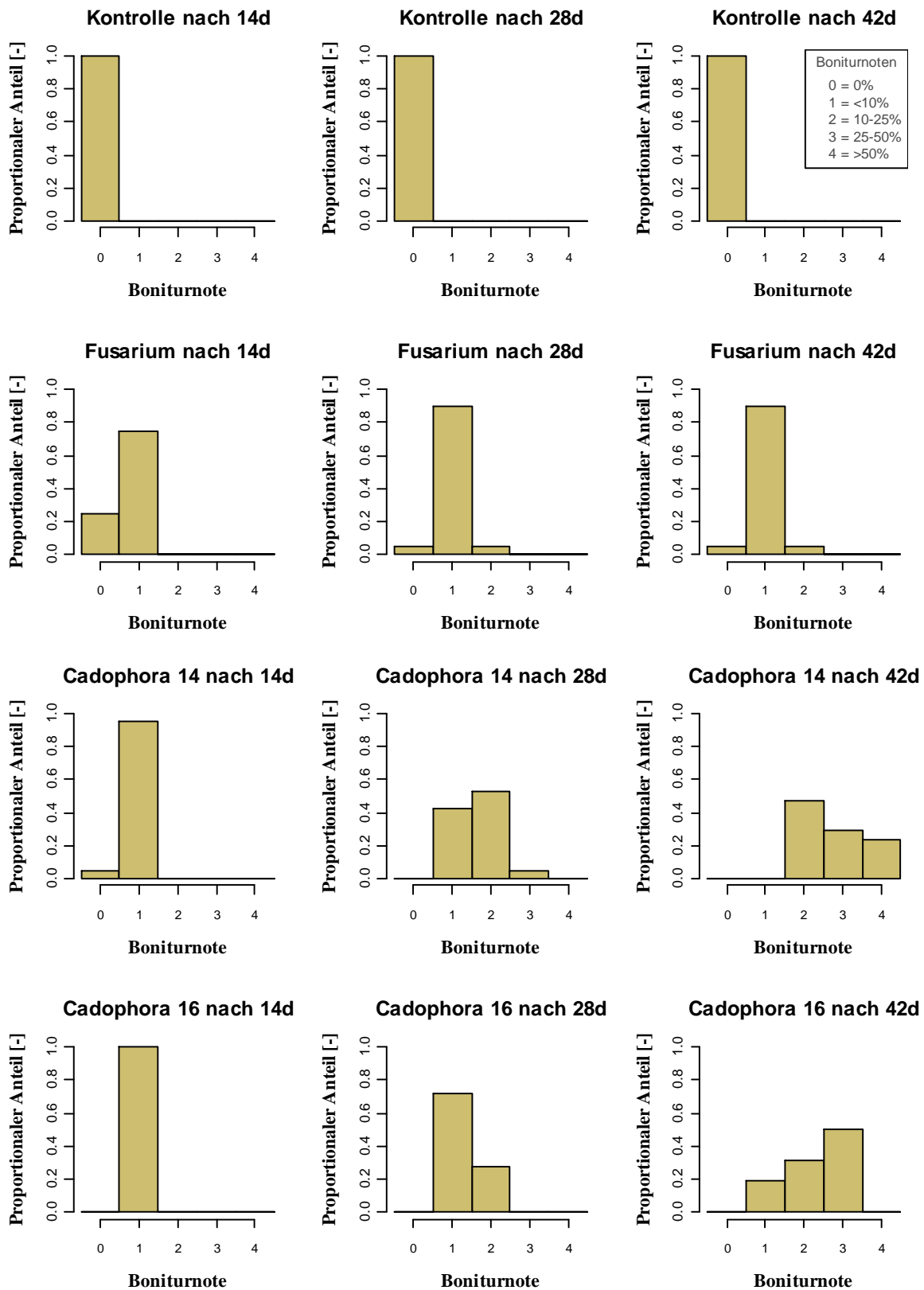


Abb. 5.49: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelwurzeln 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = *A. dest.*, Fusarium = *Fusarium oxysporum* Isolat Fu155, Cadophora 14 = *Cadophora luteo-olivacea* Isolat 14_2010, Cadophora 16 = *C. luteo-olivacea* Isolat 16_2010, n=24 (14d), n=20 (28d), n=16 (42d).

In Abbildung 5.50 werden, analog zu den Befunden an den Wurzeln, die Ergebnisse für die Symptomentwicklung an den Sprossen von Spargelsämlingen dargestellt. Die Kontrolle blieb über den gesamten Versuchszeitraum symptomfrei. Nach 14 Tagen zeigten 70 % der mit *Fusarium* behandelten Pflanzen keine Symptome, der Rest wurde mit Boniturnote 1 bewertet. Der Anteil symptomloser Pflanzen bei den *Cadophora*-Varianten war im Vergleich dazu mit ca. 85 % etwas höher, jedoch unterschied sich keine der behandelten Varianten zu diesem Zeitpunkt signifikant gegenüber der Kontrolle (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.21). Im weiteren Verlauf nahm der Anteil Pflanzen signifikant zu, der der Berostung ähnliche Schädigungen zeigte. Nach 42 Tagen konnten bei ca. 40 % der mit *Fusarium* behandelten Spargelsämlinge Verfärbungen zwischen 10 - 25 % der Sprossoberfläche beobachtet werden (bewertet wurden jeweils die unteren 2 cm des Sprosses), weitere 40 % der Pflanzen zeigte Schädigungen darüber hinausgehend. In der Gesamtbetrachtung verursachte das *Cadophora*-Isolat 16 ähnliche Werte, *Cadophora*-Isolat 14 rief bei 80 % der Pflanzen Verfärbungen von 25 % der Oberfläche oder mehr hervor (Boniturnoten 3 und 4). Zwischen *Fusarium*- und *Cadophora*-Varianten konnten jedoch keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. Im Vergleich zur Kontrolle waren bei Versuchsende alle Behandlungen signifikant verschieden.

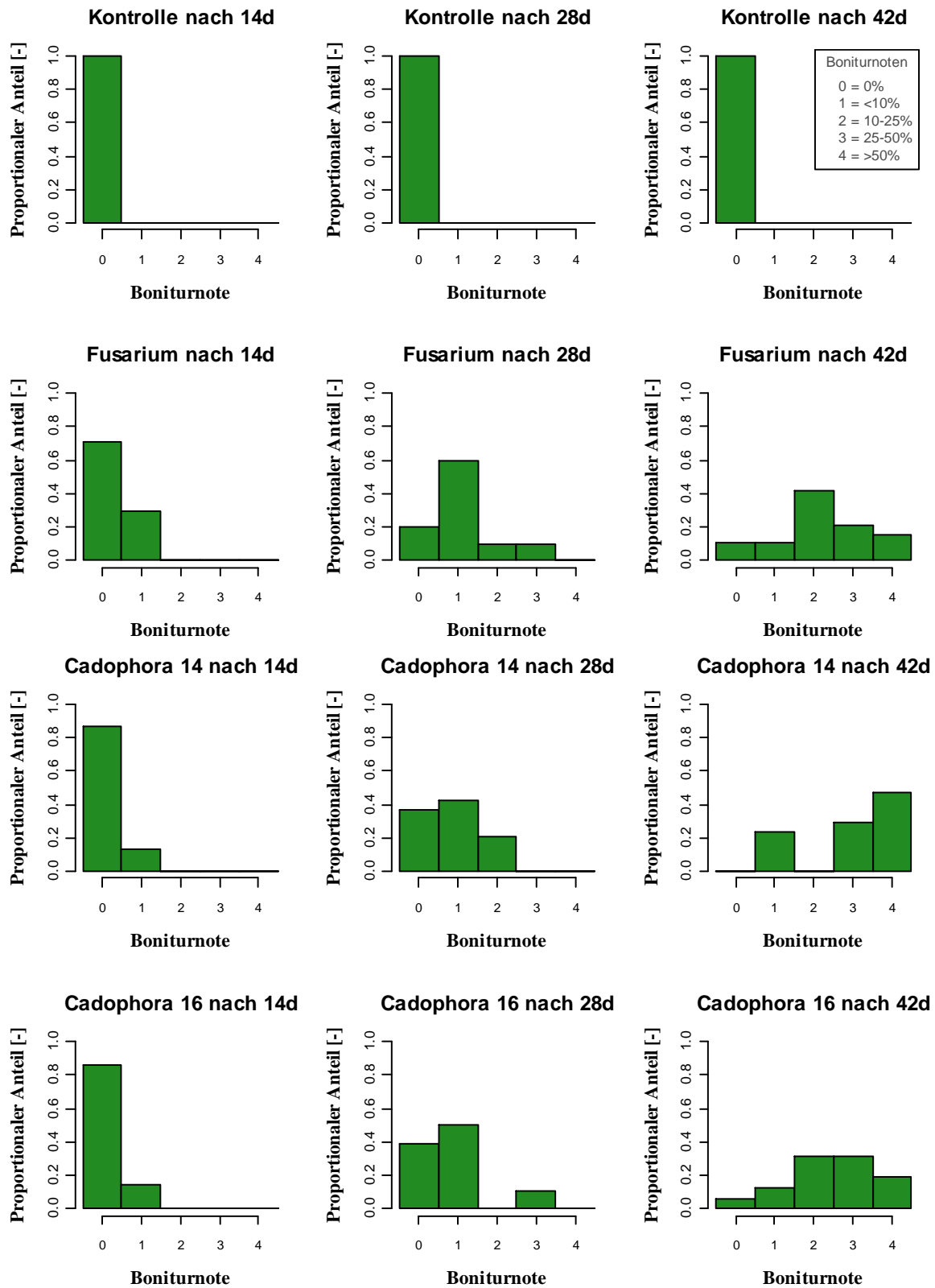


Abb. 5.50: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelssprossen 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = A. dest., Fusarium = *Fusarium oxysporum* Isolat Fu155, Cadophora 14 = *Cadophora luteo-olivacea* Isolat 14_2010, Cadophora 16 = *C. luteo-olivacea* Isolat 16_2010, n=24 (14d), n=20 (28d), n=16 (42d).

5.4.1.2. Versuch 2: Juni-Juli 2012

Im zweiten Pathogenitätstest zur Untersuchung des Einflusses von Pilzisolaten auf die Entwicklung von Braunverfärbungen wurden neben den Varianten Kontrolle und *Fusarium* zwei weitere *Cadophora luteo-olivacea* - Isolate und ein *Rhizoctonia solani* - Isolat getestet. Abbildung 5.51 zeigt den Symptomverlauf an Spargelwurzeln. Sowohl die Kontrolle als auch die *Rhizoctonia*-Variante blieben über den gesamten Versuchszeitraum symptomlos. An Wurzeln, die mit *Fusarium* inokuliert wurden, konnten nach 14 Tagen bei nahezu allen Wiederholungen Schädigungen bis maximal 10 % der Oberfläche (Boniturnote 1) festgestellt werden. Im weiteren Verlauf stieg der Anteil stärker betroffenen Gewebes leicht, nach 42 Tagen zeigten ca. 30 % der Pflanzen Verfärbungen an den Wurzeln, die mehr als die Hälfte der Gesamtoberfläche einnahmen (Boniturnote 4). Dieser Zuwachs war jedoch nicht signifikant (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.22). Nach 14 Tagen lag bei den *Cadophora* - Isolaten der Anteil verfärbter Wurzeln auf einem ähnlichen Niveau wie die *Fusarium*-Variante. Im Gegensatz dazu fand im weiteren Versuchsverlauf eine stärkere Symptomentwicklung statt. Bei Versuchsende wiesen bei über 60 % der mit Isolat Cad 13 inokulierten Pflanzen Schädigungen an den Wurzeln zwischen 10 - 25 % der Oberfläche auf (Boniturnote 2). Isolat Cad 15 rief außerdem zum vergleichbaren Zeitpunkt bei ca. 30 % der Wiederholungen Verfärbungen über 50 % der Wurzeloberfläche hervor. Diese Steigerung im Vergleich zur Bonitur nach 14 Tagen verlief signifikant. Zu allen Boniturzeitpunkten unterschieden sich zudem die *Fusarium*- und *Cadophora*-Varianten signifikant von der Kontrolle, untereinander jedoch nicht.

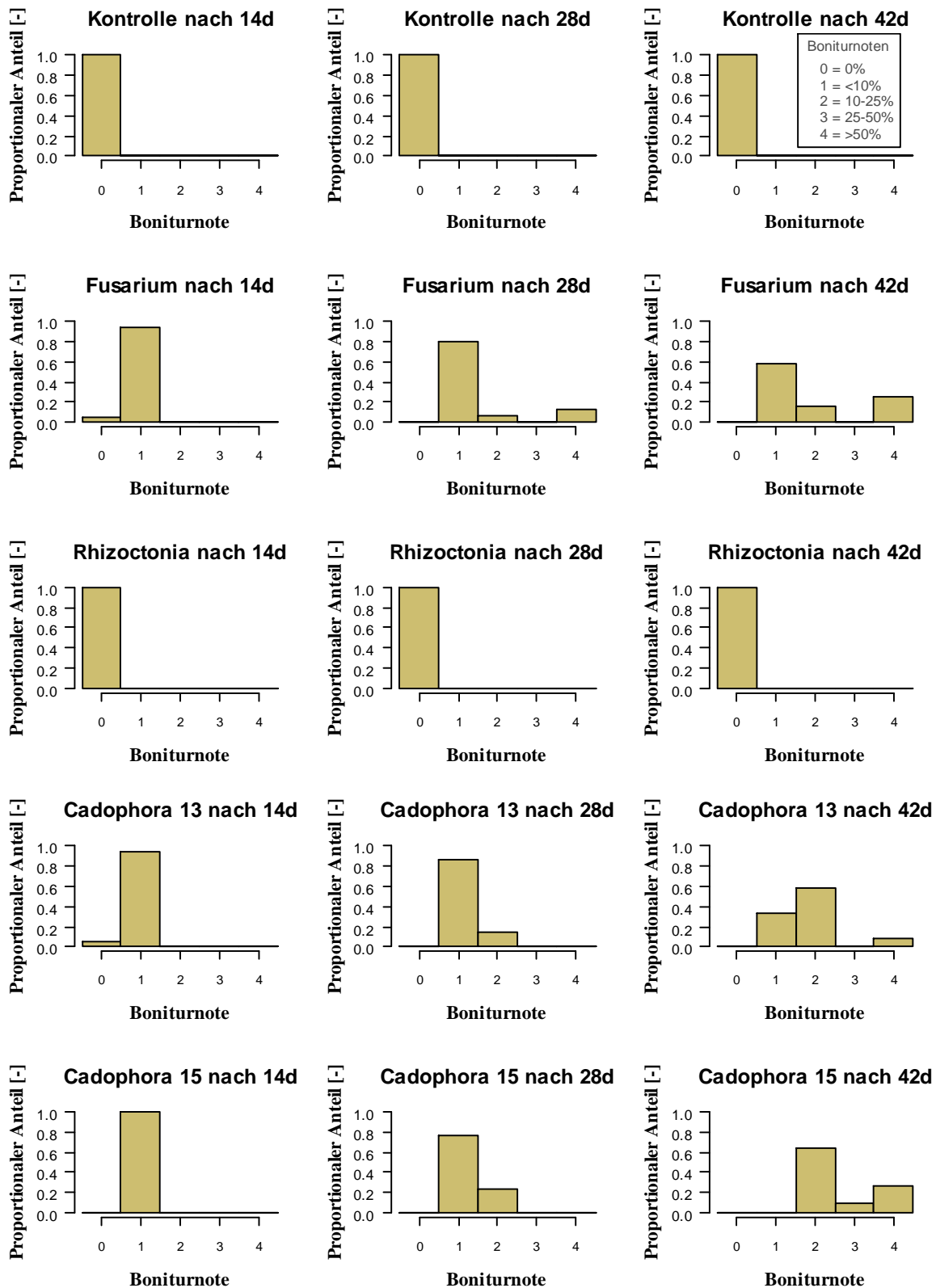


Abb. 5.51: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptom-entwicklung an Spargelwurzeln 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = *A. dest.*, Fusarium = *Fusarium oxysporum* Isolat Fu155, Rhizoctonia = *Rhizoctonia solani* Isolat Rhi8, Cadophora 13 = *Cadophora luteo-olivacea* Isolat 13_2010, Cadophora 15 = *C. luteo-olivacea* Isolat 15_2010, n=18 (14d), n=15 (28d), n=12 (42d).

In Abbildung 5.52 wird analog zu vorher die Symptomentwicklung an den Sprossen von Spargelsämlingen dargestellt. Die Kontrolle blieb über den gesamten Versuchszeitraum symptomlos. Nach 14 Tagen zeigten bei der *Fusarium*-Variante über 80 % der Pflanzen keine Symptome. Im weiteren Verlauf sank dieser Anteil auf 50 % (28d) bzw. 0 % (42d), bei gleichzeitiger Erhöhung der Schädigungen. Bei Versuchsende wiesen ca. 50 % der Pflanzen berostungsartige Verfärbungen auf, die mehr als die Hälfte der Sprossoberfläche einnahmen. Dieser Anstieg ist signifikant (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.23). Das *Rhizoctonia solani* - Isolat bewirkte nach 14 Tagen keinerlei Symptomentwicklung. Im Folgenden war eine Zunahme von Verfärbungen zu beobachten, wobei jeweils zu gleichen Teilen symptomlose und stark geschädigte Pflanzenstängel (Boniturnote 4) auftraten. Im Vergleich der Boniturnotenverteilungen über den Versuchszeitraum verlief diese Entwicklung jedoch nicht signifikant. Die beiden *Cadophora* - Isolate führten nach 14 Tagen zu keiner (Cad 13) bzw. schwacher Symptomausprägung (Cad 15), die sich im weiteren Verlauf signifikant verstärkte. Nach 42 Tagen war keine Pflanze symptomlos und 70 % (Cad 13) bzw. 60 % (Cad 15) der Wiederholungen zeigte Schädigungen an den Stängeln, die mehr als 50 % der Oberfläche betrafen. Zum Zeitpunkt der 14-tägigen Bonitur konnten keine signifikanten Unterschiede unter allen Varianten festgestellt werden. Bei Versuchsende waren die *Fusarium*- und *Cadophora*-Varianten gegenüber der Kontrolle signifikant verschieden, wobei untereinander kein statistisch relevanter Unterschied bestand. Das *Rhizoctonia solani* - Isolat bewirkte nach 42 Tagen weder im Vergleich zur Kontrolle noch gegenüber den anderen Varianten einen signifikanten Unterschied.

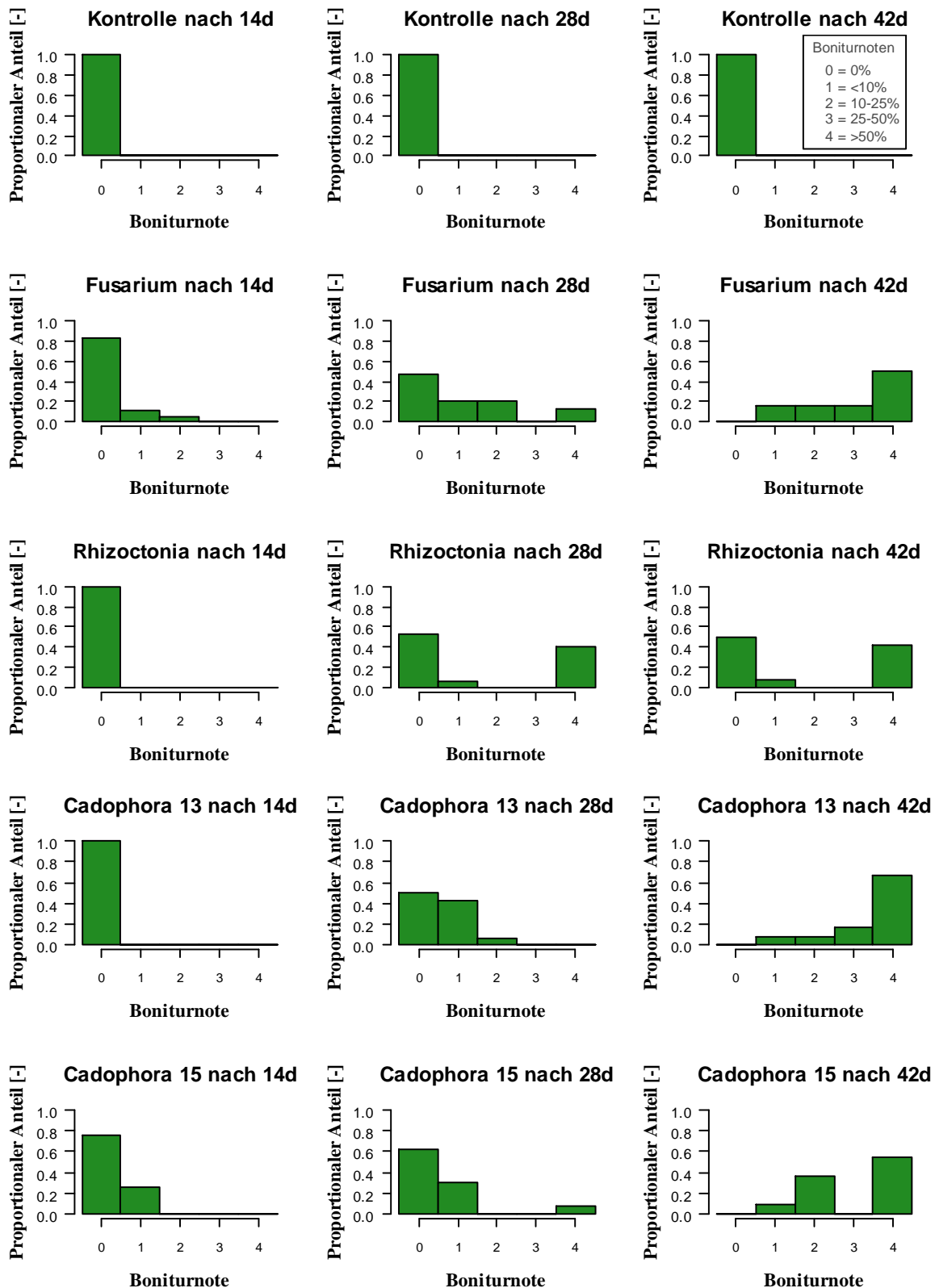


Abb. 5.52: Boniturnotenverteilung des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptom-entwicklung an Spargelsprossen 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation. Kontrolle = *A. dest.*, Fusarium = *Fusarium oxysporum* Isolat Fu155, Rhizoctonia = *Rhizoctonia solani* Isolat Rhi8, Cadophora 13 = *Cadophora luteo-olivacea* Isolat 13_2010, Cadophora 15 = *C. luteo-olivacea* Isolat 15_2010, n=18 (14d), n=15 (28d), n=12 (42d).

Abbildung 5.53a-e zeigt exemplarisch verschiedene Symptomausprägungen an Wurzeln und Sprossen von Spargelsämlingen der beiden Pathogenitätstests. *Cadophora luteo-olivacea* verursacht der Berostung ähnliche Symptome an Speicher- und Faserwurzeln (5.53a, b), insbesondere die rotbraune Farbgebung und die punktuelle Ausprägung sind mit der Berostung vergleichbar. *C. luteo-olivacea* bildet für dunkel septierte Endophyten charakteristisches dunkelgrünes Außenmyzel (5.53b). An den Sprossen der Pflanzen konnte ebenfalls das für die Berostung kennzeichnende Schadbild beobachtet werden. Sowohl *Fusarium oxysporum* (5.53c) als auch *C. luteo-olivacea* (5.53d) führten im Versuchsverlauf zu punktförmigen, rötlich-braunen Verfärbungen im Gewebe. Im Gegensatz dazu starben bei *Rhizoctonia solani* - infizierten Pflanzen zumeist ganze Stängelabschnitte ab (5.53e). Abbildung 5.53f zeigt eine von Berostung betroffene, gelagerte Spargelstange. Vergleichbarer Spargel wurde (ungelagert) zur Gewinnung der in den Pathogenitätstests genutzten Isolate verwendet. Aus der Darstellung ist ersichtlich, dass sich auf den Spargelschuppen teilweise Myzel gebildet hat. Direkt betroffene oder angrenzende Gewebebereiche zeigen Berostungssymptome.

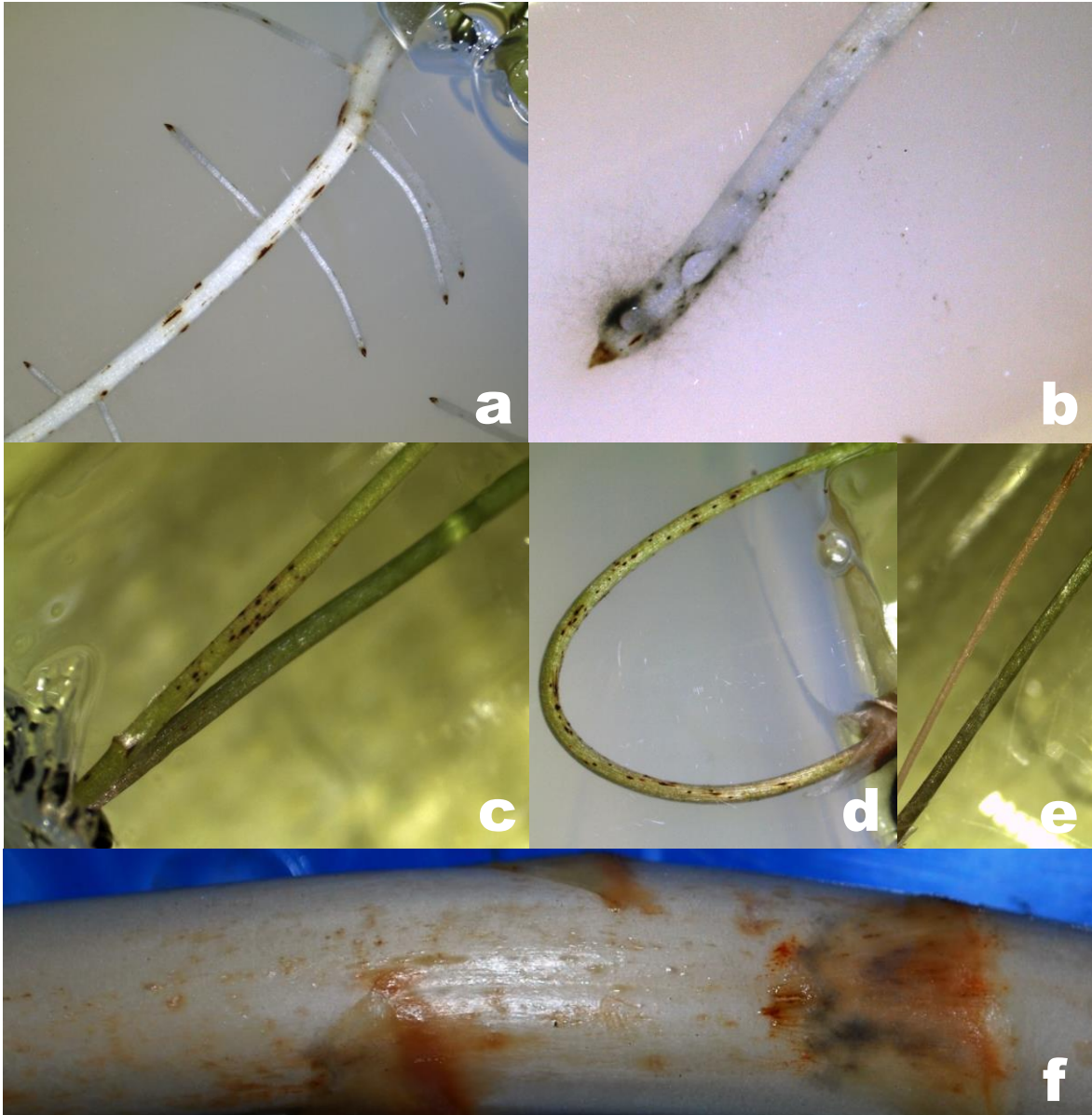


Abb. 5.53: Symptomausprägung an Spargelsämlingen: *C. luteo-olivacia* Isolat 16_2010 an Wurzel (a), *C. luteo-olivacea* Isolat 13_2010 an Wurzel mit Außenmyzel (b), *F. oxysporum* Isolat Fu155 an Spross (c), *C. luteo-olivacea* Isolat 16_2010 an Spross (d), *R. solani* Isolat Rhi8 an Spross (e).
 5.53f: Berostetes Gewebe an Schale und Schuppen an gelagertem Versuchsspargel, Außenmyzel auf lysierter Schuppe (rechts).

5.4.2. Mikroskopie

Für die mikroskopischen Untersuchungen wurde ein Teil der Versuchspflanzen zum jeweiligen Boniturtermin randomisiert ausgewählt. Nach entsprechender Präparation erfolgte im Anschluss die Bewertung des Gewebes vorher festgelegter Abschnitte von Wurzeln und Spross (siehe Kap. 4.3.1.4.2., Tab. 4.8) in 8 verschiedenen Boniturskategorien.

5.4.2.1. Versuch 1: Februar-März 2012

In Abbildung 5.54 werden die Mikroskopie-Ergebnisse für die Kontrollvariante dargestellt. Auf der x-Achse sind für die Bewertungen jeweils 14-, 28- und 42 Tage nach Versuchsbeginn die einzelnen Boniturskategorien aufgetragen. Es wurde untersucht, ob in dem mikroskopierten Gewebe das Ereignis der jeweiligen Kategorie zutreffend war oder nicht, was in den folgenden Abbildungen als Angabe von Häufigkeiten (rot = zutreffend, grün = nicht zutreffend) visualisiert wird.

Aus der Abbildung geht hervor, dass die mit Wasser inokulierten Kontrollpflanzen (Negativkontrolle) in allen Kategorien nahezu vollständig ohne Befund blieben. Bei ~ 5 % des untersuchten Gewebes wurden 14 Tage nach Versuchsbeginn nicht näher definierbares Außenmyzel, intrazelluläres Myzel, intrazelluläre Nekrosen, Sporen außerhalb des Gewebes und intrazelluläre Sporen gefunden sowie eine Penetration der Zellwand beobachtet. An den folgenden Boniturtagen wurden keine Hinweise auf Pilzbesiedlung gefunden. Der statistische Vergleich mittels Chi-Quadrat-Test zeigte keine signifikanten Unterschiede im Boniturverlauf der jeweiligen Kategorien auf (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.24).

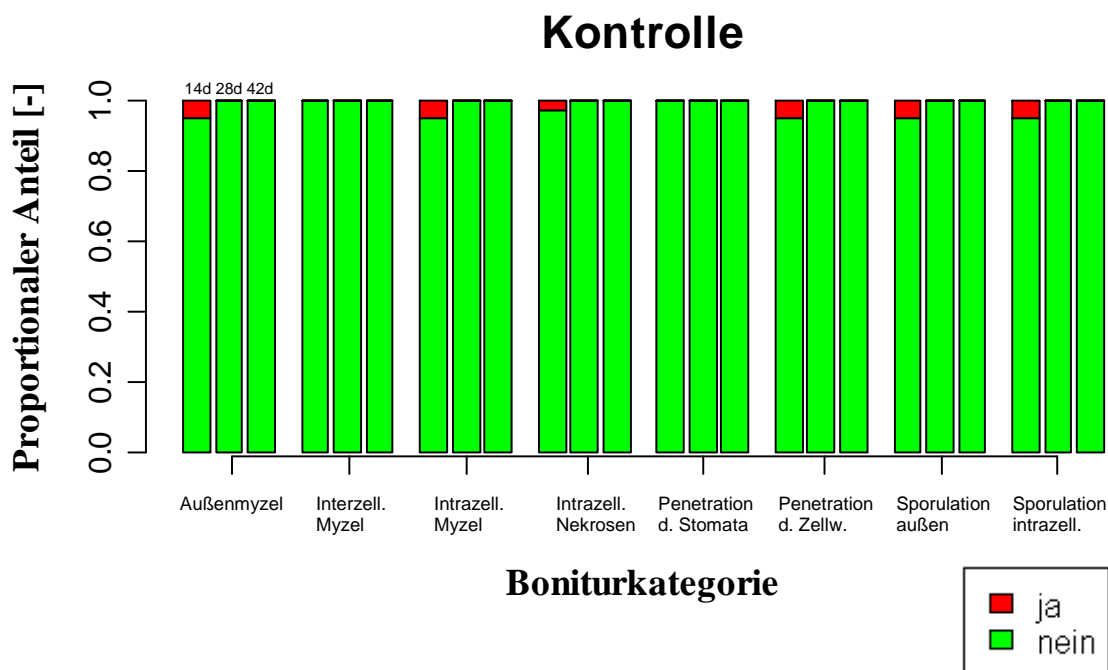


Abb. 5.54: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturskategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Kontrollvariante jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=4.

Abbildung 5.55 zeigt die Mikroskopie-Ergebnisse für *Fusarium oxysporum* (Positivkontrolle). Außenmyzel konnte je nach Boniturtag bei 50 - 70 % des Gewebes beobachtet werden, wobei im Versuchsverlauf kein Trend festzustellen ist. Interzelluläres Myzel trat kaum in Erscheinung, weniger als 5 % des Gewebes wies derartige Strukturen auf. Dagegen zeigte sich intrazelluläres Myzel bei 20 - 30 % der Mikroskopien. Damit verbundene intrazelluläre Nekrosen konnten nach 14 Versuchstagen noch nicht beobachtet werden. Nach 28 Tagen lag dieser Wert bei rund 15 %, ging nach 42 Tagen aber wieder auf unter 10 % zurück. Eine Penetration der Stomata wurde an keinem der Boniturtermine festgestellt. Die Penetration der Zellwände durch pilzliche Strukturen zeigte sich nach 14 Tagen bei 15 % des untersuchten Gewebes, steigerte sich auf ca. 40 % nach 28 Tagen und ging auf unter 20 % zurück bei Versuchsende. Sporulation außerhalb des Gewebes in Form von Makro- und Mikrokonidien wurde nach 14 Tagen bei 30 % der Proben beobachtet, was sich nach 28 Tagen auf über 60 % und nach 42 Tagen auf über 70 % steigerte. Intrazelluläre Sporulation trat nach 14 - bzw. 28 Versuchstagen nicht auf, bei Versuchsende wies ca. 10 % des Gewebes entsprechende Merkmale auf.

Sämtliche Veränderungen innerhalb der einzelnen Boniturskategorien sind statistisch nicht signifikant (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.24) mit Ausnahme der Außensporulation, wo nach 42 Tagen im Vergleich zu 14 Tage nach Inokulation signifikant mehr Sporen auftraten. Im Vergleich zur unbehandelten Kontrollvariante unterscheiden sich die Kategorien ‚Außenmyzel‘ (14d, 28d, 42d) und ‚Sporulation außen‘ (28d, 42d) signifikant.

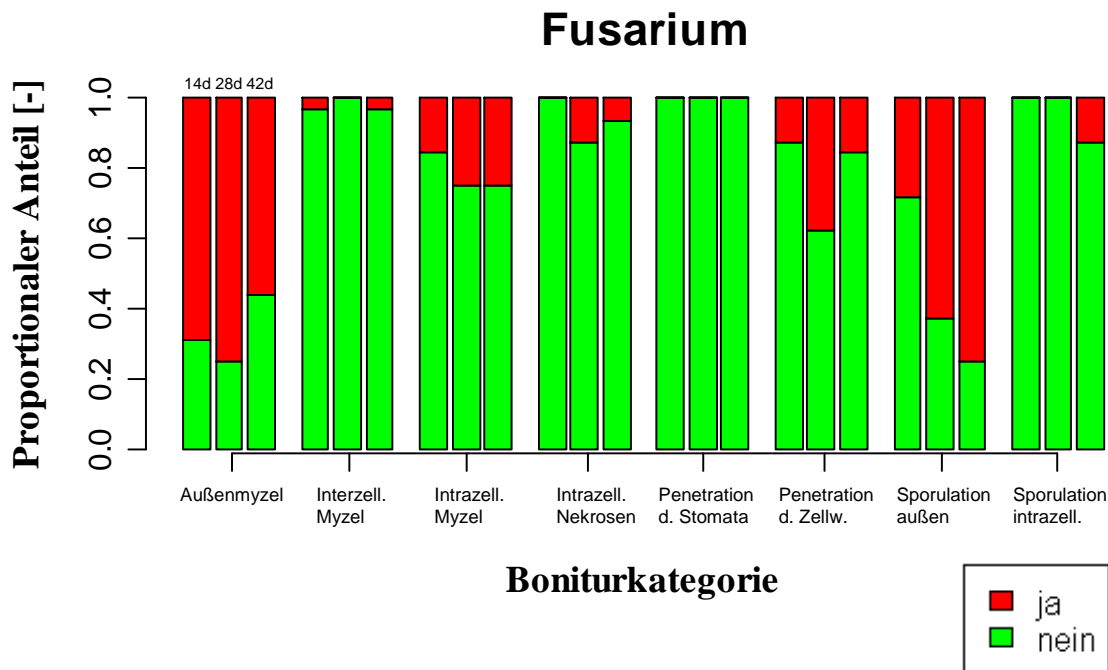


Abb. 5.55: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturskategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für das *Fusarium oxysporum*-Isolat Fu155 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=4.

In Abbildung 5.56 werden die Mikroskopie-Ergebnisse der einzelnen Bewertungskategorien für *Cadophora luteo-olivacea*, Isolat Cad 14_2010, dargestellt. Zu allen Boniturzeitpunkten wurde Außenmyzel gefunden, es war 80 % oder mehr des untersuchten Gewebes betroffen. Interzelluläres Myzel konnte nur vereinzelt beobachtet werden, 95 - 100 % der Mikroskopien blieben ohne Befund. Im Gegensatz dazu wurde zum ersten Boniturtermin bereits bei 50 % der Proben intrazelluläres Myzelwachstum festgestellt, was sich bei Versuchsende auf fast 100 % ausweitete. Parallel dazu stiegen die Beobachtungen bei intrazellulären Nekrosen. Nach 14 Tagen blieben hierbei die Proben noch ohne Befund. Im weiteren Verlauf erhöhte sich deren Vorkommen auf ca. 40 % nach 28 Tagen, bei Versuchsende zeigte 90 % des untersuchten Gewebes Nekrosen. Die Penetration der Stomata durch pilzliche Strukturen konnte nur zum ersten Boniturtermin festgestellt werden, wo über 60 % des Gewebes betroffen war. Die Penetration von Zellwänden erfolgte in gesteigertem Maße zu allen Boniturzeitpunkten. Nach 14 bzw. 28 Tagen war 40 bzw. 45 % des Gewebes betroffen, bei Versuchsende wiesen über 60 % der Proben entsprechende Strukturen auf. In vergleichbarem Ausmaß entwickelte sich das Sporulationsverhalten außerhalb der Zellen, wobei nach 14 Tagen zunächst ca. 30 % des Gewebes Sporen aufwies. Intrazelluläre Sporulation konnte ebenfalls beobachtet werden. Nach 14 und 28 Tagen wurden bei 10 % des untersuchten Gewebes Sporen innerhalb der Zellen festgestellt, bei Versuchsende lag dieser Wert bei ca. 30 %.

Bei Betrachtung des Versuchsverlaufs für die jeweiligen Boniturskategorien zeigen sich keine statistisch relevanten Änderungen der beobachteten Werte mit Ausnahme von den intrazellulären Nekrosen, die bei Versuchsende signifikant häufiger vorkamen als nach 14 Versuchstagen (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.24). Im Vergleich zur unbehandelten Kontrollvariante liegen in den Kategorien ‚Außenmyzel‘ (14d, 28d, 42d), ‚Intrazelluläres Myzel‘ (14d, 28d, 42d), ‚Intrazelluläre Nekrosen‘ (28d, 42d), ‚Penetration d. Zellwand‘ (28d, 42d) und ‚Sporulation außen‘ (28d, 42d) signifikant mehr Beobachtungen vor. Darüber hinaus zeigten sich gegenüber der *Fusarium*-Variante bei Versuchsende signifikant mehr intrazelluläres Myzel und intrazelluläre Nekrosen.

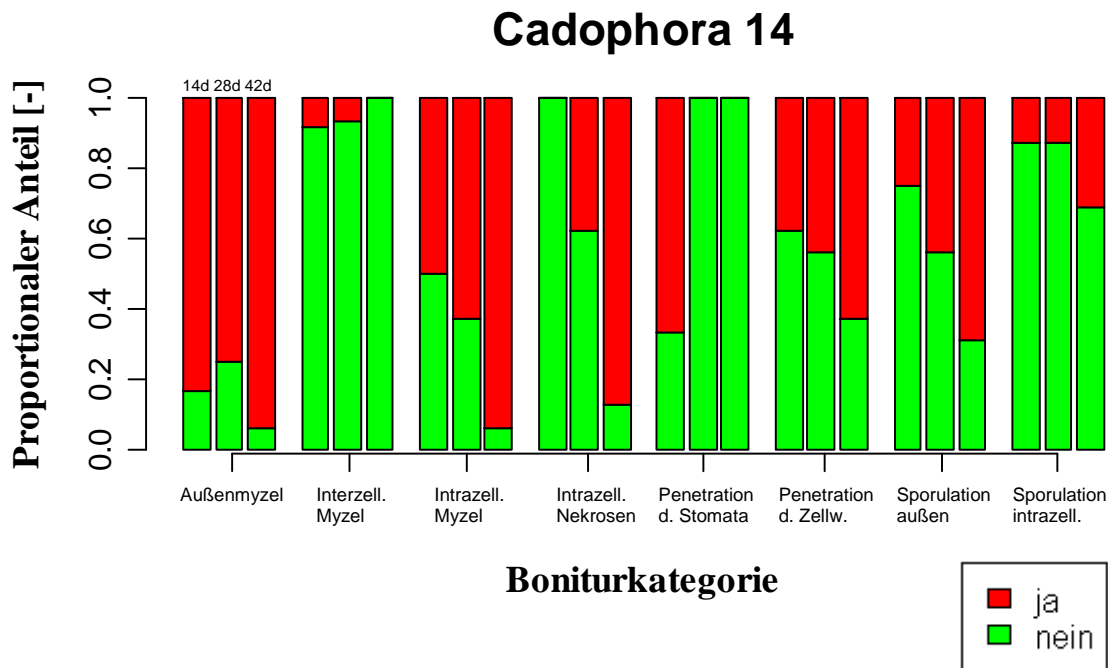


Abb. 5.56: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für das Isolat Cadophora 14_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.

Abbildung 5.57 zeigt die Mikroskopie-Ergebnisse für *C. luteo-olivacea*, Isolat Cad 16_2010. Nach 14 Tagen wies 80 % des Gewebes Außenmyzel auf, im weiteren Versuchsverlauf wurde bei allen Proben Außenmyzel festgestellt. Interzelluläres Myzel wurde beim zweiten Boniturtermin bei 20 % des untersuchten Gewebes gefunden, zu den anderen Boniturzeitpunkten traten derartige Strukturen kaum (< 5 %, 14d) oder nicht (42d) in Erscheinung. Das Vorkommen von intrazellulärem Myzel lag nach 14 Tagen bei mehr als 20 % der Proben und steigerte sich nach 28 Tagen auf ca. 80 % bzw. nach 42 Tagen auf alle ausgewerteten Gewebestücke. Intrazelluläre Nekrosen wurden zu den ersten beiden Boniturzeitpunkten zunächst kaum festgestellt, 10 % oder weniger des Gewebes wies entsprechende Merkmale auf. Bei Versuchsende traten bei ca. 90 % des bonitierten Gewebes Nekrosen auf. Die Penetration von Stomata wurde nach 14 Tagen bei mehr als 60 % des Gewebes beobachtet. Im weiteren Verlauf war dieser Wert rückläufig, nach 28 Tagen lag er bei ca. 50 %, bei Versuchsende sank er auf 0 %. Der Anteil von Gewebe mit penetrierten Zellwänden erhöhte sich schrittweise im Versuchsverlauf. Nach 14 Tagen zeigten 30 %, nach 28 Tagen 60 % und nach 42 Tagen 80 % der Proben entsprechende Strukturen. Die Sporulation des Pilzes außerhalb der Zellen lag nach 14 Tagen bei ca. 30 % des untersuchten Gewebes und erhöhte sich zu Versuchsende auf mehr als 60 %. Nennenswerte intrazelluläre Sporulation konnte nach 42 Tagen festgestellt werden, annähernd 40 % der Proben wiesen Sporen innerhalb der Zellen auf.

Bei Betrachtung des Versuchsverlaufs ist in der Boniturkategorie ‚Intrazelluläres Myzel‘ ein signifikanter Anstieg nach 42 Tagen gegenüber der Bonitur nach 14 Tagen feststellbar (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.24). Das Auftreten von intrazellulären Nekrosen steigerte sich ebenso signifikant. In allen anderen Kategorien konnten keine signifikanten Veränderungen nachgewiesen werden. Im Vergleich zur Kontrollvariante unterscheidet sich das Isolat Cad 16 in den Kategorien ‚Außenmyzel‘ (14d, 28d, 42d), ‚Intrazelluläres Myzel‘ (28d, 42d), ‚Intrazelluläre Nekrosen‘ (42d), ‚Penetration d. Zellwand‘ (28d, 42d) und ‚Sporulation außen‘ (42d). Gegenüber der *Fusarium*-Behandlung traten bei Versuchsende in den Kategorien ‚Intrazelluläres Myzel‘, ‚Intrazelluläre Nekrosen‘ und ‚Penetration d. Zellwand‘ signifikant mehr pilzliche Strukturen auf. Ein Vergleich zum Isolat Cad 14 führt zu keinen statistisch relevanten Unterschieden.

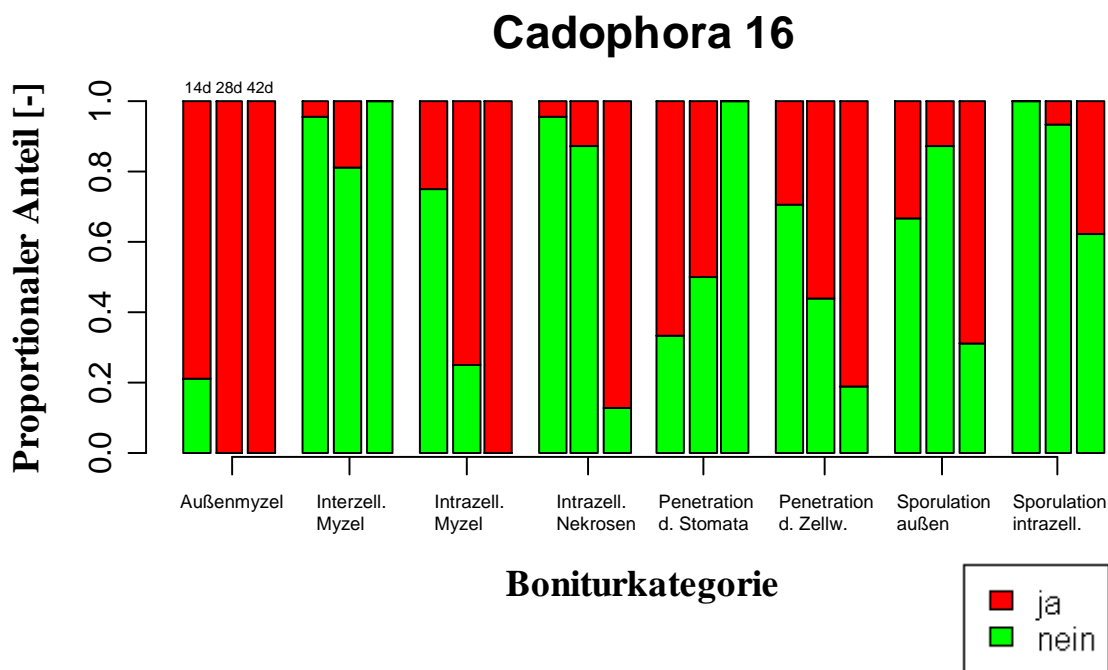


Abb. 5.57: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für das Isolat Cadophora 16_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.

5.4.2.2. Versuch 2: Juni-Juli 2012

In Versuch 2 der durchgeführten Pathogenitätstests wurden neben der Kontroll- und *Fusarium*-Variante zwei weitere Isolate von *C. luteo-olivacea* sowie ein Isolat des Pilzes *Rhizoctonia solani* verwendet.

Die Mikroskopie-Ergebnisse für die unbehandelte Kontrolle werden in Abbildung 5.58 dargestellt. Zu keinem Zeitpunkt wurden innerhalb der jeweiligen Boniturkategorien pilzliche Strukturen festgestellt.

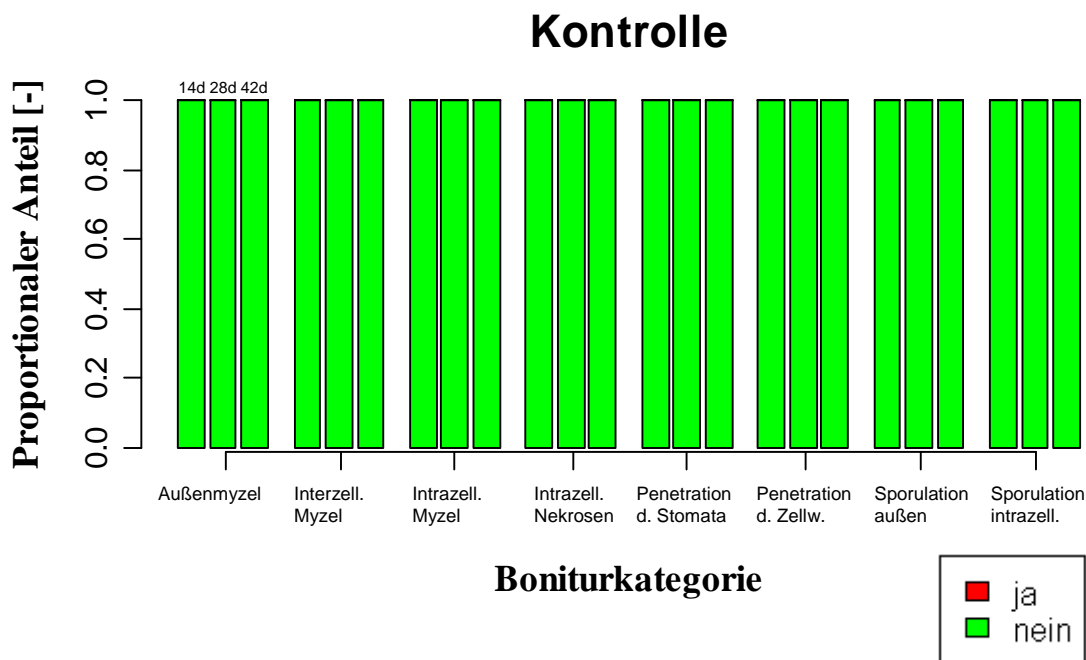


Abb. 5.58: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Kontrollvariante jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.

Abbildung 5.59 zeigt die Ergebnisse für die einzelnen Boniturkategorien der *Fusarium*-Variante. Das Vorkommen von Außenmyzel lag zu allen Boniturzeitpunkten bei ca. 80 % des untersuchten Gewebes. Interzelluläres Myzel wurde nicht (14d, 28d) und nur in sehr geringem Maße (< 5 %, 42d) beobachtet. Intrazelluläres Myzel konnte nach 14 Tagen bei 30 % der Proben festgestellt werden, was sich nach 28 Tagen auf mehr als 60 % verdoppelte und nach bei Versuchsende auf ca. 50 % etwas absenkte. Intrazelluläre Nekrosen traten kaum in Erscheinung. Nach 14 Versuchstagen blieb das untersuchte Gewebe ohne Befund, in der Folgezeit stieg der Anteil auf ca. 15 % (28 d) bzw. ging danach auf weniger als 10 % zurück (42d). Die Penetration von Stomatazellen wurde zu keinem Zeitpunkt beobachtet. Dagegen zeigten sich Pilzstrukturen, die an der Penetration von Zellwänden beteiligt waren. Nach 14 Tagen lag deren Anteil bei ca. 15 % und stieg im weiteren Verlauf auf mehr 60 % (28d) bzw. 50 % (42d) an. In ähnlicher Weise entwickelte sich das Vorhandensein von Sporen außerhalb des Gewebes. Ausgehend von ca. 40 % betroffenen Proben erhöhte sich deren Wert auf mehr als 60 % (28d) bzw. annähernd 70 % (42d). Intrazelluläre Sporulation wurde nicht festgestellt.

Innerhalb der Boniturkategorien bestehen keine statistisch relevanten Änderungen der Anteile im Versuchsverlauf (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.25). Im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle traten signifikant mehr pilzliche Strukturen in den Kategorien ‚Außenmyzel‘ (14d, 28d, 42d), ‚Intrazelluläres Myzel‘ (28d, 42d), ‚Penetration d. Zellwand‘ (28d, 42d) und ‚Sporulation außen‘ (14d, 28d, 42d) auf.

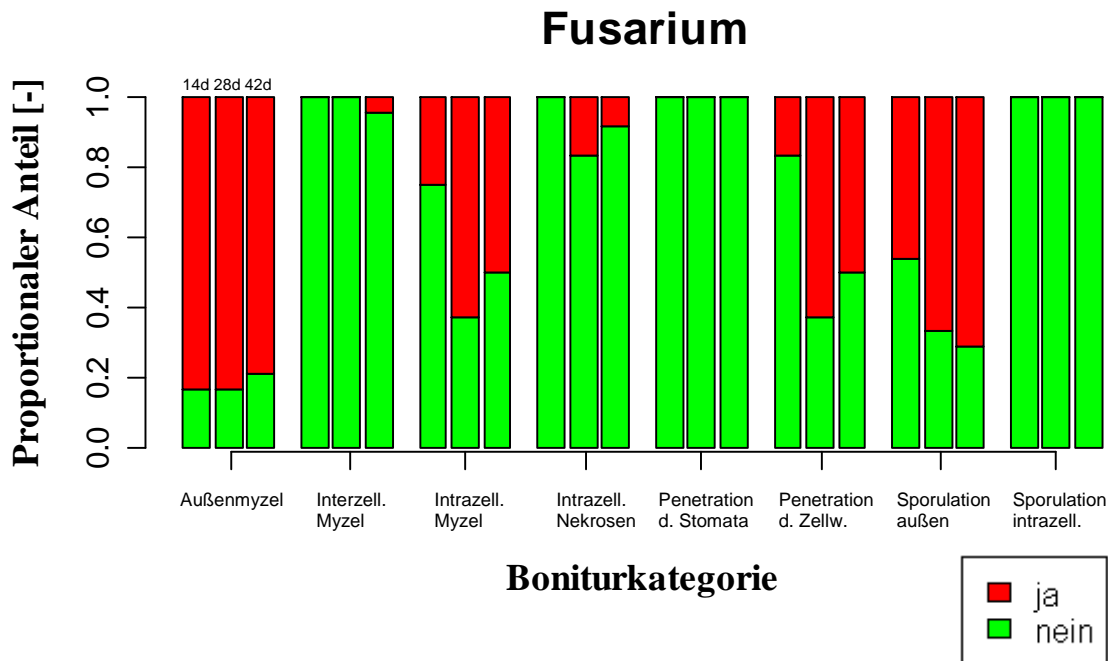


Abb. 5.59: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das *Fusarium oxysporum*-Isolat Fu155 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.

Abbildung 5.60 stellt die Mikroskopie-Ergebnisse für *Rhizoctonia solani* dar. Außenmyzel trat in starkem Maße zu allen drei Boniturzeitpunkten auf, beginnend mit fast 80 % Probenanteil nach 14 Tagen und annähernd 100 % Anteil bei Versuchsende. Sowohl interzelluläres als auch intrazelluläres Myzel wurde zu allen Zeitpunkten kaum beobachtet. Intrazelluläre Nekrosen konnten nicht festgestellt werden. Nach 14 bzw. 28 Versuchstagen zeigte sich bei 30 % bzw. 50 % des untersuchten Gewebes eine Penetration der Stomata, die jedoch bei Versuchsende nicht mehr in Erscheinung trat. Eine Penetration der Zellwände wurde ebenfalls nur zu den ersten beiden Boniturzeitpunkten beobachtet, dort mit ca. 5 % bzw. 10 % aber in geringerem Ausmaß. *R. solani* ist ein nichtsporulierender Pilz, weshalb die letzten beiden Kategorien als wertungsfrei anzusehen sind.

Innerhalb der Boniturkategorien gibt es keine statistisch relevanten Veränderungen zwischen den Versuchstagen (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.25). Gegenüber der unbehandelten Kontrollvariante wurde zu allen Zeitpunkten signifikant mehr Außenmyzel beobachtet. Im Vergleich zur *Fusarium*-Behandlung gab es signifikant weniger intrazelluläres Myzel (28d, 42d) und signifikant weniger Penetration der Zellwände (42d).

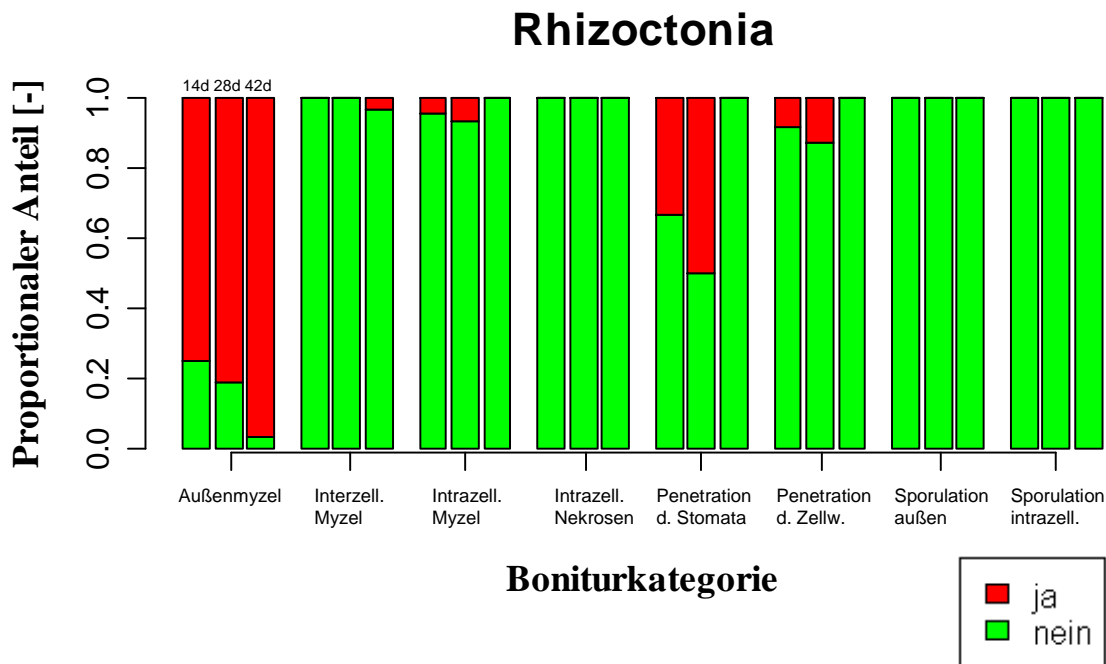


Abb. 5.60: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das *Rhizoctonia solani*-Isolat Rhi8 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.

Die Ergebnisse der mikroskopischen Untersuchungen für *C. luteo-olivacea*, Isolat Cad 13_2010, werden in Abbildung 5.61 gezeigt. Zu allen Boniturzeitpunkten wurde an allen Gewebestücken Außenmyzel gefunden. Interzelluläres Myzelwachstum konnte nicht (14d, 28d) oder nur in geringem Maße (10 %, 42d) beobachtet werden. Das Vorkommen von intrazellulärem Myzel erhöhte sich dagegen schrittweise, beginnend mit ca. 40 % Anteil nach 14 Tagen, einer Steigerung auf mehr als 60 % nach 28 Tagen und ca. 70 % bei Versuchsende. In abgeschwächter Form wurde diese Steigerung auch beim Auftreten von intrazellulären Nekrosen festgestellt, deren Verlauf sich von < 5% über 25 % bis hin zu 50 % des untersuchten Gewebes erstreckt. Die Penetration der Stomata konnte zu den ersten beiden Boniturzeitpunkten nicht beobachtet werden, bei Versuchsende zeigte mehr als 60 % der Proben entsprechende Merkmale. Im Gegensatz dazu trat bereits nach 14 Tagen bei ca. 30 % des Gewebes eine Penetration der Zellwände auf, was sich auf ca. 60 % (28d) bzw. fast 80 % (42d) ausweitete. Eine Sporenbildung außerhalb des Gewebes wurde nach 14 Tagen bei mehr als 60 % der Proben festgestellt und erhöhte sich in der Folge nur noch leicht auf 70 bzw. 80 %. Intrazelluläre Sporulation zeigte sich in variablem Ausmaß ohne der Versuchsentwicklung zu folgen. Nach 14 Tagen wurden in den Zellen bei 40 % des untersuchten Gewebes Sporen gefunden. Dieser Wert reduzierte sich auf ca. 10 % nach 28 Tagen und erhöhte sich wieder auf 30 % nach 42 Tagen.

Der Anstieg von Gewebe mit intrazellulären Nekrosen nach 14 Tagen gegenüber der Endbonitur nach 42 Tagen verlief signifikant, alle anderen Entwicklungen innerhalb der Boniturskategorien zeigen keine statistische Relevanz (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.25). Im Vergleich zur unbehandelten Kontrollvariante zeigen sich signifikante Unterschiede in den Kategorien ‚Außenmyzel‘ (14d, 28d, 42d), ‚Intrazelluläres Myzel‘ (28d, 42d), ‚Intrazelluläre Nekrosen‘ (42d), ‚Penetration der Zellwand‘ (42d) und ‚Sporulation außen‘ (14d, 28d, 42d). Gegenüber der *Fusarium*-Variante bestehen keine signifikanten Unterschiede. Im Vergleich zu *R. solani* zeigen sich die gleichen Signifikanzen wie beim Vergleich zur Kontrolle mit Ausnahme der Kategorie ‚Außenmyzel‘ (14d, 28d, 42d) und ‚Intrazelluläres Myzel‘ (28d).

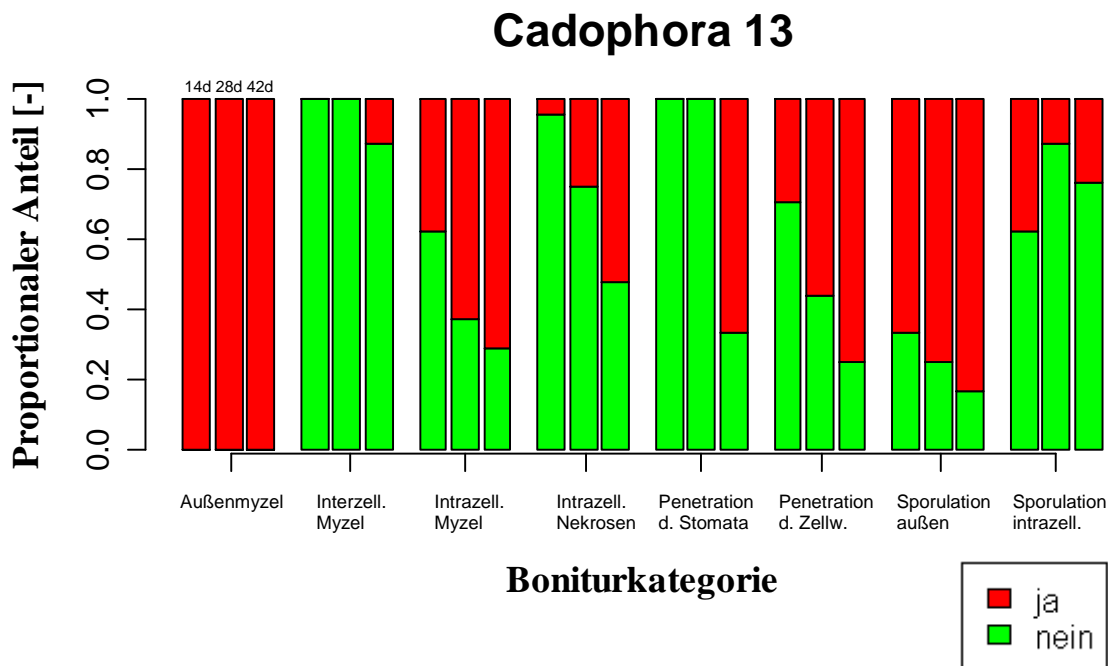


Abb. 5.61: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturskategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das Isolat Cadophora 13_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.

In Abbildung 5.62 werden die Mikroskopie-Ergebnisse für *C. luteo-olivacea*, Isolat Cad 15_2010 gezeigt. Im Wesentlichen sind die Anteile pilzlicher Strukturen in den einzelnen Kategorien sehr ähnlich verteilt wie bei der Behandlung mit Isolat Cad 13. Intrazelluläres Myzel kam hierbei etwas häufiger vor, nach 28 Tagen bzw. bei Versuchsende war über 80 % der Proben betroffen. Zu allen drei Boniturzeitpunkten konnte keine Penetration der Stomata festgestellt werden und vergleichbar zu den Werten bei intrazellulärem Myzel sind ebenso die Werte bei der Penetration der Zellwände gegenüber Cad 13 erhöht.

Innerhalb der Boniturkategorien bestehen keine statistisch signifikanten Veränderungen im Entwicklungsverlauf (siehe Anhang Statistik: Tab. 8.25). Der Vergleich zur unbehandelten Kontrollvariante sowie zu *R. solani* liefert ebenfalls sehr ähnliche Ergebnisse wie Isolat Cad 13, wobei in den Kategorien ‚Intrazelluläres Myzel‘ und ‚Penetration Zellwand‘ bereits nach 14 Versuchstagen signifikant mehr pilzliche Strukturen auftraten. Darüber hinaus konnten signifikant mehr intrazelluläre Nekrosen nach 42 Tagen gegenüber der *Fusarium*-Variante nachgewiesen werden und nach 14 Tagen zeigte Cad 15 eine signifikant stärkere Sporulation als *Fusarium*. Im Vergleich zu Cad 13 gibt es auf statistischer Ebene keine Unterschiede.

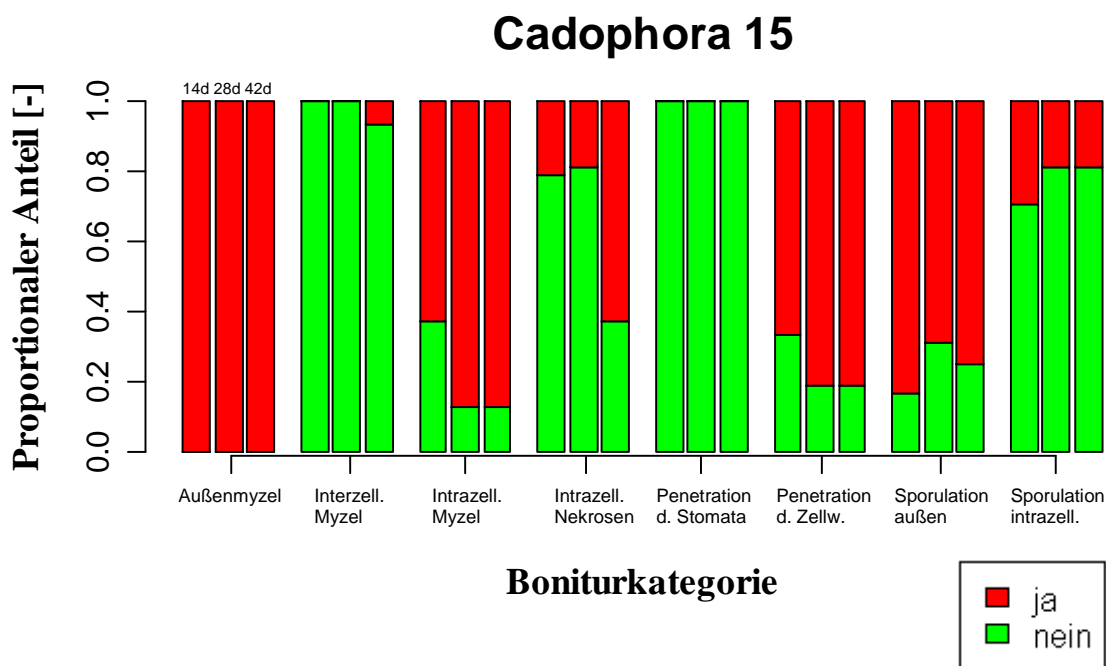


Abb. 5.62: Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für das Isolat Cadophora 15_2010 jeweils 14 -, 28 - und 42 Tage nach Inokulation, n=3.

Abbildung 5.63 zeigt exemplarisch Mikroskopie-Aufnahmen einiger Boniturkategorien für die Isolate von *F. oxysporum* und *C. luteo-olivacea*.

C. luteo-olivacea bildet spindelförmige Phialiden mit kronenförmigen Spitzen aus denen einzellige Konidien hervorgehen (Abb. 5.63a, b). 5.63c zeigt eine Speicherwurzelzelle angefüllt mit Konidien von *C. luteo-olivacea*. In 5.63d werden nekrotische Faserwurzelzellen dargestellt, durch Fokussieren in tiefer gelegenes Gewebe sind intrazellulär wachsende Hyphen von *F. oxysporum* erkennbar. Bedingt durch den Farbstoff erhielt nekrotisches Gewebe eine dunkle bzw. schwarze Färbung. Zur Penetration der Zellwände von Stängelgewebe bildete *C. luteo-olivacea* Appressorien aus, erkennbar an rundlichen bzw. angeschwollenen Hyphenstrukturen des Außenmyzels (5.63e). Ebenso sind Appressorien von *C. luteo-olivacea* an einer nekrotischen Wurzelspitze einer Speicherwurzel sichtbar (5.63f).

Ohne umliegende Nekrosen wird intrazelluläres Myzel von *C. luteo-olivacea* in einer Speicherwurzelzelle gezeigt (5.63g).

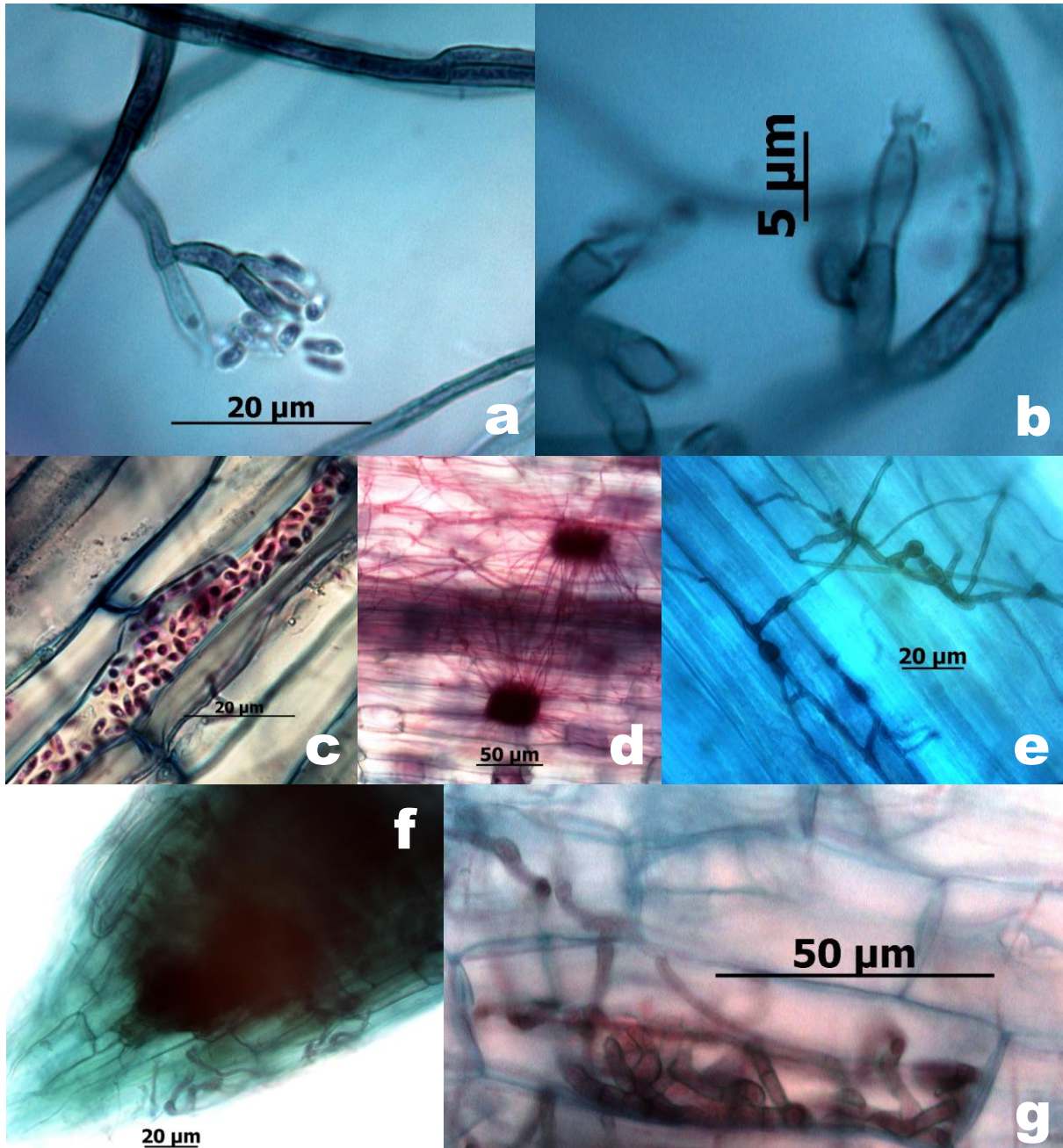


Abb. 5.63: Beispielbilder der Boniturkategorien aus den Pathogenitätstests Februar-März 2012 und Juni-Juli 2012: Außenmyzel, Phialiden und Konidien von *C. luteo-olivacea* Isolat 15_2010 an Stängelbasis (a), Kronenförmige Phialidenspitze von *C. luteo-olivacea* Isolat 16_2010 an Stängelbasis (b), Intrazelluläre Konidien von *C. luteo-olivacea* Isolat 14_2010 an Speicherwurzel (c), Nekrotische Zellen (schwarz) mit intrazellulärem Myzel von *F. oxysporum* Isolat Fu155 an Faserwurzel (d), Außenmyzel mit Appressorien von *C. luteo-olivacea* Isolat 16_2010 an Stängel (e), Nekrotische Wurzelspitze und Außenmyzel mit Appressorien von *C. luteo-olivacea* Isolat 15_2010 an Faserwurzel (f), Intrazelluläres Myzel und Penetration der Zellwand von *C. luteo-olivacea* Isolat 13_2010 an Speicherwurzel (g).

5.5. Nährstoffanalysen

In der Versuchssaison 2011 wurden die Gehalte von Makro- und Mikronährstoffen in Symptomstangen der Sorte ‚Gijnlim‘ und vergleichend dazu die jeweiligen Mengen im Boden ermittelt, wobei der Fokus auf Calcium als wichtiger Bestandteil für die strukturelle und physiologische Stabilität des Pflanzengewebes lag. Neben symptomlosen Kontrollstangen handelte es sich ausschließlich um Spargel, der Verbräunungen zeigte, die bereits im Damm entstanden sind. Zur Untersuchung der Nährstoffverteilung wurde der Spargel in Sektionen unterteilt: Von Kopf bis Stängelbasis 4 Abschnitte à 5 cm (S1-4) sowie Spargelschale und geschälter Spargel. Aussagen zu Richtwerten des jeweiligen Mineralstoffs auf der Basis von Literaturangaben sowie eine Beurteilung der Verteilung in den einzelnen Sektionen werden in Kapitel 6.4. diskutiert.

5.5.1. Spargel ohne Braunverfärbungen

Zunächst wurde Spargel untersucht, der keinerlei Braunverfärbungen aufwies (Variante I, siehe Kap. 4.4.1., Tab. 4.10). Tabelle 5.4 zeigt hierfür sämtliche Gehalte an Makro- und Mikronährstoffen aufgeteilt nach Sektion und beprobtem Spargelfeld. Mit Ausnahme einiger deutlich abweichender Einzelwerte (Al in S2, Al bei geschältem Spargel, Fe in S3 und Na in S2-4) befanden sich die Nährstoffmengen bei beiden Standorten auf ähnlichem Niveau.

Tab. 5.4: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente in symptomlosem Spargel je Sektion für 2 Standorte der Versuchssaison 2011, n=5.

		Angaben in µg/g Trockenmasse														
Betrieb	Sektion	Al	B	Ca	Co	Cu	Fe	K	Mg	Mn	Mo	Na	Ni	P	S	Zn
A	S1	13,62	26,02	2246	2,23	24,80	96,54	31986	1483	14,25	1,93	1364	6,29	8453	3307	97,71
B	S1	18,26	25,48	2243	2,35	23,37	90,68	27916	1355	10,77	2,01	2019	5,44	7186	3108	87,96
A	S2	55,70	24,39	2373	2,09	23,40	84,22	27395	1322	11,98	2,34	931	5,42	5515	3045	73,89
B	S2	14,63	29,89	2382	2,29	21,46	84,43	24861	1207	9,44	1,93	2045	5,42	5671	2756	71,34
A	S3	10,15	29,57	1922	2,25	20,67	71,50	21090	1185	10,77	2,22	1696	5,74	4418	2597	64,96
B	S3	16,50	26,28	2109	1,87	23,04	153	25153	1167	9,49	1,93	1067	4,69	5503	2601	70,74
A	S4	8,20	21,53	1684	2,28	21,87	73,21	21041	1086	9,02	2,01	769	6,04	3798	2265	61,59
B	S4	13,92	22,34	1600	2,28	20,66	66,98	20325	1041	8,04	2,02	1571	5,33	4507	2229	60,72
A	o. Schale	58,49	22,84	2110	2,42	23,27	82,79	23723	1294	13,25	2,36	2021	5,68	5691	3266	80,02
B	o. Schale	8,99	26,07	2556	2,41	22,51	83,48	24624	1294	10,62	1,61	1706	6,33	6178	2898	83,25
A	Schale	35,68	40,48	2344	1,67	20,52	90,21	29589	888	9,30	0	1116	6,22	4348	2824	65,60
B	Schale	53,98	41,03	2221	2,24	21,30	90,32	30091	903	8,67	1,16	1023	5,93	4764	2756	62,36

In Tabelle 5.5 werden den in Tab. 5.4 gezeigten Nährstoffgehalten die dem jeweiligen Standort zugehörigen Daten der Bodenanalyse dargestellt. Es wurden Proben für 3 verschiedene Bodentiefen analysiert.

Tab. 5.5: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente für verschiedene Bodentiefen der Standorte A - und B. Probenahme am 26.04. - 27.04.2011, n=5 je Bodentiefe.

		Angaben in µg/g Boden													
Betrieb	Bodentiefe [cm]	pH	Al	B	Co	Cu	Fe	K	Mg	Mn	Mo	Na	Ni	P	Zn
A	0-30	5	375	0,676	0,3	1,756	120	349	184	8,35	0	109	1,08	107	7,72
	30-60	5,1	298	0,688	0,3	1,71	92,9	287	155	3,57	0	101	0,862	49,42	4,61
	60-90	4,9	224	0,744	0,3	1,74	90,38	278	151	3,63	0	94,06	0,996	52,5	4,84
B	0-30	5	480	0,734	0,3	1,76	127	402	150	5,43	0	98,54	1,052	59,9	4,98
	30-60	4,8	696	0,72	0,3	1,7	61,88	192	139	3,19	0	88,16	1,022	31,92	4,02
	60-90	4,8	389	0,49	0,3	1,894	45,92	142	136	1,90	0	105	0,914	24,52	4,07

5.5.2. Spargel mit Verbräunungen

Für drei weitere Standorte wurden die Mineralstoffgehalte von Spargel mit Verbräunungen ermittelt sowie parallel die Gehalte bei symptomlosen Kontrollstangen aus der gleichen Ernte (Tab. 5.6). Neben standortbedingten Abweichungen sind hinsichtlich der Betrachtung von weißem Spargel gegenüber verbräunten Stangen keine systematischen Unterschiede festzustellen.

Tab. 5.6: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente in symptomlosem (Kon) und verbräuntem (Sym) Spargel je Sektion für 3 Standorte der Versuchssaison 2011, n=5.

		Angaben in µg/g Trockenmasse														
Betrieb	Sektion	Al	B	Ca	Co	Cu	Fe	K	Mg	Mn	Mo	Na	Ni	P	S	Zn
C	S1 Kon	20,81	30,35	2735	2,38	23,29	94,45	30797	1513	12,42	2,25	2174	5,97	7780	3283	88,27
D	S1 Kon	32,47	42,73	3070	1,73	23,53	115	26857	1551	20,53	1,23	1637	6,69	6989	3556	90,58
E	S1 Kon	28,68	38,99	3615	2,46	25,63	175	28204	1839	19,75	1,70	4748	9,46	8772	4224	114
C	S2 Kon	14,61	27,59	2496	2,24	20,90	80,66	28410	1371	10,21	1,98	1707	6,48	5776	3049	67,83
D	S2 Kon	44,46	49,69	2885	1,34	22,49	120	30912	1792	19,11	1,56	2175	6,81	6257	3811	98,21
E	S2 Kon	20,38	61,01	3776	0,92	27,72	114	45129	2165	19,36	1,78	1952	8,47	8139	4354	130
C	S3 Kon	15,76	29,76	2185	2,04	20,03	82,31	24965	1259	9,815	2,39	1432	5,18	5334	2556	63,41
D	S3 Kon	58,79	45,84	2132	1,92	23,76	156	29831	1617	20,68	1,69	1873	8,43	5752	3221	81,71
E	S3 Kon	42,75	64,87	2613	1,50	25,07	108	38058	1870	20,16	2,10	3122	7,95	6650	3899	105
C	S4 Kon	13,30	21,28	1511	2,33	19,09	68,47	21280	1044	8,992	1,96	1131	5,39	4097	2259	56,05
D	S4 Kon	57,44	52,26	1846	1,26	22,21	123	30248	1374	18,53	1,65	1651	6,44	5272	3071	72,17
E	S4 Kon	48,97	42,63	2110	1,48	23,42	115	37549	1528	20,43	2,04	3116	8,23	5674	3749	97,80
C	o. Schale Kon	13,74	25,32	2478	2,31	22,77	94,60	28205	1529	12,76	2,17	1774	5,37	6950	3039	80,64
D	o. Schale Kon	65,55	41,67	2005	1,37	22,16	132	28601	1478	15,60	2,28	1388	7,02	5796	3057	74,35
E	o. Schale Kon	51,91	35,44	2221	1,78	22,17	85,07	27127	1397	14,31	1,84	1344	7,19	5253	3089	79,28
C	Schale Kon	41,32	34,72	2307	2,11	18,96	90,97	27151	933	9,232	0,00	1089	6,55	4539	2787	57,81
D	Schale Kon	93,99	35,88	1844	2,18	20,87	160	25639	975	13,79	0,46	787	6,77	3812	2497	52,97
E	Schale Kon	110	55,45	2361	2,25	20,98	159	32267	953	17,64	0,45	1417	8,35	3976	2914	62,41
C	S1 Sym	16,22	28,04	2622	2,34	21,67	91,02	29171	1486	12,94	1,99	1448	4,15	6872	3053	84,07
D	S1 Sym	35,40	35,13	3111	1,43	20,56	131	26890	1640	18,44	2,04	1829	7,36	6707	3871	87,95
E	S1 Sym	28,78	41,34	4267	0,98	26,80	135	35112	1940	19,87	2,23	2440	9,04	8787	4590	128
C	S2 Sym	15,26	26,07	2280	2,22	20,68	121	27744	1400	10,24	2,04	1327	5,55	5890	2935	73,96
D	S2 Sym	52,81	36,17	2401	1,84	20,96	123	27344	1678	16,45	2,11	3614	6,67	6028	3444	83,01
E	S2 Sym	20,72	46,14	3151	1,37	27,19	107	38976	1919	18,72	2,17	2006	8,02	7381	3777	109
C	S3 Sym	23,17	31,43	1716	2,23	21,51	84,13	25263	1204	8,568	2,39	1766	6,11	4903	2625	65,14
D	S3 Sym	70,96	50,16	1935	2,41	21,62	171	26500	1434	15,53	1,69	2965	7,06	5353	2863	73,81
E	S3 Sym	38,00	45,94	2382	1,37	25,32	105	36855	1580	19,14	2,48	3106	8,17	6386	3682	101
C	S4 Sym	20,48	23,52	1595	2,26	20,47	82,68	22875	1189	8,667	2,20	1369	5,79	4551	2417	61,57
D	S4 Sym	90,42	33,49	1669	1,89	19,26	139	25760	1169	13,72	1,75	2986	6,70	4736	2758	61,72
E	S4 Sym	65,19	50,14	2117	1,90	25,10	113	35538	1413	20,50	1,28	3806	8,75	5734	3448	90,24
C	o. Schale Sym	17,24	23,05	1858	2,17	21,49	77,06	24863	1311	11,11	2,28	1313	6,91	5420	2739	72,65
D	o. Schale Sym	43,10	31,85	1918	2,31	21,63	99,37	25993	1395	17,38	1,57	2081	6,52	5591	2739	74,03
E	o. Schale Sym	18,73	27,09	1967	1,46	20,29	77,64	27966	1326	13,02	2,42	1024	5,66	5044	3047	74,43
C	Schale Sym	98,19	38,71	2068	2,17	19,49	127	28411	789	10,76	0,62	1077	6,54	3906	2650	55,54
D	Schale Sym	216	44,38	1888	2,28	20,73	285	30376	897	14,96	1,48	995	9,28	3580	2684	53,77
E	Schale Sym	112	40,26	2495	2,25	20,75	164	35073	922	18,76	1,42	1527	7,62	4020	3259	63,07

Tabelle 5.7 zeigt die ermittelten Mineralstoffmengen der Bodenproben der Standorte C bis E.

Tab. 5.7: Gehalte ausgewählter Makro- und Mikronährstoffe sowie weiterer Elemente für verschiedene Bodentiefen der Standorte C-, D - und E. Probenahme am 04.05. -, 03.06. - und 15.06.2011, n=5 je Bodentiefe.

		Angaben in µg/g Boden													
Betrieb	Bodentiefe [cm]	pH	Al	B	Co	Cu	Fe	K	Mg	Mn	Mo	Na	Ni	P	Zn
C	0-30	5	296	0,868	0,3	1,892	87,24	388	162	15,62	0	98,62	1,094	110	11,26
	30-60	5	526	0,668	0,3	1,764	33,06	203	146	2,61	0	108,6	1,016	40,92	4,62
	60-90	4,9	356	0,942	0,3	1,94	45,46	286	142	2	0	108,2	1,162	33,04	4,56
D	0-30	4,8	324	0,782	0,3	2,186	66,4	359	152	8,83	0	107,8	1,018	138	6,98
	30-60	4,9	237	0,796	0,3	2,218	52,64	194	137	2,44	0	101	1,058	58,94	4,91
	60-90	5,2	148	0,902	0,3	2,174	44,84	222	139	1,94	0	101	1,048	32,62	4,65
E	0-30	5,6	145	0,832	0,3	2,044	83,22	379	197	19,16	0	95,28	1,506	109	31,32
	30-60	5,7	131	0,834	0,3	2,21	62,44	511	169	7,48	0	122,6	1,254	69,66	18,10
	60-90	5,5	149	0,64	0,3	1,938	39,02	260	152	3,24	0	101,6	1,052	35,44	7,14

Abbildung 5.64 stellt die Verteilung von Calcium in Spargel je Sektion gemittelt für die Standorte C bis E dar. Der Ca-Gehalt lag im Spargelkopf (S1) zwischen 0,3-0,35 % und fiel bis zur Stängelbasis (S4) annähernd linear auf ungefähr 0,17 %. Der Vergleich von Spargelschale zu ungeschälten Stangen lieferte ähnliche Niveaus von ca. 0,21 %. Zwischen symptomlosen und verbräunten Proben konnten keine statistisch signifikanten Unterschiede festgestellt werden (siehe Anhang: Statistik, Tab. 8.26), ebenso bei der Betrachtung von geschälten Stangen gegenüber der Spargelschale. Innerhalb der sektionsweisen Gliederung bestehen dagegen statistisch relevante Unterschiede: Die Abschnitte S3-4 beinhalteten signifikant geringere Ca-Gehalte als die Abschnitte S1-2. Zudem war bei der Kontrollvariante Sektion 4 gegenüber Sektion 3 signifikant verschieden.

Ca-Gehalte je Stängelabschnitt

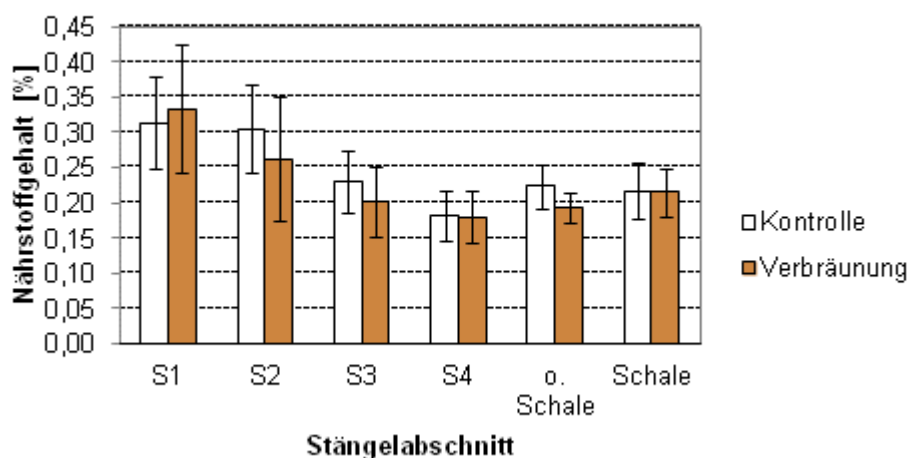


Abb. 5.64: Vergleich der Calcium-Gehalte von Kontrollstangen ohne Symptome (weiß) und Stangen mit Verbräunungen (braun) der Standorte C-E für die einzelnen Stängelabschnitte: S1-4 = Sektion 1-4 (von Kopf bis Basis à 5 cm), o. Schale = Spargel ohne Schale, Schale = nur Spargelschale. Fehlerbalken repräsentieren die Standardabweichung, n = 15.

6. Diskussion

6.1. Definition des Schadbildes

Die Beobachtungen während der drei Versuchsjahre zeigen, dass zwischen den Symptomen Berostung, Glasigkeit und Verbräunung unterschieden werden muss, um das Schadbild der Braunverfärbungen an Bleichspargel ausreichend zu charakterisieren.

Berostung zeichnet sich durch punkt - oder strichelförmige, rostfarbige Flecken aus, die bei stärkerer Ausprägung als geschlossene Flächen auftreten können und zumeist am unteren Drittel der Spargelstange zu finden sind. Ein Vorkommen an oder unter den Spargelschuppen sowie am Spargelkopf ist ebenfalls möglich. In dieser Form entsprechen die im Projektverlauf beobachteten Symptome den Beschreibungen durch PASCHOLD (1998, 2009) für das Symptom Berostung.

Glasigkeit ist gekennzeichnet durch flächige, wässrig (daher ‚glasig‘) unterlaufene Flächen, die anfänglich aufgrund des sehr transparenten Erscheinungsbild mit dem Auge kaum zu erfassen sind. Im weiteren Verlauf entwickelt sich ein Farbumschlag von glasig über glasig-braun bis hin zu hellbraun. Alle Abschnitte einer Spargelstange können betroffen sein.

Verbräunung als Symptom ist mit seiner hellbraunen, flächigen Verfärbung dem späteren Stadium der Glasigkeit sehr ähnlich, wobei in diesem Fall kein oder sehr selten glasiges Gewebe vorausgeht. Ausgehend von zunächst basalen Verfärbungen können darüber hinaus bei sehr starker Ausprägung große Teile der Spargelstange betroffen sein. Sowohl Glasigkeit als auch Verbräunung sind in dieser Form bisher nicht als Teil der Symptomatologie der Braunverfärbungen an Spargel definiert worden. Oft fand in der Praxis eine Verallgemeinerung der Symptomausprägung statt, indem beispielsweise sämtliche Braunverfärbungen als Berostung deklariert wurden. Ursache und Zeitpunkt des Auftretens der nun unterteilten Symptome sind jedoch verschieden, worauf in den folgenden Diskussionsteilen eingegangen wird.

6.2. Identifikation von Schlüsselfaktoren für die Entwicklung von Braunverfärbungen innerhalb der Verfahrenskette

6.2.1. Berostung

Die erste Bonitur des Spargels fand in allen drei Versuchsjahren nach dem Waschen der Ware statt und ist somit zeitlich sehr nah am Erntezeitpunkt. 2009 wurden zum ersten Erntetermin Anfang Mai bei Betrieb A bei 70 % der Spargelstangen Berostung festgestellt, die Symptome bedeckten maximal 10 % der Stangenoberfläche. Bei Betrieb B umfasste dieser Anteil 45 % der Ware. Beim zweiten Erntetermin Mitte/Ende Mai sanken die Anteile beiderseits auf unter 40 %. In der Höhe sind diese Werte mit den Aussagen von (PASCHOLD, 1998, 2009) vergleichbar, der von bis zu 50 % Ernteaussfällen durch Berostung berichtet. Der aus diesem Versuch stammende Spargel war zumeist noch eingeschränkt vermarktbar (Klasse II), da Berostung maximal 10 % der Stangenoberfläche einnahm,

weshalb sich diese Zahlen in dem vorgegebenen Rahmen befinden. Hinsichtlich der Stärke der Symptomausprägung gehen BRÜCKNER *et al.* (2008) und SCHREINER *et al.* (2004) von einer Wetterabhängigkeit aus, häufig wurde bei kühler und feuchter Witterung ein stärkeres Auftreten nachgewiesen. Ein Vergleich der Wetterdaten (siehe Anhang: Wetterdaten, Abb. 8.1) belegt diese Beobachtungen. Zum Zeitpunkt der ersten Ernte herrschten am Feld von Betrieb A Außentemperaturen von ca. 9°C vor, bei Betrieb B rund 11°C. Saisonbedingt stiegen die Temperaturen im Laufe des Mais, sodass zum zweiten Erntetermin 15°C (Betrieb A) bzw. 19°C (Betrieb B) gemessen wurden, was den Rückgang von Berostungssymptomen erklären könnte. Bei Betrachtung der Art der Berostung zeigte sich, dass sowohl Niederblätter als auch die Stangenoberfläche selbst am häufigsten betroffen waren. Spargelköpfe wiesen sehr selten das Symptom auf, woraus sich ein größerer Einfluss auf ältere Abschnitte einer Spargelstange ableiten lässt.

Zum gleichen Boniturzeitpunkt wurde im Versuchsjahr 2010 mehr Berostung festgestellt, ca. 80 % der Ware war betroffen im Vergleich zu 50 %, wobei ein direkter Vergleich der Symptomausprägung aufgrund der Erweiterung des Boniturschemas (siehe Kap. 4.1.2.) nicht möglich ist. Hierbei trat beim ersten Erntetermin bei Betrieb A (26.04.2010) signifikant mehr Berostung auf als bei Betrieb B (05.05.2010). Mit Blick auf die Wetterdaten (siehe Anhang: Wetterdaten, Abb. 8.2) fällt auf, dass zwar die Außentemperaturen mit ca. 14°C (A) im Vgl. zu 7°C (B) konträr zu den Beobachtungen stehen, aber die Dammtemperaturen (siehe Anhang: Wetterdaten, Abb. 8.3-4) mit durchschnittlich 12-17°C (je nach Bodentiefe) wesentlich homogener sind. Der Unterschied in der Symptomausprägung ist letztendlich auf die Entwicklung der Dammtemperaturen vor den jeweiligen Ernten zurück zu führen. Während bei Betrieb A vorher kältere Temperaturen (10-12°C) vorherrschten, entwickelten sich die Spargelschosse bei Betrieb B unter wärmeren Dammtemperaturen (14-15°C). Damit gehen die hier beobachteten Werte konform mit den Ergebnissen von SCHREINER *et al.* (2004), die für die Spargelsorte ‚Grolim‘ im ersten und zweiten Standjahr bei 10°C Dammtemperatur ein höheres Berostungsaufkommen dokumentierten als bei 20°C oder 30°C Dammtemperatur. Hierbei ist nur die tendenzielle Abhängigkeit von der Temperatur relevant. Die Stärke der Symptome ist aufgrund vom differenten Alter der Anlage und einer anderen Spargelsorte nicht vergleichbar.

Im Versuchsjahr 2011 war, verteilt über jeweils drei Erntetermine, bei beiden Betrieben das Auftreten von Berostung mit fortschreitendem Saisonverlauf rückläufig, was insbesondere durch die warmen Außentemperaturen ab Mitte Mai (siehe Anhang: Wetterdaten, Abb. 8.5) zu begründen ist und somit mit den Beobachtungen aus den Vorjahren übereinstimmt.

Die oben genannte Aussage, dass sich neben einer kühlen auch eine feuchte Witterung die Entwicklung von Berostung begünstigt, lässt sich ebenfalls anhand der Wetterdaten belegen. Insbesondere 2009 und 2010 wurden bei Betrieb A zum ersten Erntetermin mehr Symptome

beobachtet als bei Betrieb B. In allen drei Versuchsjahren fiel auf Feld A mehr Niederschlag als bei Feld B, sowohl über die gesamte Saison betrachtet als auch nur bis zur Saisonmitte. Die geringen Unterschiede im Jahr 2011 lassen sich mit den sehr identischen Temperaturverläufen in diesem Jahr erklären, was schlussendlich einen übergeordneten Einfluss der Temperatur gegenüber der Bodenfeuchte auf die Symptomentwicklung bedeutet.

Die weiteren Schritte im Verarbeitungsprozess nach dem Waschen hatten keinen Einfluss auf die Entwicklung des Symptoms. Weder das Wässern des Spargels, die 7- bis 14-tägige Lagerung im Kühlraum der Betriebe oder die eintägige Haushaltslagerung bei verschiedenen Temperaturen bewirkten eine Veränderung hinsichtlich der Stärke der Berostung. Somit lässt sich feststellen, dass Berostung ausschließlich vor der Ernte im Spargeldamm entsteht und dabei maßgeblich von abiotischen Einflussgrößen wie Bodentemperatur und Bodenfeuchte beeinflusst wird.

Je nach Spargelsorte gibt es Unterschiede in der Anfälligkeit für Berostung (BRÜCKNER *et al.*, 2008). Die im Versuchsjahr 2011 verglichenen Sorten ‚Gijnlim‘, ‚Ravel‘ und ‚Horlim‘ zeigten keine nennenswerten Unterschiede in der Symptomausprägung. Zwar sind die Boniturergebnisse für Horlim statistisch gesehen im Vergleich zu Gijnlim signifikant schlechter, aber bei objektiver Betrachtung der Boniturnoten fällt auf, dass die Verteilung sehr ähnlich ist. Ein Großteil der Stangen wurde als symptomlos (Note 0) oder sehr gering betroffen (weniger als 1 % der Oberfläche, Note 1) eingestuft, weshalb daraus kein Sortenunterschied abgeleitet werden kann. Für die Ergebnisse aus dem Sortenversuch der Landwirtschaftskammer Niedersachsen können ähnliche Schlüsse gezogen werden. Die Sorten ‚Gijnlim‘, ‚Mondeo‘ und ‚Ravel‘ unterschieden sich nicht signifikant. Im Gegensatz dazu wiesen die Sorten ‚Darlise‘, ‚Darbella‘ und ‚Cumulus‘ signifikant weniger Berostungssymptome auf. Allerdings basieren diese Unterschiede auch nur auf Bewertungen mit den Boniturnoten 0 - und 1, was die Abweichungen relativiert. Für definiertere Aussagen hinsichtlich der Berostungseigenschaften müssten Unterschiede in der Symptomausprägung deutlicher ausfallen.

6.2.2. Glasigkeit und Verbräunung

Beide Symptome können aufgrund ihres Erscheinungsbildes miteinander verknüpft sein, da Verbräunungen dem späteren Stadium der Glasigkeit in ihrer hellbraunen Ausprägung sehr ähneln. Aus diesem Grund nimmt die erste Versuchssaison im Jahr 2009 eine Sonderstellung ein. Zu diesem Zeitpunkt bestanden noch keine genauen Kenntnisse des Schadbildes, sodass keine getrennte Bonitur stattfand. Glasigkeit wurde indirekt über die Art der Ausprägung einer Verbräunung erfasst.

Symptomausprägung nach dem Waschen des Spargels:

Der frühestmögliche Boniturzeitpunkt nach der Ernte der Stangen war nach dem Waschen der Ware, was unmittelbar nach Ankunft auf dem Betriebsgelände erfolgte. Somit war der Spargel lediglich dem Einfluss von Kräften ausgesetzt, die beim Transport entstehen. Das Waschen erfolgte bei Betrieb A von Hand, indem die Stangen mit einem Schlauch abgespült wurden, bei Betrieb B unterlag die Ware einer maschinellen Vorwäsche. Ausnahme bildete hierbei das Jahr 2011, wo dort ebenfalls manuell der Schmutz entfernt wurde.

In allen drei Versuchsjahren war in Bezug auf Glasigkeit der überwiegende Teil des Spargels symptomlos oder wies nur sehr geringe Schädigungen auf ($< 1\%$ der Stangenoberfläche), wobei dieser Anteil in den Jahren 2009 und 2011 bei 80 % oder mehr lag und 2010 etwas mehr als die Hälfte betrug. Der restliche Anteil entfiel auf Schädigungen, die maximal bis zu 10 % der Spargeloberfläche einnahmen. Da es in allen Versuchsjahren keine nennenswerten statistischen Unterschiede zwischen der Ware von Betrieb A im Vergleich zu Betrieb B gab, ist ein negativer Einfluss der maschinellen Vorwäsche auszuschließen. Die Tatsache, dass bis zu 30 % der Spargelstangen Schädigungen aufwies, impliziert einen Einfluss des Transportprozesses auf die Entwicklung von Glasigkeit. In den Transportkisten ist die Ware mechanischen Kräften durch Reibung der anhaftenden Schmutzpartikel und dem Auflagedruck durch das Eigengewicht der Stangen ausgesetzt. Die Folgen in Form von Quetschungen und eingeriebenen Schmutzpartikeln sind in Abb. 5.36 (Kapitel 5.2.2.3.1.) dokumentiert. Es ist denkbar, dass der Kontakt mit Wasser diese Art von Verletzungen als Glasigkeit sichtbar werden lässt. LALLU *et al.* (2000) untersuchten den Einfluss von Stoßkräften auf Spargelspitzen, indem Spargel aus definierten Höhen fallen gelassen wurde und anschließend durch Waschen in Kontakt mit Wasser kam. Das betroffene Gewebe zeigte daraufhin kleine Frakturen und war leicht von Wasser unterlaufen, was mit den Beobachtungen bei der Entwicklung von Glasigkeit im Rahmen dieser Arbeit zu vergleichen ist. Schäden durch Reibung, Stöße und Kompression zählen nach KAYS und PAULL (2004) zu den wichtigsten Faktoren, die mechanischen Stress am Ernteprodukt hervorrufen können. REMPE (2011) konnte mit ihren Untersuchungen an glasigem Gewebe belegen, dass sich entsprechend betroffene Flächen mikroskopisch als stark beschädigte Kutikula-, Stomata-,

Epidermis- und Rindenparenchymzellen darstellen. Darüber hinaus können bereits bei makroskopisch symptomfreien Proben auf mikroskopischer Ebene derartige Schädigungen beobachtet werden, was insgesamt die negative Auswirkung mechanischer Kräfte aufzeigt und somit abiotische Ursachen für die Entstehung von Glasigkeit in den Vordergrund rückt. Parallel zum Vorkommen von Glasigkeit wurde vereinzelt das Symptom der Verbräunung beobachtet. 2009 entfielen bei Betrieb A 50% der Schädigungen auf Verbräunung, wohingegen bei Betrieb B sämtliche Symptome der Glasigkeit zuzuordnen waren. 2010 trat keine Verbräunung auf und 2011 gab es signifikante Unterschiede im Auftreten von Verbräunungen zwischen den drei Erntezeitpunkten, da die Häufigkeit betroffener Spargelstangen stark variierte (5 bis 20 %). Daraus lässt sich schlussfolgern, dass Verbräunungen (ohne vorhergehendes Auftreten von Glasigkeit) unregelmäßig, in Abhängigkeit vom Erntezeitpunkt in Erscheinung treten. Standorteffekte waren weniger stark ausgeprägt. Unter Betrachtung von 14 verschiedenen Standorten in Sachsen-Anhalt konnten NOTHNAGEL *et al.* (2013) sehr starke Schwankungen im Auftreten von Verbräunungen dokumentieren. Die Befallshäufigkeiten variierten hierbei zwischen 0 und 100 %. Ferner zeigten histologische Untersuchungen dieser Arbeitsgruppe, dass verbräunte Flächen eine zersetzte Epidermisschicht und deformiertes subepidermales Zellgewebe aufwiesen, wobei sich mit zunehmender Befallsfläche der Anteil an Spargel erhöhte, der mit Pilzen der Gattung *Fusarium* belastet war. Im Gegensatz dazu stellte GRUNEWALDT-STÖCKER (2011) die Hypothese eines abiotisch-bedingten Zelltods bei Verbräunungen auf, da sich die Entwicklung von Nekrosen nach ihren Beobachtungen vornehmlich in Abwesenheit von Schadorganismen vollzog. Das Gewebe zeigte ebenso wie bei NOTHNAGEL *et al.* (2013) Schäden an der Kutikula und zerstörte Zellen in der darunter befindlichen Epidermis. Eine parallel verlaufende Besiedlung mit Pilzen kann aber nicht ausgeschlossen werden, sie wäre jedoch nicht Ursache des Primärschadens. Demzufolge würde ein stärkeres Auftreten von Verbräunungen ein verstärktes Vorkommen von Pilzen nach sich ziehen, da ein Mangel an intaktem Zellgewebe die Lebensbedingungen für Saprophyten begünstigt.

Symptomausprägung nach der Wässerung des Spargels:

Eine 4-stündige Wässerung führte nur zu leichten Steigerungen in der Symptomausprägung von Glasigkeit gegenüber ungewässerten, gewaschenen Spargel. Diese Unterschiede waren bei beiden Betrieben nicht signifikant. Eine 24-stündige Wässerung, die eine (praxisunübliche) Extrembelastung simulieren sollte, führte im Vergleich zum vorhergehenden Waschschrift mit Ausnahme von Spargel bei Betrieb A (2010) zu signifikant mehr Glasigkeit. Zwischen Ware von Betrieb A und B bestanden im Allgemeinen keine signifikanten Unterschiede. Ausnahme bildet hierbei die Ergebnisdarstellung der Wässerungsvarianten für das Jahr 2009 nach Versuchsende, wo die Ergebnisse inklusive

der 4-stündigen Wässerung erfasst werden (siehe Kap. 5.2.2.1.4.). Innerhalb der Kontrollvariante (0 h) und der 4-stündigen Wässerung zeigen sich signifikant verschiedene Verteilungen zwischen A und B. Aufgrund möglicher Effekte aus den Verarbeitungsschritten vor Versuchsende ist ein direkter Vergleich der Standorte nicht sinnvoll, diese Ergebnisdarstellung dient nur dem Aufzeigen der Symptomentwicklung innerhalb eines Standortes für die drei Wässerungsvarianten. Verbräunung sowie ein Zusammenhang mit der Wässerungsdauer wurde nicht beobachtet.

Aus den Ergebnissen lässt sich kein Einfluss der Wässerung unter Praxisbedingungen auf die Entwicklung von Glasigkeit ableiten. Jedoch zeigt sich eine positive Verknüpfung von Wässerungsdauer und Symptomausprägung. Aufgrund der oben genannten Feststellung, dass die Zellen von glasigem Gewebe irreversibel geschädigt sind, ist von einer fehlerhaften Regulierung des Wasserflusses auszugehen. Die natürliche Barriere des Spargelgewebes ist gestört, sodass Wasser mit fortschreitender Dauer der Wässerung in zunehmendem Maß passiv in das verletzte Gewebe eindringen kann.

Symptomausprägung nach der maschinellen Sortierung des Spargels:

Der Anteil Spargels, der wenig (<1 %) oder keine Glasigkeit aufwies, sank nach der maschinellen Sortierung deutlich ab. Mehr als die Hälfte der Stangen zeigte Schädigungen bis maximal 10 % der Spargeloberfläche. Schädigungen darüber hinaus variierten je nach Saison und Betrieb. Schwankungen in Abhängigkeit vom Erntetermin innerhalb der jeweiligen Versuchsjahre waren rechnerisch z.T. signifikant, aber mit Blick auf die Verteilung in den Histogrammen sehr gering. Verbräunungen traten nicht in Erscheinung.

Gegenüber dem vorhergehenden Verarbeitungsschritt in der Prozesskette, d.h. der Wässerung (2010) bzw. dem Transport (2011) des Spargels, fand eine signifikante Steigerung der Symptomausprägung von Glasigkeit statt. Aus diesem Grund ist von einem negativen Einfluss der maschinellen Sortierung auszugehen. Insbesondere die Reinigung unter hohem Wasserdruck in der Wascheinheit der Sortiermaschine stellt eine mechanische Belastung für das Spargelgewebe dar. Die vermutlich dadurch entstandenen Verletzungen konnten mit Hilfe einer Trypanblaufärbung sichtbar gemacht werden (siehe Kap. 5.2.2.3.2., Abb. 5.39).

Die Ergebnisse nach der maschinellen Sortierung zeigen darüber hinaus signifikante Unterschiede in den Boniturnotenverteilungen zwischen Betrieb A und B. Vor allem im Versuchsjahr 2010 trat bei Betrieb B Glasigkeit in größerem Ausmaß auf. 2011 ging dort der Anteil glasigen Gewebes zurück, sodass nur für den 2. Erntetermin Signifikanzen nachgewiesen werden konnten. Die Sortierung erfolgte mit Maschinen unterschiedlicher Hersteller (siehe Kap. 4.1.), wobei Betrieb B den Wasserdruck in der Wascheinheit über die Herstellerempfehlungen hinaus einstellen ließ. Zur Qualität der verwendeten Maschinen

mitsamt technischer Details im Aufbau kann an dieser Stelle keine Aussage getroffen werden. Jedoch wird aus diesem Sachverhalt deutlich, dass der Wasserdruck und damit die Stärke der einwirkenden Kräfte bei der Reinigung einen wesentlichen Einfluss auf die Symptomausprägung hat.

Mit einem vereinfachten Versuchsansatz sollte geprüft werden, ob die Entstehung von Glasigkeit auf künstlichem Weg herbeizuführen ist (siehe Kap. 5.2.3.). Hierbei zeigte sich, dass die Bestrahlung mit Wasser aus geringer Entfernung zu Symptomen führt, die den Schädigungen aus der Praxis stark ähneln. Die Kopplung mit einer vorhergehenden Verletzung des Gewebes verstärkte den Effekt dieser Behandlung. Ebenso führten Reibungskräfte, hervorgerufen durch Schüttelbewegungen in Kombination mit feinkörnigem Sand mit anschließender Wässerung zu Symptomen, die mit den Verletzungen nach dem Waschen bzw. nach dem Transport vergleichbar sind. Verletzungen durch spitze Objekte, verursacht durch mechanischen Druck einer Bürste, zeigten ebenfalls Wirkung in Form von glasigem Gewebe. Derartige Schädigungen könnten in abgeschwächter Form beispielsweise durch grobkörnigen, anhaftenden Sand während des Transports entstehen. Behandlungen mit Eiswasser oder das Wässern des Spargels ohne das vorher mechanische Kräfte auf die Spargelstangen ausgeübt wurden, führten zu keinen nennenswerten Veränderungen in der Symptomausprägung. Feldstangen (Kontrollvariante) blieben nahezu symptomlos, sodass die Entstehung von Glasigkeit vor der Ernte im Damm auszuschließen ist.

Insgesamt zeigt dieser Versuch, dass eine künstliche Erzeugung von Glasigkeit möglich ist, was die Vermutungen über die Entstehung des Symptoms bestätigt: Mechanischer Druck, der vor allem während des Transports in den Spargelkisten durch das Auflagegewicht und durch Reibung der noch mit Schmutzpartikeln behafteten Stangen auf den Spargel einwirkt, verursacht Verletzungen, die durch den Kontakt mit Wasser in Form von Glasigkeit sichtbar werden. Wasserdruck, der beim Reinigen in der Wascheinheit der Sortieranlagen auf die Ware einwirkt, führt ebenso zu Verletzungen oder kann bereits bestehende Schädigungen verstärken.

Symptomausprägung nach der Schockkühlung des Spargels:

Nach der 15-minütigen Schockkühlung in Eiswasser wurde signifikant mehr Glasigkeit gegenüber den Bonituren nach der maschinellen Sortierung beobachtet. Hierbei fiel die Steigerung aber nicht so deutlich wie zwischen den beiden vorhergehenden Verarbeitungsschritten aus. Ware von Betrieb B wies signifikant mehr Symptome als Spargel von Betrieb A auf. Aus den Ergebnissen wird der Einfluss von Wasser auf verletztes Spargelgewebe sichtbar, die Symptomausprägung wird verstärkt. Der Umstand, dass bereits eine 15-minütige Behandlung ausreicht, um signifikante Veränderungen zu erzielen, belegt das Ausmaß der Verletzungen am Gewebe, die durch den Waschschrift innerhalb des

Sortiervorgangs hervorgerufen wurden. Im Vergleich dazu führte eine 4-stündige Wässerung nach dem Transport der Ware zu keinen Veränderungen (siehe oben).

Symptomausprägung nach der Kühllagerung im Betrieb:

Die Lagerung im Kühllager der Betriebe bewirkte einen Rückgang von Glasigkeitssymptomen bei paralleler Entwicklung von Verbräunungssymptomen. Nach 7 Tagen sank der Anteil an Spargel mit glasigem Gewebe auf ca. 20 % oder weniger, was ebenso nach 14 Tagen Lagerung zu beobachten war. Ausnahme bildete Spargel von Betrieb A nach 14 Tagen des Versuchsjahres 2010, wo der Anteil wieder auf ca. 60 % anstieg. Da es sich zum Großteil aber nur um sehr kleine Flächen handelte (<1%, Boniturnote 1), ist diese Entwicklung im Kontext der im Gesamtverlauf rückläufigen Symptomausprägung zu vernachlässigen. Der Anteil an Verbräunungen stieg nach 7 Tagen Lagerung an und erhöhte sich weiter nach der 14-tägigen Bonitur. Die parallele Entstehung von hellbraunen Verfärbungen ist in ihrem Ausmaß mit den Flächen rückläufiger Glasigkeit vergleichbar, sodass von einem direkten Zusammenhang zwischen beiden Symptomen ausgegangen werden kann. Dies unterscheidet die hier beobachteten Verfärbungen von den Verbräunungen, die nach dem Waschen festgestellt wurden und aufgrund der kurzen Zeitspanne zwischen Ernte und Bonitur höchstwahrscheinlich bereits vor der Ernte im Damm entstanden sind.

Glasigkeit als makroskopische Ausprägung von verletztem Spargelgewebe ist der Ausgangspunkt für die Symptomentwicklung. Verletzungen fördern die Oxidation von phenolischen Verbindungen (Phenylpropanoiden), was äußerlich als Verbräunung wahrgenommen wird (BARBAGALLO *et al.*, 2012; BLAHOVEC, 2003; DORNENBURG und KNORR, 1997; KAYS und PAULL, 2004). Durch Dekompartimentierung kommt es zum Kontakt zwischen Enzymen (Polyphenoloxidasen, Peroxidasen) und den phenolischen Verbindungen, woraufhin Quinone entstehen, die zu dunkel gefärbten Melaninpigmenten polymerisieren können (siehe Kap. 2.2.2.3.). Darüber hinaus kann die Verwundung von Gewebe sowohl die Bildung von Phenylpropanoiden als auch die Synthese von Oxidasen induzieren, sodass eine intensivere Farbreaktion möglich ist. Mit zunehmender Lagerdauer verstärkte sich die Färbung aufgrund der fortlaufenden Verbräunungsreaktionen. Außerdem wird generell die Qualität des Spargels mit fortschreitender Lagerzeit gesenkt. Untersuchungen von HUYSKENS-KEIL *et al.* (2005) zeigten, dass sich nach einer 4-tägigen Lagerung die Gewebefestigkeit verringert, unabhängig von der Lagertemperatur. Eine Erhöhung der Elastizität der Stangen im Zeitraum von 4 Tagen konnten auch HERPPICH *et al.* (2005) feststellen, jedoch ohne Änderungen im Wassergehalt zu beobachten, die normalerweise in Zusammenhang mit der Gewebefestigkeit stehen (HERRPICH *et al.*, 2004; LANDAHL *et al.*, 2004). Wasserverluste wurden durch eine hohe Luftfeuchtigkeit (annähernd

100 %) vermieden. RAJARATHNAM *et al.* (2003) konnten bei Versuchen mit Speisepilzen (*Agaricus bisporus* und *Pleurotus florida*) zeigen, dass ein sinkender Wassergehalt zu einer gesteigerten Phenol-Oxidase-Aktivität führt. Außerdem wird Wasserverlust im Gewebe mit einer engeren Lage von Oxidasen zu den phenolischen Substraten in Verbindung gebracht, sodass Verbräunungen auftreten können. Spargel aus den Versuchsbetrieben wurde einerseits in geschlossenen (Betrieb A) und andererseits in offenen Spargelkisten (Betrieb B) gelagert. Die in den Kühlräumen vorherrschende Luftfeuchtigkeit war praxisüblich sehr hoch, wobei keine Aussagen zu den Werten im Detail gemacht werden können und bei 7 bzw. 14 Tagen Lagerung aufgrund von Transpirationsvorgängen Wasserverluste selbst unter niedrigen Umgebungstemperaturen zwangsläufig sind. Aufgrund der unterschiedlichen Lagerweise ist von geringeren Wasserverlusten bei Ware von Betrieb A auszugehen, da durch die geschlossene Lagerung die Luftfeuchtigkeit konstant hoch gehalten wurde. Folglich sind mehr Verbräunungen bei Spargel von Betrieb B zu erwarten, was durch eine signifikant stärkere Symptomausprägung in den Ergebnissen zum Ausdruck kommt. Darüber hinaus traten bei Betrieb B, resultierend aus den vorhergehenden Verarbeitungsschritten, mehr Verletzungen (Glasigkeit) am Spargelgewebe und infolgedessen mehr Verbräunungen auf.

Symptomausprägung nach der Haushaltslagerung:

In den abschließenden Haushaltslagerungen wurde der Einfluss unterschiedlicher Temperaturen auf die Entwicklung von Braunverfärbungen untersucht. Es konnte ein deutlicher Temperatureffekt festgestellt werden. Eine 24-stündige Lagerung bei Raumtemperaturen (ca. 24°C) führte zu einem Anstieg von Verbräunungen. Gekühlte Lagerungen (4°C für 24 h) bzw. die Kombination mit einer kurzzeitig warmen Lagerung (4°C für 21 h, dann Raumtemperaturen für 3 h) bewirkten keine Verfärbungen. Im Gegensatz dazu bewirkte eine Temperaturerhöhung keine signifikanten Änderungen in der Symptomausprägung von Glasigkeit, was zunächst die nach der Lagerung im Betrieb beobachtete Verknüpfung beider Symptome in Frage stellt. Allerdings tritt Glasigkeit nach der Haushaltslagerung gegenüber der vorhergehenden Kühlagerung insgesamt weniger stark in Erscheinung, es muss eine Umwandlung stattgefunden haben. Bei warmen Lagertemperaturen kann daher von einer Umwandlung zu Verbräunung ausgegangen werden und die kühle Lagerung führte somit zu einem Rückgang von Glasigkeit ohne parallele Entwicklung von Verbräunungssymptomen.

Die Temperatur im Nachernteprozess ist einer der wichtigsten Faktoren zur Beeinflussung der Haltbarkeit des Ernteprodukts (FALLIK, 2008; KAYS und PAULL, 2004; SIOMOS, 2003), wobei in Bezug auf Spargel Lagertemperaturen zwischen 0-4°C als geeignet erachtet werden (siehe Kap. 2.2.2.1.). Der negative Einfluss warmer Lagerbedingungen, die

insbesondere bei der Vermarktung der Ware aufgrund mangelnder Kühlmöglichkeiten oder durch Kompromisse bei den Lagertemperaturen in Zusammenhang mit anderen Ernteprodukten auftreten können, wurde durch die Ergebnisse bestätigt. Darüber hinaus zeigten die Versuche zur Erzeugung von Glasigkeit (siehe Kap. 5.2.3.), dass aus glasigem Gewebe bei anschließender Lagerung für 24 h unter Raumtemperaturen Verbräunungen entstehen können, die mit den Beobachtungen an Spargel aus dem Verarbeitungsprozess vergleichbar sind. In der Literatur sind Nachweise von Verbräunungen im Zusammenhang mit erhöhten Lagertemperaturen wenig oder nur im Ansatz beschrieben. Beispielsweise konnten LALLU *et al.* (2000) bei Spargel eine signifikante Verschlechterung der visuellen Qualität in Form von Verbräunungen feststellen, wenn die Ware vor der Kühllagerung bei 16-18°C für 24 h aufbewahrt wurde. RAJARATHNAM *et al.* (2003) wiesen bei Speisepilzen mit steigenden Temperaturen (0-25°C) steigende Phenoloxidase-Aktivitäten bei gleichzeitiger Metabolisierung von phenolischen Verbindungen nach, was einen direkten Zusammenhang von Verbäunungen und Temperatureinfluss darstellt. Zur Vorbeugung werden niedrige Lagertemperaturen empfohlen sowie im Nachernteprozess eine Begrenzung mechanischer Einflüsse auf ein Minimum. Neben kulturspezifischen Faktoren wie der Enzymaktivität, der Konzentration bestimmter phenolischer Verbindungen im Gewebe, der Sauerstoffverfügbarkeit und dem pH-Wert sehen MARTINEZ und WHITAKER (1995) die Temperatur als wichtigste Größe, um die Rate und Intensität von enzymatischen Verbräunungsreaktionen zu beeinflussen. Ebenso wie die oben genannten Autoren empfiehlt auch RUPASINGHE (2008) niedrige Lagertemperaturen zur Kontrolle von Verbräunungen. Die Kombination von Effekten der Kühllagerung im Betrieb und der anschließenden Haushaltslagerung führte zu einem Rückgang glasiger Symptome gegenüber Spargel, der im Betrieb nicht gelagert wurde. Im Vergleich zu den Ergebnissen nach der Lagerung hatte sich der Anteil glasigen Spargels jedoch wieder erhöht. Diese Beobachtungen zeigen, dass eine Reaktivierung dieses Symptoms möglich ist. Als Ursache kommt hierbei der Kontakt mit Wasser in Frage, der durch das Bedecken der Ware mit Eis für den Transport zum Institut zustande kam. Verbräunungen nahmen mit der Dauer der vorhergehenden Kühllagerung zu. Der Effekt war bei warmen Haushaltslagerungen stärker ausgeprägt, was den Einfluss der Temperatur, neben der Lagerdauer, auf die Symptomausprägung unterstreicht. Diesbezüglich konnte SCHEER (2002) bei 4 Tage unter 20°C gelagerten Spargel eine etwas dunklere Spargeloberfläche durch messbare Änderungen in der Helligkeit und Farbsättigung beobachten. SIMÓN und GONZALES-FANDOS (2011) stellten an Spargel einen Verlust von Frische in Form von dunklen Farbänderungen und Flecken fest, wenn die Ware für 6 Tage bei 10°C gelagert wurde. Eine Lagerung bei 5°C für den gleichen Zeitraum erzielte bessere Ergebnisse. Sie sehen die Lagertemperatur als den wichtigsten Faktor an, um die Frische von Spargel zu erhalten. Die Versuchsergebnisse zeigen jedoch auch, dass eine

hinreichende Kühllagerung nur innerhalb einer bestimmten Zeitspanne zur Qualitätserhaltung beiträgt. Nach 7 Tagen bei 4°C entwickelten sich dennoch Verbräunungssymptome, was BRASH *et al.* (1995) bestätigt, die anhand ihrer Untersuchungen eine maximale Haltbarkeit von ca. 5 Tagen ermitteln konnten.

Im Hinblick auf die Bewertung des Einflusses von Lagerdauer und -temperatur auf die Stärke von Verbräunungen ist anhand der Ergebnisse ein größerer Einfluss der Temperatur erkennbar, da bereits eine eintägige Lagerung bei Raumtemperatur zu stärkeren oder vergleichbaren Verbräunungen führte als eine 7-tägige Kühllagerung im Betrieb (siehe Kap. 5.2.2.2.5., Abb. 5.31; Kap. 5.2.2.2.6., Abb. 5.33). Auch KADAU (2005) sieht Farbänderungen an Spargel primär durch die Temperatur und nur sekundär durch die Lagerdauer beeinflusst. Grundlage bildeten hierbei Farbmessungen an 2 - bzw. 4 Tage gelagerter Ware bei Temperaturstufen von 2 - 20°C. Daraus lässt sich für den gesamten Nacherntezeitraum eine enorme Bedeutung einer ununterbrochenen Kühlkette zur Vermeidung von Verbräunungen ableiten. In diesem Zusammenhang erachtet JUNKER (2003) Maßnahmen zur Erhaltung der Qualität wie beispielsweise eine schnelle Kühlung der Ware im Betrieb nur dann für sinnvoll, wenn die Kühlkette bis zum Verbraucher aufrecht erhalten wird. Anhand der Data-Logger-Daten, die den Temperaturverlauf in den Spargelkisten während des Nachernteprozesses dokumentieren (siehe Kap. 5.2.2.2.8., Abb. 5.34), wird deutlich, dass außerhalb des betrieblichen Kühllagers sehr schnell Temperaturen oberhalb der empfohlenen Werte (0-4°C) erreicht werden. Insbesondere während des Transports der Ware zur finalen Lagerung am Institut steigerte sich die Temperatur jahreszeitlich bedingt auf 15°C oder mehr, obwohl der Spargel in Thermoboxen mit Eis gekühlt wurde. Aber auch am Feldrand nach der Ernte können je nach Erntezeitpunkt (vgl. Betrieb A, Abb. 5.34) derartige Temperaturen erreicht werden. Einschränkend ist zu erwähnen, dass die Ergebnisse der Versuchssaison 2009 keinen Einfluss einer kurzzeitig warmen Lagerung (3 h) auf die Ausbildung von Verbräunungen aufzeigen und somit kurze, praxisübliche Standzeiten am Feldrand außerhalb einer Kühlkette keine negativen Effekte in dieser Hinsicht haben dürften. Darüber hinaus weist Spargel zum Zeitpunkt der Ernte kaum glasige Symptome auf, aus denen Verbräunungen entstehen könnten. Unabhängig davon ist in jedem Fall eine hinreichende Kühlung der Ware anzustreben aufgrund der Auswirkungen warmer Temperaturen auf Respirations- sowie Transpirationsvorgänge und damit auf Haltbarkeit und Frische des Spargels im Allgemeinen (siehe Kap. 2.2.2.1.).

Symptomausprägung in Abhängigkeit von der Spargelsorte:

In allen Versuchsjahren wurde die Sorte ‚Gijnlim‘ als Referenz verwendet, weil sie unter den spargelanbauenden Betrieben eine weite Verbreitung findet aufgrund positiver Sorteneigenschaften wie dem hohen Ertragspotential oder der guten Eignung zur Verfrühung. Die Untersuchung anderer Sorten hinsichtlich der Symptome Glasigkeit und Verbräunung markiert einen ersten Schritt zur Analyse weiterer, ursächlicher Faktoren. Für die Versuchsbetriebe A und B wurden die Sorten ‚Ravel‘ (A) und ‚Horlim‘ (B) gewählt, da diese dort neben Gijnlim am häufigsten im Anbau standen. Die Erhebung von Daten weiterer Sorten wie ‚Mondeo‘, ‚Cumulus‘, ‚Darlise‘ und ‚Darbella‘ (neben Gijnlim und Ravel) ergab sich aus dem parallel verlaufenden Sortenversuch der Landwirtschaftskammer Niedersachsen, die als Projektpartner fungierte.

Das Auftreten von Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung ist für die Sorten Gijnlim, Ravel und Horlim als sehr homogen einzustufen. Zwar unterschieden sich die einzelnen Varianten auf statistischer Ebene signifikant, jedoch sind die Unterschiede nur marginal. Zudem kann kein Vergleich zwischen Horlim und Ravel gezogen werden, weil das Ergebnis durch Seiteneffekte, insbesondere durch die Verwendung unterschiedlicher Sortiermaschinen in den jeweiligen Betrieben verzerrt ist. Spargel aus dem Sortenversuch zeigte ebenso kaum Unterschiede in der Ausprägung glasiger Symptome. Lediglich die Sorte Darbella wies signifikant weniger Glasigkeit gegenüber Gijnlim als Referenz auf, was sich in einem deutlich höheren Anteil symptomloser Stangen äußerte. Somit sticht Darbella als einzige Sorte heraus. Ob es sich hierbei um eine klare Abgrenzung von den anderen Sorten handelte, müsste in Wiederholungen in größerer Fallzahl untersucht werden. Insgesamt deuten die Ergebnisse zunächst darauf hin, dass Glasigkeit unabhängig von der Sorte auftritt.

Verbräunungen, die nach dem Transport beobachtet wurden und daher unabhängig vom Vorkommen von Glasigkeit sind, traten für die Sorten Gijnlim (ca. 10 % Anteil), Horlim (ca. 25 %) und Ravel (ca. 18 %) sehr schwankend auf, wobei Gijnlim signifikant weniger Verfärbungen zeigte. Daraus wird deutlich, dass die Symptomausprägung auch bei anderen Sorten in relevanter Stärke in Erscheinung treten kann. Bei Spargel des Sortenversuchs wurden kaum Verbräunungen festgestellt. Da es sich hierbei um neu angelegte Felder handelte (Alter der Anlagen 1-2 Jahre), ist möglicherweise von einer Verknüpfung vom Alter der Spargelpflanzen und Stärke des Symptoms auszugehen. Andererseits wurde bei Ware der Versuchssaison 2010 auch keine Verbräunung beobachtet. Das Pflanzjahr der Felder war 2005 (A) bzw. 2001 (B). Aufgrund der starken Schwankungen, die ebenso bei Gijnlim je nach Erntezeitpunkt beobachtet wurden (0-20 % Anteil) scheint die Symptomentwicklung weniger durch die Sorte, sondern vielmehr durch andere Faktoren begünstigt zu werden, die

mit dem saisonalen Verlauf in Zusammenhang stehen. Ansatzpunkte werden in Kap. 6.4. diskutiert.

6.2.3. Korrelationsanalysen

Die Datenauswertung für die jeweiligen Versuchsjahre ergab, dass das Auftreten von Glasigkeit und Verbäunung mit einer Ausnahme (Verbräunung 2010) positiv mit dem Durchmesser der Spargelstangen korreliert ist. Dies bestätigt die Beobachtungen, dass die Ursache für Glasigkeit und damit verbunden die Ursache für aus Glasigkeit entstehende Verbräunungen mechanische Einflüsse sind. Nach KAYS und PAULL (2004) erhöht sich die Anfälligkeit gegenüber mechanischen Verletzungen mit zunehmender Größe und steigendem Gewicht des Ernteprodukts.

Auch für Berostungen wurde eine positive Korrelation nachgewiesen. Diese Ergebnisse decken sich mit den Beobachtungen von DELTAU (1995) und PASCHOLD (2009), die bei dickeren Spargelstangen stärkere Berostungssymptome dokumentieren konnten. Ursachen und mögliche Zusammenhänge werden in Kapitel 6.3.2. diskutiert.

6.3. Isolierung von Pilzen und Determination ihrer Pathogenität

6.3.1. Pilzisolierung und -bestimmung

Für Pilzisolierungen wurden zunächst (2009) Spargelstangen aus dem Verarbeitungsprozess gewählt. Nachdem sich die Ursachen für Glasigkeit und Verbräunung im Laufe der Untersuchungen als abiotisch-bedingt herausstellten (siehe Kap. 6.2.2.), sich Berostungen an Spargel unabhängig vom Verarbeitungsprozess vor der Ernte im Damm entwickelten und durch GRUNEWALDT-STÖCKER (2011) parallel zu den Versuchen ein Zusammenhang von nekrotischem Berostungsgewebe und dem Auftreten von Pilzinfektionen festgestellt wurde, erfolgte in den Jahren 2010 und 2011 die Pilzisolierung ausschließlich von Feldstangen mit Berostungssymptomen. Auf Basis ihrer Morphologie oder der Häufigkeit ihres Vorkommens wurden die Isolate vorselektiert. Hierbei zeigte sich ein hoher Anteil von Pilzen der Gattungen *Fusarium* und *Penicillium*. Sie wurden jedoch nicht weiter spezifiziert. Bei bodenbürtigen *Fusarium*-Pilzen an Spargel ist bekannt, dass in erster Linie *F. oxysporum* und *F. proliferatum* am häufigsten als Pathogene auftreten, zumal sich in Zusammenhang mit der Wurzel- und Kronenfäule rotbraune Läsionen ausbilden, die dem Symptom der Berostung ähneln (siehe Kap. 2.2.2.2.). *Penicillium*-Arten können zwar im Boden vorkommen, sind insgesamt aber allgegenwärtig. Vor allem sind die Konidien in der Luft sehr präsent, sodass sie häufig als Kontaminanten auftreten (WEBSTER und WEBER, 2007). Die berostete Oberfläche der für die Isolierungen verwendeten Feldstangen wurde nicht sterilisiert, um potentiell vorhandene Pilze im Gewebe nicht abzutöten. Aus diesem Grund war die Anzahl an *Penicillium*-Kontaminationen und damit die Anzahl an unbedeutenden Isolaten sehr hoch.

Nach der Vorselektion trat neben *Fusarium* und *Penicillium* lediglich ein Pilz in größeren, morphologisch identischen Anteilen hervor. Die Sequenzierung der ITS-Regionen der rDNA ergab, dass es sich hierbei um *Cadophora luteo-olivacea* handelte. *C. luteo-olivacea* (VAN BEYMA) HARRINGTON & MCNEW gehört taxonomisch zum Stamm der Ascomycota, zur Klasse der Leotiomycetes, zur Ordnung der Helotiales, zur Familie der Dermateaceae und hierbei zur Gattung *Cadophora*. Er ist ein Phialophora-artiger Anamorph, wobei die Gattung *Cadophora* von der morphologisch ähnlichen, anamorphen Gattung *Phialophora* zu unterscheiden ist (HARRINGTON und MCNEW, 2003). In Bezug auf Morphologie, Biologie und ITS-Sequenzübereinstimmung besteht eine Nähe von *C. luteo-olivacea* zu *Cadophora malorum* (Synonym: *Phialophora malorum*). Die daraus resultierende phylogenetische Nähe beider Arten wurde durch eine Stammbaumanalyse bestätigt. Sowohl *Cadophora* sp. als auch *Phialophora* sp. gehören zur Gruppe der dunkel septierten Endophyten (DSE). Dies ist eine Gruppe von wurzelbesiedelnden Pilzen, die durch pigmentierte, melanisierte und septierte Hyphen charakterisiert sind (STOYKE und CURRAH, 1991). Sie sind weltweit verbreitet und wurden bei annähernd 600 Pflanzenarten festgestellt (JUMPPONEN und TRAPPE, 1998). Hinsichtlich der Interaktion mit der jeweiligen Wirtspflanze kann ein Teil der DSE mutualistisch auftreten, während andere Pilze als Pathogen agieren (JUMPPONEN, 2001; SIEBER, 2002). Neben dem Vorkommen im Boden treten *Cadophora*-Arten auch an oberirdischen Pflanzenteilen in Erscheinung. Sie werden hierbei hauptsächlich mit Fäulnis-Symptomen an Kiwi-Früchten in Verbindung gebracht (DI MARCO *et al.*, 2004; PRODI *et al.*, 2008; SPADARO *et al.*, 2010). *C. luteo-olivacea* kann zudem als vaskuläres Pathogen an Weinreben auftreten (GRAMAJE *et al.*, 2010; HALLEEN *et al.*, 2007). PASCHOLD (2009) stellt Pilze der Gattungen *Fusarium*, *Penicillium* und *Phialophora* in Zusammenhang mit Berostungssymptomen an Spargel ohne jedoch spezifizieren zu können, ob sie als Pathogen oder Sekundärparasit agieren. Durch BLOK und BOLLEN (1995) konnte *in vitro* an Spargelsämlingen bzw. an getopften Jungpflanzen die Pathogenität von *P. malorum* nachgewiesen werden. Der Pilz, isoliert von berosteten Stangen, verursachte braune Läsionen an der Stängelbasis und den oberen Wurzelabschnitten. Andere Pilze, die ähnliche Symptome hervorriefen, waren *F. oxysporum*, *F. culmorum* und *Phoma terrestris*.

Neben *C. luteo-olivacea* wurde der Pilz *Humicola grisea* var. *grisea* TRAAEN durch eine Sequenzierung näher bestimmt. Er gehört innerhalb der Ascomycota zur Ordnung der Sordariales und die Gattung *Humicola* ist als Synonym für die Gattung *Trichocladium* anzusehen (HAMBLETON *et al.*, 2005). Letztere zählen ebenso wie *Cadophora* zur Gruppe der DSE. *H. grisea* ist ein weit verbreiteter, bodenbürtiger Pilz (DOMSCH *et al.*, 2007), der bisher nicht als Pathogen in Erscheinung getreten ist. Darüber hinaus zeichnete sich bereits bei den Vorselektionen ab, dass er an berosteten Spargelgewebe kaum vorkommend war.

Für die molekulare Bestimmung der morphologisch als DSE klassifizierten Isolate wurden dennoch Primer von *H. grisea* angefertigt, um etwaige Mischinfektionen in den Kulturen auszuschließen.

Insgesamt ist anhand der morphologischen - und molekularen Bestimmungen der Isolate erkennbar, dass vorwiegend *C. luteo-olivacea* und *Fusarium* sp. in allen drei Versuchsjahren an berostetem Spargel vorkamen, wobei dies für das Jahr 2009 aufgrund der ungeeigneten Wahl des Isolationsgewebes nur eingeschränkt gilt. Andere Pilze kamen in der Summe ebenfalls in hohen Anteilen vor, traten jeweils aber nur in kleiner Anzahl auf, sodass keine weitere Spezifizierung erfolgte. Lediglich Pilze der Gattung *Rhizoctonia* wurden im Vergleich dazu in höherem Maße isoliert, dies jedoch nur im Jahr 2011.

Somit lässt sich in Bezug auf *Fusarium* und *C. luteo-olivacea* ein möglicher Zusammenhang zwischen Symptom und involviertem Pilz ableiten, was nachfolgend in den Pathogenitätstests untersucht wurde. Während es für *C. luteo-olivacea* keine vergleichbaren Werte in der Literatur gibt, decken sich die Isolationshäufigkeiten von *Fusarium* sp. an Spargelstangen mit den Ergebnissen von KOCH (2011), die gemittelt über 9 verschiedene Standorte in den Monaten Mai/Juni der Jahre 2008 und 2009 an Spargel zum Zeitpunkt der Ernte zwischen 35 - 68 % Befallshäufigkeit feststellte. Bei einem Standort wurden Werte über 80 % erreicht. Ferner konnte sie eine positive Korrelation zwischen der Befallshäufigkeit und dem Auftreten von rötlich-braunen Läsionen berechnen. KADAU (2005) dokumentierte in den Jahren 2002 und 2003 an ungelagertem Spargel Befallshäufigkeiten von 47 % (2002) bzw. 87 % (2003), wobei keine Aussage über eventuell vorhandene Berostungssymptome getroffen wird.

Auffällig ist die unterschiedliche Verteilung von *C. luteo-olivacea* und *Fusarium* sp. in den Jahren 2010 und 2011. Während im Mittel *Fusarium* 2010 bei ca. 1/3 der Stangen nachgewiesen wurde, erhöhte sich dieser Anteil 2011 auf über 80 %. Dagegen reduzierte sich der Anteil von *C. luteo-olivacea* von fast 90 % auf 65 %. Darüber hinaus konnten insbesondere von Standort B mehr *Fusarium*-Isolate gewonnen werden. Die Ursache hierfür liegt in den temperaturabhängigen Wachstumsoptima der Pilze. Die Ernteperiode 2010 war deutlich kälter als im Jahr 2011 (siehe Anhang: Wetterdaten, Abb. 8.2, Abb. 8.5). Im Mai 2010 lag die durchschnittliche Außentemperatur bei 9,3 bzw. 10,3°C (Standort A bzw. B), im Juni 2010 stiegen die Temperaturen auf 14,3 bzw. 15,6°C. Demgegenüber stehen wärmere Temperaturen im Mai 2011 (13,1 bzw. 14,4°C) und Juni 2011 (15,2 bzw. 16,6°C). KOCH (2011) beobachtete in Bezug auf *Fusarium* sp. ebenfalls geringere Isolationshäufigkeiten bei kälteren Temperaturen. Ferner konnte sie bei Wachstumstests von *Fusarium*-Isolaten auf PDA eine deutlich erhöhte Myzelwachstumsrate ab 15°C feststellen. Die Gruppe der DSE ist im Allgemeinen ohne Wirtsspezifität und neben dem Auftreten in gemäßigten Breiten in

Umgebungen vorkommend, die sich durch extreme Wetterbedingungen wie Trockenheit und Kälte auszeichnen (JUMPPONEN und TRAPPE, 1998). Dies liegt möglicherweise an einer besseren Anpassung der DSE an extreme Ökosysteme (BARROW und AALTONEN, 2001; BARROW und OSUNA, 2002; SCHMIDT *et al.*, 2008). Somit ist tendenziell von einem schnelleren Wachstum von *C. luteo-olivacea* bei kälteren Außentemperaturen gegenüber *Fusarium* sp. auszugehen, was die jeweiligen Isolationshäufigkeiten in den Jahren 2010 und 2011 erklären könnte

6.3.2. Pathogenitätstests

Ausgehend von den Ergebnissen der morphologischen und molekularen Bestimmung der isolierten Pilze wurden in den Pathogenitätstests verschiedene Isolate von *C. luteo-olivacea* sowie ein *Rhizoctonia solani*-Isolat geprüft. Aufgrund bereits dokumentierter Pathogenität (GOSSMANN *et al.*, 2011) fungierte *Fusarium* als Positivkontrolle.

Auf makroskopischer Ebene konnte die Pathogenität aller *C. luteo-olivacea*-Isolate nachgewiesen werden, da sich sowohl an den Wurzeln als auch an der unteren Stängelbasis in signifikantem Ausmaß der Berostung ähnliche Symptome (siehe Kap. 5.4.1.2., Abb. 5.53a-d) ausbildeten. Die Befallsstärke war vergleichbar oder z. T. höher als bei den Pflanzen, die mit *F. oxysporum* inokuliert wurden. Im Gegensatz dazu führte die Inokulation mit *R. solani* zu keinen signifikanten Veränderungen gegenüber der Negativkontrolle, was sich mit den Ergebnissen deckt, die BLOK und BOLLEN (1995) in ihren Pathogenitätstests für *Rhizoctonia* sp. dokumentieren konnten. Als einzige Reaktion wurden flächige Nekrosen bzw. komplett abgestorbene Triebe beobachtet (siehe Kap. 5.4.1.2., Abb. 5.53e). Dies entspricht jedoch nicht der gesuchten Symptomatologie. Da *Rhizoctonia* sp. ohnehin nur im Versuchsjahr 2011 in größeren Anteilen vorkamen, ist somit keine Verbindung zur Entstehung von Berostung erkennbar.

Auf mikroskopischer Ebene konnte die zuvor festgestellte Pathogenität bestätigt werden, da sich einerseits die für die Isolate jeweils charakteristischen Pilzstrukturen am und im Gewebe wiederfinden ließen und andererseits signifikante Unterschiede im Vergleich zur symptomlosen Negativkontrolle innerhalb der einzelnen Bewertungskategorien bestanden. Im Versuchsverlauf erhöhte sich bei allen *Cadophora*-Isolaten der Anteil an (dunkel septiertem) Außenmyzel, an Sporen außerhalb des Gewebes und der Anteil an intrazellulärem Myzel - verbunden mit der Penetration von Zellwänden, was eine aktive Kolonisierung des Gewebes signalisiert. Dies bestätigt die Kriterien, die einen DSE als Klasse 4 - Endophyten festlegen (RODRIGUEZ *et al.*, 2009). Daneben gilt die ausschließliche Besiedlung von Wurzeln als Charakteristikum. Die Isolate riefen jedoch sowohl an den Wurzeln als auch an den unteren Stängelbereichen Symptome hervor. Als Ursache könnte die Inokulation an der Stängelbasis und der daraus resultierende Infektionsdruck in den Tests in Frage kommen. BLOK und BOLLEN (1995) beobachteten in

ihren Untersuchungen ebenfalls Läsionen an Wurzel und Stängel hervorgerufen durch den DSE *P. malorum*. Darüber hinaus befinden sich die Spargelschosse als oberirdische Pflanzenteile während der Erntesaison (unnatürlicherweise) nicht über dem Erdboden, sondern sind durch den Spargeldamm mit Erde umgeben, sodass von einem Sonderfall gesprochen werden kann. Mikrosklerotien als weiteres Kennzeichen für DSE wurden vereinzelt beobachtet, jedoch nicht mit in die Datenerhebung einbezogen.

Die kontinuierliche Ausprägung von nekrotischen Zellen in Verbindung mit der Anwesenheit von intrazellulärem Myzel (in den Abbildungen als intrazelluläre Nekrosen bezeichnet) markiert den Übergang von einem Endophyten zu einem Pathogen. DSE im Allgemeinen gelten als nicht-pathogen, da sie zumeist an gesunden Wurzeln bzw. Pflanzen gefunden werden (KNAPP *et al.*, 2012) und per Definition lebende Pflanzenorgane ohne offenkundig negative Effekte am Gewebe kolonisieren (HIRSCH und BRAUN, 1992; JUMPPONEN und TRAPPE, 1998). Allerdings ist unter Umständen dieser Zustand nicht von Dauer, da die Stabilität dieser asymptomatischen Interaktion von verschiedenen Faktoren abhängt (SCHULZ und BOYLE, 2005). Die Autoren stellen die Hypothese eines balancierten Antagonismus zwischen Pflanze und Endophyt auf, in dem pilzliche Virulenzfaktoren auf der einen und die pflanzliche Abwehr auf der anderen Seite ausgeglichen sind. Durch das Einwirken von Umweltfaktoren findet eine Verschiebung in der Balance statt, sodass ein Endophyt zum Pathogen werden kann. Stress kann die Wirtspflanze und deren Abwehr schwächen, was zum Ausbruch von Krankheitssymptomen führt (KULDAU und YATES, 2000). Bezogen auf den Spargelanbau und den auftretenden Berostungssymptomen stellt das Spargelstechen einen enormen Stressfaktor für die Pflanze dar, da verteilt über die Spargelsaison mehrmals Verletzungen durch das Entfernen der Schosse entstehen. Der Metabolismus der Pflanze muss sich auf die Wundheilung einstellen, das verletzte Gewebe stellt Eintrittspforten für Mikroorganismen dar und bildet im weiteren Verlauf einen Nährboden für bodenbürtige Pilze (siehe Kap. 5.1.1., Abb. 5.1a, b), die somit den Infektionsdruck erhöhen.

Im Vergleich zu 3 von 4 *Cadophora*-Isolaten wurden bei der Positivkontrolle auf zellulärer Ebene signifikant weniger Nekrosen beobachtet. Generell steht das geringe Aufkommen von Nekrosen nach der Mikroskopie bei *Fusarium* in Widerspruch zu den makroskopischen Ergebnissen. Die Ursache hierfür könnte in der Auswahl des untersuchten Gewebes liegen. Es wurden nicht gezielt berostete Flächen selektiert, sondern das Gewebe wurde randomisiert ausgewählt. Aus den Makroskopie-Ergebnissen ist ersichtlich, dass an den Wurzeln größtenteils Symptome bis maximal 10 % der Oberfläche vorkamen, weshalb möglicherweise beim Mikroskopieren kaum Gewebe mit Berostungssymptomen und damit Nekrosen vorlagen. Am Spross waren die Schädigungen wesentlich ausgeprägter, jedoch

floss dieser Abschnitt bei der Mikroskopieauswertung nur zu 1/8 in die Ergebnisse ein (siehe Kap. 4.3.1.4.2., Tab. 4.8).

Die Mikroskopie-Ergebnisse für *R. solani* decken sich mit den makroskopischen Beobachtungen. Dem hohen Vorkommen an Außenmyzel stehen keine oder nur sehr wenig Pilzstrukturen im Pflanzengewebe gegenüber. Es wurde keine Nekrosenbildung beobachtet. Bereits abgestorbene Triebe wurden nicht untersucht, da die Färbung von getrockneten Pflanzenteilen nur für grobe anatomische Untersuchungen geeignet ist.

Insgesamt geht aus den Untersuchungen hervor, dass *C. luteo-olivacea* als Pathogen auftritt. Teilweise waren die verwendeten Isolate virulenter als die Positivkontrolle *F. oxysporum*. Das Symptom der Berostung an Spargel steht somit in Zusammenhang mit diesen bodenbürtigen Pilzen. Ferner ist nun die deutlich erhöhte Symptomausprägung bei kühler und feuchter Witterung (siehe Kap. 6.2.1.) zu erklären. Die Längenwachstumsrate der Stangen steigt im Bereich 10-30°C linear mit der Temperatur und der bereits erreichten Triebhöhe an (KAILUWEIT und KRUG, 1995). Eine langsamere Wachstumsgeschwindigkeit vergrößert den Zeitraum bis zur Ernte, in dem Pathogene in das Spargelgewebe eindringen und Berostungssymptome hervorrufen können. Wasserstress, hervorgerufen durch eine zu hohe Bodenfeuchte, erhöht zwar einerseits die Wachstumsrate der Schosse, jedoch wird andererseits auch das Einsetzen des Wachstums verzögert (VELTEN *et al.*, 2004). Auf diese Weise stehen die im April/Mai angelegten Rhizomknospen länger in Kontakt mit potentiellen Pathogenen. Folglich sind eine kühle und feuchte Witterung die bestmöglichen Bedingungen für die Ausbildung von Berostungssymptomen.

Im Gegensatz zu den abiotisch-bedingten Ursachen für Glasigkeit und Verbräunung sowie den damit verbundenen Korrelationen zwischen Symptom und Stangendurchmesser kann das Auftreten von Berostung nicht auf diese Weise erklärt werden. Ein möglicher Erklärungsansatz bezieht sich ebenfalls auf die genannten Auswirkungen von langsameren Wachstumsgeschwindigkeiten der Stangen. VELTEN *et al.* (2004) konnten in ihren Untersuchungen einen Zusammenhang zwischen der Biomasse (und damit dem Stangendurchmesser) und der Wachstumsrate feststellen. Größere Stangen hatten im Vergleich zu dünnerem Spargel geringere Wachstumsraten.

6.4. Nährstoffanalysen

Mit Hilfe der Analyse von Makro- und Mikronährstoffgehalten sowie zusätzlich weiteren Elementen, die als nützlich angesehen werden, wurde überprüft, ob bestimmte Über- oder Unterversorgungen in den Spargelstangen bestehen und inwieweit dies mit der Ausprägung von Symptomen zusammenhängt. Im Fokus standen hierbei Verbräunungen, die bereits vor der Ernte im Spargeldamm entstanden sind und sich unabhängig von der Ausprägung von Glasigkeit entwickelten (siehe Kap. 6.2.2.). Da das Symptom hauptsächlich am unteren Abschnitt einer Spargelstange zu finden ist und sich erst bei stärkerer Ausprägung auf die gesamte Stange erstreckt, ist eine sektionsabhängige Nährstoffverteilung zu erwarten. Im Folgenden beziehen sich vergleichende Mengenangaben sowie Aussagen über Mangel- oder Überschusssymptome auf BERGMANN (1993), sofern nicht anders gekennzeichnet.

Stickstoff als eines der Hauptnährelemente wurde nicht untersucht, weil es mit dem verwendeten Analyseverfahren nicht erfasst werden konnte. Darüber hinaus wird N-Mangel zumeist mit einer reduzierten Wachstumsrate und Chlorophyllabbau in Verbindung gebracht, N-Überschuss zeigt sich durch eine Dunkelfärbung der Blätter und einer erhöhten Anfälligkeit der Pflanze gegenüber Infektionen, was insgesamt nicht mit dem Symptom der Verbräunung in Zusammenhang zu setzen ist.

Die Elemente Eisen (KIRKBY und RÖMHELD, 2004), Natrium, Nickel (GERENDAS *et al.* 1999), Schwefel und Zink lagen in der Trockenmasse der Pflanzen in Mengen vor, die im Allgemeinen als ausreichend bzw. normal angesehen werden. Die parallel dazu erhobenen Bodenwerte zeigten auch keine Auffälligkeiten.

Die Mengen des Schwermetalls Cobalt lagen mit durchschnittlich 2 µg/g deutlich über den üblichen Co-Gehalten von Pflanzen (0,01-0,4 µg/g), wobei die Bodenwerte normal waren (BLUME *et al.*, 2010). Co-Überschusssymptome sind Chlorosen, bei stärkerem Überangebot ist ein Absterben der Pflanze zu beobachten. Des Weiteren sind die ermittelten Gehalte symptom- und sektionsunabhängig mit leichten Unterschieden je nach Standort, weshalb keine Verbindung zur Verbräunung besteht. In gleicher Weise stellen sich die Verteilungen der Kupfer- und Molybdängehalte dar, die doppelt (Cu, ca. 24 µg/g) bis viermal (Mo, ca. 2 µg/g) so hoch gegenüber den Vorgaben (Cu: 6-12 µg/g; Mo: 0,15-0,5 µg/g) vorhanden waren. Während bei Molybdän nur sehr selten mit Toxizitätsschäden zu rechnen ist (HAMLIN, 2007), steht Kupferüberschuss in Zusammenhang mit kümmerlichem Wuchs und Blattchlorosen. Die Gehalte von Kalium in den Spargelstangen erwiesen sich als sehr variabel. Je nach Standort (siehe Kap. 4.4.1.1., Tab. 4.9) bestand symptomunabhängig nur ein Überschuss (d.h. > 24000 µg/g) in oberen Sektionen (Standort A, B, C), der Schale (A, B) oder es lagen generell zu hohe Mengen vor (D, E). Nach WEBER (2008) sind die ermittelten Bodenwerte als sehr hoch einzustufen (200-500 µg/g gegenüber 120 µg/g), was die Gehalte

erklären könnte. Aufgrund des schwankenden Auftretens und keinen bekannten negativen Einflüssen von K-Überschuss auf die Pflanze ist eine direkte Verbindung zu Verbräunungssymptomen unwahrscheinlich. Phosphor kam standort- und symptomunabhängig vor allem in den Spargelspitzen in erhöhten Mengen vor (ca. 8000 µg/g), wobei die Bodenwerte in einem normalen Bereich lagen. Wegen des erhöhten P-Bedarfs von Pflanzen, besonders im Jugendwachstum, und der hohen Mobilität von Phosphat-Ionen sind diese Werte dennoch als normal zu erachten, zumal ebenso wie bei Kalium P-Überschusssymptome sehr selten sind.

Unabhängig vom Standort sowie größtenteils auch von der untersuchten Sektion oder vom Symptom traten Manganunterversorgungen auf (< 25 µg/g). Die Mengen im Boden waren vor allem in der obersten Schicht (0-30 cm) ausreichend und aufgrund der geringen pH-Werte sehr gut pflanzenverfügbar. Mangelsymptome stehen häufig in Zusammenhang mit Chlorosen, was insgesamt keinen Zusammenhang zu Verbräunungen erkennen lässt. Für Magnesium konnten standort-, symptom- und sektionsunabhängig leichte Unterversorgungen festgestellt werden mit Ausnahme der Spargelschale als Sektion, wo mit durchschnittlich 900 µg/g gegenüber 1500 µg/g als Minimumwert deutlichere Abweichungen registriert wurden. Die Bodenwerte sind mit durchschnittlich 150 µg/g gegenüber 50 µg/g als Richtwert (WEBER, 2008) dagegen als hoch anzusehen, wobei eine Ionenkonkurrenz mit dem ebenfalls sehr häufig vorkommenden Kalium (siehe oben) nicht auszuschließen ist. In erster Linie lassen sich die niedrigen Gehalte durch die Beteiligung von Mg an enzymatischen Prozessen der Photosynthese und durch seine Funktion als Chlorophyll-Baustein erklären. Spargel ist zum Zeitpunkt der Probenahme nicht photosynthetisch aktiv.

Die Menge an Aluminium lag ebenfalls unter den üblichen Pflanzenanteilen, jedoch spricht WEBER (2008) von einer schädigenden Wirkung des Elements auf Spargel, weshalb ein Mangel als unbedeutend anzusehen ist. Für den Mikronährstoff Bor wurden sehr variable Mengen ermittelt: Die Standorte A-C wiesen zu niedrige Werte auf (ca. 25 µg/g), wobei hiervon nicht die Spargelschale betroffen war, wohingegen bei D und E ausreichende Gehalte vorlagen. Ein Bezug zur Symptomausprägung konnte nicht festgestellt werden. Obschon ein Bormangel neben anderen Symptomen mit Braunverfärbungen in Verbindung zu setzen ist (BUSSLER, 1964; GUPTA, 1983), erscheint ein Zusammenhang zu Verbräunungen an Spargel unwahrscheinlich, da nicht alle Standorte betroffen waren. Zudem trat ein Mangel entweder sektionsunabhängig auf bzw. die Spargelschale als Sektion, die üblicherweise von Verbräunungen betroffen ist, wies ausreichende Werte auf.

Für Calcium wurden sektionsabhängig und standortunabhängig unzureichende Mengen ermittelt. Während an der Spargelspitze durchschnittlich 0,3 % vorlagen sank der Anteil in basaler Richtung signifikant auf 0,21 % (Sektion 3) und 0,17 % (Sektion 4). Nach STÜTZEL (2010) sind Gehalte zwischen 0,25-0,3 % für Bleichspargel üblich. Die physiologischen Funktionen von Ca umfassen unter anderem die Stärkung des Zellgewebes und den Erhalt der Membran-Integrität, sodass bei Ca-Mangel enzymatisch bedingte Braunverfärbungen ausgelöst werden können (siehe Kap. 2.2.2.3). Aufgrund der beobachteten Unterversorgungen in Sektionen, die üblicherweise von Verbräunungen betroffen sind, ist ein Zusammenhang von Calciummangel und Symptomausprägung denkbar. Die Gründe für eine Mangelversorgung können vielfältig sein. Grundsätzlich ist von ausreichenden Mengen Calciums im Boden auszugehen (BERGMANN, 1993; BLUME *et al.*, 2010; OLLE und BENDER, 2009). Allerdings wird die Pflanzenverfügbarkeit durch bestimmte Faktoren beeinflusst. Eine Versauerung des Bodens bewirkt die Freisetzung von Ca-Ionen aus ihren Ausgangsmineralen mit anschließender Bindung an Austauschionen. Nach WEBER (2008) sollte der pH-Wert der Böden von Spargelfeldern mindestens 5,5 sein und auf Sandböden idealerweise zwischen 5,8-6,2 liegen. Vier der beprobten Spargelflächen (A-D) wiesen in allen untersuchten Bodenschichten durchschnittlich einen pH von 5 auf, Standort E zeigte Werte innerhalb der Vorgabe. Hinsichtlich der gefundenen Ca-Gehalte zeigten zwar alle Standorte die oben beschriebene Unterversorgung, jedoch konnten bei Spargel von Standort E im Vergleich zu den anderen Feldern höhere Ca-Gehalte ermittelt werden. Somit scheinen als Teilursache für den festgestellten Ca-Mangel ungenügend eingestellte pH-Werte der Böden in Frage zu kommen. Als problematisch für die Ca-Verfügbarkeit ist zudem die Anwesenheit anderer Kationen anzusehen. Insbesondere die hohen Mengen an Kalium und Magnesium im Boden (siehe oben) könnten hierbei eine Rolle gespielt haben, da sie bei entsprechender Konzentration in der Aufnahme dem Ca überlegen sind.

Innerhalb der Pflanze ist Calcium zum Zeitpunkt des Schosswachstums (im Spargeldamm) sehr schlecht verlagerbar, da es ausschließlich im Xylem über den Transpirationsstrom bewegt wird, aber noch kein Transpirationssog vorhanden ist. Demzufolge dürfte sich ein schnelles Sprosswachstum, wie beim Spargel vorkommend und durch Verfrühungsmethoden (siehe Kap. 2.1.4.) weiter beschleunigt, verstärkend auf eine Ca-Unterversorgung auswirken. Neben der generellen Anfälligkeit für Ca-Mangel sind in der Theorie insbesondere jüngere Abschnitte der Pflanze betroffen aufgrund der Immobilität von Calcium (AMBERGER, 1983). Anhand der Ergebnisse sind jedoch gegenteilige Entwicklungen erkennbar, da die apikalen Stangenabschnitte die höchsten Gehalte aufwiesen. Ähnliche Beobachtungen an Bleichspargel mit vergleichbaren Ca-Gehalten erfolgten durch AMARO-LÓPEZ *et al.* (1996) sowie an grünem Spargel durch AMARO-LÓPEZ *et al.* (1999). Als Ursache wird in der Spargelspitze eine stärkere enzymatische

Aktivität vermutet, verbunden mit einem größeren Zellwachstum sowie verbunden mit den dort hohen Respirationsraten (KING *et al.*, 1990; LILL *et al.*, 1990).

Ein wesentlicher Punkt, der gegen eine Ca-bedingte Ursache für Verbräunungen spricht, ist der fehlende Unterschied in den Ergebnissen zwischen symptomlosen Kontrollen und verbräunten Spargelstangen. Beide Varianten waren gleichsam von Ca-Mangel betroffen. Aufgrund des Einflusses von Ca auf die Zellstabilität, den auffälligen Verteilungen in den Sektionen und den zuvor erläuterten Gründen für Ca-Mangel ist dennoch ein Zusammenhang zur Ausprägung von Verbräunungen denkbar unter folgenden hypothetischen Überlegungen:

Calciummangel führt zu einer geringeren Festigkeit der Zellen, was sich insbesondere auf die äußeren Zellschichten auswirkt. Ähnlich den mechanischen Verletzungen, die für die Entstehung von Glasigkeit und der sich daraus entwickelnden Verbräunung ursächlich sind, führt das Einwirken von mechanischen Kräften auf die durch Ca-Mangel geschwächten Zellen zur Symptomentwicklung. Da sich das Symptom im Spargeldamm ausprägt und zumeist sehr flächig erscheint und Bereiche unter den Schuppen häufig ohne Symptom sind (siehe Kap. 5.1.3., Abb. 5.3c), kommt der Wachstumswiderstand, bedingt durch die Bodendichte im Damm, als möglicher Einfluss in Frage. Spargeldämme können verhärten, wenn sie zu feucht aufgedämmt werden (BRÜCKNER *et al.*, 2008). Darüber hinaus wird ein Teil des Bodens über der Krone nicht durch bodenbearbeitende Maßnahmen erfasst aus Schutz vor Verletzungen an der Pflanze, sodass hier im Laufe der Jahre des Anbaus eine verhärtete Bodenschicht entsteht. Grobkörnige oder scharfkantige Bodenpartikel können ebenso ein Risiko darstellen. Zur Symptomausprägung kommt es nun in Abhängigkeit von lokalen Unterschieden in der Bodendichte und dem individuellem Wachstum der Schosse. Potentiell kann jede Spargelstange betroffen sein, da Ca-Mangel unter den genannten Voraussetzungen überall auftreten kann.

Für eine genauere Ursachenanalyse müssten weitere Untersuchungen folgen. Sowohl Ca-Gehalte im Gewebe als auch Bodeneigenschaften (pH, Ca im Boden, Bodendichte) wären von Bedeutung.

6.5. Fazit und Schlussfolgerungen für die Praxis

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurde zunächst ein Schadbild der Braunverfärbungen erstellt, um im Anschluss Ursachen innerhalb und außerhalb des Verarbeitungsprozesses zu identifizieren, die für die Symptomausprägung verantwortlich sind. Das Ziel der Bestimmung von ursächlichen Faktoren konnte weitgehend erfüllt werden. Aus den Untersuchungen ergab sich ein differenziertes Schadbild der Braunverfärbungen, dessen Ursachen auf verschiedenen Einflüssen beruhen und im Einzelnen folgendermaßen beurteilt werden können:

Berostung:

- Ist charakterisiert durch punktförmige, rostfarbige Flecken, die bei stärkerer Ausprägung als geschlossene Fläche auftreten können.
- Symptome zeigen sich zumeist am unteren Drittel der Spargelstange, es sind aber auch Schädigungen an - oder unter den Schuppenblättern sowie dem Spargelkopf zu finden.
- Entsteht ausschließlich vor der Ernte im Spargeldamm, hervorgerufen durch bodenbürtige Pilze der Gattung *Fusarium* sowie durch den der Gruppe der dunkel septierten Endophyten (DSE) zugehörigen Pilz *Cadophora luteo-olivacea*.
- Tritt bei kühler und feuchter Witterung stärker in Erscheinung.

Glasigkeit:

- Ist gekennzeichnet durch flächige Veränderungen der Stangenoberfläche, die zunächst fast durchsichtig, von Wasser unterlaufen und daher ‚glasig‘ erscheinen und sich im weiteren Verlauf hellbraun verfärben. Das Symptom ist in allen Abschnitten der Spargelstange zu finden.
- Entsteht abiotisch durch mechanische Verletzung des Spargelgewebes während des Nachernteverarbeitungsprozesses.
- Insbesondere Reibung und Druck in den Spargelkisten beim Transport vom Feld zum Betrieb sowie das Reinigen der Stangen unter hohem Wasserdruck in der Wascheinheit von Sortieranlagen üben einen negativen Einfluss aus, wobei mit zunehmender Einwirkdauer von Wasser das Symptom verstärkt wird.

Verbräunung:

- Zeigt sich als hellbraune, flächige Verfärbung, die einerseits als Folge der Glasigkeit auftritt und andererseits davon unabhängig vor der Ernte im Spargeldamm entstehen kann.
- Das Verbräunen glasigen Gewebes wird maßgeblich durch Lagertemperaturen oberhalb von 0-4°C und mit zunehmender Lagerdauer beschleunigt.
- Bei Entstehung vor der Ernte deuten erste Untersuchungen auf eine Mangelversorgung mit Calcium insbesondere in den basalen Abschnitten der Spargelstange als Ursache hin. Zur Verifizierung müssten weitere Daten erhoben werden.

Aus den Ergebnissen lässt sich hinsichtlich der Verminderung von Braunverfärbungen für die Praxis schlussfolgern:

- Mögliche Lösungsansätze zur Reduzierung der Berostungssymptome gestalten sich als schwierig, weil zum einen verschiedene Pilze mit unterschiedlichen Wuchseigenschaften und Temperaturoptima als Schadorganismen auftreten. Zum anderen ist eine chemische Bekämpfung von bodenbürtigen Pathogenen kritisch, da nicht viele Fungizide zugelassen sind und eine Ausbringung an der Pflanze generell unpraktikabel ist.
- Maßnahmen zur Verbesserung sollten aus diesem Grund vorwiegend auf die Reduzierung der Aktivität von pilzlichen Schaderregern zielen. Beispielsweise ist die Einarbeitung des gehäxselten Spargelkrauts aus phytosanitären Gründen als problematisch anzusehen, weil den Pilzen dadurch eine Nahrungsgrundlage für die Überwinterung gegeben wird. Wärmere Temperaturen im Bereich des Rhizoms durch früheres Aufdämmen fördern ebenfalls das Vorhandensein von Schadpilzen. Eine hinreichende Feldhygiene durch Entfernung von altem Pflanzenmaterial ist in Anbetracht der langen Standzeiten eines Feldes als sehr wichtig zu erachten.
- Am effektivsten erweist sich das Stechen des Spargels oberhalb der üblichen Stechtiefen, wie es z.T. bereits praktiziert wird. Berostete Spargelabschnitte sind häufig im unteren Drittel des Austriebs zu finden.
- Zur Reduzierung der Stangenmängel verursacht durch Glasigkeit ist eine Optimierung des Nachernteprozesses notwendig.
- Generell sollten mechanische Einwirkungen auf das Erntegut möglichst klein gehalten und auf einen schonenden Umgang geachtet werden.

- Vor allem beim Transport sollte die Ware nur wenig Erschütterungen ausgesetzt sein. Transportkisten sollten nicht zu stark befüllt werden, um den Auflagedruck zu reduzieren. Denkbar wären auch flachere Transportkisten.
- Bei stark verschmutzter Ware ist ggf. eine erste Reinigung vor dem Transport ratsam, um Schäden durch Reibung zu minimieren.
- Innerhalb der maschinellen Sortierung sind ebenfalls Optimierungen notwendig. Vor allem die Reinigung der Stangen scheint einen hohen Wasserdruck auf die Oberfläche auszuüben, weshalb eine Verringerung des Drucks auf die Stangenoberfläche bei möglichst gleichbleibender Reinigungsleistung anzustreben ist.
- Die Kühlkette sollte bis zum Endkunden nicht unterbrochen werden, um Verbräunungen zu vermeiden. Kerntemperaturen von 2°C gelten als optimal.

7. Anhang

Färbungen

Trypanblaufärbung von Spargel

Die Färbung mit Trypanblau dient der Visualisierung von geschädigtem Pflanzengewebe.

Material: Trypanblau ($C_{34}H_{24}N_6Na_4O_{14}S_4$) gelöst (0,05 %) in DL-Milchsäure 90 % ($C_3H_6O_3$)

Durchführung: Spargelstange für mindestens 10 min mit der Trypanblaulösung behandeln.

Pianese-Färbung

Die Pianese-Färbung ist eine Simultanfärbung, die Pilzstrukturen in Pflanzengewebe anzeigt und sich insbesondere für Schnittpräparate eignet. Zur Verbesserung der Mikroskopie wurde die Färbearbeitung von BURMESTER (2010) für die Arbeit mit Spargelgewebe optimiert:

Material: siehe Anleitung A5.13, Variante 2

- Durchführung:
1. Behandlung mit Kaliumhydroxid (3 %) für 40 min
 2. kurz in Wasser waschen
 3. Behandlung mit der Färbelösung (Lösung D, siehe Material) für 60 min
 4. kurz in Ethanol (96 %) waschen
 5. zur Differenzierung für 1 min mit Lösung E behandeln
 6. auf Objektträger mit Wasser eindecken

Nährmedien

Biomalzagar

Zusammensetzung für 1 l:

Agar	20 g
Biomalz	20 g
Oxytetracyclin- Hydrochlorid	0,05 g

Hoagland-Agar

Zusammensetzung für 1 l (HOAGLAND, 1938):

Agar	8 g
KNO ₃	506 mg
Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O	1,18 g
MgSO ₄ ·7H ₂ O	493 mg
KH ₂ PO ₄	136 mg

Der pH-Wert wurde vor dem Autoklavieren auf 5 eingestellt. Die Reagenzgläser wurden unter sterilen Bedingungen nach dem Abkühlen mit ~ 30 ml des Mediums befüllt, was ca. 1/4 des Volumens bzw. 5 cm der Reagenzglaslänge entsprach.

Bilay-Medium

Zusammensetzung für 1 l (BOOTH, 1971):

KNO ₃	2 g
KH ₂ PO ₄	2 g
MgSO ₄ ·7H ₂ O	2 g
KCl	1 g
D-Glukose	1 g
Stärke	1 g

+ 2 ml aus einer Lösung mit Spurenelementen, Zusammensetzung für 100 ml:

FeCl ₂	20 mg
MnSO ₄	20 mg
ZnSO ₄	20 mg

Der pH-Wert wurde vor dem Autoklavieren auf 5 eingestellt.

Pilzsequenzierung*C. luteo-olivacea* IPP-Asp Isolat 09 2010

NGCCNTTTGNNCACACCNACCTNGTTCGATTACTACCNANTGAAANGGNTAAAGTGAGGCTTTTNG
 ACCGGCCCAGAGAGGGNGGCAACACCTCCTCAGGGCNGGAAAAATCATACAACTTGGTCATTT
 AGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAGGTTTCCCGTAGGTGAACCTGCGGAAGGATCATTACTAGAGC
 AAAGGACAGGCAGCGCCCCACAGAAGCTTGCTTCGTGGCGGGCTACCCTACTTCGGTAGGGTTT
 AGAGCCGTGACCCCTCTCGGAGAAGGTCGGTCCTGAACTCCACCCTTGAATAAATTACCTTTGTT
 GCTTTGGCGGGCCGCCTCGCGCCAGCGGCTTCGGCTGTTGAGTGCCCGCCAGAGGACCACAAC
 TCTTGTTTTAGTGATGTCTGAGTACTATATAATAGTTAAAACCTTTCAACAACGGATCTCTTGGTTC
 TGGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCAT
 CGAATCTTTGAACGCACATTGCGCCCTCTGGTATTCCGGGGGGCATGCCTGTTGAGCGTCATTA
 TAACCACTCAAGCTCTCGCTTGGTATTGGGGTTCGCGGTTCCGCGGCCCTAAAATCAGTGGCG
 GTGCCTGTCGGCTCTACGCGTAGTAATACTCCTCGCGTCTGGGTCCGGTAGGTCTACTTGCCAG
 CAACCCCAATTTTTACAGGTGACCTCGATCAGAAGA

C. luteo-olivacea IPP-Asp Isolat 12 2010

NGAGTGTNTGNGCCNNGCGCCGTACNTGACANNCCAATNAGTTNTCATNTCCGAAAGTTNGGG
 TAATNNTNNTAANTCGTCNTNCTGGATAGAGCATTGCAATTATNCTNTTACAGAGGAATTCTTAGT
 AGNNCAGTCATCAGCTTGCGCTGATTACGTCCCTNCCCTTTNTNCNNNCCGCCGTNGTACTACCG
 ATTNAATGGCTAGTGAGGCTTTTGGACCGGCCAGAGAGGGTGGCAACACCTCCTCAGGGCTGG
 AAAATCATACAACTTGGTCNTTAGAGGAAGTAAAGTCGTAACAAGGTTTACCACGGAGACCGTG
 CATCCCCCGGGGAGGCAGCGCGACTGGAATACGCTGCCGTATGCAAGTCAGGCCACTGGCG
 ACACGATCGAATTGCGGGGACCTCCTAAAGCTTACCTACTACTGCGCTCGAAAGGGGGCAGCA
 CAGTAACAATGGTGGAGATGCTACAATGGACGATCCGCAGCGAAGACCCTACAGCGAGAGCCAC
 GGGTAACGTTACAGACTAAGTGATTGTGGGTAGCACGCTACTTAAGATATAGTCGAGCCCGCG
 CCGAAAGGCGAGGGGTAAAGGTCCGTAGGTGAACCTGCGGAAGGATCATTACTAGAGCAAAGGA
 CAGGCAGCGCCCCACAGAAGCTTGCTTCGTGGCGGGCTACCCTACTTCGGTAGGGTTTAGAGCC
 GTCGACCCTCTCGGAGAAGGTCGGTCCTGAACTCCACCCTTGAATAAATTACCTTTGTTGCTTTG
 GCGGGCCGCTTGCGCCAGCGGCTTCGGCTGTTGAGTGCCCGCCAGAGGACCACAACCTTTGT
 TTTTAGTGATGTCTGAGTACTATATAATAGTTAAAACCTTTCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCAT
 CGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATC
 TTTGAACGCACATTGCGCCCTCTGGTATTCCGGGGGGCATGCCTGTTGAGCGTCATTATAACCA
 CTCAAGCTCTCGCTTGGTATTGGGGTTCGCGGTTCCGCGGCCCTAAAATCAGTGGCGGTGCCT
 GTCGGCTCTACGCGTAGTAATACTCCTCGCGTCTGGGTCCGGTGGGTCTACTTGCCAGCAACCC
 CCAATTTTTACAGGTGACCTCGGATCAGGAGG

H. grisea var. *grisea* IPP-Asp Isolat 168_2010

TTGAGGCAATAAACAGGTCTGTGATGCCCTTAGATGTTNTGGGCCGCACGCGCGNTACACTGAC
 AGAGCCAGCGAGTACTCCCTTGGCCGGAAGGCCCGGGTAATCTTGTTAAACTCTGTCGTGCTGG
 GGATAGAGCATTGCAATTATTGCTCTTCAACGAGGAATCCCTAGTAAGCGCAAGTCATCAGCTTG
 CGTTGATTACGTCCCTGCCCTTTGTACACACCGCCCGTCTACTACCGATTGAATGGCTCAGTG
 AGGCTTCCGGACTGGCCAGAGAGGTTCGGCAACGACCACTCAGGGCCGGAAAGCTATCCAAAC
 TCGGTCATTTAGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAGGTCTCCGTTGGTGAACCAGCGGAGGGATCAT
 TAAAGAGTTGCAAACTCCCAAACCATTGTGAACATACTTCAACGTTGCTTCGGCGGGTTGGCC
 CCGGTCTCCGGGGTCCCCGGCCCTACTCGGGCGCCCGCCGGAGGTATCTAACTCTTGAACTTTT
 ATGGCCTCTCTGAGTCTTTGTACTTAATAAGTCAAACTTTCAACAACGGATCTCTTGTTCTGGC
 ATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAA
 TCTTTGAACGCACATTGCGCCCGCCAGTATTCTGGCGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATTTCAAC
 CATCAAGCCCCCGCTTGTGTTGGGGACCTGCGGCTGCCGCAGGCCCTGAAAACCAGTGGCGG
 GCTCGCTAGTCACTCCGAGCGTAGTAATACATCTCGCTCAGGGCGTGCTGCGGGTTCCGGCCGT
 TAAAAAGCCTTATTACCCAAGGTGACTCGATCAGNGAG

F. oxysporum IPP-Asp F.ox01

TGAGGCAANAACAGGTCTGTGATGCCCTTAGATGTTCTGGGCCGCACGCGCGCTACACTGACG
 GAGCCAGCGAGTACTTCCCTTGTCCGAAAGGTCCGGGTAATCTTGTTAAACTCCGTCGTGCTGGG
 GATAGAGCATTGCAATTATTGCTCTTCAACGAGGAATCCCTAGTAAGCGCAAGTCATCAGCTTGC
 GTTGATTACGTCCCTGCCCTTTGTACACACCGCCCGTCTACTACCGATTGAATGGCTCAGTGA
 GCGTCCGGACTGGCCAGAGAGGTGGGCAACTACCACTCAGGGCCGGAAAGCTCTCCAAACT
 CGGTCATTTAGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAGGTCTCCGTTGGTGAACCAGCGGAGGGATCATT
 ACCGAGTTTACAACCTCCCAAACCCTGTGAACATAACCACTTGTGCTCGGCGGATCAGCCCGCT
 CCCGGTAAAACGGGACGGCCCGCCAGAGGACCCCTAACTCTGTTTCTATATGTAACCTTCTGAGT
 AAAACCATAAATAAATCAAACTTTCAACAACGGATCTCTTGTTCTGGCATCGATGAAGAACGCA
 GCAAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTG
 CGCCCGCCAGTATTCTGGCGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCAAGCACAGCTTG
 GTGTTGGGACTCGCGTTAATTCGCGTTCCTCAAATTGATTGGCGGTCACGTCGAGCTTCCATAGC
 GTAGTAGTAAAACCCTCGTTACTGGTAATCGTCGCGGCCACGCCGTTAAACCCCAACTTCTGAAT
 GTGACCTCGATCAGNGANCCANC

Wetterdaten

Versuchssaison 2009

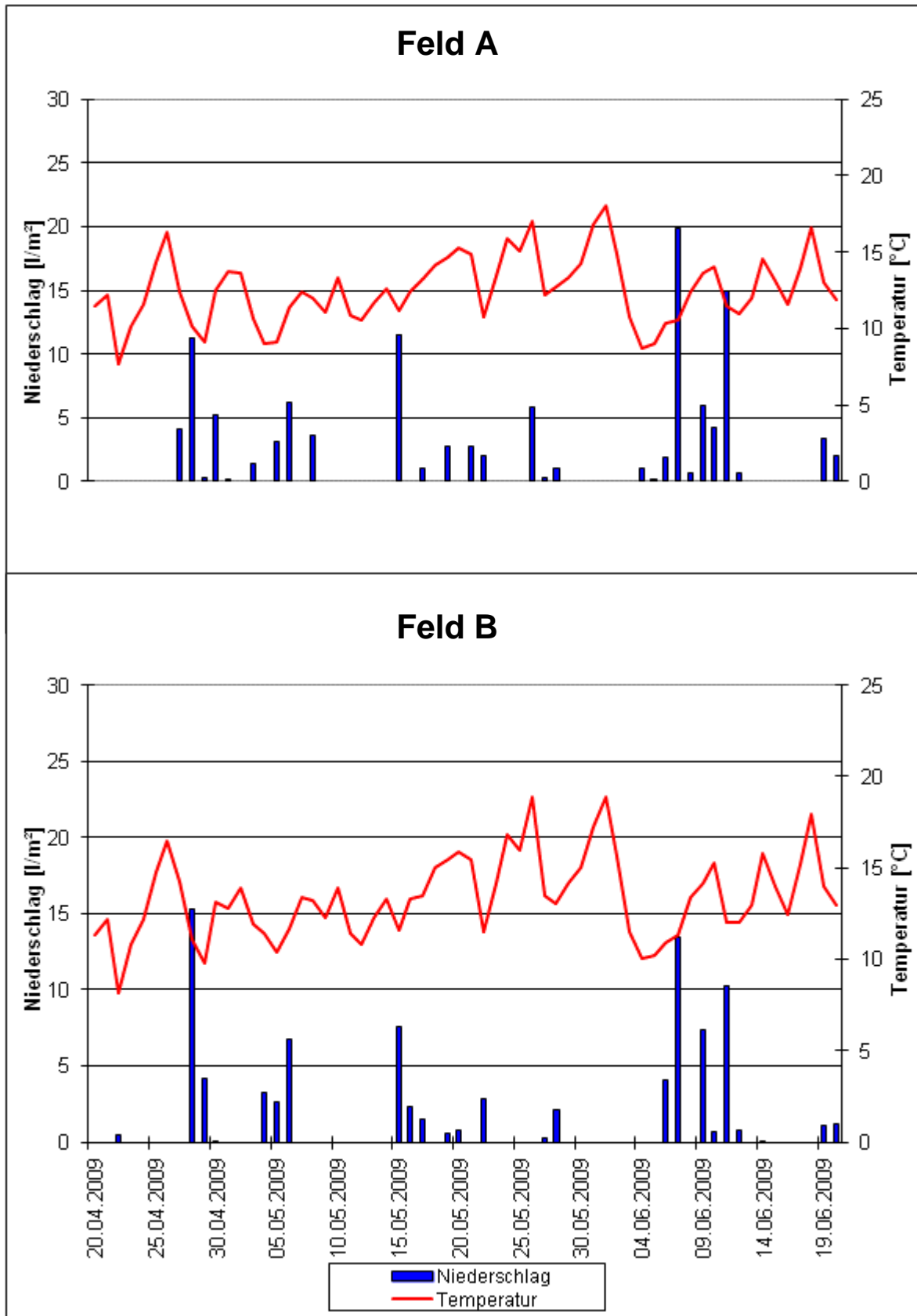


Abb. 8.1: Mittlerer Temperaturverlauf und Niederschlagsmengen vom 20.04.-20.06.09 der beiden Ernteflächen. Feld A (Bild oben): Temperaturmittel = 12,6°C, Niederschlagssumme = 118 l/m²; Feld B (Bild unten): Temperaturmittel = 13,4°C, Niederschlagssumme = 90 l/m².

Versuchssaison 2010

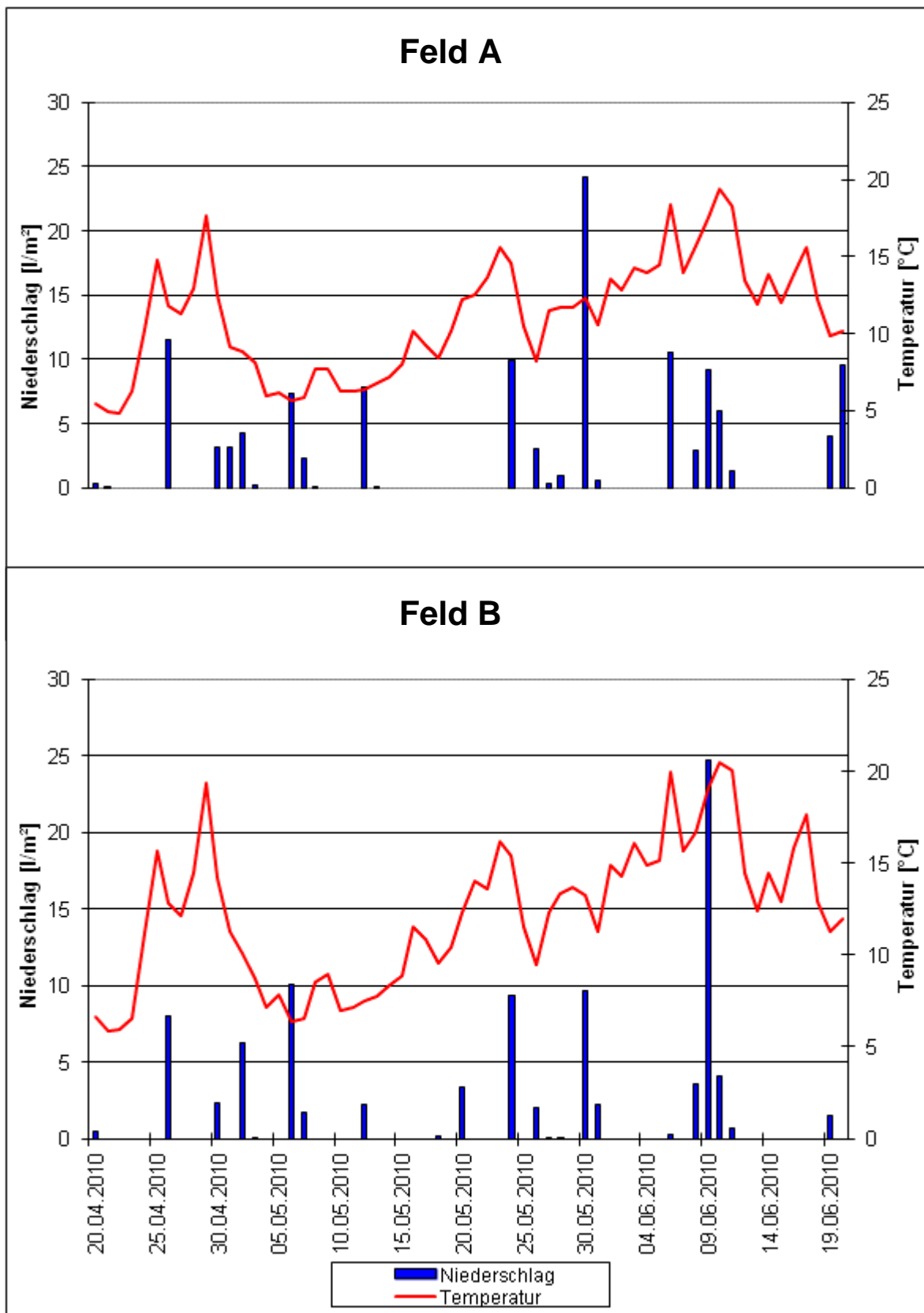


Abb. 8.2: Mittlerer Temperaturverlauf und Niederschlagsmengen vom 20.04.-20.06.10 der beiden Ernteflächen. Feld A (Bild oben): Temperaturmittel = 11,1°C, Niederschlagssumme = 123 l/m²; Feld B (Bild unten): Temperaturmittel = 12,2°C, Niederschlagssumme = 93 l/m².

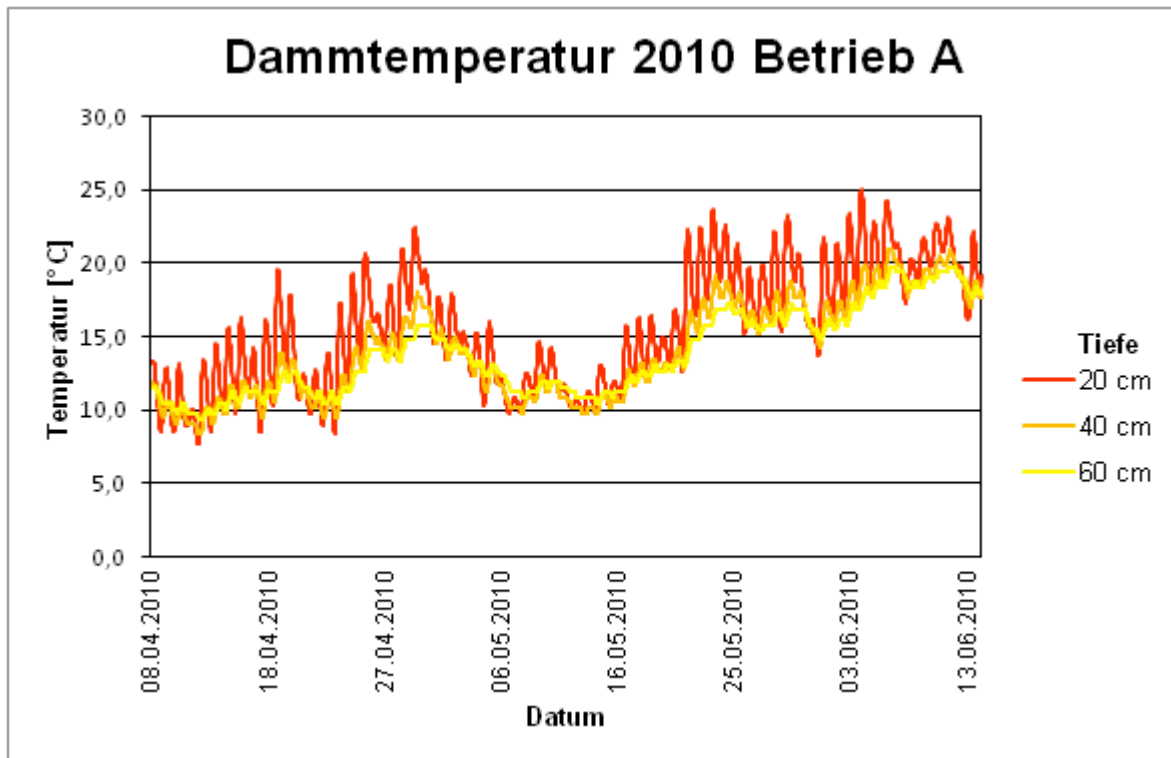


Abb. 8.3: Entwicklung der Dammtemperatur in der Versuchssaison 2010 für Feld A. Die Temperatur wurde 20 cm, 40 cm und 60 cm unter der Dammkrone aufgezeichnet.

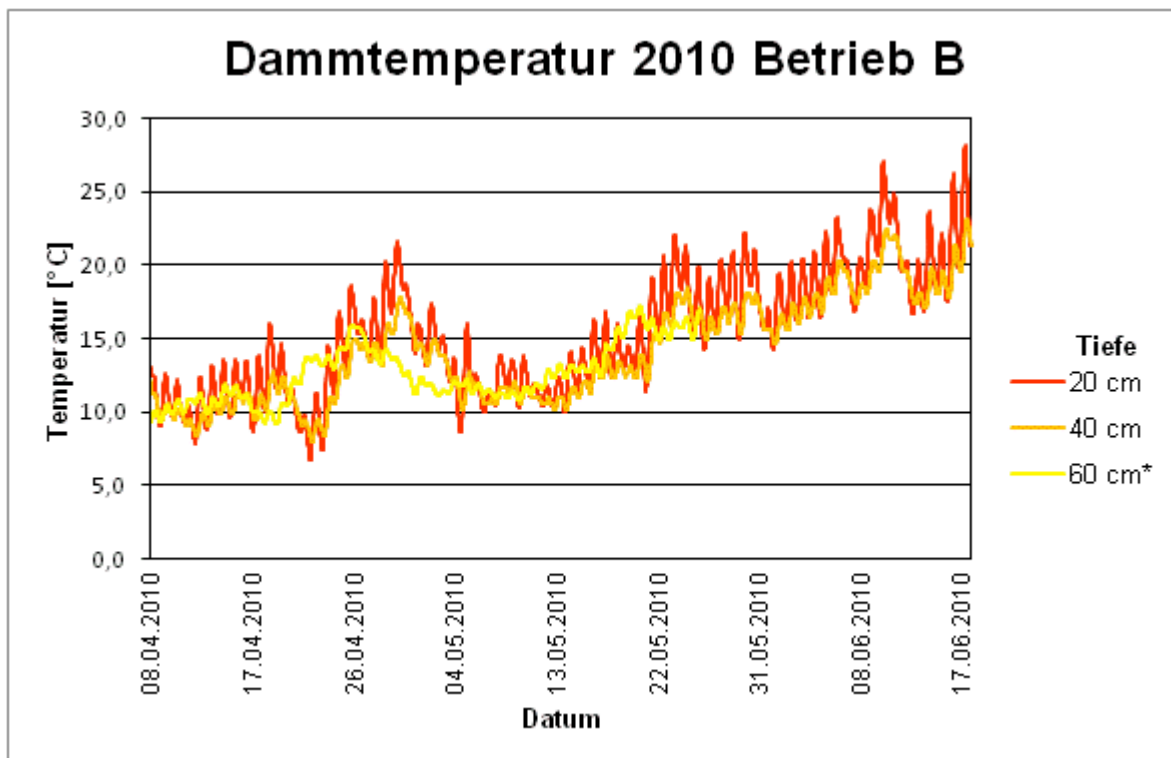


Abb. 8.4: Entwicklung der Dammtemperatur in der Versuchssaison 2010 für Feld B. Die Temperatur wurde 20 cm, 40 cm und 60 cm unter der Dammkrone aufgezeichnet.

*Aufgrund eines technischen Defekts fand die Datenaufzeichnung nicht bis zum Versuchsende statt.

Versuchssaison 2011

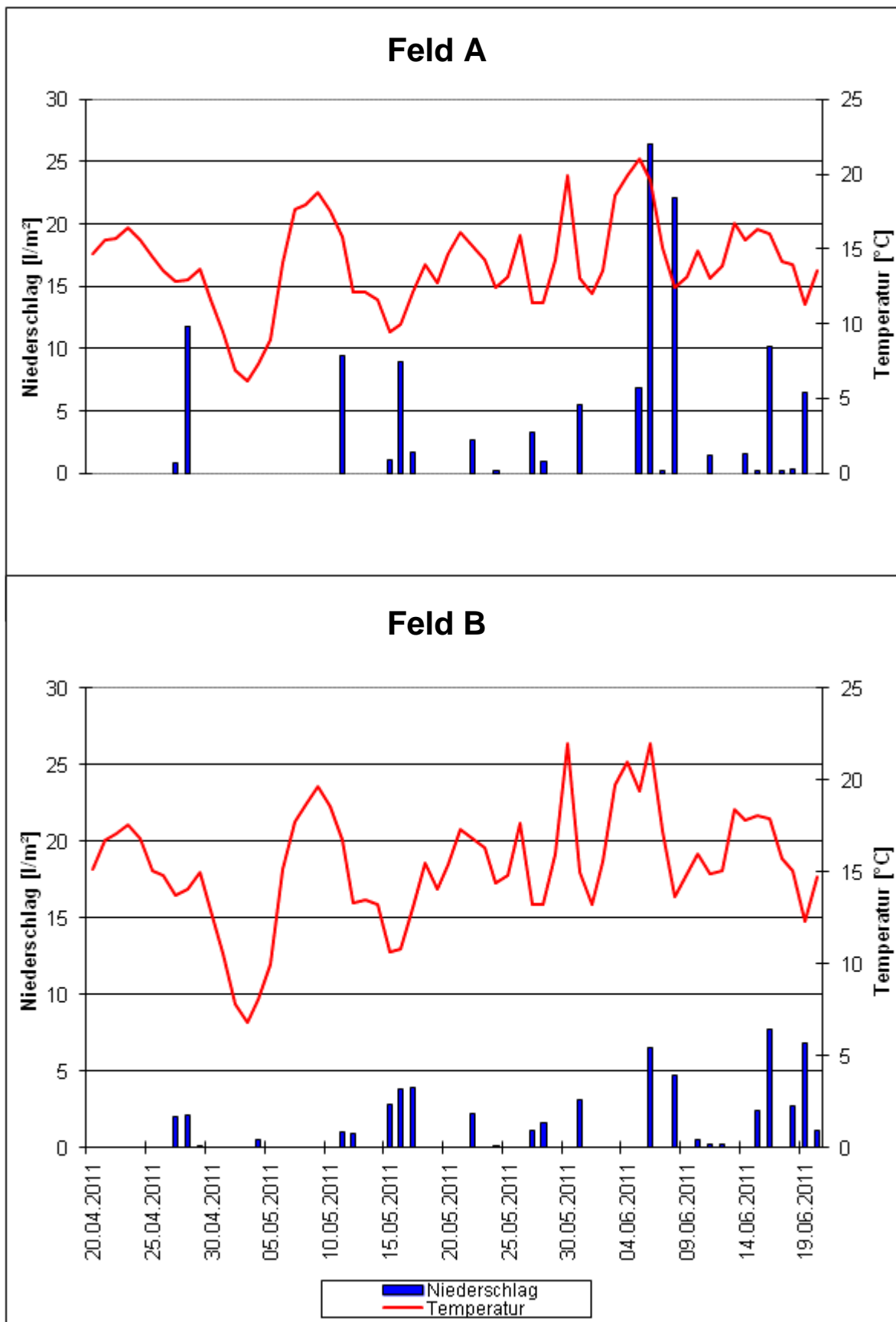


Abb. 8.5: Mittlerer Temperaturverlauf und Niederschlagsmengen vom 20.04.-20.06.11 der beiden Ernteflächen. Feld A (Bild oben): Temperaturmittel = 14°C, Niederschlagssumme = 123 l/m²; Feld B (Bild unten): Temperaturmittel = 15,3°C, Niederschlagssumme = 58 l/m².

Statistik

Tab. 8.1: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.4, Abb. 5.6-8) der Saison 2009 für das Symptom Berostung.

nach dem Waschen		24h nach dem Wässern		nach der Haushaltslagerung	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0,2028	Ernte1FeldA vs.		0d vs. 7d vs. 14d	0,9333
Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	0,2358	Ernte1FeldB vs.			
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0,188	Ernte2FeldA vs.		Vergleich	p-Wert
Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldA	0,0015	Ernte2FeldB	0,1217	4°C vs. 4 24°C vs. 24°C	0,4759
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	<0,0001				
Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0,6455				

Tab. 8.2: Test auf Korrelation zwischen der Berostungsstärke und der Stangendicke des untersuchten Spargels der jeweiligen Versuchssaison.

Versuchssaison	p-Wert	Korrelationskoeffizient
2009	<0,0001	0,0986
2010	<0,0001	0,1838
2011	<0,0001	0,2826

Tab. 8.3: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.9-10) der Saison 2010 für das Symptom Berostung.

nach dem Waschen		nach der Lagerung	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	1	0d vs. 7d vs. 14d	0,7823
Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0,0225		
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0,1467		
Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	0,0132		
Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0,1284		
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	1		

Tab. 8.4: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.11-13) der Saison 2011 für das Symptom Berostung.

nach dem Waschen		Sortenvergleich		Sortenvergleich	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	0,0531	Horlim vs. Gijnlim	0,0105	Darbella vs. Cumulus	0,4392
Ernte3FeldB vs. Ernte1FeldB	<0,0001	Ravel vs. Gijnlim	0,4475	Darlise vs. Cumulus	0,4878
Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0,8235	Ravel vs. Horlim	0,1866	Gijnlim vs. Cumulus	<0,0001
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0,8235			Mondeo vs. Cumulus	0,018
Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldB	0,0012			Ravel vs. Cumulus	<0,0001
Ernte3FeldB vs. Ernte2FeldB	0,1477			Darlise vs. Darbella	0,7061
Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	0,013			Gijnlim vs. Darbella	0,0036
Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0,8235			Mondeo vs. Darbella	0,4392
Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldB	0,8235			Ravel vs. Darbella	0,018
Ernte1FeldA vs. Ernte3FeldB	<0,0001			Gijnlim vs. Darlise	0,0026
Ernte2FeldA vs. Ernte3FeldB	0,0022			Mondeo vs. Darlise	0,2709
Ernte3FeldA vs. Ernte3FeldB	0,8235			Ravel vs. Darlise	0,0121
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	0,5004			Mondeo vs. Gijnlim	0,0504
Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldA	<0,0001			Ravel vs. Gijnlim	0,4878
Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldA	0,0632			Ravel vs. Mondeo	0,4392

Tab. 8.5: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.14-17) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung 24h nach dem Wässern - und nach dem Waschen des Spargels.

Art der Verbräunung 24h nach dem Wässern		Glasigkeit und Verbräunung 24h nach dem Wässern	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldA vs. FeldB	0,09828	FeldA vs. FeldB	0,1424
nach dem Waschen		nach dem Waschen	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldA vs. FeldB	0,06279	FeldA vs. FeldB	0,1003

Tab. 8.6: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.14-23) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung zwischen den einzelnen Verarbeitungsschritten.

Glasigkeit und Verbräunung Vergleich der Verarbeitungsschritte		Art der Verbräunung Vergleich der Verarbeitungsschritte	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
WässerungFeldA vs. WaschenFeldA	0,0015	WässerungFeldA vs. WaschenFeldA	0,0888
WässerungFeldB vs. WaschenFeldB	0,0012	WässerungFeldB vs. WaschenFeldB	0,1026
WässerungFeldA vs. KühllagerungFeldA	0,0218	WässerungFeldA vs. KühllagerungFeldA	0,1358
WässerungFeldB vs. KühllagerungFeldB	0,0218	WässerungFeldB vs. KühllagerungFeldB	0,6785
KühllagerungFeldA vs. HaushaltslagerungFeldA	0	KühllagerungFeldA vs. HaushaltslagerungFeldA	0
KühllagerungFeldB vs. HaushaltslagerungFeldB	0	KühllagerungFeldB vs. HaushaltslagerungFeldB	0

Tab. 8.7: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.18-19) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung nach der Kühllagerung des Spargels.

Art der Verbräunung nach der Kühllagerung		Glasigkeit und Verbräunung nach der Kühllagerung	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldB7d vs. FeldB14d	0	FeldB7d vs. FeldB14d	0
FeldB0d vs. FeldB14d	0	FeldB0d vs. FeldB14d	0,0726
FeldA14d vs. FeldB14d	0,0132	FeldA14d vs. FeldB14d	0,2254
FeldA7d vs. FeldB14d	0	FeldA7d vs. FeldB14d	0
FeldA0d vs. FeldB14d	0	FeldA0d vs. FeldB14d	0
FeldB0d vs. FeldB7d	0,8792	FeldB0d vs. FeldB7d	0
FeldA14d vs. FeldB7d	0,011	FeldA14d vs. FeldB7d	0
FeldA7d vs. FeldB7d	0,0014	FeldA7d vs. FeldB7d	0,0112
FeldA0d vs. FeldB7d	0,8792	FeldA0d vs. FeldB7d	0,0726
FeldA14d vs. FeldB0d	0,0018	FeldA14d vs. FeldB0d	0,0065
FeldA7d vs. FeldB0d	0	FeldA7d vs. FeldB0d	0
FeldA0d vs. FeldB0d	0,0132	FeldA0d vs. FeldB0d	0
FeldA7d vs. FeldA14d	0	FeldA7d vs. FeldA14d	0
FeldA0d vs. FeldA14d	0	FeldA0d vs. FeldA14d	0,0054
FeldA0d vs. FeldA7d	0	FeldA0d vs. FeldA7d	0

Tab. 8.8: Test auf Korrelation zwischen der Ausprägung von Glasigkeit und Verbräunung im Vergleich mit der Stangendicke des untersuchten Spargels der jeweiligen Versuchssaison.

Versuchssaison		p-Wert	Korrelationskoeffizient
2009	Glasigkeit und		
	Verbräunung	0,0029	0,0476
2010	Glasigkeit	0,0287	0,0353
	Verbräunung	0,6143	0,0074
2011	Glasigkeit	<0,0001	0,2353
	Verbräunung	<0,0001	0,1378

Tab. 8.9: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.20-21) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühllagerung im Betrieb und das jeweilige Feld.

Glasigkeit und Verbräunung		Glasigkeit und Verbräunung	
Haushalts- und Kühllagerungsvarianten nach Versuchsende		Haushalts- und Kühllagerungsvarianten nach Versuchsende	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldB4 24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4 24°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB4 24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4 24°C14d vs. FeldB4 24°C7d	0,0215
FeldB24°C0d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA24°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0,165
FeldB24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA24°C14d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB4°C0d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA24°C7d vs. FeldB4 24°C7d	1
FeldB4°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0,0592	FeldA4°C14d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4 24°C0d	1	FeldA4°C7d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB24°C14d vs. FeldB24°C0d	0
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB24°C7d vs. FeldB24°C0d	0
FeldA24°C0d vs. FeldB4 24°C0d	1	FeldB4°C0d vs. FeldB24°C0d	1
FeldA24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB4°C14d vs. FeldB24°C0d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB4°C7d vs. FeldB24°C0d	0,8775
FeldA4°C0d vs. FeldB4 24°C0d	0,7696	FeldA4 24°C0d vs. FeldB24°C0d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4 24°C14d vs. FeldB24°C0d	0,5162
FeldA4°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0,01	FeldA4 24°C7d vs. FeldB24°C0d	0
FeldB4 24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA24°C0d vs. FeldB24°C0d	0,01
FeldB24°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA24°C14d vs. FeldB24°C0d	0
FeldB24°C14d vs. FeldB4 24°C14d	0,0176	FeldA24°C7d vs. FeldB24°C0d	1
FeldB24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0,272	FeldA4°C0d vs. FeldB24°C0d	0
FeldB4°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA4°C14d vs. FeldB24°C0d	0,0215
FeldB4°C14d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldA4°C7d vs. FeldB24°C0d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldB24°C7d vs. FeldB24°C14d	1
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldB4°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4 24°C14d	0,01	FeldB4°C14d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldB4°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA24°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA4 24°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldA4 24°C14d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA24°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4 24°C14d	0,5572	FeldA24°C14d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA24°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB24°C0d vs. FeldB4 24°C7d	1	FeldA4°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB24°C14d vs. FeldB4 24°C7d	0	FeldA4°C14d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB24°C7d vs. FeldB4 24°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB4°C0d vs. FeldB4 24°C7d	1	FeldB4°C0d vs. FeldB24°C7d	0
FeldB4°C14d vs. FeldB4 24°C7d	0	FeldB4°C14d vs. FeldB24°C7d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4 24°C7d	1	FeldB4°C7d vs. FeldB24°C7d	0

Tab. 8.9 (Fortsetzung): Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.20-21) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlung im Betrieb und das jeweilige Feld.

Glasigkeit und Verbräunung		Glasigkeit und Verbräunung	
Haushalts- und Kühlungslagerungsvarianten nach Versuchsende		Haushalts- und Kühlungslagerungsvarianten nach Versuchsende	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldA4 24°C0d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4 24°C14d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldA4 24°C0d	0,0215
FeldA4 24°C7d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA24°C0d vs. FeldA4 24°C0d	1
FeldA24°C0d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA24°C14d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB24°C7d	0,0215	FeldA24°C7d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA4 24°C0d	1
FeldA4°C0d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA4 24°C0d	0,1224
FeldA4°C7d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldB4°C14d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C0d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4°C0d	1	FeldA24°C14d vs. FeldA4 24°C14d	0,0273
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C7d vs. FeldA4 24°C14d	1
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4°C0d	0,2728	FeldA4°C0d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA4 24°C14d	1
FeldA24°C0d vs. FeldB4°C0d	0,0828	FeldA4°C7d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C0d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB4°C0d	1	FeldA24°C14d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldA4°C0d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C7d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4°C0d	0,01	FeldA4°C0d vs. FeldA4 24°C7d	0,5913
FeldA4°C7d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA4 24°C7d	1
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA24°C14d vs. FeldA24°C0d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4°C14d	0,8775	FeldA24°C7d vs. FeldA24°C0d	0
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA24°C0d	0,0304
FeldA24°C0d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA24°C0d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4°C14d	1	FeldA4°C7d vs. FeldA24°C0d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB4°C14d	0,01	FeldA24°C7d vs. FeldA24°C14d	0
FeldA4°C0d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA24°C14d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4°C14d	1	FeldA4°C14d vs. FeldA24°C14d	1
FeldA4°C7d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA24°C14d	0
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4°C7d	0,01	FeldA4°C0d vs. FeldA24°C7d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4°C7d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA24°C7d	0,1015
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA24°C7d	0
FeldA24°C0d vs. FeldB4°C7d	1	FeldA4°C14d vs. FeldA4°C0d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA4°C0d	1
FeldA24°C7d vs. FeldB4°C7d	0,336	FeldA4°C7d vs. FeldA4°C14d	0
FeldA4°C0d vs. FeldB4°C7d	0		
FeldA4°C14d vs. FeldB4°C7d	0		
FeldA4°C7d vs. FeldB4°C7d	0		

Tab. 8.10: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.22-23) der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlung im Betrieb und das jeweilige Feld.

Art der Verbräunung		Art der Verbräunung	
Haushalts- und Kühlungslagerungsvarianten nach Versuchsende		Haushalts- und Kühlungslagerungsvarianten nach Versuchsende	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldB4 24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4 24°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB4 24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0,0057	FeldA4 24°C14d vs. FeldB4 24°C7d	1
FeldB24°C0d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA24°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0,5291
FeldB24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA24°C14d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB4°C0d vs. FeldB4 24°C0d	1	FeldA24°C7d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB4°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4°C14d vs. FeldB4 24°C7d	1
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4 24°C0d	1	FeldA4°C7d vs. FeldB4 24°C7d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB24°C14d vs. FeldB24°C0d	0,036
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0,0057	FeldB24°C7d vs. FeldB24°C0d	0,0057
FeldA24°C0d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB4°C0d vs. FeldB24°C0d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB4°C14d vs. FeldB24°C0d	0,5291
FeldA24°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldB4°C7d vs. FeldB24°C0d	0,5291
FeldA4°C0d vs. FeldB4 24°C0d	1	FeldA4 24°C0d vs. FeldB24°C0d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4 24°C0d	0,01	FeldA4 24°C14d vs. FeldB24°C0d	0,5792
FeldA4°C7d vs. FeldB4 24°C0d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldB24°C0d	0
FeldB4 24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldA24°C0d vs. FeldB24°C0d	1
FeldB24°C0d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldA24°C14d vs. FeldB24°C0d	0,5291
FeldB24°C14d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA24°C7d vs. FeldB24°C0d	1
FeldB24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA4°C0d vs. FeldB24°C0d	0
FeldB4°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA4°C14d vs. FeldB24°C0d	0,0057
FeldB4°C14d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldA4°C7d vs. FeldB24°C0d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldB24°C7d vs. FeldB24°C14d	1
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldB4°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldB4°C14d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldB4°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA24°C0d vs. FeldB4 24°C14d	1	FeldA4 24°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA4 24°C14d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0,1763	FeldA4 24°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4°C0d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA24°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4 24°C14d	0,5676	FeldA24°C14d vs. FeldB24°C14d	1
FeldA4°C7d vs. FeldB4 24°C14d	0	FeldA24°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB24°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0,0322	FeldA4°C0d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB24°C14d vs. FeldB4 24°C7d	0	FeldA4°C14d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB24°C7d vs. FeldB4 24°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldB24°C14d	0
FeldB4°C0d vs. FeldB4 24°C7d	0,0057	FeldB4°C0d vs. FeldB24°C7d	0
FeldB4°C14d vs. FeldB4 24°C7d	1	FeldB4°C14d vs. FeldB24°C7d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4 24°C7d	1	FeldB4°C7d vs. FeldB24°C7d	0

Tab. 8.10 (Fortsetzung): Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.22-23) der Saison 2009 für die Art der Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlung im Betrieb und das jeweilige Feld.

Art der Verbräunung		Art der Verbräunung	
Haushalts- und Kühlungsvarianten nach Versuchsende		Haushalts- und Kühlungsvarianten nach Versuchsende	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldA4 24°C0d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4 24°C14d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldA4 24°C0d	0,7192
FeldA4 24°C7d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA24°C0d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA24°C0d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA24°C14d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB24°C7d	0,285	FeldA24°C7d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA4 24°C0d	1
FeldA4°C0d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA4 24°C0d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA4 24°C0d	0,1548
FeldA4°C7d vs. FeldB24°C7d	0	FeldA4 24°C7d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldB4°C14d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C0d vs. FeldA4 24°C14d	1
FeldB4°C7d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C14d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4°C0d	0,232	FeldA24°C7d vs. FeldA4 24°C14d	0,0147
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA4 24°C14d	1
FeldA24°C0d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA4 24°C14d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C0d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA24°C14d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldA4°C0d vs. FeldB4°C0d	0,1452	FeldA24°C7d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4°C0d	0,0188	FeldA4°C0d vs. FeldA4 24°C7d	1
FeldA4°C7d vs. FeldB4°C0d	0	FeldA4°C14d vs. FeldA4 24°C7d	0
FeldB4°C7d vs. FeldB4°C14d	1	FeldA4°C7d vs. FeldA4 24°C7d	1
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA24°C14d vs. FeldA24°C0d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4°C14d	1	FeldA24°C7d vs. FeldA24°C0d	1
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA24°C0d	0
FeldA24°C0d vs. FeldB4°C14d	1	FeldA4°C14d vs. FeldA24°C0d	0,1548
FeldA24°C14d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA24°C0d	0
FeldA24°C7d vs. FeldB4°C14d	0,0057	FeldA24°C7d vs. FeldA24°C14d	0,0057
FeldA4°C0d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA24°C14d	0
FeldA4°C14d vs. FeldB4°C14d	1	FeldA4°C14d vs. FeldA24°C14d	0
FeldA4°C7d vs. FeldB4°C14d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA24°C14d	0
FeldA4 24°C0d vs. FeldB4°C7d	0	FeldA4°C0d vs. FeldA24°C7d	0
FeldA4 24°C14d vs. FeldB4°C7d	1	FeldA4°C14d vs. FeldA24°C7d	0
FeldA4 24°C7d vs. FeldB4°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA24°C7d	0
FeldA24°C0d vs. FeldB4°C7d	1	FeldA4°C14d vs. FeldA4°C0d	0
FeldA24°C14d vs. FeldB4°C7d	0	FeldA4°C7d vs. FeldA4°C0d	0,2496
FeldA24°C7d vs. FeldB4°C7d	0,0147	FeldA4°C7d vs. FeldA4°C14d	0
FeldA4°C0d vs. FeldB4°C7d	0		
FeldA4°C14d vs. FeldB4°C7d	1		
FeldA4°C7d vs. FeldB4°C7d	0		

Tab. 8.11: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.24-25) der Saison 2009 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung sowie Art der Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Wässerungsvariante und das jeweilige Feld.

Art der Verbräunung		Glasigkeit und Verbräunung	
Wässerungsvarianten nach Versuchsende		Wässerungsvarianten nach Versuchsende	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldA0h vs. FeldA4h vs. FeldA24h vs.		FeldB24h vs. FeldB0h	1
FeldB0h vs. FeldB4h vs. FeldB24h	0,1088	FeldB4h vs. FeldB0h	1
		FeldA0h vs. FeldB0h	0
		FeldA24h vs. FeldB0h	0,9675
		FeldA4h vs. FeldB0h	0,3056
		FeldB4h vs. FeldB24h	0,6252
		FeldA0h vs. FeldB24h	0
		FeldA24h vs. FeldB24h	1
		FeldA4h vs. FeldB24h	0,5208
		FeldA0h vs. FeldB4h	0
		FeldA24h vs. FeldB4h	0,058
		FeldA4h vs. FeldB4h	0,0055
		FeldA24h vs. FeldA0h	0,0048
		FeldA4h vs. FeldA0h	0,1206
		FeldA4h vs. FeldA24h	1

Tab. 8.12: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.26-33) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung zwischen den einzelnen Verarbeitungsschritten.

Verbräunung		Glasigkeit	
Vergleich der Verarbeitungsschritte		Vergleich der Verarbeitungsschritte	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
KühlagerungFeldA vs. HaushaltslagerungFeldA	0,14	WässerungFeldA vs. WaschenFeldA	0,2894
KühlagerungFeldB vs. HaushaltslagerungFeldB	0,0116	WässerungFeldB vs. WaschenFeldB	0,0086
		WässerungFeldA vs. SortierungFeldA	0
		WässerungFeldB vs. SortierungFeldB	0
		SortierungFeldA vs. SchockkühlungFeldA	0
		SortierungFeldB vs. SchockkühlungFeldB	0
		KühlagerungFeldA vs. SchockkühlungFeldA	0
		KühlagerungFeldB vs. SchockkühlungFeldB	0
		KühlagerungFeldA vs. HaushaltslagerungFeldA	0
		KühlagerungFeldB vs. HaushaltslagerungFeldB	0

Tab. 8.13: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.26-29) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach einer 15-minütigen Schockkühlung, nach der maschinellen Sortierung, 24h nach dem Wässern und nach dem Waschen des Spargels.

Verbräunung		Glasigkeit	
nach der Schockkühlung		nach der Schockkühlung	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldA vs. FeldB	1	Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	0,5879
		Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0
		Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0
		Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	0
		Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0
		Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	0,169
		nach der masch. Sortierung	
		Vergleich	p-Wert
		Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	0,9829
		Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0
		Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0
		Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	0
		Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0
		Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	0,014
		24h nach dem Wässern	
		Vergleich	p-Wert
		Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	0,6744
		Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0,0555
		Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0,8558
		Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	0,0036
		Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0,6744
		Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	0,8558
		nach dem Waschen	
		Vergleich	p-Wert
		Ernte1FeldA vs.	
		Ernte1FeldB vs.	
		Ernte2FeldA vs.	
		Ernte2FeldB	0,6114

Tab. 8.14: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.30-31) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach der Kühllagerung des Spargels im Betrieb.

Verbräunung		Glasigkeit	
nach der Kühllagerung		nach der Kühllagerung	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldB14d vs. FeldB0d	0	FeldB14d vs. FeldB0d	0
FeldB7d vs. FeldB0d	0	FeldB7d vs. FeldB0d	0
FeldA0d vs. FeldB0d	1	FeldA0d vs. FeldB0d	0
FeldA14d vs. FeldB0d	0	FeldA14d vs. FeldB0d	0
FeldA7d vs. FeldB0d	0	FeldA7d vs. FeldB0d	0
FeldB7d vs. FeldB14d	0	FeldB7d vs. FeldB14d	0,0057
FeldA0d vs. FeldB14d	0	FeldA0d vs. FeldB14d	0
FeldA14d vs. FeldB14d	0	FeldA14d vs. FeldB14d	0
FeldA7d vs. FeldB14d	0	FeldA7d vs. FeldB14d	0
FeldA0d vs. FeldB7d	0	FeldA0d vs. FeldB7d	0
FeldA14d vs. FeldB7d	0	FeldA14d vs. FeldB7d	0
FeldA7d vs. FeldB7d	0	FeldA7d vs. FeldB7d	0
FeldA14d vs. FeldA0d	0	FeldA14d vs. FeldA0d	0
FeldA7d vs. FeldA0d	0	FeldA7d vs. FeldA0d	0
FeldA7d vs. FeldA14d	0	FeldA7d vs. FeldA14d	0

Tab. 8.15: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.32-33) der Saison 2010 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach Versuchsende für die jeweilige Temperatur der Haushaltslagerung (für 24 h), Dauer der Kühlung im Betrieb und das jeweilige Feld.

Verbräunung nach Versuchsende		Glasigkeit nach Versuchsende	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
FeldB0d4°C vs. FeldB0d24°C	0	FeldB0d4°C vs. FeldB0d24°C	1
FeldB14d24°C vs. FeldB0d24°C	0	FeldB14d24°C vs. FeldB0d24°C	0
FeldB14d4°C vs. FeldB0d24°C	0	FeldB14d4°C vs. FeldB0d24°C	0
FeldB7d24°C vs. FeldB0d24°C	0	FeldB7d24°C vs. FeldB0d24°C	0
FeldB7d4°C vs. FeldB0d24°C	0,3206	FeldB7d4°C vs. FeldB0d24°C	0
FeldA0d24°C vs. FeldB0d24°C	1	FeldA0d24°C vs. FeldB0d24°C	1
FeldA0d4°C vs. FeldB0d24°C	0	FeldA0d4°C vs. FeldB0d24°C	1
FeldA14d24°C vs. FeldB0d24°C	0	FeldA14d24°C vs. FeldB0d24°C	0,0066
FeldA14d4°C vs. FeldB0d24°C	0,0216	FeldA14d4°C vs. FeldB0d24°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldB0d24°C	0	FeldA7d24°C vs. FeldB0d24°C	0
FeldA7d4°C vs. FeldB0d24°C	0,003	FeldA7d4°C vs. FeldB0d24°C	0,014
FeldB14d24°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldB14d24°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldB14d4°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldB14d4°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldB7d24°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldB7d24°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldB7d4°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldB7d4°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldA0d24°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldA0d24°C vs. FeldB0d4°C	0,0848
FeldA0d4°C vs. FeldB0d4°C	1	FeldA0d4°C vs. FeldB0d4°C	0,532
FeldA14d24°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldA14d24°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldA14d4°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldA14d4°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldA7d24°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldA7d4°C vs. FeldB0d4°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldB0d4°C	0
FeldB14d4°C vs. FeldB14d24°C	0,0056	FeldB14d4°C vs. FeldB14d24°C	1
FeldB7d24°C vs. FeldB14d24°C	1	FeldB7d24°C vs. FeldB14d24°C	1
FeldB7d4°C vs. FeldB14d24°C	0	FeldB7d4°C vs. FeldB14d24°C	0,2955
FeldA0d24°C vs. FeldB14d24°C	0	FeldA0d24°C vs. FeldB14d24°C	0
FeldA0d4°C vs. FeldB14d24°C	0	FeldA0d4°C vs. FeldB14d24°C	0
FeldA14d24°C vs. FeldB14d24°C	0	FeldA14d24°C vs. FeldB14d24°C	0
FeldA14d4°C vs. FeldB14d24°C	0	FeldA14d4°C vs. FeldB14d24°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldB14d24°C	0	FeldA7d24°C vs. FeldB14d24°C	0
FeldA7d4°C vs. FeldB14d24°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldB14d24°C	0
FeldB7d24°C vs. FeldB14d4°C	0,044	FeldB7d24°C vs. FeldB14d4°C	0,671
FeldB7d4°C vs. FeldB14d4°C	0	FeldB7d4°C vs. FeldB14d4°C	0,063
FeldA0d24°C vs. FeldB14d4°C	0	FeldA0d24°C vs. FeldB14d4°C	0
FeldA0d4°C vs. FeldB14d4°C	0	FeldA0d4°C vs. FeldB14d4°C	0
FeldA14d24°C vs. FeldB14d4°C	0,0056	FeldA14d24°C vs. FeldB14d4°C	0
FeldA14d4°C vs. FeldB14d4°C	0	FeldA14d4°C vs. FeldB14d4°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldB14d4°C	0,081	FeldA7d24°C vs. FeldB14d4°C	0
FeldA7d4°C vs. FeldB14d4°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldB14d4°C	0
FeldB7d4°C vs. FeldB7d24°C	0	FeldB7d4°C vs. FeldB7d24°C	1
FeldA0d24°C vs. FeldB7d24°C	0	FeldA0d24°C vs. FeldB7d24°C	0
FeldA0d4°C vs. FeldB7d24°C	0	FeldA0d4°C vs. FeldB7d24°C	0
FeldA14d24°C vs. FeldB7d24°C	0	FeldA14d24°C vs. FeldB7d24°C	0
FeldA14d4°C vs. FeldB7d24°C	0	FeldA14d4°C vs. FeldB7d24°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldB7d24°C	0	FeldA7d24°C vs. FeldB7d24°C	0
FeldA7d4°C vs. FeldB7d24°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldB7d24°C	0
FeldA0d24°C vs. FeldB7d4°C	1	FeldA0d24°C vs. FeldB7d4°C	0
FeldA0d4°C vs. FeldB7d4°C	0	FeldA0d4°C vs. FeldB7d4°C	0
FeldA14d24°C vs. FeldB7d4°C	0	FeldA14d24°C vs. FeldB7d4°C	0
FeldA14d4°C vs. FeldB7d4°C	1	FeldA14d4°C vs. FeldB7d4°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldB7d4°C	0	FeldA7d24°C vs. FeldB7d4°C	0,0105
FeldA7d4°C vs. FeldB7d4°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldB7d4°C	0
FeldA0d4°C vs. FeldA0d24°C	0	FeldA0d4°C vs. FeldA0d24°C	1
FeldA14d24°C vs. FeldA0d24°C	0	FeldA14d24°C vs. FeldA0d24°C	0,0046
FeldA14d4°C vs. FeldA0d24°C	0,1976	FeldA14d4°C vs. FeldA0d24°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldA0d24°C	0	FeldA7d24°C vs. FeldA0d24°C	0
FeldA7d4°C vs. FeldA0d24°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldA0d24°C	0,0209
FeldA14d24°C vs. FeldA0d4°C	0	FeldA14d24°C vs. FeldA0d4°C	0
FeldA14d4°C vs. FeldA0d4°C	0	FeldA14d4°C vs. FeldA0d4°C	0
FeldA7d24°C vs. FeldA0d4°C	0	FeldA7d24°C vs. FeldA0d4°C	0
FeldA7d4°C vs. FeldA0d4°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldA0d4°C	0,0024
FeldA14d4°C vs. FeldA14d24°C	0,0341	FeldA14d4°C vs. FeldA14d24°C	1
FeldA7d24°C vs. FeldA14d24°C	1	FeldA7d24°C vs. FeldA14d24°C	0,532
FeldA7d4°C vs. FeldA14d24°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldA14d24°C	1
FeldA7d24°C vs. FeldA14d4°C	0,0016	FeldA7d24°C vs. FeldA14d4°C	1
FeldA7d4°C vs. FeldA14d4°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldA14d4°C	0,532
FeldA7d4°C vs. FeldA7d24°C	0	FeldA7d4°C vs. FeldA7d24°C	0,0799

Tab. 8.16: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.35, 5.37) der Saison 2011 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung nach dem Transport des Spargels.

Glasigkeit nach dem Transport		Verbräunung nach dem Transport	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	0,266	Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	1
Ernte3FeldB vs. Ernte1FeldB	0	Ernte3FeldB vs. Ernte1FeldB	0,118
Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0	Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	1
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0,8445	Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0,258
Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldB	0,3516	Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldB	0,036
Ernte3FeldB vs. Ernte2FeldB	0	Ernte3FeldB vs. Ernte2FeldB	0,1242
Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	0	Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	1
Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0,8445	Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0,224
Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldB	0,0042	Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldB	0,0363
Ernte1FeldA vs. Ernte3FeldB	0,8445	Ernte1FeldA vs. Ernte3FeldB	0,572
Ernte2FeldA vs. Ernte3FeldB	0	Ernte2FeldA vs. Ernte3FeldB	0
Ernte3FeldA vs. Ernte3FeldB	0	Ernte3FeldA vs. Ernte3FeldB	1
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	0	Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	0,026
Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldA	0	Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldA	0,2569
Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldA	0,0732	Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldA	0

Tab. 8.17: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.35, 5.38) der Saison 2011 für das Symptom Glasigkeit nach der maschinellen Sortierung des Spargels sowie ein Vergleich zwischen den Verteilungen nach dem Transport und nach der masch. Sortierung.

Glasigkeit nach der masch. Sortierung		Glasigkeit Vergleich der Verarbeitungsschritte	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
Ernte2FeldB vs. Ernte1FeldB	0	TransportFeldB vs. SortierungFeldB	0
Ernte3FeldB vs. Ernte1FeldB	0	SortierungFeldA vs. SortierungFeldB	0,101
Ernte1FeldA vs. Ernte1FeldB	0	TransportFeldA vs. TransportFeldB	0,101
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldB	0	TransportFeldA vs. SortierungFeldA	0
Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldB	0,001		
Ernte3FeldB vs. Ernte2FeldB	0,0312		
Ernte1FeldA vs. Ernte2FeldB	0,7484		
Ernte2FeldA vs. Ernte2FeldB	0,4248		
Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldB	0,5268		
Ernte1FeldA vs. Ernte3FeldB	0,217		
Ernte2FeldA vs. Ernte3FeldB	0,7484		
Ernte3FeldA vs. Ernte3FeldB	0		
Ernte2FeldA vs. Ernte1FeldA	0,6759		
Ernte3FeldA vs. Ernte1FeldA	0,4248		
Ernte3FeldA vs. Ernte2FeldA	0,0207		

Tab. 8.18: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen (Abb. 5.40-43) der Saison 2011 für die Symptome Glasigkeit und Verbräunung in Abhängigkeit von der Spargelsorte.

Sortenvergleich Verbräunung nach dem Transport		Sortenvergleich Glasigkeit nach der masch. Sortierung	
Vergleich	p-Wert	Vergleich	p-Wert
Gijnlim vs.		Darbella vs. Cumulus	0,0564
Mondeo vs.		Darlise vs. Cumulus	1
Ravel vs.		Gijnlim vs. Cumulus	1
Cumulus vs.		Mondeo vs. Cumulus	0,6174
Darlise vs.		Ravel vs. Cumulus	1
Darbella	0,0858	Darlise vs. Darbella	0,0726
		Gijnlim vs. Darbella	0,0014
		Mondeo vs. Darbella	0
Vergleich	p-Wert	Ravel vs. Darbella	0,0014
Horlim vs. Gijnlim	0	Gijnlim vs. Darlise	1
Ravel vs. Gijnlim	0,0049	Mondeo vs. Darlise	0,35
Ravel vs. Horlim	0	Ravel vs. Darlise	1
		Mondeo vs. Gijnlim	1
		Ravel vs. Gijnlim	1
		Ravel vs. Mondeo	1
		Vergleich	p-Wert
		Horlim vs. Gijnlim	0
		Ravel vs. Gijnlim	0
		Ravel vs. Horlim	0

Tab. 8.19: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen für Versuche zur künstlichen Erzeugung von Glasigkeit.

Glasigkeit	
Vergleich	p-Wert
Kontrolle vs. Wässern	0,1079
Kontrolle vs. Eiswasser	<0,0001
Kontrolle vs. Sandpapier	0,0009
Kontrolle vs. Bürste	<0,0001
Kontrolle vs. SandSchüttler	0,005
Kontrolle vs. Wasserstrahl	<0,0001
Kontrolle vs. BürsteWasserstrahl	<0,0001

Tab. 8.21: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelwurzeln.

Vergleich	p-Wert
Cad14 28d vs. Cad14 14d	0
Cad14 42d vs. Cad14 14d	0
Cad14 42d vs. Cad14 28d	0
Cad16 14d vs. Cad14 14d	1
Cad16 28d vs. Cad14 28d	0,6496
Cad16 28d vs. Cad16 14d	0,0715
Cad16 42d vs. Cad14 42d	0,6496
Cad16 42d vs. Cad16 14d	0
Cad16 42d vs. Cad16 28d	0,007
Fu 14d vs. Cad14 14d	1
Fu 14d vs. Cad16 14d	0,2628
Fu 28d vs. Cad14 28d	0,0045
Fu 28d vs. Cad16 28d	0,6182
Fu 28d vs. Fu 14d	0,622
Fu 42d vs. Cad14 42d	0
Fu 42d vs. Cad16 42d	0
Fu 42d vs. Fu 14d	0,622
Fu 42d vs. Fu 28d	1
Kon 14d vs. Cad14 14d	0
Kon 14d vs. Cad16 14d	0
Kon 14d vs. Fu 14d	0
Kon 28d vs. Cad14 28d	0
Kon 28d vs. Cad16 28d	0
Kon 28d vs. Fu 28d	0
Kon 28d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Cad14 42d	0
Kon 42d vs. Cad16 42d	0
Kon 42d vs. Fu 42d	0
Kon 42d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Kon 28d	1

Tab. 8.20: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Februar-März 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelsprossen.

Vergleich	p-Wert
Cad14 28d vs. Cad14 14d	0,02400
Cad14 42d vs. Cad14 14d	0
Cad14 42d vs. Cad14 28d	0
Cad16 14d vs. Cad14 14d	1
Cad16 28d vs. Cad14 28d	1
Cad16 28d vs. Cad16 14d	0,018
Cad16 42d vs. Cad14 42d	0,9408
Cad16 42d vs. Cad16 14d	0
Cad16 42d vs. Cad16 28d	0
Fu 14d vs. Cad14 14d	1
Fu 14d vs. Cad16 14d	1
Fu 28d vs. Cad14 28d	1
Fu 28d vs. Cad16 28d	1
Fu 28d vs. Fu 14d	0,0057
Fu 42d vs. Cad14 42d	0,4354
Fu 42d vs. Cad16 42d	1
Fu 42d vs. Fu 14d	0
Fu 42d vs. Fu 28d	0,0238
Kon 14d vs. Cad14 14d	0,6448
Kon 14d vs. Cad16 14d	1
Kon 14d vs. Fu 14d	0,141
Kon 28d vs. Cad14 28d	0
Kon 28d vs. Cad16 28d	0,002
Kon 28d vs. Fu 28d	0
Kon 28d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Cad14 42d	0
Kon 42d vs. Cad16 42d	0
Kon 42d vs. Fu 42d	0
Kon 42d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Kon 28d	1

Tab. 8.23: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelwurzeln.

Vergleich	p-Wert
Cad13 28d vs. Cad13 14d	1
Cad13 42d vs. Cad13 14d	0,0025
Cad13 42d vs. Cad13 28d	0,1311
Cad15 14d vs. Cad13 14d	1
Cad15 28d vs. Cad13 28d	1
Cad15 28d vs. Cad15 14d	0,7014
Cad15 42d vs. Cad13 42d	0,5148
Cad15 42d vs. Cad15 14d	0
Cad15 42d vs. Cad15 28d	0
Fu 14d vs. Cad13 14d	1
Fu 14d vs. Cad15 14d	1
Fu 28d vs. Cad13 28d	1
Fu 28d vs. Cad15 28d	1
Fu 28d vs. Fu 14d	0,95
Fu 42d vs. Cad13 42d	1
Fu 42d vs. Cad15 42d	0,876
Fu 42d vs. Fu 14d	0,096
Fu 42d vs. Fu 28d	1
Kon 14d vs. Cad13 14d	0
Kon 14d vs. Cad15 14d	0
Kon 14d vs. Fu 14d	0
Kon 28d vs. Cad13 28d	0
Kon 28d vs. Cad15 28d	0
Kon 28d vs. Fu 28d	0
Kon 28d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Cad13 42d	0
Kon 42d vs. Cad15 42d	0
Kon 42d vs. Fu 42d	0
Kon 42d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Kon 28d	1
Rhi 14d vs. Cad13 14d	0
Rhi 14d vs. Cad15 14d	0
Rhi 14d vs. Fu 14d	0
Rhi 14d vs. Kon 14d	1
Rhi 28d vs. Cad13 28d	0
Rhi 28d vs. Cad15 28d	0
Rhi 28d vs. Fu 28d	0
Rhi 28d vs. Kon 28d	1
Rhi 28d vs. Rhi 14d	1
Rhi 42d vs. Cad13 42d	0
Rhi 42d vs. Cad15 42d	0
Rhi 42d vs. Fu 42d	0
Rhi 42d vs. Kon 42d	1
Rhi 42d vs. Rhi 14d	1
Rhi 42d vs. Rhi 28d	1

Tab. 8.22: Statistischer Vergleich der Boniturnotenverteilungen des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012 für die Symptomentwicklung an Spargelsprossen.

Vergleich	p-Wert
Cad13 28d vs. Cad13 14d	0,0555
Cad13 42d vs. Cad13 14d	0
Cad13 42d vs. Cad13 28d	0
Cad15 14d vs. Cad13 14d	1
Cad15 28d vs. Cad13 28d	1
Cad15 28d vs. Cad15 14d	1
Cad15 42d vs. Cad13 42d	1
Cad15 42d vs. Cad15 14d	0
Cad15 42d vs. Cad15 28d	0
Fu 14d vs. Cad13 14d	1
Fu 14d vs. Cad15 14d	1
Fu 28d vs. Cad13 28d	1
Fu 28d vs. Cad15 28d	1
Fu 28d vs. Fu 14d	0,5824
Fu 42d vs. Cad13 42d	1
Fu 42d vs. Cad15 42d	1
Fu 42d vs. Fu 14d	0
Fu 42d vs. Fu 28d	0,068
Kon 14d vs. Cad13 14d	1
Kon 14d vs. Cad15 14d	1
Kon 14d vs. Fu 14d	1
Kon 28d vs. Cad13 28d	0,2016
Kon 28d vs. Cad15 28d	0,4901
Kon 28d vs. Fu 28d	0,0726
Kon 28d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Cad13 42d	0
Kon 42d vs. Cad15 42d	0
Kon 42d vs. Fu 42d	0
Kon 42d vs. Kon 14d	1
Kon 42d vs. Kon 28d	1
Rhi 14d vs. Cad13 14d	1
Rhi 14d vs. Cad15 14d	1
Rhi 14d vs. Fu 14d	1
Rhi 14d vs. Kon 14d	1
Rhi 28d vs. Cad13 28d	1
Rhi 28d vs. Cad15 28d	1
Rhi 28d vs. Fu 28d	1
Rhi 28d vs. Kon 28d	0,2016
Rhi 28d vs. Rhi 14d	0,0555
Rhi 42d vs. Cad13 42d	1
Rhi 42d vs. Cad15 42d	1
Rhi 42d vs. Fu 42d	1
Rhi 42d vs. Kon 42d	0,411
Rhi 42d vs. Rhi 14d	0,056
Rhi 42d vs. Rhi 28d	1

Tab. 8.24: Statistischer Vergleich der Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturskategorien des Pathogenitätstests Februar-März 2012.

	Außenmyzel	Interzell. Myzel	Intrazell. Myzel	Intrazell. Nekrosen	Penetration d. Stomata	Penetration d. Zellw.	Sporulation außen	Sporulation intrazell.
Vergleich	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert
Cad14 28d vs. Cad14 14d	1	1	1	0,1122	1	1	1	1
Cad14 42d vs. Cad14 14d	1	1	0,2268	0	1	1	0,3454	1
Cad14 42d vs. Cad14 28d	1	1	1	0,2226	1	1	1	1
Cad16 28d vs. Cad16 14d	1	1	0,1166	1	1	1	1	1
Cad16 42d vs. Cad16 14d	1	1	0	0	1	0,0851	1	0,153
Cad16 42d vs. Cad16 28d	1	1	1	0,0024	1	1	0,096	1
Fu28d vs. Fu14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Fu42d vs. Fu14d	1	1	1	1	1	1	0,0125	1
Fu42d vs. Fu28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon28d vs. Kon14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon42d vs. Kon14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon42d vs. Kon28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Cad16 14d vs. Cad14 14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Fu14d vs. Cad14 14d	1	1	0,266	1	1	1	1	1
Kon14d vs. Cad14 14d	0	1	0,0023	1	1	0,07	0,969	1
Fu14d vs. Cad16 14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon14d vs. Cad16 14d	0	1	0,867	1	1	0,4263	0,1771	1
Kon14d vs. Fu14d	0	1	1	1	1	1	0,3633	1
Cad16 28d vs. Cad14 28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Fu28d vs. Cad14 28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon28d vs. Cad14 28d	0	1	0	0,0276	1	0,0078	0,0078	1
Fu28d vs. Cad16 28d	1	1	0,912	1	1	1	0,78	1
Kon28d vs. Cad16 28d	0	1	0	1	1	0	1	1
Kon28d vs. Fu28d	0	1	0,828	1	1	0,0968	0	1
Cad16 42d vs. Cad14 42d	1	1	1	1	1	1	1	1
Fu42d vs. Cad14 42d	0,416	1	0	0	1	0,072	1	1
Kon42d vs. Cad14 42d	0	1	0	0	1	0	0	0,4116
Fu42d vs. Cad16 42d	0,105	1	0	0	1	0	1	1
Kon42d vs. Cad16 42d	0	1	0	0	1	0	0	0,153
Kon42d vs. Fu42d	0	1	0,4522	1	1	1	0	1

Tab. 8.25: Statistischer Vergleich der Mikroskopie-Ergebnisse verschiedener Boniturkategorien des Pathogenitätstests Juni-Juli 2012.

	Außenmyzel	Interzell. Myzel	Intrazell. Myzel	Intrazell. Nekrosen	Penetration d. Stomata	Penetration d. Zellw.	Sporulation außen	Sporulation intrazell.
Vergleich	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert	p-Wert
Cad13 28d vs. Cad13 14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Cad13 42d vs. Cad13 14d	1	1	1	0,0328	1	0,1209	1	1
Cad13 42d vs. Cad13 28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Cad15 28d vs. Cad15 14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Cad15 42d vs. Cad15 14d	1	1	1	0,7448	1	1	1	1
Cad15 42d vs. Cad15 28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Fu28d vs. Fu14d	1	1	0,5771	1	1	0,1024	1	1
Fu42d vs. Fu14d	1	1	1	1	1	0,8346	1	1
Fu42d vs. Fu28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon28d vs. Kon14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon42d vs. Kon14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon42d vs. Kon28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Rhi28d vs. Rhi14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Rhi42d vs. Rhi14d	1	1	1	1	1	1	1	1
Rhi42d vs. Rhi28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Cad15 14d vs. Cad13 14d	1	1	1	1	1	0,5824	1	1
Fu14d vs. Cad13 14d	1	1	1	1	1	1	1	0,1395
Kon14d vs. Cad13 14d	0	1	0,0961	1	1	0,4089	0	0,1395
Rhi14d vs. Cad13 14d	0,9603	1	0,387	1	1	1	0	0,1395
Fu14d vs. Cad15 14d	1	1	0,5771	1	1	0,0442	0,4266	0,5781
Kon14d vs. Cad15 14d	0	1	0	1	1	0	0	0,5781
Rhi14d vs. Cad15 14d	0,9603	1	0,0037	1	1	0,0038	0	0,5781
Kon14d vs. Fu14d	0	1	0,7857	1	1	1	0,0174	1
Rhi14d vs. Fu14d	1	1	1	1	1	1	0,0174	1
Rhi14d vs. Kon14d	0	1	1	1	1	1	1	1
Cad15 28d vs. Cad13 28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Fu28d vs. Cad13 28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon28d vs. Cad13 28d	0	1	0,0204	1	1	0,0561	0,0035	1
Rhi28d vs. Cad13 28d	1	1	0,0928	1	1	0,6885	0,0035	1
Fu28d vs. Cad15 28d	1	1	1	1	1	1	1	1
Kon28d vs. Cad15 28d	0	1	0	1	1	0	0,0062	1
Rhi28d vs. Cad15 28d	1	1	0	1	1	0,014	0,0062	1
Kon28d vs. Fu28d	0	1	0,0072	1	1	0,0074	0,0035	1
Rhi28d vs. Fu28d	1	1	0,0396	1	1	0,15	0,0035	1
Rhi28d vs. Kon28d	0	1	1	1	1	1	1	1
Cad15 42d vs. Cad13 42d	1	1	1	1	1	1	1	1
Fu42d vs. Cad13 42d	1	1	1	0,117	1	1	1	1
Kon42d vs. Cad13 42d	0	1	0	0,0084	1	0	0	1
Rhi42d vs. Cad13 42d	1	1	0	0	1	0	0	0,5292
Fu42d vs. Cad15 42d	1	1	0,9334	0,036	1	1	1	1
Kon42d vs. Cad15 42d	0	1	0	0	1	0	0	1
Rhi42d vs. Cad15 42d	1	1	0	0	1	0	0	1
Kon42d vs. Fu42d	0	1	0,0072	1	1	0,0074	0	1
Rhi42d vs. Fu42d	1	1	0	1	1	0	0	1
Rhi42d vs. Kon42d	0	1	1	1	1	1	1	1

Tab. 8.26: Statistischer Vergleich der Calcium-Gehalte von Kontrollstangen ohne Symptome (Kon) und Stangen mit Verbräunungen (Sym) der Standorte C-E für die einzelnen Stängelabschnitte: S1-4 = Sektion 1-4 (von Kopf bis Basis à 5 cm), o. Schale = Spargel ohne Schale, Schale = nur Spargelschale.

Vergleich	p-Wert
S1 Sym vs. S1 Kon	1,0000
S2 Kon vs. S1 Kon	1,0000
S3 Kon vs. S1 Kon	0,0105
S4 Kon vs. S1 Kon	0,0000
S2 Sym vs. S1 Sym	0,2590
S3 Sym vs. S1 Sym	0,0017
S4 Sym vs. S1 Sym	0,0000
S2 Sym vs. S2 Kon	0,9359
S3 Kon vs. S2 Kon	0,0280
S4 Kon vs. S2 Kon	0,0000
S3 Sym vs. S2 Sym	0,0612
S4 Sym vs. S2 Sym	0,0032
S3 Sym vs. S3 Kon	0,7632
S4 Kon vs. S3 Kon	0,0351
S4 Sym vs. S3 Sym	1,0000
S4 Sym vs. S4 Kon	1,0000
Schale Sym vs. Schale Kon	1,0000
o. Schale Kon vs. Schale Kon	1,0000
o. Schale Sym vs. Schale Sym	0,7632
o. Schale Sym vs. o. Schale Kon	0,0612

8. Literaturverzeichnis

ADAMS, P. und HOLDER, R. 1992. Effects of humidity, Ca and salinity on the accumulation of dry matter and Ca by the leaves and fruit of tomato (*Lycopersicon esculentum*). Journal of Horticultural Science & Biotechnology 67 (1): 137-142.

ALTSCHUL, S., GISH, W., MILLER, W., MYERS, E., and LIPMAN, D. 1990. Basic local alignment search tool. Journal of molecular biology 215: 403-410.

AMARO-LÓPEZ, M.A., ZURERA-COSANO, G., MORENO-ROJAS, R., GARCÍA-GIMENO, R.M. 1996. Mineral content modifications during ripening of asparagus (*Asparagus officinalis* L.). Plant Foods for Human Nutrition 49: 13-26.

AMARO-LÓPEZ, M.A., ZURERA-COSANO, G., MORENO-ROJAS, R. 1999. Nutritional evaluation of mineral content changes in fresh green asparagus as a function of the spear portions. Journal of the Science of Food and Agriculture 79: 900-906.

AMBERGER, A. 1983. Pflanzenernährung: Ökologische und physiologische Grundlagen; Dynamik und Stoffwechsel der Nährelemente. Ulmer, Stuttgart, S. 201.

BARBAGALLO, R.N., CHISARI, M., SPAGNA, G. 2009. Enzymatic browning and softening in vegetable crops: Studies and experiences. Italian journal of food science 21 (1): 3-16.

BARBAGALLO, R.N., CHISARI, M., PATANÉ, C. 2012. Polyphenol oxidase, total phenolics and ascorbic acid changes during storage of minimally processed 'California Wonder' and 'Quadrato d'Asti' sweet peppers. LWT - Food Science and Technology 49: 192-196.

BARROW, J.R. und AALTONEN, R.E. 2001. Evaluation of the internal colonization of *Atriplex canescens* (Pursh) Nott. roots by dark septate fungi and the influence of host physiological activity. Mycorrhiza 11: 199-205.

BARROW, J.R. und OSUNA, P. 2002. Phosphorus solubilization and uptake by dark septate fungi in fourwing saltbush, *Atriplex canescens* (Pursh) Nott. Journal of Arid Environments 51: 449-459.

- BELKER, N. 2008. Aufbereitung, Kühlung und Lagerung. In: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hrsg. Ratschläge für den Spargelanbau in Niedersachsen. Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hoya, S. 141.
- BENSON, B.L. 2012. 2009 update of the world's asparagus production areas, spear utilization and production periods. *Acta Horticulturae* 950: 87-100.
- BEN-YEHOSHUA, S. 1987. Transpiration, Water Stress, and Gas Exchange. In: WEICHMANN, J., ed. *Postharvest Physiology of Vegetables*. Marcel Dekker, Inc., New York, S. 113.
- BERGMANN, W. 1993. *Ernährungsstörungen bei Kulturpflanzen*. Gustav Fischer Verlag, Jena, S. 100-371.
- BIBLE, B.B. und STIEHL, B. 1986. Effect of atmospheric modification on the incidence of blackheart and the cation content of celery. *Scientia Horticulturae* 28 (1-2): 19-28.
- BILLAU, W. 1986. Untersuchungen über Lokalisation und Ausmaß der Lignifizierung in Pflanzen von *Asparagus officinalis* L. unter Berücksichtigung von Sorte, modifizierenden Umweltfaktoren und phenolischen Inhaltsstoffen. Dissertation Universität Hohenheim.
- BLAHOVEC, J. 2003. Mechanics and texture of fruits and vegetables. In: DRIS, R., NISKANEN, R., JAIN, S.M., eds. *Crop management and postharvest handling of horticultural products*. Vol. II - Fruits and vegetables. Science Publishers, Inc., Enfield, S. 148.
- BLOK, W.J. und BOLLEN, G.J. 1995. Fungi on roots and stem bases of asparagus in the Netherlands: species and pathogenicity. *European Journal of Plant Pathology* 101: 15-24.
- BLOK, W.J. und BOLLEN, G.J. 1996. Etiology of asparagus replant-bound early decline. *European Journal of Plant Pathology* 102: 87-98.
- BLUME, H.-P., BRÜMMER, G.W., HORN, R., KANDELER, E., KÖGEL-KNABNER, I., KRETZSCHMAR, R., STAHR, K., WILKE, B.-M. 2010. Scheffer/Schachtschabel - Lehrbuch der Bodenkunde. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, S. 427-444.
- BOOTH, C. 1971. *The Genus Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England., S. 237.

BRASH, D.W., CHARLES, C.M., WRIGHT, S., BYCROFT, B.L. 1995. Shelf-life of stored asparagus is strongly related to postharvest respiratory activity. *Postharvest Biology and Technology* 5: 77-81.

BRESINSKY, A., KÖRNER, C., KADEREIT, J.W., NEUHAUS, G., SONNEWALD, U. 2008. *Strasburger - Lehrbuch der Botanik*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, S. 1006.

BROWN, C.R., MCNABNAY, M., DEAN, B. 1999. Genetic characterization of reduced melanin formation in tuber tissue of *Solatum hjertingii* and hybrids with cultivated diploids. *American Journal of Potato Research* 76 (1): 73-43.

BRÜCKNER, B., GEYER, M., ZIEGLER, J. 2008. *Spargelanbau - Grundlagen für eine erfolgreiche Produktion und Vermarktung*. Eugen Ulmer GmbH & Co, Stuttgart, S. 12-95.

BRUHN, C.M. 2002. Consumer Issues in Quality and Safety. In: KADER, A.A., ed. *Postharvest Technology of Horticultural Crops*. University of California, Agricultural and Natural Resources, Oakland, S. 31.

BUNDESANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT UND ERNÄHRUNG o.J. Pünktlich zur Spargelsaison: Entwicklungen für die nächste Generation, Pressemitteilung.

http://www.ble.de/DE/03_Forschungsfoerderung/01_Innovationen/01_BMELV/Aktuelles/130411_Puenktlich_zur_Spargelsaison_Entwicklungen_fuer_die_naechste_Generation.html;jsessionid=189481CAE80DCE59EE59D81BEC2291E3.1_cid325

BURMESTER, A. 2010. Präparationstechniken und Färbungen von Pflanzengewebe für die Lichtmikroskopie. In: MULISCH, M. und WELSCH, U., Hrsg. *Romeis Mikroskopische Technik*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, S. 334-335.

BUSSELER, W. 1964. Die Bormangelsymptome und ihre Entwicklung. *Pflanzenernährung, Düngung und Bodenkunde* 105: 113-135.

CABEZAS-SERRANO, A.B., AMODIO, M.L., CORNACCHIA, R., RINALDI, R., COLELLI, G. 2009. Screening quality and browning susceptibility of five artichoke cultivars for fresh-cut processing. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 89 (15): 2588-2594.

- CANTOS, E., TUDELA, J.A., GIL, M.I., ESPÍN, J.C. 2002. Phenolic compounds and related enzymes are not rate-limiting in browning development of fresh-cut potatoes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50 (10): 3015-3023.
- CHANG, D.N. 1987. Asparagus. In: WEICHMANN, J., ed. *Postharvest Physiology of Vegetables*. Marcel Dekker, Inc., New York, S. 523-524.
- CHENG, G.W. und CRISOSTO, C.H. 1995. Browning potential, phenolic composition, and polyphenoloxidase activity of buffer extracts of peach and nectarine skin tissue. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 120 (5): 835-838.
- COX, E.F., MCKEE, J.M.T., DEARMAN, A.S. 1976. The effect of growth rate on tipburn occurrence in lettuce. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology* 51 (3): 297-309.
- DELTAU, F. 1995. Ursachen von Qualitätsmängeln bei Spargel (*Asparagus officinalis* L.) insbesondere von Berostung und Verkorkung zum Zeitpunkt der Ernte. Diplomarbeit Hochschule Geisenheim.
- DIALLINAS, G. und KANELIS, A.K. 1994. A phenylalanine ammonia-lyase gene from melon fruit: cDNA cloning, sequence and expression in response to development and wounding. *Plant Molecular Biology* 26 (1): 473-479.
- DI LENARDA, S. und MARTINI, M. 2011. Direkt eingereicht durch: Department of Agriculture and Environmental Sciences, University of Udine, Via delle Scienze 208, Udine 33100, Italy.
- DI MARCO, S., CALZARANO, F., OSTI, F., MAZZULLO, A. 2004. Pathogenicity of fungi associated with a decay of kiwifruit. *Australasian Plant Pathology* 33: 337-342.
- DOMSCH, K.H., GAMS, W., ANDERSON, T.-H. 2007. *Compendium of soil fungi*. IHW-Verlag, Eching, S. 253.
- DORNENBURG, H. und KNORR, D. 1997. Evaluation of elicitor and high pressure induced enzymatic browning utilizing potato (*Solanum tuberosum*) suspension cultures as model system for plant tissues. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 45: 4173-4177.
- ELMER, W.H., JOHNSON, D.A., MINK, G.I. 1996. Epidemiology and management of the diseases causal to asparagus decline. *Plant Disease* 80 (2): 117-125.

ESPÍN, J.C., VAN LEEUWEN, J., WICHERS, H.J. 1999. Kinetic study of the activation process of a latent mushroom (*Agaricus bisporus*) tyrosinase by serine proteases. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47 (9): 3509-3517.

FALLIK, E. 2008. Postharvest treatments affecting sensory quality of fresh and fresh-cut products. In: PALIYATH, G., MURR, D.P., HANDA, A.K., LURIE, S., eds. *Postharvest biology and technology of fruits, vegetables, and flowers*. Wiley-Blackwell Publishing, Ames, Iowa, S. 308.

FELSENSTEIN, J. 1985. Confidence limits on phylogenies: An approach using the bootstrap. *Evolution* 39: 783-791.

FERGUSON, I.B. 1984. Calcium in plant senescence and fruit ripening. *Plant, Cell and Environment* 7 (6): 477-489.

FRIEND, J., REYNOLDS, S.B., AVEYARD, M.A. 1973. Phenylalanine ammonia lyase, chlorogenic acid and lignin in potato tuber tissue inoculated with *Phytophthora infestans*. *Physiological Plant Pathology* 3 (4): 495-507.

GERENDAS, J., POLACCO, J.C., FREYERMUTH, S.K., SATTELMACHER, B. 1999. Significance of nickel for plant growth and metabolism. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 162: 241-256.

GOSSMANN, M., BÜTTNER, C., BEDLAN, G. 2001. Untersuchungen von Spargel (*Asparagus officinalis* L.) aus Jung- und Ertragsanlagen in Deutschland und Österreich auf Infektionen mit *Fusarium*-Arten. *Pflanzenschutzberichte* 59: 45-54.

GOSSMANN, M., KLETA, S., HUMPF, H.-U., BÜTTNER, C., 2005. Untersuchungen zum endophytischen Befall von *Fusarium proliferatum* (Matsushima) Nirenberg in geernteten Stangen von Spargel (*Asparagus officinalis* L.). *Gesunde Pflanzen* 57: 53-58.

GOSSMANN, M., BERAN, F., BEDLAN, G., PLENK, A., HAMEDINGER, S., ÖHLINGER, R., HUMPF, H.-U., BÜTTNER, C. 2008. Spargelstangenuntersuchungen zur Haupterntezeit auf Infektionen mit *Fusarium* spp. und Kontaminationen mit Fumonisin B1. *Mykotoxin Research* 24 (2): 88-97.

- GOSSMANN, M., SCHOLZ, A., HENNIG, F., VON BARGEN, S., BÜTTNER, C. 2011. *Fusarium oxysporum*- und *F. proliferatum*-Isolate aus Spargel und deren Pathogenitätsüberprüfung in einer modifizierten *in vitro*-Schnelltestmethode. *Gesunde Pflanzen* 63: 175-182.
- GRAHAM, D. und PATTERSON, B.D. 1982. Responses of plants to low, nonfreezing temperatures: Proteins, metabolism, and acclimation. *Annual Review of Plant Physiology* 33: 347-372.
- GRAMAJE, D., GARCÍA-JIMÉNEZ, J., ARMENGOL, J. 2010. Field evaluation of grapevine rootstocks inoculated with fungi associated with Petri diseases and Esca. *American Journal of Enology and Viticulture* 61: 512-520.
- GRUNEWALDT-STÖCKER, G. (2011). Persönliche Mitteilung.
- GUPTA, U.C. 1983. Boron deficiency and toxicity symptoms for several crops as related to tissue boron levels. *Journal of Plant Nutrition* 6 (5): 387-395.
- HALLEEN, F., MOSTERT, L., CROUS, P.W. 2007. Pathogenicity testing of lesser-known vascular fungi of grapevines. *Australasian Plant Pathology* 36: 277-285.
- HAMBLETON, S., NICKERSON, N.L. und SEIFERT, K.A. 2005. *Leohumicola*, a new genus of heat-resistant hyphomycetes. *Studies in Mycology* 53: 29-52.
- HAMLIN, R.L. 2007. Molybdenum. In: BARKER, A.V. und PILBEAM, D.J., eds. *Handbook of Plant Nutrition*. Taylor & Francis Group, Boca Raton, S. 379.
- HARRINGTON, T.C. und MCNEW, D.L. 2003. Phylogenetic analysis places the phialophora-like anamorph genus *Cadophora* in the Helotiales. *Mycotaxon* 87: 141-151.
- HELDT, H.-W. und PIECHULLA, B. 2008. *Pflanzenbiochemie*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, S. 413.
- HERPPICH, W.B., MEMPEL, H., GEYER, M. 2001a. Osmotic and elastic adjustment, and product quality in cold-stored carrot roots (*Daucus carota* L.). *Gartenbauwissenschaft* 66: 20-26.

HERPPICH, W.B., MEMPEL, H., GEYER, M. 2001b. Drought- and low temperature-acclimation in carrot (*Daucus carota* L.) roots. *Journal of Applied Botany* 75: 138-143.

HERPPICH, W.B., HEROLD, B., GEYER, M., GOMEZ, F. 2004. Effects of temperature and water relations on carrots and radish tuber texture. *Journal of Applied Botany and Food Quality* 78: 11-17.

HERPPICH, W.B., HUYSKENS-KEIL, S., KADAU, R. 2005. Effects of short-term low-temperature storage on mechanical and chemical properties of white *Asparagus* cell walls. *Journal of Applied Botany and Food Quality* 79: 63-71.

HERPPICH, W.B. und HUYSKENS-KEIL, S. 2008. Cell wall biochemistry and biomechanics of harvested white asparagus shoots as affected by temperature. *Annals of Applied Biology* 152: 377-388.

HEWAJULIGE, I.G.N., WILSON WIJERATNAM, R.S., WIJESUNDERA, R.L.C., ABEYSEKERE, M. 2003. Fruit calcium concentration and chilling injury during low temperature storage of pineapple. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 83 (14): 1451-1454.

HEYES, J.A., BURTON, V.M., DE VRÉ, L.A. 1998. Cellular physiology of textural changes in harvested asparagus. *Acta Horticulturae* 464: 455-460.

HIRSCH, G. und BRAUN, U. 1992. Communities of parasitic microfungi. In: WINTERHOFF, W., ed. *Handbook of vegetative science, Volume 19. Fungi in vegetation science.* Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, S. 225-250.

HOAGLAND, D.R. and ARNON, D.I. 1938. The water culture method for growing plants without soil. *California Agricultural Experiment Station Circular 347*, University of California, Berkeley, S. 1-39.

HUYSKENS-KEIL, S., KADAU, R., HERPPICH, W.B. 2005. Textural properties and cell wall metabolism of white asparagus spears (*Asparagus officinalis* L.) during postharvest. *Acta Horticulturae* 682: 461-467.

HUYSKENS-KEIL, S. und HERPPICH, W.B. 2013. High CO₂ effects on postharvest biochemical and textural properties of white asparagus (*Asparagus officinalis* L.) spears. *Postharvest Biology and Technology* 75: 45-53.

JAHNER, W. 2008. Qualität des Spargels. In: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hrsg. Ratschläge für den Spargelanbau in Niedersachsen. Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hoya, S. 149.

JUMPPONEN, A. 2001. Dark septate endophytes - are they mycorrhizal? *Mycorrhiza* 11: 207-211.

JUMPPONEN, A. und TRAPPE, J.M. 1998. Dark septate endophytes: A review of facultative biotrophic root-colonizing fungi. *New Phytologist* 140 (2): 295-310.

JUNKER, G. 2003. Spargel ist wichtiger Umsatzträger. Hohe Maßstäbe bei Sortierung, Aufbereitung und Verpackung. *Gemüse Spezial* 3: 37.

KADAU, R. 2005. Untersuchungen zu qualitätsbeeinflussenden, nacherntephysiologischen und phytopathologischen Prozessen bei Convenience-Produkten während der Kurzzeitlagerung am Beispiel von Spargel (*Asparagus officinalis* L.). Dissertation Humboldt-Universität zu Berlin.

KADER, A.A. 2002. Postharvest Biology and Technology: An Overview. In: KADER, A.A., ed. *Postharvest Technology of Horticultural Crops*. University of California, Agricultural and Natural Resources, Oakland, S. 39- 42.

KAILUWEIT, H.D. und KRUG, H. 1995. Wärme fördert das Längenwachstum, höherer Bodenwiderstand das Dickenwachstum bei Spargel. *Taspo-Gartenbaumagazin* 4 (3):45-46.

KAYS, S.J. und PAULL, R.E. 2004. *Postharvest Biology*. Exon Press, Athens. S. 357-393.

KING, G.A., WOOLLARD, D.C., IRVING, D.E., BURST, W.M. 1990. Postharvest physiological changes in asparagus spear tips. *Physiologia Plantarum* 80 (3): 393-400.

KIRKBY, E.A. und RÖMHELD, V. 2004. Micronutrients in plant physiology: Functions, uptake and mobility. *Proceedings / International Fertiliser Society* 543: 1-54.

- KNAPP, D.G., PINTYE, A., KOVÁCS, G.M. 2012. The dark side is not fastidious - Dark septate endophytic fungi of native and invasive plants of semiarid sandy areas. PLoS ONE 7 (2): e32570.
- KNOOP, V. und MÜLLER, K. 2009. Gene und Stammbäume - Ein Handbuch zur molekularen Phylogenetik. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, S. 307.
- KOCH, T. 2011. Auftreten von *Fusarium* spp. und Mykotoxine im niedersächsischen Spargelanbau – Ertragsrelevanz und determinierende Faktoren. Dissertation Universität Hannover.
- KOIKE, S.T., GLADDERS, P., PAULUS, A.O. 2009. Vegetable Diseases - A Colour Handbook. Elsevier/Academic Press, Boston, S. 132.
- KRUG, H., LIEBIG, H.-P., STÜTZEL, H. 2002. Gemüseproduktion. Eugen Ulmer GmbH & Co, Stuttgart, S. 420.
- KULDAU, G.A. und YATES, I.E. 2000. Evidence for *Fusarium* endophytes in cultivated and wild plants. In: BACON, C.W. und WHITE, J.F., eds. Microbial Endophytes, Marcel Dekker, Inc., New York, S. 85-120.
- LANDAHL, S., HERPPICH, W.B., HEROLD, B., GEYER, M., DE BAERDEMAEKER, J. 2004. A comprehensive evaluation of the interactions between produce elasticity and water status. European Journal of Horticultural Science 69: 250-257.
- LALLU, N., YEARSLEY, C.W., ELGAR, H.J. 2000. Effects of cooling treatment and physical damage on tip rot and postharvest quality of asparagus spears. New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science Vol. 28: 27-36.
- LILL, P.E., KING, G.A., O'DONOGHE, E.M. 1990. Physiological changes in asparagus immediately after harvest. Scientia Horticulturae 44: 191-199.
- LIPTON, W.J. 1990. Postharvest biology of fresh asparagus. Horticultural Reviews 12: 69-115.

LOIS, R., DIETRICH, A., HAHLBROCK, K., SCHULZ, W. 1989. A phenylalanine ammonia-lyase gene from parsley: structure, regulation and identification of elicitor and light responsive cis-acting elements. *The EMBO Journal* 8 (6): 1641-1648.

LYONS, J.M. und BREIDENBACH, R.W. 1987. Chilling Injury. In: WEICHMANN, J., ed. *Postharvest Physiology of Vegetables*. Marcel Dekker, Inc., New York, S. 310.

MARTINEZ, M.V. und WHITAKER, J.R. 1995. The biochemistry and control of enzymatic browning. *Trends in Food Science & Technology* Vol. 6 (6): 195-200.

NAPIER, D.R. und COMBRINK, N.J.J. 2006. Aspects of calcium nutrition to limit plant physiological disorders. *Acta Horticulturae* 702: 107-116.

NCBI Genbank 2012. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>

NOTHNAGEL, T., KRÄMER, R., SCHREYER, L., RABENSTEIN, F. 2013. Untersuchungen zum Auftreten von Braunverfärbungen bei Spargel (*Asparagus officinalis* L.) unter besonderer Berücksichtigung des Befalls mit *Fusarium* spp. und Viren in Spargelanlagen Sachsen-Anhalts. *Journal für Kulturpflanzen* 65 (2): 50-59.

OHL, S., HEDRICK, S.A., CHORY, J., LAMB, C.J. 1990. Functional properties of a phenylalanine ammonia-lyase promoter from Arabidopsis. *The Plant Cell* 2 (9): 837-848.

OLLE, M. und BENDER, I. 2009. Causes and control of calcium deficiency disorders in vegetables: a review. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology* 84 (6): 577-584.

PARK, W.J., SHELTON, D.R., PETERSON, C.J., MARTIN, T.J., KACHMAN, S.D., WEHLING, R.L. 1997. Variation in polyphenol oxidase activity and quality characteristics among hard white wheat and hard red winter wheat samples. *Cereal chemistry* 74 (1): 7-11.

PASCHOLD, P.-J. 1997. Zur Nachbau-Problematik bei Spargel. *Gemüse* 33 (5): 326.

PASCHOLD, P.-J. 1998. Berostung von Spargel - Teil I: Symptome und Ursachen. *Gemüse* 34 (9): 519-520.

PASCHOLD, P.-J., WILL, F., ECKES, U. 2006. Spargel wässern ohne Qualitätsverlust? *Gemüse* 42 (6): 27-28.

PASCHOLD, P.-J. 2009. Berostung von Spargel. Spargel & Erdbeerprofi 11 (1): 26-29.

PRODI, A., SANDALO, S., TONTI, S., NIPOTI, P., PISI, A. 2008. *Phialophora*-like fungi associated with kiwifruit elephantiasis. Journal of Plant Pathology 90: 487-494.

R DEVELOPMENT CORE TEAM 2008. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, <http://www.R-project.org>

RAJARATHNAM, S., SHASHIREKHA, M.N., RASHMI, S. 2003. Biochemical changes associated with mushroom browning in *Agaricus bisporus* (Lange) Imbach and *Pleurotus florida* (Block & Tsao): commercial implications. Journal of the Science of Food and Agriculture 83: 1531-1537.

REMPE, N. 2011. Histologische Untersuchungen zum Vorkommen und den Ursachen von Verbräunungen an Spargelstangen (*Asparagus officinalis* L.) Masterarbeit Universität Hannover.

RODRIGUEZ, R.J., WHITE JR, J.F., ARNOLD, A.E., REDMAN, R.S. 2009. Fungal endophytes: diversity and functional roles. New Phytologist 182 (2): 314-330.

RUPASINGHE, H.P.V. 2008. The role of polyphenols in quality, postharvest handling, and processing of fruits. In: PALIYATH, G., MURR, D.P., HANDA, A.K., LURIE, S., eds. Postharvest biology and technology of fruits, vegetables, and flowers. Wiley-Blackwell Publishing, Ames, Iowa, S. 275.

SAITOU, N. und NEI, M. 1987. The neighbor-joining method: A new method for reconstructing phylogenetic trees. Molecular Biology and Evolution 4: 406-425.

SÁNCHEZ-FERRER, Á., RODRÍGUEZ-LÓPEZ, J.N., GARCÍA-CÁNOVAS, F., GARCÍA-CARMONA, F. 1995. Tyrosinase: a comprehensive review of its mechanism. Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Protein Structure and Molecular Enzymology 1247 (1): 1-11.

SCHAARSCHMIDT, F. 2008. pairwiseCI: Confidence intervals for two sample comparisons. R package version 0.1-12.

SCHEER, C. 2002. Spargelqualität im Produktions- und Aufbereitungsprozess. Dissertation Technische Universität Berlin.

SCHMIDT, S.K., SOBIENIAK-WISEMAN, L.C., KAGEYAMA, S.A., HALLOY, S.R.P., SCHADT, C.W. 2008. Mycorrhizal and dark-septate fungi in plant roots above 4270 meters elevation in the Andes and Rocky Mountains. *Arctic, Antarctic, and Alpine Research* 40: 576-583.

SCHOLZ, A., VON BARGEN, S., HENNIG, F., GOSSMANN, M., BÜTTNER, C. 2009. Erprobung einer Schnellmethode zur Pathogenitätsprüfung von *Fusarium* spp.-Isolaten an Spargeljungpflanzen. *BHGL-Schriftenreihe Band 26, ISSN 1613-088X*, S. 109.

SCHOPFER, P. und BRENNICKE, A. 2010. Pflanzenphysiologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, S. 241.

SCHREINER, M., SCHMIDT, S., SCHONHOF, I., WONNEBERGER, C., PASCHOLD, P.J., JAKI, J., GEYER, M., TISCHER, S., ZIEGLER, J., ROHLFING, H.R., BOKELMANN, W., RUHM, G. 2004. Optimierung von Produktions-, Ernte- und Aufbereitungsverfahren bei Spargel. *Berichte über Landwirtschaft, Zeitschrift für Agrarpolitik und Landwirtschaft* 82 (4): 551-584.

SCHULZ, B. und BOYLE, C. 2005. The endophytic continuum. *Mycological Research* 109 (6): 661-686.

SHEWFELT, R.L. 1999. What is quality? *Postharvest Biology and Technology* 15: 197-200.

SHUFFLEBOTTOM, D., EDWARDS, K., SCHUCH, W., BEVAN, M. 1993. Transcription of two members of a gene family encoding phenylalanine ammonia-lyase leads to remarkably different cell specificities and induction patterns. *The Plant Journal* 3 (6): 835-845.

SIEBER, T.N. 2002. Fungal root endophytes. In: WAISEL, Y., ESHEL, A., KAFKAFI, U., eds. *Plant roots: The hidden half*. Marcel Dekker, Inc., New York, S. 887-917.

SIMÓN, A. und GONZALES-FANDOS, E. 2011. Influence of modified atmosphere packaging and storage temperature on the sensory and microbiological quality of fresh peeled white asparagus. *Food Control* 22: 369-374.

SIOMOS, A.S., SFAKIOTAKIS, E.M., DOGRAS, C.C., VLACHONASIOS, C. 1995. Quality changes during handling and transportation of white asparagus shipped by refrigerated trucks from Greece to Germany. *Acta Horticulturae* 379: 513-520.

SIOMOS, A.S. 2003. Quality, handling and storage of white asparagus. In: DRIS, R., NISKANEN, R., JAIN, S.M., eds. *Crop management and postharvest handling of horticultural products*. Vol. II - Fruits and vegetables. Science Publishers, Inc., Enfield, S. 74.

SOLOMON, E.I., SUNDARAM, U.M., MACHONKIN, T.E. 1996. Multicopper oxidases and oxygenases. *Chemical Reviews* 96 (7): 2563-2605.

SOUICI, S.W., FACHMANN, W., KRAUT, H. 1994. Die Zusammensetzung der Lebensmittel - Nährwerttabellen-Tabellen. Medpharm Scientific Publishers, Stuttgart, S. 702-703.

SPADARO, D., GALLIANO, A., PELLEGRINO, C., GILARDI, G., GARIBALDI, A., GULLINO, M.L. 2010. Dry matter, mineral composition, and commercial storage practices influence the development of skin pitting caused by *Cadophora luteo-olivacea* on kiwifruit 'Hayward'.

STAHL, M. 1970. Die Wurzelfäule des Spargels. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 77: 122-131.

STATISTISCHES BUNDESAMT 2013. Spargel ist das am häufigsten angebaute Freilandgemüse, Pressemitteilung.

https://www.destatis.de/DE/PresseService/Presse/Pressemitteilungen/2013/03/PD13_090_412.html

STEVENS, L.H. und DAVELAAR, E. 1997. Biochemical potential of potato tubers to synthesize blackspot pigments in relation to their actual blackspot susceptibility. *Journal of agricultural and food chemistry* 45 (11): 4221-4226.

STOYKE, G. und CURRAH, R.S. 1991. Endophytic fungi from the mycorrhizae of alpine ericoid plants. *Canadian Journal of Botany* 69 (2): 347-352.

STÜTZEL, H. 2010. Persönliche Mitteilung.

- TAMURA, K., NEI, M., KUMAR, S. 2004. Prospects for inferring very large phylogenies by using the neighbor-joining method. *Proceedings of the National Academy of Sciences (USA)* 101:11030-11035.
- TAMURA, K., PETERSON, D., PETERSON, N., STECHER, G., NEI, M., KUMAR, S. 2011. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. *Molecular Biology and Evolution* 28: 2731-2739.
- TIEDKE-CREDE, A. 2008. Qualität von Jungpflanzen. In: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hrsg. Ratschläge für den Spargelanbau in Niedersachsen. Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hoya, S. 32.
- THIPYAPONG, P., HUNT, M.D., STEFFENS, J.C. 1995. Systemic wound induction of potato (*Solanum tuberosum*) polyphenol oxidase. *Phytochemistry* 40 (3): 673-676.
- THOMAS, R. 2004. *Practical Guide to ICP-MS*. Marcel Dekker, Inc., New York, S. 1-7.
- THOMPSON, J.F. 2002. Storage Systems. In: KADER, A.A., ed. *Postharvest Technology of Horticultural Crops*. University of California, Agricultural and Natural Resources, Oakland, S. 115.
- TOMÁS-BARBERÁN, F.A. und ESPÍN, J.C. 2001. Phenolic compounds and related enzymes as determinants of quality in fruits and vegetables. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 81: 853-876.
- UHLIG, B.A. und CLINGELEFFER, P.R. 1998. Ripening characteristics of the fruit from *Vitis vinifera* L. drying cultivars sultana and merbein seedless under furrow irrigation. *American journal of enology and viticulture* 49 (4): 375-382.
- UWIHS, F. 2008a. Ansprüche des Spargels. In: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hrsg. Ratschläge für den Spargelanbau in Niedersachsen. Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hoya, S. 18.
- UWIHS, F. 2008b. Neuanlage einer Spargelfläche. In: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hrsg. Ratschläge für den Spargelanbau in Niedersachsen. Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hoya, S. 48.

- VAN DER AUWERA, G., CHAPELLE, S., DE WACHTER, R. 1994. Structure of the large ribosomal subunit RNA of *Phytophthora megasperma*, and phylogeny of the oomycetes. FEBS Letters 338: 133-136.
- WEBSTER, J. und WEBER, R. 2007. Introduction to fungi. Cambridge University Press, Cambridge, S. 311.
- WEBER, D. 2008. Düngung. In: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hrsg. Ratschläge für den Spargelanbau in Niedersachsen. Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hoya, S. 80-89.
- WICHURA, A. 2008. Pflanzenschutz. In: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hrsg. Ratschläge für den Spargelanbau in Niedersachsen. Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hoya, S. 93.
- VELTEN, K., PASCHOLD, P.J., RIECKMANN, U. 2004. Analysis of the subsurface growth of white asparagus. Acta Horticulturae 654: 97-103.
- WELLER, A., SIMS, C.A., MATTHEWS, R.F., BATES, R.P., BRECHT, J.K. 1997. Browning susceptibility and changes in composition during storage of carambola slices. Journal of food science 62 (2): 256-260.
- WHITE, T.J., BRUNS, T., LEE, S., TAYLOR, J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications: 315-322.
- YENCHO, G.C., MCCORD, P.H., HAYNES, K.G., STERRETT, S.B.R. 2008. Internal heat necrosis of potato - a review. American Journal of Potato Research 85 (1): 69-76.
- ZIEGLER, J. 2001. Produktionsschonende Nacherntebehandlung und Vermeidung von Anthocyanfärbung im Nacherntebereich schließen sich nicht aus, Versuchsbericht der SLFA Neustadt / Weinstraße. <http://www.hortigate.de/bericht?nr=40317>

Danksagung

- Vielen Dank -

Dr. Henning von Alten für die freundliche Aufnahme in seine Arbeitsgruppe, für seine ‚offene Bürotür‘ bei Fragen und die Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit.

Prof. Dr. Hans-Michael Poehling für die Überlassung des Dissertationsthemas.

Prof. Dr. Hartmut Stützel für die Bereitschaft, das Korreferat zu übernehmen sowie für die schnelle Beantwortung meiner Fragen.

Dr. Gisela Grunewaldt-Stöcker für Hilfestellungen rund um das Thema Mikroskopie und für viele Hinweise im Umgang mit Pilzkulturen.

Dr. Horst zum Eschenhoff, Dieter Weber, Frank Uwihs und Eltje Ockenga, die als Vertreter der Landwirtschaftskammer Niedersachsen die Projektkoordination übernommen haben und mir den Einstieg in das Thema durch viele praktische Tipps wesentlich erleichterten.

Natalie Röder und **Yvonne Koleczek** für die freundliche Zusammenarbeit in ‚Eurem‘ Labor und für helfende Hände bei meinen Arbeiten sowie **Johanna Knopp** und **Björn Lerche** als weitere Teile der Arbeitsgruppe, die zu einer angenehmen Arbeitsatmosphäre beigetragen haben.

Dr. Till Lesker für die geduldige Klärung von Fragen zu molekularen Arbeiten und deren Auswertung und unzähligen ‚Fachgesprächen‘ in all den Jahren am IPP.

Dr. Tanja Koch, Dr. Verona Schumacher, Mareike Vorholt, Isabelle Eisele und Elias Böckmann für die gemeinsame Zeit inner - und außerhalb des Büros und dem Trotzen des Doktorandenalltags.

Allen **weiteren Mitarbeitern der Abteilung Phytomedizin** des Instituts für Gartenbauliche Produktionssysteme, die mir während meiner Zeit am IPP geholfen haben.

Martina und **Peter Bradatsch** für Eure uneingeschränkte Unterstützung im Studium und während meiner Doktorandenzeit, ohne die das alles nicht möglich gewesen wäre.

Die vorliegende Arbeit war Teil des Forschungsprojekts 104-04032/0903-332E: ‚Ursachen von Stangenmängeln bei Spargel und Möglichkeiten zur Verminderung bei besonderer Berücksichtigung von Stangenverbräunungen‘ und wurde gefördert durch das Niedersächsische Ministerium für Ernährung, Landwirtschaft, Verbraucherschutz und Landesentwicklung. Die Co-Finanzierung erfolgte durch: Asparagus Handels- und Vertriebs GmbH, Hermeler GmbH (ab 2011), Neubauer Automation OHG, Thiermann Gartenbaubetriebe GmbH & Co. KG sowie die Vereinigung der Spargelanbauer in Niedersachsen e.V.