

## Anzuchtversuche bei Gemüse mit torfreduzierten Substraten und Pflanzenstärkungsmitteln



### **Masterarbeit**

von

Tatjana Wais

Masterstudiengang 2020

Abgabedatum: 28. Januar 2022

*Studienrichtung Umwelt und Natürliche Ressourcen*

### **Fachkorrektoren**

Alex Mathis, ZHAW 8820 Wädenswil

Prof. Dr. Jürg Grunder, ZHAW 8820 Wädenswil

Prof. Dr. Ralf Bloch, HNE 16225 Eberswalde

# Impressum

## Schlüsselworte

Torfersatz

Topfsubstrat

Düngung

*Lactuca sativa*, Kopfsalat

Brokkoli, Batavia F1

*Rhizoctonia solani*

Frass

Food from Wood (FfW)

Chitin, Chitinase

*Trichoderma sp.*

## Autorin

Tatjana Wais

## Zitiervorschlag

Wais, T. (2022). Anzuchtversuche bei Gemüse mit torf reduzierten Substraten und Pflanzenstärkungsmitteln, Masterarbeit, Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW), Wädenswil

## Institut

Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen

ZHAW, Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften

Departement Life Sciences und Facility Management

Grüntal, Postfach

CH-8820 Wädenswil

## Danksagung

Meinen Korrektoren Alex Mathis, Jürg Grunder und Ralf Bloch möchte ich für die grossartige Unterstützung dieser Arbeit herzlich danken. Mein Dank gilt auch Gabriele Gottschalk, Ursula Löffel und Rahel Wanner für die kompetente Hilfe bei den praktischen Teilen der Arbeit.

## Zusammenfassung

Im Jungpflanzenanbau ist die Verwendung von torfhaltigen Substraten nach wie vor üblich. Die Ersetzung von Torf durch andere Substratmischungen bringt dabei mehrere Herausforderungen mit sich. Eine gleichbleibende Qualität, für die Pflanze schnell verfügbare Nährstoffe sowie eine ausgeglichene Luft/Wasserkapazität des Substrates gehören zu den grössten Problemfelder. In Kombination mit einer geeigneten biologischen Düngestrategie, sowie dem Einsatz von Biostimulanzien können, Ersatzsubstrate allerdings auch neue Möglichkeiten für die zukünftige Gestaltung einer torffreien Jungpflanzenproduktion bieten.

In der vorliegenden Arbeit wurden für zwei Ersatzsubstrate drei Düngestrategien untersucht und drei verschiedene Pflanzenstärkungsmittel einzeln und in Kombination auf ihre suppressive Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* untersucht. Die Düngestrategien wurde bei Brokkoli in Traygebinden getestet. Die Untersuchungen zeigten, dass mit einer Grunddüngung von 1.5g/l, 3g/l Hornmehl und einer stickstoffhaltigen regelmässigen Flüssigdüngung marktfähige Brokkolijungpflanzen erzeugt werden können. Zusätzlich wurde Insektenfrass, bestehend aus Insektenexkrementen, Insektenhäuten und Futterresten aus dem Projekt Food from Wood auf seine düngende und pflanzenstärkende Wirkung untersucht. Die Einmischung von 10Vol-% Insektenfrass versorgte die Brokkolipflanzen mit Kalium und Phosphat und führten zu leicht höheren Sprossgewichten und Chlorophyllgehalte als ohne Zugabe von Insektenfrass. Die Fütterung mit Insekten führte außerdem zu einer erhöhten mikrobiellen Biomasse im Vergleich zu den beiden anderen getesteten Pflanzenstärkungsmitteln.

Die potenzielle Wirkung von Insektenfrass gegen Pflanzenpathogene aufgrund des Chitingehaltes, wurde mit einem anderen chitinhaltigen Pflanzenstärkungsmittel (Biosol), einem Pflanzenstärkungsmittel auf *Trichoderma asperellum*-Basis (Tgro) einzeln sowie in Kombination auf die suppressive Wirkung gegen die Schwarzfäule (*Rhizoctonia solani*) untersucht und verglichen. Die Wirkung ist einerseits in einem Topfversuch und zum anderen in einem Keimungstest in Petrischalen getestet worden. Die besten Keimrate konnten bei einem Einsatz von Insektenfrass und bei Zugabe von Biosol und Tgro gemessen werden.

## Abstract

In seedling production, the use of peat-rich substrates is still common. The search for alternative substrates brings several challenges. Consistent quality, nutrients quickly available to the plant and a balanced air/water capacity of the substrate are among the greatest difficulties. In combination with a suitable biological fertilization strategy and the use of biostimulants, substitute substrates can also offer new opportunities for the future design of peat-free young plant production. Biostimulants are a series of substances of natural origin that, in small amounts, help to increase yield, plant nutrient uptake and disease resistance.

In this study, three fertilization strategies were investigated for two replacement substrates, and three different plant fortifiers were tested individually and in combination for their suppressive effects against *Rhizoctonia solani*. Fertilizer strategies were tested on broccoli in tray containers. It was shown that high-quality broccoli seedlings can be produced with a basic fertilization of 1.5g/l, 3g/l horn meal and Nitrogen-containing regular liquid fertilization. In addition, insect frass, consisting of insect excrements, insect skins and feed residues from the Food from Wood project, was investigated for its fertilizing and plant strengthening effect. The incorporation of 10% insect frass provided potassium and phosphates to the broccoli plants and resulted in slightly higher shoot weights and chlorophyll contents than without the addition of insect frass. Insect frass further resulted in increased microbial biomass compared to the other two plant fortifiers tested.

The potential effect against plant pathogens of insect frass due to its chitin content was investigated with another chitin-containing plant fortifier (Biosol) and a *Trichoderma asperellum*-based plant fortifier (Tgro) individually and in combination for suppressive effect against black rot (*Rhizoctonia solani*). The effect was tested in a pot experiment on the one hand and in a germination test in petri dishes on the other hand. The best germination rates were measured when insect frass was used and when Biosol and Tgro were added.

# Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung.....	1
2	Literatur .....	3
2.1	Entwicklung Torfpolitik in der Schweiz.....	3
2.2	Anforderungen an das Substrat.....	4
2.3	Ersatzsubstrate.....	6
2.3.1	Schwarztorf.....	6
2.3.2	Weisstorf.....	7
2.3.3	Perlit.....	7
2.3.4	Kokosfasern und Kokosmark.....	7
2.3.5	Holzfasern.....	8
2.3.6	Rindenhumus.....	9
2.3.7	Pflanzenkohle .....	10
2.3.8	Komposte.....	12
2.4	Düngung.....	13
2.5	Biostimulanzien .....	14
2.5.1	Chitin und Chitosan.....	16
2.6	<i>Trichoderma spp.</i> als Beispiel für Mycoparasitismus in Pflanzsubstraten ...	20
2.7	Schwarzfäule <i>Rhizoctonia solani</i> .....	24
3	Material und Methoden.....	26
3.1	Substratkomponenten der verwendeten Mischungen.....	26
3.2	Topfversuch zur suppressiven Wirkung von torfreduziertem Substrat auf Salat unter Beigabe von Hilfsstoffen.....	28
3.2.1	Vorversuch; Testung der Virulenz.....	28
3.2.2	Topfversuch Salat.....	31
3.2.3	Eindämmung Trauermückenbefall .....	34
3.2.4	Analysen am Substrat.....	35
3.2.5	Analysen an der Kultur.....	35
3.2.6	Bonitur der oberirdischen und unterirdischen Pflanzenteile .....	35
3.3	Keimtest mit Salat.....	36
3.4	Aufnahme Keim- und Wurzelrate.....	38

3.5	Aufbesserung eines torf reduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli.....	38
3.5.1	Versuchsort und Klimaführung.....	39
3.5.2	Analysen der Substrate.....	40
3.5.3	Analyse an der Kultur.....	41
3.5.4	Keimrate.....	41
3.5.5	Chlorophyllgehalt .....	41
3.5.6	Spross- und Wurzelmasse .....	42
3.6	Auswertung der Daten.....	42
4	Ergebnisse .....	43
4.1	Analyse am Ausgangssubstrat .....	43
4.2	Topfversuch zur suppressiven Wirkung von torf reduzierten Substrat auf Salat unter Beigabe von Hilfsstoffen.....	43
4.2.1	Vorversuch.....	43
4.3	Topfversuch Salat.....	45
4.3.1	Spross- und Wurzelgewicht .....	45
4.3.2	Chlorophyllgehalt .....	46
4.3.3	Bonitur .....	46
4.3.4	Substratmessungen .....	46
4.3.5	Schnelltest Keimrate .....	48
4.3.6	CFE Auswertung.....	50
4.3.7	Korrelation Keimrate und mikrobielle Biomasse.....	51
4.4	Aufbesserung eines torf reduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli.....	51
4.4.1	Keimrate.....	51
4.4.2	Zwischenbonitur.....	51
4.4.3	Endbonitur.....	53
5	Diskussion .....	60
5.1	Verbesserung der Ersatzsubstrate durch Düngung.....	60
5.2	Einsatz Insektenfrass als Düngerzusatz.....	62
5.3	Mikrobielle Biomasse mit der CFE-Methode ( $C_{mic}$ ).....	63
5.4	Suppressive Wirkung gegen <i>Rhizoctonia solani</i> im Schnelltest .....	64
5.5	Methoden .....	66

5.5.1	Keimrate.....	66
5.5.2	CFE-Methode zur Bestimmung von $C_{mic}$ .....	66
5.5.3	Verwendung von <i>Rhizoctonia solani</i> -Stämmen.....	67
6	Schlussfolgerung und Ausblick.....	68
	Abbildungsverzeichnis.....	70
	Tabellenverzeichnis.....	73
	Literaturverzeichnis.....	74

# 1 Einleitung

Torf ist seit langem ein wichtiger Bestandteil von Erden in der Pflanzenproduktion, da er als komplettes Kultursubstrat in der Lage ist, Nährstoffe und Wasser zu absorbieren und freizusetzen (Maher et al., 2008). Etwa 43-51 Millionen Hektare der weltweiten Torfgebiete sind bereits nachweislich degradiert. Torfgebiete wurden dabei für die Land- und Forstwirtschaft oder die Torfgewinnung trockengelegt (Bonn et al., 2016; Leifeld & Menichetti, 2018; Yu et al., 2010). Die Verwendung von Torf wurde allerdings in den letzten Jahren unter Umweltaspekten in Frage gestellt, da es keine erneuerbare Ressource ist und eine wichtige Rolle bei der Bindung von CO<sub>2</sub> in der Atmosphäre spielt (Carlile & Coules, 2013). Durch die in Mooren vorherrschenden Feuchtigkeitsverhältnisse, die auf Niederschläge und einen hohen Grund- oder Oberflächenwasserspiegel zurückzuführen sind, wird die Verrottung der Pflanzen verlangsamt. So übersteigt das Pflanzenwachstum die Zersetzung und akkumuliert und speichert Torf Kohlenstoff (Parish et al., 2008). Damit speichert Torf so viel Kohlenstoff wie alle andere terrestrische Biomasse auf der Welt und doppelt so viel wie die gesamte Waldbiomasse. Wenn Torfgebiete für die Landwirtschaft entwässert werden, verwandeln sie sich von einer Kohlenstoffs Senke in eine Quelle von Treibhausgasen (Buschmann et al., 2020). Schätzungen der heutigen globalen Treibhausgas-Emissionen aus degradierten Torfgebieten liegen zwischen 1.30 und 1.91 Gt CO<sub>2</sub> eq yr<sup>-1</sup>, was 2-6% - 3.8% der gesamten globalen anthropogenen Treibhausgasemissionen entspricht (Humpenöder et al., 2020; Joosten, 2009; Leifeld & Menichetti, 2018). Je tiefer dabei die Entwässerung und je intensiver die Nutzung ist, umso höher werden die Emissionen (Tiemeyer et al., 2017). CH<sub>4</sub>-Emissionen werden dabei normalerweise reduziert, aber der Netto Treibhausgas-Effekt bleibt dabei positiv (Parish et al., 2008). Werden Moore für eine land- oder forstwirtschaftliche Nutzung entwässert, gelangt Sauerstoff in den zuvor wassergesättigten Torf, was zu einer mikrobiellen Freisetzung von Kohlendioxid führt.

Ein anderes Problem der Abgrabung von Mooren ist die Zerstörung empfindlicher Ökosysteme, welche zu einem beträchtlichen Verlust der für Moore typischen Arten führen (Pöstinger, 2007). In der Schweiz bedecken Moore 0,5% der Fläche und beherbergen 25% der gefährdeten Pflanzenarten (Leifeld & Wüst-Galley, 2021; scnat, 2021).

In der Schweiz werden jährlich, gemäss Angaben aus dem Statistischen Jahresbericht Gemüse (SZG, 2020) schätzungsweise über 500Mio Gemüsejungpflanzen aus torfhaltigen Anzuchtssystemen ausgepflanzt.

Die Suche nach geeigneten Ersatzstoffen gestaltet sich jedoch immer noch als schwierig. Dies aufgrund physikalischer und chemischer Eigenschaften, der Verfügbarkeit, der Wirtschaftlichkeit sowie der zunehmenden Konkurrenz mit der thermischen Verwertung zur Erzeugung erneuerbarer Energie (Neumaier & Meinken, 2015). Viele der Ersatzsubstrate haben Probleme bezüglich pH-Werte, Salzgehalte oder einer optimalen Nährstoffversorgung (Kunz et al., 2019). So kann sich die Kulturzeit vor allem in torffreien Substraten verlängern, was zu einer Verteuerung der Produktion führt.

In verschiedenen Studien konnten bereits gute Ergebnisse mit Torfersatzsubstraten im Gemüsebau gesehen werden (Hernández-Soto et al., 2019; Karki & Solberg, 2018; Neumaier & Meinken, 2015). Seit einigen Jahren wird nun auch der Einsatz von Torfersatzsubstraten in Kombination mit einer angepassten Düngestrategie und Biostimulanzien erforscht (Fuertes-Mendizábal et al., 2021; Pascual et al., 2018).

Die Jungpflanzenproduktion erfordert aufgrund der kurzen Anbauphase und des Bedarfs an bestimmten Nährstoffen spezifische Düngungsstrategien (Möller & Schultheiss, 2013). Die Düngemenge muss bei Torfersatzsubstraten neu eingestellt werden. Dies kann auch eine Chance bieten, da je nach Substratmischung, Düngemengen eingespart werden können.

Bei der Suche nach nachhaltigen Torfalternativen wurde das Mikrobiom der Kultursubstrate bisher häufig außer Acht gelassen (Taparia et al., 2021). Dabei sind moderne Anbausysteme in hohem Maße von den dynamischen Wechselwirkungen zwischen den Pflanzen und den Mikroorganismen in den Kultursubstraten abhängig.

Das übergeordnete Ziel der vorliegenden Arbeit ist es, zwei Ersatzsubstrate auf ihre Eignung in der Jungpflanzenanzucht zu testen. Die Arbeit konzentrierte sich auf die beiden Hauptthemen Düngung und Einsatz von Pflanzenstärkungsmitteln und verfolgte zwei Hauptforschungsfragen:

- Kann mit einer geeigneten Düngestrategie die gleiche Endqualität von Brokkoli kultiviert werden, wie mit einer herkömmlichen Mischung mit hohem Torfanteil (60% Torfanteil)?
- Haben Pflanzenstärkungsmittel unter Einsatz der beiden Ersatzsubstrate eine suppressive Wirkung gegen die Schwarzfäule?

Dabei teilte sich die Arbeit in zwei Versuche auf. Der erste Versuch «Aufbesserung eines torf reduzierten Tray-Substrats für Gemüsejungpflanzen» hatte zum Ziel, eine geeignete Düngestrategie für zwei Ersatzsubstratmischungen bei Brokkolijungpflanzen zu finden. Es wurden dabei drei Düngestrategien getestet dies in Kombination mit Insektenfrass. Insektenfrass fällt in der Produktion von essbaren Insektenarten an und beinhaltet nebst dem verdauten Futtermittel auch Chitin aus Insektenhäuten und weiteren Insektenteilen. Im zweiten Versuch «Topfversuch zur suppressiven Wirkung von torf reduziertem Substrat auf Salat unter Beigabe von Hilfsstoffen» wurden den Ersatzsubstraten drei Pflanzenstärkungsmittel zugesetzt und ihre suppressive Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* getestet.

## **2 Literatur**

In diesem Kapitel wird die für die vorliegende Arbeit relevante Literatur erläutert. Im ersten Teil dieses Kapitels werden die Hintergründe der Torfproblematik erörtert und welche Ersatzsubstrate bereits erforscht sind bzw. in der Praxis bereits eingesetzt werden. Im zweiten Teil wird näher auf Pflanzenstärkungsmittel eingegangen. Für die Recherche wurden Datenbanken und Bibliothekskataloge aufgesucht. Die Auswahl erfolgte hauptsächlich über die vorgeschlagenen Datenbanken des Instituts für Umwelt und natürliche Ressourcen der Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften. Anschliessend wurden geeignete Schlüsselwörter definiert. Um die Aktualität zu gewährleisten, wurde bei der Auswahl der Artikel darauf geachtet, dass die meisten der verwendeten Studien nach dem Jahr 2010 veröffentlicht wurden.

### **2.1 Entwicklung Torfpolitik in der Schweiz**

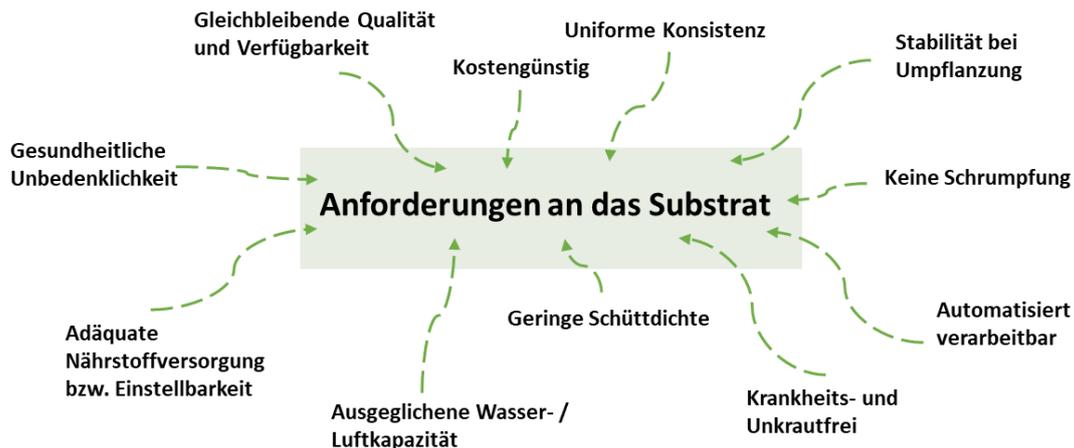
Der kontinuierliche Rückgang der Fläche und Qualität der Moore bis in das 20. Jahrhundert, führte bei der Schweizer Bevölkerung zu einer Sensibilisierung dieser Lebensräume (Staubli, 2007). Als in Rothenthurm (SZ) in einem Moor ein Truppenübungsplatz für die Schweizer Armee geplant wurde, gab dies den Anstoss zu einer Initiative. Sie fordert den Schutz der Schweizer Moore und möchte Bodenveränderungen bei Mooren verhindern. Am 6. Dezember 1987 wurde die Rothenthurm-Initiative in der Schweiz vom Volk angenommen und in der Bundesverfassung im Art. 78 Abs. 5 geregelt (Bundesverfassung, 1999). Mit diesem Gesetz wurde der Grundstein für die Diskussion um die torf reduzierte Produktion gelegt. Bereits vor der Initiative wurde Torf

für die Jungpflanzenproduktion aus den umliegenden Ländern, insbesondere aus den baltischen Staaten, importiert. Heute werden jährlich schätzungsweise 524.000 m<sup>3</sup> Torf für die Verwendung in der Schweiz importiert. Dabei liegt der Anteil im Gemüse- und Früchtebau mit 147'000 m<sup>3</sup> bei 28% (BAFU, 2020). In der Europäischen Union und insbesondere im Baltikum werden pro Jahr über 60 Millionen Kubikmeter Torf abgebaut und 1200 Quadratkilometer Moorland zerstört (Lindegger, 2014). Bereits seit den frühen 1980er Jahren gibt es Bestrebungen, den Einsatz der begrenzten Ressource Torf in Kultursubstraten zu reduzieren (Neumaier & Meinken, 2015). Deutschland setzt im Rahmen des Klimaschutzplans 2050 auf freiwillige Massnahmen und fördert vor allem Beratungs- und Informationsmassnahmen (BMEL, 2019). In der Schweiz hat der Bundesrat 2012 das Torfausstiegskonzept verabschiedet (BLW, 2020). In der Gemüsejungpflanzenproduktion ist bis im Jahr 2025 eine Reduktion der Torfmenge im Anzuchtsubstrat auf maximal 70% Torf vorgesehen (Tschümperlin, 2021). Das Konzept sieht weiter vor im Profibereich ab 2030 komplett torffrei produzieren zu können. (BLW, 2020).

## **2.2 Anforderungen an das Substrat**

Die Nachfrage nach umweltfreundlichen Kultursubstraten als Alternative zu Torf, für die Gemüse- und Blumenproduktion in Gewächshäusern, steigt. Gleichzeitig müssen die Substratmischungen die Anforderungen der Gärtnereien und Landwirte in Bezug auf Pflanzenwachstum, Ernteertrag und Produktqualität erfüllen (Kraska et al., 2018). Eine Schwierigkeit bei der Produktion von Jungpflanzen in Containern besteht darin, die Produktion von Sprossbiomasse mit einem begrenzten Anteil an Wurzeln sicherzustellen, die auf ein kleines Substratvolumen beschränkt sind. Ein geeignetes Kultursubstrat muss verschiedene chemische und physikalische Eigenschaften aufweisen, um eine optimale Ernährung der Jungpflanzen zu gewährleisten. Die drei Hauptfunktionen eines Substrats sind die Unterstützung der Pflanzenwurzeln, das Zurückhalten von Wasser und Nährstoffen und das Ermöglichen der Sauerstoffdiffusion zu den Wurzeln. Dabei bestimmen die Wasser- und Belüftungsbedingungen nicht nur die Verfügbarkeit von Wasser und Luft sondern auch die Verfügbarkeit von Mineralstoffen und die biologische Aktivität (Heiskanen, 1993; Lennox & Lumis, 1987). Das Substrat in der Jungpflanzenproduktion sollte eine lockere, feinkörnige Textur haben, damit sich die Feinwurzeln entwickeln können. Ein optimales Anzuchtsubstrat weist einen pH-

Wert zwischen 5.5 und 7 auf. Die elektrische Leitfähigkeit (Salzgehalt) sollte den kritischen Wert von 2.5 mS/cm nicht überschreiten, wobei der Salzgehalt durch die Toleranz der verwendeten Pflanze limitiert wird (Huber et al., 2019). Ein zu hoher Salzgehalt behindert die Nährstoffaufnahme der Pflanze. In der Abbildung 1 werden die wichtigsten Substratanforderungen dargestellt.



**Abbildung 1.** Anforderungen an neue Substratkomponenten nach Reinhofer (2004), Visualisierung TW.

Ein vorteilhaftes Substrat sollte ein günstiges Gleichgewicht zwischen Luftdurchlässigkeit und Wasserhaltevermögen aufweisen, aber auch die Wurzelentwicklung und Nährstoffaufnahme fördern (Barrett et al., 2016). Darüber hinaus müssen die Kultursubstrate eine hohe Kationenaustauschkapazität aufweisen und wirtschaftlich tragfähig sein (Tsakalimi & Ganatsas, 2016). Im Pflanzenbau hat die Wahl des Substrates einen entscheidenden Einfluss auf die Mikrobengemeinschaften in der Rhizosphäre und damit auf das Heranwachsen der Pflanzen und wirkt sich auch auf die Erzeugnisqualität und die ökologische Nachhaltigkeit des Produktionssystems aus. So können Mikroorganismen in der Rhizosphäre beispielsweise die Solubilisierung von unlöslichen Kalzium-Phosphaten und die Hydrolyse organischer Phosphat-Formen fördern und so die Verfügbarkeit von Phosphat für die Pflanzen erhöhen (Oliveira et al., 2009). Die Mobilisierung von Phosphat in der Rhizosphäre ist ein gängiger Mechanismus von pflanzenwachstumsfördernden Rhizobakterien zur Förderung der Pflanzenentwicklung (Richardson et al., 2009; Vessey, 2003). *Trichoderma asperellum* T34 beispielsweise, ist ein Pilzstamm, der sich als wirksames Biokontrollmittel erwiesen hat. So

konnte der Stamm die Aufnahme von Mikronährstoffen durch Pflanzen erhöhen (de Santiago et al., 2009; de Santiago et al., 2013). Stämme von *Bacillus amyloliquefaciens* fördern nachweislich das Wachstum von beimpften Wurzeln und sind ein wirksames Biokontrollmittel (Fan et al., 2011; Yuan et al., 2012).

## **2.3 Ersatzsubstrate**

In den letzten Jahren wurden alternative Substrate in großem Umfang auf ihre Eignung als Torfersatz getestet. Vor allem erneuerbare Materialien wie Holzfasern, Rinde, Kokosfasern, Pflanzenkohle, Komposte und anorganische Materialien stehen dabei im Fokus. Allgemein lässt sich sagen, dass Ersatzsubstrate meist eine Mischung aus mehreren Komponenten sind. Die Wirkung auf das Wachstum und die Entwicklung von Pflanzen hängt dabei entscheidend von den Ausgangsstoffen, dem Herstellungsverfahren, den Anwendungsmethoden, dem pH-Wert und der Struktur des Substrats ab (Stucki et al., 2019). In den nachfolgenden Kapiteln wird auf die obengenannten Materialien näher eingegangen.

### **2.3.1 Schwarztorf**

Schwarztorf besteht aus stark abgebauten Torfmoosen und ist die tiefstliegende und zugleich älteste Schicht im Moorkörper. Aus diesem Grund ist er deutlich kompakter verglichen mit dem lockeren Weisstorf. Schwarztorf besitzt eine ausgeprägte Scherfestigkeit und ist in der Produktion von Presstöpfen in einem Mindestanteil unentbehrlich. Schwarztorf sorgt für scharfkantige Presstöpfe, was besonders beim maschinellen Pflanzvorgang in der Produktion von Bedeutung ist. Zu den positiven Eigenschaften zählen die äusserst geringe Schrumpfung und die gleichbleibend hohe Wasser- und Luftkapazität (Limbers, 2016). Bei zu starker Bewässerung hingegen, können hohe Anteile an Schwarztorf den Topf zu stark vernässen und somit das Wurzelwachstum von empfindlichen Arten stören.

Oft wird in der Pflanzenproduktion durchgefrorener Schwarztorf verwendet. Der Grund dafür ist die räumliche Ausdehnung von Wasser zu Eis. Dadurch steigt die Luftkapazität auf fünf bis zehn Volumenproduzent und die Fähigkeit zur Wasserspeicherung steigt auf > 400g/100g Trockensubstanz. Um die Pressbarkeit der Presstöpfe zu erhöhen wird dem durchfrorenen Schwarztorf meist noch weniger gut durchfrorener, eher klebriger/plastischer Schwarztorf beigemischt (Schmilewski, 2018)

### **2.3.2 Weisstorf**

Weisstorf ist neben Schwarztorf der wichtigste Substratrohstoff und damit die Produktionsgrundlage für den gärtnerischen Anbau (Krebs et al., 2015). Weisstorf besteht aus schwach bis mässig zersetzten Torfmoosen und bildet die oberste Schicht in Mooren und ist folglich kaum Druck ausgesetzt (Hohe et al., 2016; Limbers, 2016). Die Pflanze wird durch Zugabe von Weisstorf mit Luft und Struktur versorgt (Kunz et al., 2019). Weisstorf zeichnet sich außerdem durch sein gutes Wasserhaltevermögen aus, enthält kaum Nährstoffe und hat einen niedrigen pH-Wert (zwischen 3-4). Dadurch erfordert der Einsatz von Weisstorf, eine Beigabe von Düngung sowie eine Aufkalkung für verschiedene Pflanzenarten.

### **2.3.3 Perlit**

Perlit ist ein Vulkangestein, welches zu einem Granulat aufgebläht wird. Durch kurzzeitiges Erhitzen auf ca. 800 °C bis 1000°C dehnt sich das enthaltene Wasser aus und bläht so den Stein auf das 15-bis 20-fache seines Volumens auf (zzwancor, 2021). Als Substratkomponente erhöht expandiertes Vulkangestein den Luftporengehalt im Boden. Der pH-Wert von expandiertem Perlit liegt im neutralen Bereich (Schmilewski, 2018). Das Perlitkorn kann bei einer 0-6 Körnung rund 30% Wasser speichern, wohingegen Perlit bei höheren Wassergehalten dränend wirkt. Überschüssiges Wasser tropft ab und es entsteht keine Sauerstoffarmut im Topf. Deshalb ist in Traysubstraten für Gemüsesetzlinge die Zugabe von Perlit von Nutzen. Besonders bei Kulturen mit hohem Anspruch an Bodenluft, beispielsweise im Gurkenanbau, ist die Zugabe von Perlit vorteilhaft (Keutgen, 2018; Mühlenweg, 2004). Wohingegen, bei Presstöpfen in der Jungpflanzenproduktion eine Zugabe von Perlit ungeeignet ist, da dadurch die Pressbarkeit der Töpfe nicht mehr gewährleistet ist.

### **2.3.4 Kokosfasern und Kokosmark**

Das Material für Kokosfasern stammt aus der Kokospalme (*Cocos nucifera*) (IGB, 2007). Die Schale der reifen Kokosnuss besteht aus dem äusseren Exokarp, dem darunterliegenden schwammig-faserigen Mesokarp und dem harten Endokarp im Inneren. Aus dem schwammig-faserigen Mesokarp werden die Kokosfasern für die Verwendung als Substratkomponente hergestellt (BLE, 2020). Kokosfasern werden vor

allem in der Freilandpflanzenproduktion als generell wichtigstes Alternativsubstrat zu Torf angesehen, da es Torf am ähnlichsten ist (Reinhofer, 2004).

Bei der Beimischung von Kokosfasern, ist der tendenziell ansteigende pH-Wert zu beachten (Eymann et al., 2015). Die Fasern liefern einerseits eine hohe Luftkapazität (40-60%) andererseits eine genügend hohe Wasserkapazität (22%). Verglichen mit anderen organischen Reststoffen ist die mikrobielle Abbaubarkeit und die daraus resultierende N-Immobilisierung in der Regel gering (IGB, 2007). Kokosfasern können, bedingt durch hohe Gehalte an Kalium, Natrium und Chlorid, hohe Salzgehalte aufweisen (Schmilewski, 2018). In Torfersatzsubstraten nehmen Kokosfasern meist 20Vol-% ein (BLE, 2020). Es sind in der Praxis aber auch schon Anteile von über 35Vol-% zu finden (Ricoter, 2021). Versuche von Machado et al. haben gezeigt, dass Spinatsetzlinge in einem 100% Substrat aus Kokosfasern sowie in einem Substrat mit 100% Kokosmark gleiche Blattflächen, Gesamtflavonoidgehalt, Frischpflanzenertrag wie in einem Torfsubstrat liefern (Machado et al., 2021). Bei Erdpresstöpfen ist ein 100% Einsatz von Kokosfasern nicht möglich, da dadurch die Stabilität der Presstöpfe nicht mehr gewährleistet ist. In der Ökobilanz schneidet das derzeit beliebte Torfsubstitut jedoch im Vergleich schlecht ab (Eymann et al., 2015). Grund dafür sind der hohe Anteil an Frischwasser bei der Kultivierung der Pflanzen, sowie die weiten Transportwege der Fasern (BLE, 2020).

### **2.3.5 Holzfasern**

Von allen Torfersatzprodukten sind die Holzfasern zusammen mit den Kokosfasern dem Torf in ihren Merkmalen am ähnlichsten. (IGB, 2007). Organisches Material wie Holzfasern wird aufgrund der Abfallverwertung der Holzindustrie und der breiten Verfügbarkeit in Zukunft ein konkurrenzfähiges Material als Torfersatzsubstrat sein. (Gruda, 2011; Reinhofer, 2004). Für die Verwendung als Substratkomponente werden ausnahmslos chemisch unbehandelte Hölzer verwendet. Meistens werden bei der Herstellung Nadelhölzer wie Fichte oder Kiefer, weniger aber auch, Laubhölzer wie Pappeln, Eschen, Weiden oder Buchen verwendet (IGB, 2007). Bei der Herstellung von Holzfasern wird Restholz bei Temperaturen von 110 Grad erhitzt. Dadurch verdampft das Wasser in den Zellen explosionsartig und die Holzsplitter werden zu Fasern zerrissen (Eymann et al., 2015). Bei unbehandelten Holzfasern besteht grundsätzlich ein weites C/N Verhältnis, welches zu einem mikrobiellen Abbau und so zu

einer Stickstoff-Immobilisierung führt. Folglich kann ein Stickstoffmangel an den Kulturpflanzen auftreten. Holzfasern weisen aufgrund ihrer vielen Grobporen eine deutlich höhere Luftkapazität im Vergleich zu Torf auf und sind unkrautfrei. Die hohe Luftkapazität hat jedoch eine geringe Wasserkapazität zur Folge. Grund dafür ist, dass Holzfasern das Wasser nur an und nicht in den Fasern speichern (IGB, 2007). Die Beimischung von 30% in Erdpresstöpfen für Gemüsejungpflanzen ist in Versuchen von Gruda und Schnitzler problemlos möglich, höhere Mischungsanteile führten zu technischen Problemen, aufgrund der fehlenden Scherfestigkeit (Gruda & Schnitzler, 2006). In der Tabelle 1 sind Vor- und Nachteile von Holzfasern aufgelistet (IGB, 2007).

**Tabelle 1.** Positive und negative Substrateigenschaften von Holzfasern. Quelle:(IGB, 2007)

Positiv	Negativ
nährstoff- und salzarm	geringe Wasserkapazität
unkrautfrei; frei von Pathogenen	rasche Zersetzung (Volumenverminderung)
hohes Porenvolumen, Luftkapazität, Grobporenanteil	N-Immobilisierung bei nicht ausreichender Imprägnierung
verminderte pH-Absenkung unter versauernden Bedingungen	verstärkter pH-Anstieg bei karbonatreichem Giesswasser

### 2.3.6 Rindenumus

Vor circa 40 Jahren begann man Rinde im Gartenbau zu verwerten (BLE, 2020). Die Rinde ist ein Nebenprodukt der Holzproduktion und ist fermentierte Rinde mit oder ohne Nährstoffzugabe. (BLE, 2020) (Eymann et al., 2015). Rohrinde weist ein weites C/N-Verhältnis von 60:10 bis 100:1 auf und hat eine starke biologische Aktivität, was zu einer starken Stickstoffbindung führt. Wird Stickstoff von extern zugeführt, führt dies zu einem mikrobiellen Abbau des Substrats (Fermentation). Dazu wird die Rinde zerkleinert und mit 1-2 kg/m<sup>3</sup> Harnstoff versetzt. Durch die Aktivität des Mikrobioms steigt die Temperatur und Schädlinge und Unkrautsamen werden dadurch abgetötet (IGB, 2007). Rindenumus ist doppelt so schwer als Torfsubstrate, aufgrund ihrer höheren Rohdichte (200-300g/l). Rindenumus mit gröberen Fraktionen hat oft eine reduzierte Wasserkapazität und eine erhöhte Luftkapazität (BLE, 2020; IGB, 2007). Nach einer idealen Vergärung hat Rindenumus eine stabile Stickstoffbilanz. Der Stickstoff wird kaum noch mikrobiell gebunden (IGB, 2007). Der Humus besitzt aufgrund des hohen Gehalts an Huminsäuren eine hohe Austauschkapazität wodurch eine gute Nährstoff- und pH-Pufferung erreicht wird. Dadurch verringert Rindenumus die Gefahr von Salzschäden oder Nährstoffverlusten durch Auswaschung.

Er besitzt eine hohe luftgefüllte Porosität (20-30%) und ein eher geringes Wasserhaltevermögen. Bezüglich der Hauptnährstoffe fallen vor allem hohe Gehalte an Kalium, teilweise auch an Phosphat und Stickstoff auf. Bei den Spurennährstoffen ist insbesondere dem Mangan Beachtung zu schenken. Bei erhöhten Rindenumusanteilen im Substrat kann es durch erhöhte Manganaufnahme der Pflanzen zu induziertem Eisenmangel kommen (BLE, 2020). Rindenumus wirkt sich positiv auf das Wurzelwachstum sowie einen kompakten Pflanzenaufbau aus (IGB, 2007).

Bei Erdpresstöpfen ist die Beigabe von Rindenumus bisher bis zu 20Vol-% möglich, um die Stabilität der Presstöpfe noch zu gewährleisten. Bei Trays kann der Anteil höher sein, bis zu 40Vol-% (Substratforum, 2021).

### **2.3.7 Pflanzenkohle**

Pflanzenkohle ist ein holzkohleähnlicher Feststoff mit einem hohen Gehalt an Kohlenstoff, der bei der Pyrolyse von organischen Rohstoffen wie Holz, Dung oder Ernterückständen in einer sauerstoffarmen Umgebung bei einer Temperatur von 300 bis 900 Grad entsteht (Zulfiqar et al., 2019). Durch die Pyrolyse von Biomasse entsteht durch den Bioenergie-Produktionsprozess einerseits Synthesegas und Bioöl andererseits Pflanzenkohle als Nebenprodukt (Huang et al., 2019). Eine Herausforderung die Pflanzenkohle mit sich bringt, ist die Alkalität, welche den pH-Wert erhöht und die Pflanzenproduktion negativ beeinflusst (Margenot et al., 2018). Die Zusammensetzung des Ausgangssubstrats sowie der Herstellungsprozess haben einen grossen Einfluss auf das Wachstumsverhalten der Kulturpflanzen (Steiner & Harttung, 2014). Die Wasserspeicherkapazität von Pflanzenkohle wird im Vergleich als weniger günstig eingestuft (Nieto et al., 2016). Nichtsdestotrotz besteht ein Potential als Teilkomponente in gärtnerischen Substraten oder bei bodenunabhängigen Kulturen (Méndez et al., 2017). In der Tabelle 2 sind die wichtigsten Ergebnisse aus verschiedenen Anbauversuchen mit Pflanzenkohle im Kultursubstrat zusammengefasst.

**Tabelle 2.** Versuche an verschiedenen Kulturen unter Einsatz von Pflanzenkohle

Ersatzsubstrat	Kultur	Effekte	Quelle
<b>Weichholz-Pflanzenkohle</b>	<i>Tagetes erecta L.</i>	+ keinen negativen Einfluss auf Blüte oder Biomasse + Torfsubstitution bis 70% war möglich - hoher Anfangs pH-Wert (10.9) der sich aber über die Kulturzeit einpendelte	(Margenot et al., 2018)
<b>Pflanzenkohle mit Vermikompost</b>	<i>Raphanus sativus L. var. sativus</i>	+ signifikant höheres frisches Wurzelgewicht und Gesamtbiomasse im Gegensatz zu Torf ++ höhere Phosphorkonzentrationen (1513±18 mg kg <sup>-1</sup> )	(Karki & Solberg, 2018)
<b>Mischung aus Pflanzenkohle aus Weizenstroh und Kompost &amp; nur Pflanzenkohle</b>	<i>Syngonium podophyllum</i>	- erhöhte den pH-Wert (8.4) - erhöhte die elektrische Leitfähigkeit (2.2 dS m <sup>-1</sup> ) ++ besseres Pflanzenwachstum + Konzentration von Stickstoff, Phosphor, Kalium und Chlorophyll sowie die Netto-Photosyntheserate waren signifikant höher als in der Kontrolle	(Zulfiqar et al., 2019)
<b>Hartholz-Pflanzenkohle gemischt mit Vermikompost oder Hühnermistkompost</b>	<i>Ocimum basilicum</i> und <i>Solanum lycopersicum</i>	- teilweise hohe Salzgehalte und pH-Werte (8.5) + gute Werte bezüglich; Spross-Trockengewicht und Frischgewicht sowie das Wurzel- und Gesamt-Trockengewicht.	(Huang et al., 2019)
<b>Pflanzenkohle und Vermikompost</b>	<i>Verschiedene Blattgemüse</i>	+ gute N-Aufnahme + positive Effekte auf die physikalischen und chemischen Eigenschaften der Pflanzenrhizosphäre pH-Wert Pflanzenkohle: 9.56 pH-Wert Vermikompost: 4.22	(Messiga et al., 2020)

Bei Versuchen mit *Tagetes* mit Weichholz-Pflanzenkohle, wurde Torf durch Perlit in einer 70:30-Standardmischung in Schritten von jeweils 10 % des Gesamtvolumens ersetzt. Durch die Anpassung des pH-Wertes mit Pyroligninsäure wurde die Keimung gehemmt. Bei nicht Anpassung des pH-Wertes hingegen hat sich der pH-Wert bei 5.6 – 7.5 eingependelt (Anfangs pH-Wert lag bei 4.4 – 10.4) und das Ersatzsubstrat hatte keinen negativen Einfluss auf die Biomasse oder die Blüte. Die besten Ergebnisse wurden bei einer Substitution von 10-30% des Gesamtsubstratvolumens erzielt. Selbst bei hohen Raten von 70% Gesamtsubstratvolumen benötigte es keine pH-Einstellung (Margenot et al., 2018). Bei Versuchen mit Pflanzenkohle aus Weizenstroh gemischt mit Kompost aus landwirtschaftlichen Grünabfällen und Pflanzenkohle alleine auf *Syngonium podophyllum* erhöhte sich der pH-Wert. Bei Pflanzenkohle lag der Wert bei 8.4, bei Torf im Vergleich bei 5.6. Die elektrische Leitfähigkeit lag bei der Pflanzenkohle bei 2.2 dS m<sup>-1</sup>, bei Torf im Vergleich lag der Wert bei 0.04 dS m<sup>-1</sup> (Zulfiqar et al., 2019). Die besten Ergebnisse resultierten bei einer Mischung aus 50% Torf + 30% Perlit + 10% Pflanzenkohle und 10% Grünkompost. Der Gesamtphenolgehalt lag im Vergleich zur Kontrolle bei 9% bzw. 22%. Der Anstieg des Gesamtphenolgehalts ist wichtig, weil er die Pflanze vor Gewebeoxidation schützen kann, indem er freie Radikale abfängt, die eine Lipidperoxidation verursachen und somit die Zellmembran direkt schädigen

können. Andere Versuche mit Pflanzenkohle aus Harthölzern gemischt mit Vermikompost oder Hühnermistkompost zeigten einen positiven Effekt bei Basilikum und Tomate. Dazu wurden hohe Anteile von gemischter Laubholz-Pflanzenkohle (60, 70, 80 oder 90 Vol-%) gemischt mit entweder 5% Vermikompost oder Hühnermistkompost. Spross-Trockengewicht und Frischgewicht waren aufgrund des hohen Salzgehaltes und des pH-Wertes bei einigen Mischungen reduziert. Höhere Anteile (80Vol-% oder 90Vol-%) an Pflanzenkohle haben das Pflanzenwachstum der Basilikum- und Tomatenpflanzen unterdrückt. Die physikalischen Eigenschaften (Gesamtporosität, Containerkapazität, Luftraum, Schüttdichte) der Pflanzenkohle-Kompost Mischungen lagen sehr nahe an den idealen Bereichen. Am Ende des Versuches war das Sprossgewicht und das Wurzelgewicht ähnlich wie bei der Kontrolle (Huang et al., 2019).

### **2.3.8 Komposte**

Durch die Verwendung von Kompost, einem Sekundärrohstoff, der kontinuierlich in großen Mengen und regional erzeugt wird, könnten in Zukunft erhebliche Mengen an Torf eingespart werden (Anneser, 2008). Die Herausforderung besteht darin, eine gleichbleibende Qualität des Komposts zu gewährleisten. Vor allem bei unterschiedlichen Ausgangsstoffen können grosse Qualitätsunterschiede auftreten (Grand & Michel, 2020). Die Herstellung von Presstöpfen ist bei einem Kompostanteil bis zu 50% möglich (S. Weinheimer, persönliche Kommunikation, 2022). Problematisch bei der Verwendung von Kompost sind die oft erhöhten pH-Werte, der erhöhte Salzgehalt, die hohen Gehalte an Phosphor und Kalium, eine mögliche Stickstoffimmobilisierung sowie schlechtere Bedingungen beim Wasser- und Lufthaushalt (Schmilewski, 2018). Im Vergleich zu Torf hat Kompost eine höhere Schüttdichte und ein etwas niedrigeres Gesamtporenvolumen (Frangi et al., 2004). Ein weitere Herausforderung beim Einsatz von Kompostsubstraten sind Unregelmässigkeiten im Kompost, welche sich vor allem in der Jungpflanzenanzucht (Verwendung von kleinen Pflanzgefässen), deutlich bemerkbar machen und so zu einem inhomogenen Pflanzenbestand führen kann (IGB, 2007). Auch hier ist die Zusammensetzung der Ausgangsstoffe sowie der Verarbeitung in Bezug auf die Qualität des Kompostes von grosser Bedeutung. Es wird zwischen verschiedenen Arten von Kompost unterschieden: Grüngut, Bioabfall sowie Gärrestkomposte. Grüngutkomposte entstehen aus Ästen, Zweigen und Mähgut von Gärten und öffentlichen Grünanlagen und finden in Kultursubstraten Verwendung.

Bioabfallkompost hingegen entsteht in aerobem Milieu in geschlossenen Rottehallen aus Küchen und Gartenabfällen. Diese Art von Kompost enthält in der Regel einen deutlich erhöhten Salz- und Nährstoffgehalt und ist in der Regel für die Anzucht von Jungpflanzen ungeeignet. Gärrestkomposte werden durch die Kompostierung von Rückständen aus der Biogasproduktion hergestellt. Da die löslichen Nährstoff- und Salzgehalte meistens die festgelegten Grenzwerte überschreiten, lassen sich viele Gärrestkomposte nicht als Substratausgangsstoff verwenden (BLE, 2020).

## 2.4 Düngung

Die Art und Weise wie die Nährstoffzusammensetzung die Verteilung von Photosynthese Produkte auf die verschiedenen Pflanzenteile (Blätter, Stängel und Wurzeln) beeinflusst, ist von grösster Bedeutung in der Produktion von Gemüsejungpflanzen.

Bei Tray Substraten erfolgt die Düngung üblicherweise durch die Fertigation, wobei jede Bewässerungsgabe aufgedüngt ist. Erdpresstöpfe aus Torf haben eine Grunddüngung und werden nach Bedarf über die Fertigation mit Flüssigdünger gedüngt (A. Risch, persönliche Kommunikation, 21. Januar 2022).

Es ist dabei eine Abwägung zwischen der Investition in Biomasse, die die Photosynthese erhöhen und in die Wurzeln, die die Aufnahme von Nährstoffen fördert (Poorter & Nagel, 2000). Da der Nährstoffgehalt im Substrat von Jungpflanzenkulturen im Allgemeinen recht niedrig sein sollte, hängt die Ernährung von Gemüsepflanzen von der Häufigkeit der Düngung und der Konzentration der Nährlösung ab (Balliu et al., 2009). Bei Gemüsejungpflanzen in Erdpresstöpfen sowie in Trays wird eine mittlere Aufdüngung von 250-350 mg N pro Liter Substrat empfohlen (FiBL & UniKassel, 2005). Im Gegensatz zum nährstoffarmen Torf, bringen Torfersatzstoffe aufgrund der verwendeten Ausgangsstoffe bereits Nährstoffe mit. Dies muss bei der Wahl einer Düngestrategie bedacht werden. Bedingt durch den im Kompost enthaltenen Kalk weisen torfarme Substrate mit Kompost und Holzfaser- oder Kokosfaseranteilen einen relativ hohen pH-Wert (über 8) auf, der während der Kultur weiter ansteigt. Vor allem beim Einsatz von kalkreichem Giesswasser (IGB, 2007). Bei der Bewässerung ist es ratsam, dass die Bewässerung bis zur Zellkapazität und mit minimaler Drainage erfolgt, um eine Auswaschung von Nährstoffen aus dem Nährmedium zu verhindern (Liu et al., 2012). Kokosfasern und Rindenumus weisen hohe Kaliumgehalte auf, was bei der Düngung beachtet werden sollte (IGB, 2007). Außerdem kann der Ligningehalt zu einer geringen

mikrobiellen Abbaubarkeit und damit zu einer Stickstoffimmobilisierung führen. Bei Rinde und Kompost hingegen sind viele Nährstoffe vorhanden. Diese Substratkomponenten sollten mit nährstoffarmen Materialien gemischt werden. Substrate welche einen Kompostanteil höher als 20% enthalten, besitzen in der Regel für die Jungpflanzenanzucht genügende Mengen an Makro- und Mikronährstoffe. Einzig der Stickstoffbedarf sollte zusätzlich gedeckt werden. Dabei erwies sich in einem komposthaltigen Substrat bei salztoleranten Pflanzen eine Grunddüngung mit Hornmehl von maximal 3g pro Liter als erfolgreich. Eine regelmässige Flüssigdüngung ist auch möglich. Dabei sollte der Salzgehalt im Auge behalten werden, damit er durch die regelmässige Düngung nicht zu hoch ausfällt (FiBL & UniKassel, 2005). Da bei Rinde sowie bei der Holzfaser ein relative geringes Wasserspeichervermögen vorliegt, was zu einer Stickstoffimmobilisierung führen kann, bedarf es hier einer stickstoffbetonten Nachdüngung (BLE, 2020).

## **2.5 Biostimulanzien**

Das Marktpotenzial für Biostimulanzien wird für das Jahr 2020 auf rund 3 Milliarden geschätzt, mit einer Jahreszuwachsrate von 12,5 Prozent (Calvo et al., 2014). Obwohl der Begriff "Biostimulans" schon seit einiger Zeit verwendet wird, ist er noch immer nicht vollständig definiert. Der Begriff beschreibt abiotische, biotische sowie physikalische Faktoren, die eine Reaktion in einem lebenden Organismus auslösen und zur Anhäufung von Sekundärmetaboliten beitragen können (Rafiee et al., 2016). Hingegen wirken Biostimulatoren nicht direkt gegen Schädlinge, dadurch gehören sie nicht zu den Pestiziden (Soppelsa, 2019). Es gibt weltweit keinen regulatorischen Status von Biostimulanzien, welche die Definition von pflanzlichen Biostimulatoren rechtlich regelt (Calvo et al., 2014; Halpern et al., 2015). Da Biostimulanzien noch nicht abschließend definiert sind, spielt die Industrie eine Schlüsselrolle bei der Förderung und Definition von Biostimulanzien, einschließlich Mikroorganismen. Verschiedene Unternehmen haben sich in Verbänden wie dem "European Biostimulants Industry Council" (EBIC) in Europa oder der "Biostimulant Coalition" in den USA zusammengeschlossen. Im Mittelpunkt dieser Verbände steht der Austausch mit den verschiedenen Akteuren, insbesondere zwischen Behörden und Wissenschaftlern. Im November 2012 fand in Strassburg der «Erste Weltkongress über die Verwendung von Biostimulanzien in der Landwirtschaft» statt. Dieser Kongress kann bei der Akzeptanz von Biostimulanzien im

akademischen Bereich als wichtiger Schritt zur Förderung sowie abschliessende Definition von Biostimulanzien angesehen werden (du Jardin, 2015). Das EBIC definiert Biostimulatoren als: «Pflanzliche Biostimulatoren welche Substanz(en) und/oder Mikroorganismen enthalten, deren Funktion bei der Anwendung auf Pflanzen oder in der Rhizosphäre darin besteht, natürliche Prozesse zu stimulieren, um die Nährstoffaufnahme, die Nährstoffeffizienz, die Toleranz gegenüber abiotischem Stress und die Qualität der Kulturpflanzen zu verbessern und/oder zu begünstigen». Im Juli 2019 wurde die neue Produktgruppe der Biostimulanzien in der EU-Düngeprodukte-Verordnung eingeführt (Billmann et al., 2020). Das EBIC unterteilt Biostimulanzien in fünf Hauptgruppen: Mikroorganismen, Algenpräparate, Pflanzenextrakte (dazu zählen auch Vitamine, Aminosäuren und Phytohormone), Extrakte aus tierischen Produkten und Humin- und Fulvosäuren (Bickert et al., 2018). Produkte auf Pilzbasis, die zur Förderung von Ernährungseffizienz, Stresstoleranz, Ernteertrag oder für die Produktqualität von Pflanzen angewendet werden, sollte laut du Jardin auch unter Biostimulanzien geahndet werden (du Jardin, 2015). Momentan gehören sie noch nicht in die Kategorie der Biostimulanzien. Grund dafür ist die Schwierigkeit der Vermehrung von Mykorrhiza-Pilzen sowie das mangelnde Verständnis der Determinanten, der Wirtsspezifitäten sowie der Populationsdynamik. Andere Pilzendophyten wie *Trichoderma spp.*, die zu den Ascomycota oder Sebaciniales (Basidiomycota) gehören, die sich von den Mykorrhiza-Arten unterscheiden, sind in der Lage, Wurzeln zu besiedeln und einen Teil ihres Lebenszyklus außerhalb der Pflanze zu verbringen. (Behie & Bidochka, 2014). Vor allem *Trichoderma spp.* wurde in der Vergangenheit ausgiebig untersucht und wegen ihrer mykoparasitischen und biokontrollierenden Fähigkeiten eingesetzt (du Jardin, 2015). Darüber hinaus gibt es mehrere Belege dafür, dass der Einsatz von *Trichoderma spp.* auch viele Pflanzenreaktionen auslöst, darunter eine erhöhte Toleranz gegenüber abiotischem Stress und eine effizientere Nährstoffverwertung, was eine Einstufung als Biostimulanzien rechtfertigen würde. (Colla et al., 2015; Shores et al., 2010) Da *Trichoderma spp.* jedoch per Definition noch nicht zu den Biostimulanzien gehören, werden sie in dieser Arbeit nicht unter Biostimulanzien aufgeführt, sondern erhalten ein eigenes Kapitel.

In Kultursubstraten mit niedrigerem Torfanteil können Biostimulanzien unter anderem potentiell Düngemengen verringern und die Pflanzengesundheit fördern (Battacharyya et al., 2015; Oancea et al., 2017). So konnte in Experimenten mit Kompost und

wachstumsfördernden Mikroorganismen in der Baumschulproduktion von Kastanien (*Castanea sativa*) der Einsatz von mineralischen Düngemitteln vollständig ersetzt werden. In Bezug auf die Widerstandsfähigkeit gegen Wasserdefizite konnte bei einem vollständigen Ersatz von Torf durch Kompost unter Zugabe von wachstumsfördernden Mikroorganismen eine positive Synergie erkannt werden, da bei dieser Kombination die größte Widerstandsfähigkeit gegen Trockenheit festgestellt wurde. Bei der ausschließlichen Verwendung von Kompost wurde die Leifähigkeits- und pH-Werte jedoch zu hoch für die Kultur und beeinträchtigten das Pflanzenwachstum (Fuertes-Mendizábal et al., 2021).

### **2.5.1 Chitin und Chitosan**

Chitin ist ein vielseitiges Polymer aus  $\beta$ -1,4-N-Acetylglucosamin, welches nach der Zellulose, das am zweithäufigsten vorkommende Polysaccharid auf Glucosebasis in lebenden Organismen ist (Dutta et al., 2002; Shahrajabian et al., 2021). Im Gegensatz zur Zellulose ist Chitin ein Polymer von N-Acetyl-D-glucosamin, während die Zellulose ein Polymer von D-Glucose ist. In der Natur stärkt Chitin Pilzzellwände und ist der Hauptstrukturbestandteil von Exoskeletten von Arthropoden. Chitin besteht aus N-acetylierten Glucosamin- und Glucosamineinheiten die durch eine kovalente  $\beta$  (1,4) -Bindung verbunden sind. Diese Verbindung sorgt dafür, dass Chitin eine robuste Struktur erhält, welche gegen chemische und biologische Angriffe schützt (Berezina, 2016). Chitin existiert in drei kristallinen Modifikationen (Typ  $\alpha$ ,  $\beta$  und  $\gamma$ ), welche in der Natur vorkommen und eine unterschiedliche Verteilung der Chitin-Moleküle aufweisen. Dabei die stabilste sowie häufigste Struktur ist der  $\alpha$ -Typ. Er ist am widerstandsfähigsten gegenüber physikalischen und chemischen Angriffen (Berezina, 2016). Wenn die GlcN-Einheiten im Vergleich zu den GlcNAc-Einheiten überwiegen, nennt man den Biopolymer nicht mehr Chitin, sondern Chitosan. Im Unterschied zu Chitosan hat Chitin eine schlechte Löslichkeit in Wasser sowie bei verschiedenen organischen Lösungsmitteln. Diese Unterschiede haben Einfluss auf die landwirtschaftliche Verwendung von Chitin und somit sind die chemische Modifizierung sowie die durch chemische Reaktionen gewonnen Derivate wichtig für eine bessere Nutzung (Ramírez-Arrebato et al., 2010). Auch bei Chitin werden das Pflanzenwachstum sowie die Abwehr von Krankheiten durch die Anwendung verbessert (De Tender et al., 2019; Kim et al., 2019; Loganathan et al., 2010; Muymas et al., 2015). Denn der Einsatz von Chitin verändert die Zusammensetzung der Mikroflora im Boden. Die Zugabe fördert Actinobakterien

und Bakterien der Familie Oxalobacteraceae, die beide in der Lage sind Chitin abzubauen (Cretoiu et al., 2013). Chitin abbauende Enzyme (Chitinasen) kommen in Pilzen (wie beispielsweise *Trichoderma spp.*), Pflanzen, Insekten, Krebstieren und Bakterien vor. Chitinasen sind Glykosylhydrolasen, welche den Abbau von Chitin katalysieren (Blaya et al., 2013). Im Klassifikationssystem der Glycosylhydrolasen, werden Chitinasen in die Glycosylase-Familien 18 und 19 eingeteilt (Henrissat, 1991). Dabei werden Chitinasen der Familie 18 in Bakterien, Pilzen, Viren, Pflanzen und Tieren gefunden. Mitglieder der Familie 19 kommen fast ausschliesslich in Pflanzen vor. Chitinasen haben eine doppelte Funktion in der Abwehr pilzlicher Pathogene: apoplastische Chitinasen können Elicitor-moleküle im frühen Stadium der Pathogenese aus Hyphen im extrazellulären Raum freisetzen (Collinge et al., 1993). Die Elicitoren binden an Rezeptoren, welche Abwehrmechanismen aktivieren, so dass verstärkt apoplastische und vakuoläre Chitinasen gebildet werden. Bei einer Zunahme der apoplastischen Chitinase wird die Produktion von Elicitoren erhöht, was wiederum die Infektionssignale erhöht (Gerhardt et al., 2004). Bei Eindringen der Pilzhyphen in die Zellen, treten die vakuolären Chitinasen in Aktion. Sie spalten dabei neu synthetisierte Chitinketten des Pilzes und unterdrücken so das Pilzwachstum. Apoplastische Chitinasen haben Anteil an der Signalgebung, die Pflanzen über den Pathogenangriff informiert, während die vakuolären Chitinasen das Pathogenwachstum supprimieren (Collinge et al., 1993). Ein Versuch beschäftigte sich mit der suppressiven Wirkung bei Zuckerrübenpflanzen mit *Rhizoctonia solani*-Befall. Organische Zusatzstoffe, welche reich an Keratin oder Chitin sind, konnten im Versuch die Krankheitssymptome vermindern. Die Böden waren dabei reich an saprophytischen Bakterien und Pilzen, diese sind bekannt für ihre keratinolytischen und chitinolytischen Eigenschaften (Andreo-Jimenez et al., 2021). In einem anderen Versuch wurde die Zugabe von Chitin und Chitosan einzeln und kombiniert gegen *Rhizoctonia solani* bei Tomaten überprüft. Bei einer Kombination von Chitin mit Chitosan (6g/kg Boden), konnte eine wirksame Unterdrückung von 94% festgestellt werden. Die Enzymaktivität wurde um mehr als 148% erhöht, im Vergleich zu unbehandelten Pflanzen (Abd-El-Kareem et al., 2006). Der suppressive Effekt konnte in einem anderen Versuch durch die Zugabe von geeigneten Mikroorganismen verstärkt werden. So konnte der Einsatz von Chitin in Kombination mit fluoreszierenden Pseudomonaden zu einer stärkeren suppressiven Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* bei Paprika führen als bei einem Einsatz von nur Chitin (Rajkumar et al., 2008).

### 2.5.1.1 Insektenfrass

In den vergangenen Jahren hat die Zucht von Insekten als Lebens- oder Futtermittel immer mehr an Interesse gewonnen (van Huis, 2020). Frass ist nach Definition des Oxford Dictionary die Exkremente von bohrenden Insekten und beinhaltet Exkremente, Futterreste oder Chitin von Insektenfrass (Kebli & Sinaj, 2017; Panov, 2021). Bisher wird Insektenfrass in der USA, Südafrika, China und der EU als Düngemittel im Hausgarten vertrieben. Insektenfrass besitzt eine Düngewirkung und die Möglichkeit als Pflanzenschutzmittel wird immer mehr erforscht. Im Review von Poveda et al 2021 wurden die bisher getätigten Studien zu diesem Thema zusammengefasst (Poveda, 2021). Die Düngewirkung von Frass wurde in Topf- und Feldversuchen untersucht und es wurden vorwiegend positive Auswirkungen auf das Pflanzenwachstum festgestellt. Lochysnka & Frankowski (2019) stellten eine Düngewirkung von Frass fest. Eine Menge von 18 g und 36 g *Bombyx mori* – Frass in 20 kg Substrat konnte das Höhenwachstum von Hanf fördern. Folgeversuche mit *Bombyx mori* bestätigten das erhöhte Wachstum bei Hanf (Łochyńska & Frankowski, 2021). Bei Versuchen von Poveda et al. (2019) konnte die Analyse verschiedener mikrobieller Isolate aus Frass von *Tenebrio molitor* zeigen, dass mehrere in den Exkrementen vorhandenen Mikroorganismen Pflanzenwachstumsförderer sind (Poveda et al., 2019).

Bei der Insektenproduktion werden verschiedene Insektenarten gezüchtet. Dabei ist die Insektenart *Hermetia illucens* die zurzeit meistuntersuchte Insektenart bezogen auf die Massenproduktion. Grund dafür ist ihre Fähigkeit organische Abfallstoffe wie Mist und Essensreste zu hochwertigem Protein umzuwandeln (Choi et al., 2009). In diesem Versuch wurde Insektenfrass aus dem Projekt «Food from Wood» der Insektenart *Trypoxylus dichotomus tsunobosonus* untersucht. Ziel des Projektes ist es holzhaltige Pflanzenabfälle zu verwerten, welche sonst keine Verwendung finden und aufwendig kompostiert werden müssten. Der Skarabäe ist in weiten Teilen des tropischen und subtropischen Asiens verbreitet und ist einer der grössten Vertreter der Nashornkäfer. In der Natur ernährt sich die saprophytische Larve überwiegend von durch Pilze zersetzten Pflanzenresten (Eo et al., 2017) und kann so, die für den Menschen nicht verdauliche Zellulose verwerten. Im Projekt werden holzhaltige Pflanzenabfälle mit einem C/N – Verhältnis von über 50 verwendet (Ambühl & Grunder, 2021).

In Insektendärmen kommen Protisten, Pilze, Archaeen und Bakterien vor (Hongoh, 2010). Im Gegensatz zu Säugetieren ist die mikrobielle Diversität im Verdauungstrakt von Insekten generell gering und übersteigt selten einige Dutzend von Arten. Grund dafür sind physikalische Barrieren, welche Insekten haben, um die Mikroben vom Wirt zu trennen. Dies geschieht durch die Bildung eines spezifischen Organs oder durch das Vorhandensein einer azellulären Struktur, die die Mikroben wirksam von den Wirtsgeweben trennt. Beispiel dafür ist die peritrophische Membran, welche die Mikroorganismen nicht durchlässt und sie im Darmlumen zurückhält (Pernice et al., 2014). Die Mikroorganismen ermöglichen durch die enzymatische Kapazität, Zellulose abzubauen und für Insekten nutzbar zu machen (Prem Anand et al., 2010). Darüber hinaus kann die Mikroflora im Darm von Insekten toxische Verbindungen (Insektizide oder Abwehrstoffe) eliminieren, die in der von ihren Wirten verzehrten Nahrung enthalten sein können. Zudem kann die Darmmikroflora systemische Auswirkungen auf das Wachstum und die Entwicklung ihres Wirts haben, indem sie Hormonsignale moduliert (Synthese von Chitin, welche es den Insekten ermöglichen sich zu häuten und zu wachsen) (Engel & Moran, 2013). Aufgrund der Gleichartigkeit zwischen Pflanzen und Därmen von Insekten, konnte eine enge funktionelle Beziehung zwischen ihnen gefunden werden. Insektendärme sowie Wurzeln werden von vielen verschiedenen Mikroorganismen bewohnt, besitzen eine grosse Oberfläche mit Mikrovilli, Falten oder Wurzelhaaren und sind nicht homogene Lebensräume mit unterschiedlichen pH-, Nährstoff-, Wasser- und Sauerstoffwerten. Bei beiden wird das Mikrobiom aus der Umwelt aufgenommen. Bei den Insekten werden die Mikroorganismen nach der Geburt oral oder anal aufgenommen, bei den Wurzeln mit Hilfe aktiver Strategien wie der Absonderung von Nährstoffexsudaten aus dem Boden. Die Funktion ähnelt sich bei beiden ebenfalls. Beide Mikroorganismen sind reich an katabolischen Enzymen, die auf die Freisetzung von Nährstoffen aus verschiedenen Substraten zur Aufnahme durch den Wirt spezialisiert sind, sie produzieren Vitamine wie B12 und essenzielle Aminosäuren, regulieren die Genexpression in beiden Arten von Wirten und unterdrücken Krankheitserreger durch Konkurrenz oder Antibiose (Ramírez-Puebla et al., 2013). Über den Insektenfrass (Exkrememente, Futterreste, chitinhaltige Substanzen) stehen beide Mikrobions in Verbindung, sodass ein Beitrag von Mikroorganismen aus dem Insektendarm zu den Wurzeln erwartet wird (Osimani et al., 2018).

Die chemischen Eigenschaften und Inhaltsstoffe von Insektenfrass unterscheiden sich aufgrund unterschiedlicher Futterzusammensetzungen erheblich (Tabelle 3). *Hermetia illucens* wird mit einer Vielzahl von Futtermitteln produziert und dementsprechend verändert sich die Zusammensetzung im Frass. In der Insektenproduktion herrschen eine hohe Luftfeuchtigkeit und Wärme, Faktoren die positive Auswirkungen auf das Wachstum von Mikroorganismen im Frass haben (Klammsteiner et al., 2020). Die hohe Luftfeuchtigkeit in Verbindung mit einem erhöhten pH-Wert birgt jedoch auch die Gefahr der Ammoniakentweichung. Ammoniak erweist sich schon in geringen Konzentrationen gelöst in der Rhizosphäre als auch gasförmig als phytotoxisch (Frerichs et al., 2020).

**Tabelle 3.** Chemische Eigenschaften vom Frass aus dem Projekt „Food from Wood“ nach Panov (2021). Im Vergleich dazu die chemischen Eigenschaften der häufig produzierten Art *Hermetia illucens* (Panov, 2021)

	<i>Trypoxylus dichotomus tsunobosonus</i> -Frass, „Food from Wood“	<i>Hermetia illucens</i> -Frass
<b>Trockenmasse % n=5</b>	30.9 +/- 0.6	78.9 +/- 0.5
<b>pH</b>	5.27	6.28
<b>EC dS/m</b>	0.99	13.7
<b>NH<sub>4</sub></b>	2.4	118.8
<b>NO<sub>3</sub> %</b>	-	0.003
<b>P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> %</b>	0.28	4.79
<b>K<sub>2</sub>O %</b>	0.23	2.46
<b>Mg %</b>	0.01	0.15

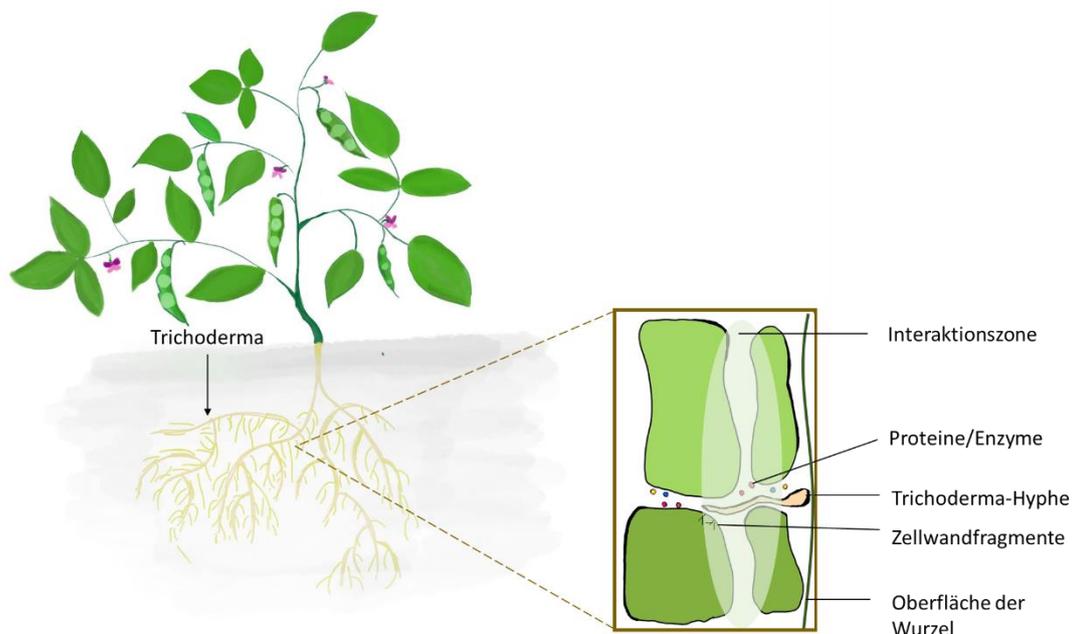
Bisher gestaltet es sich durch die Variabilität im Frass schwierig, Rechtsvorschriften für die Verwendung von Frass zu entwickeln. Standardisierte Anforderungen an Futtermittel können künftig wichtig sein, um mögliche Kontaminanten zu minimieren. Die Plattform: International Platform of Insects for Food and Feed (IPIFF) informiert laufend über die Entwicklungen bei den Vorschriften für die Insektenproduktion (Schmitt & de Vries, 2020).

## 2.6 *Trichoderma spp.* als Beispiel für Mycoparasitismus in Pflanzsubstraten

*Trichoderma spp.* sind freilebende Pilze, welche in fast allen Böden vorkommen. Es gibt Stämme welche ubiquitär vorkommen, andere sind auf bestimmte geografische Gebiete beschränkt (Harman et al., 2004). *Trichoderma spp.* ist bekannt für sein Potenzial als biologisches Bekämpfungsmittel zur Unterdrückung des Wachstums von

bodenbürtigen Krankheitserregern einschließlich *Rhizoctonia solani*. Dies aufgrund seines schnellen Wachstums, seiner guten Anpassung an verschiedene Bodentypen und Temperaturbereiche sowie seiner guten Wurzelbesiedlung und nicht zuletzt seiner Überlebensfähigkeit unter extremen Bedingungen (Mohiddin et al., 2010; Zehra et al., 2017). Einige Stämme sind hochgradig rhizosphärenkompetent, denn sie sind in der Lage Wurzeln zu besiedeln und auf ihnen zu wachsen (Harman, 2021; Harman et al., 2004). Es gibt *Trichoderma*-Stämme welche überwiegend antagonistisch und Stämme welche überwiegend biostimulierend wirken. Daher eignen sich einige *Trichoderma*-Stämme eher für die biologische Bekämpfung beispielsweise gegen Botrytis oder Fusarium und andere für die Stimulation des Pflanzenwachstums und der Nährstoffaufnahme als Pflanzenstärkungsmittel (Mukherjee et al., 2013; Shores et al., 2010; Zhao et al., 2014). *Trichoderma spp.* können, insbesondere bei verschiedenen Stressfaktoren, die photosynthetische Effizienz verbessern. Weiter konnte gesehen werden, dass die Stickstoffverwertung durch den Einsatz von *Trichoderma*-Stämmen verbessert wurde. Infolgedessen können Pflanzen, die mit Nutzpilzen behandelt wurden, grösser, gesünder und ertragreicher sein als Pflanzen ohne Einsatz der Biostimulation. Die meisten früheren Arbeiten zur Kontrolle von Pflanzenkrankheiten durch die direkte Fähigkeit von *Trichoderma spp.* beschäftigten sich mit der direkten Fähigkeit der Pilze mit den Bodenpathogenen zu interagieren. Dabei wurden verschiedene Mechanismen beschrieben: Mykoparasitismus, Antibiose und induzierte Resistenz (CHET, 1987; Harman, 2021; Harman et al., 2004; Harman & Shores, 2007). Die Antibiose resultiert aus der Produktion von antimikrobiellen Metaboliten durch *Trichoderma spp.* (Harman et al., 2004). *Trichoderma*-Arten können resistente Strukturen anderer pflanzenpathogener Pilze kolonisieren und abbauen (del Carmen H. Rodríguez et al., 2021; Druzhinina et al., 2011; Elad et al., 1984). Sobald *Trichoderma spp.* mit Wurzeln in Kontakt kommen, besiedeln sie je nach Stamm die Wurzeloberfläche oder den Kortex (Abbildung 2) (Harman, 2021). Einige Stämme haben die Fähigkeit die Wurzeloberfläche zu kolonisieren, auch wenn die Wurzeln einen Meter oder mehr unter der Bodenoberfläche liegen und sie können bis zu 18 Monate nach Beigabe in nützlicher Anzahl überleben. Den meisten Stämmen fehlt jedoch diese Fähigkeit (Harman, 2021). Mykoparasitismus besteht aus einem direkten Angriff eines Pilzes auf einen anderen, wobei einige Strukturen des Wirtes (Myzel, Sporen oder Sklerotien) zerstört werden und als Nährstoffquelle benutzt wird (Elad et al., 1983). Beim Prozess

des Mykoparasitismus lokalisiert der Pilz zunächst die Zielhyphen durch Sondierung mit zellwandabbauenden Enzymen in Verbindung mit einem Nachweis von Zellwandfragmenten, die vom Zielpilz freigesetzt werden (Harman et al., 2004; Sivan & Chet, o. J.). Die Expression von fungitoxischen zellwandabbauenden Enzymen wird induziert und diese diffundieren in Richtung der Zielpilze und greifen diese noch vor dem physischen Kontakt an. Sobald die Pilze in Kontakt kommen, heften sich *Trichoderma spp.* an und können sich auf der Oberfläche des Wirts einrollen und Appresorien bilden (Inbar et al., 1996). Es werden Enzyme (hauptsächlich Chitinasen, Glucanasen und Proteasen) und antibiotische Substanzen produziert, die die Zielhyphen abtöten und/oder abbauen und das Eindringen der *Trichoderma*-Stämme ermöglichen. Sowohl die Enzyme als auch die Antibiotika sind stark antimykotisch und haben eine synergistische Wirkung (Mukherjee et al., 2008; Whipps, 2001).



**Abbildung 2.** *Trichoderma sp.* wächst innerhalb der ersten beiden Zellschichten der Wurzel hier am Beispiel der Sojabohne. Die Produktion von Signalmolekülen wird durch die Vermehrung von Proteinen und Enzymen angeregt. Die Signalmoleküle sind für die Übertragung von Signalen bei einem Angriff durch Erreger verantwortlich und lösen in der Pflanze Abwehrreaktionen aus. *Trichoderma* kann durch Zellwandfragmente in der Wurzel der Wirtspflanze freigesetzt werden, was daraufhin zu einer Abwehrreaktion der Pflanze führt. Visualisierung TW, Literatur (Harman et al., 2004)

Da die Stämme unterschiedliche Wirkungsweisen auf Pflanzen haben, beschränkt sich die Recherche für diese Arbeit auf den im Versuch verwendeten Stamm *Trichoderma asperellum*. Dieser Stamm ist beides Biokontrolle sowie Pflanzenwachstumsförderer (Trillas et al., 2006) und wurde in der Vergangenheit breit an verschiedenen Kulturen getestet (Asad et al., 2014; Herrera et al., 2020; Viterbo et al., 2002). In Versuchen mit Tomaten wurde die suppressive Wirkung gegen die Fusarienwelke untersucht und es

konnte eine signifikante Wirkung gegen den Pathogen gesehen werden. Die Unterdrückung gegen die Fusarienwelke schien höher zu sein, als mit anderen Trichoderma-Arten welche bereits als Biokontrollmittel eingesetzt wurden (Cotxarrera et al., 2002). Darüber hinaus scheinen die aus der Kompost-Torf-Mischung isolierten *T. asperellum*-Isolate das Potenzial zu haben, eine neue Alternative für die biologische Bekämpfung der Fusarienwelke zu sein (Larkin & Fravel, 1998; Trillas-Gay et al., 1986). Auch die Wirksamkeit gegen *Rhizoctonia solani* in verschiedenen Versuchen konnte erfolgreich getestet werden (Howell et al., 2000). Eine Untersuchung beschäftigte sich mit der Verwendung von Korkkompost in Kombination mit *T. asperellum* gegen *Rhizoctonia solani* bei Gurken. Bei dieser Studie konnte gesehen werden, dass das Alter der eingesetzten Komposte eine Rolle spielen. Bei jüngerem Kompost (0.1-1 Jahre alt) wurde eine schwächere suppressive Wirkung festgestellt als bei Komposten mit fortgeschrittenem Reifegrad (1.5-3 Jahre) (Trillas et al., 2006). Neuere Erkenntnisse deuten darauf hin, dass eine Methode der Pathogenbekämpfung durch *Trichoderma sp.* darin besteht die Genexpression der Pflanzen umzuprogrammieren was zu einer induzierten systemischen Resistenz (ISR) führt (Shoresh et al., 2010). Induzierte Resistenz entsteht wenn die Pflanzenabwehr als Reaktion auf die Besiedlung von *Trichoderma*-Besiedlung aktiviert wird (Alfano et al., 2007; Djonović et al., 2007). Dabei wird zuerst der oxidative Burst aktiviert, als erste Reaktion gegen den Pathogen. Beim oxidativen Burst reagiert die Pflanzenzelle auf das Eindringen von aussen, in dem reaktive Sauerstoffspezies wie zum Beispiel  $H_2O_2$  freigesetzt wird (Wawra et al., 2016). Danach folgt die hypersensitive Reaktion, welche durch den oxidativen Burst oder eine Überproduktion von Toxinen zu einem kontrollierten Zelltod führt. Daraufhin geschieht die Synthese von Phytoalexinen und der Bildung von Abwehrproteinen. Auch eine physische Barriere kann durch die Verstärkung von Zellwänden zur Abwehr genutzt werden (Stockmann, 2019). Weiter kann die genetische Umprogrammierung Mechanismen in der Pflanze induzieren, welche physiologischen und abiotischen Stress abmildern können und die Stickstoffausnutzung der Pflanzen Effizienz verbessern (Shoresh et al., 2010).

## 2.7 Schwarzfäule *Rhizoctonia solani*

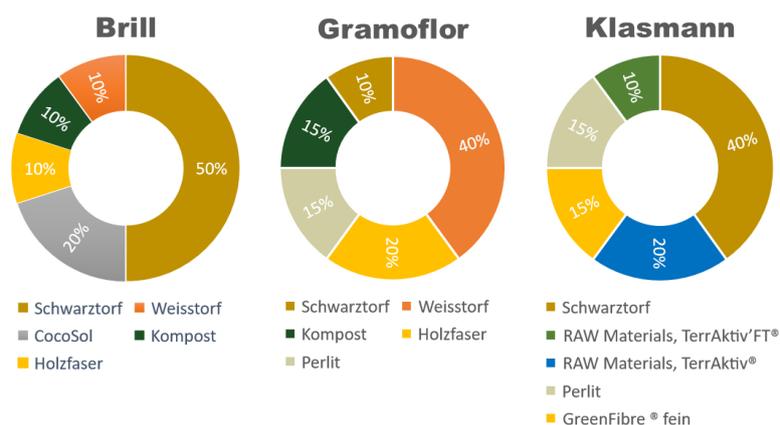
Der bodenbürtige Krankheitserreger *Rhizoctonia solani* kommt weltweit vor. Die Bekämpfung von *R. solani* gestaltet sich aufgrund der hohen Überlebensrate der Sklerotien, seines extrem breiten Wirtsspektrum und seines ökologischen Verhaltens als schwierig (Abbas et al., 2017). Bislang sind 13 Anastomosegruppen des Pilzes bekannt, welche eine gewisse Wirtsspezifität besitzen (Sauer et al., 2020). Die Strategien zur Bekämpfung von *Rhizoctonia solani* sind dabei begrenzt, da keine Kultursorte eine vollständige Resistenz aufweist (Abbas et al., 2017). *Rhizoctonia solani*, verursacht die Bodenfäulekrankheit Schwarzfäule beim Kopfsalat (*Lactuca sativa*). Typische Symptome erscheinen als kleine rostfarbene nekrotische Flecken auf den Blattmittelrippen und Blatteilen, die mit dem Boden in Berührung kommen. Die Läsionen führen dann zu einer Ausdehnung, welche zur Fäule führen und sich schnell auf andere Blätter ausweiten können. Das Myzel von *Rhizoctonia solani* wächst dabei von den unteren infizierten Blättern vorrangig über die Blattoberflächen auf die inneren Blätter (Grosch et al., 2004). Temperaturen zwischen 25 und 27 Grad, ein tiefer pH-Wert (5-8) sowie ein hoher Humusgehalt begünstigen den Befall des Pilzes (Grosch & Kofoet, 2003). Dabei treten je nach Klimabedingungen zwei verschiedene Schadbilder auf. Bei kühler und trockener Witterung tritt der Pilz ins Kopfinnere vor und auf dem Salat bildet sich ein Myzel. Bei trockenen Bedingungen hingegen, werden die Blätter dünn und durchsichtig, wobei die Blattadern dunkel erscheinen (Sauer et al., 2020). Die Strategien zur Bekämpfung von *Rhizoctonia solani* sind begrenzt und die intensive Bewirtschaftung in der modernen Landwirtschaft hat die Häufigkeit und den Schweregrad der Krankheit weltweit erhöht. Da Salat in der Regel nur sechs Wochen zum Wachsen benötigt, ist die Anwendung von Fungiziden auf dem Feld nach der Aussaat im Hinblick auf Pestizidrückstände von entscheidender Bedeutung. Der Mangel an alternativen Methoden hat in den letzten Jahren die Erforschung von Alternativen zur Bekämpfung von Krankheitserregern im Boden durch Biokontrolle gefördert (Grosch et al., 2012). Vor allem der Einsatz von bakteriellen oder pilzlichen Antagonisten wurden in den letzten Jahren erforscht. So konnte der Einsatz des Bakteriums *Bacillus amyloliquefaciens* bei Schwarzfäule im Salat die Krankheit unterdrücken, indem die Expression von Pflanzenabwehrgenen gegen *Rhizoctonia solani* vermittelt hat (Chowdhury et al., 2015). *Trichoderma spp.* ist für seine suppressive Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* bei verschiedenen Kulturen bekannt (Khan et al., 2019; Mayo et al., 2015).

Die Wirksamkeit von Isolaten von *Trichoderma spp.* können sich stark unterscheiden, denn nur 8 von 390 getesteten Isolaten unterdrücken bei 20 Grad das Myzelwachstum von *Rhizoctonia solani*. Nur zwei der Isolate zeigten eine Chitinaseaktivität, während alle eine Glucanase- und Proteaseaktivität zeigten (Grosch et al., 2007) . Bei Versuchen Wang et al. 2019 wurden bei in vivo Versuche bei der Augenbohne (*Vigna unguiculata*) fünf Trichoderma-Stämme auf ihre hemmende Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* untersucht. Die beiden wirksamsten Isolate waren dabei T. guizhouense 9185 und T. simmonsii 8702. Sie konnten die Krankheitsschwere um 36,6% bzw. 45% verringern (Wang & Zhuang, 2019).

### 3 Material und Methoden

#### 3.1 Substratkomponenten der verwendeten Mischungen

Für die Versuche in der vorliegenden Arbeit wurden zwei Ersatzsubstrate und ein Kontrollsubstrat verwendet. Als Kontrollsubstrat diente ein Torfsubstrat der Firma Gebr. Brill Substrate GmbH & Co. Bei den eingesetzten Ersatzsubstraten handelt es sich um Eigenmischungen der Substrathersteller Klasmann-Deilmann GmbH und Gramoflor GmbH. Abbildung 3 zeigt die Zusammensetzung der verwendeten Substrate. Im Substrat von Klasmann-Deilmann wird ein Schwarztorfanteil von 40Vol-% verwendet. Im Gramoflor-Substrat sind 40Vol-% Weisstorf und 10Vol-% Schwarztorf enthalten. Beide Substrate bestehen aus jeweils 15Vol-% Perlit. Holzfasern werden bei Gramoflor anteilmässig 5Vol-% mehr verwendet. Kompost hingegen ist in der Klasmann-Deilmann-Variante im Vergleich zur Gramoflor-Variante um das Doppelte enthalten (insgesamt 30Vol-%).



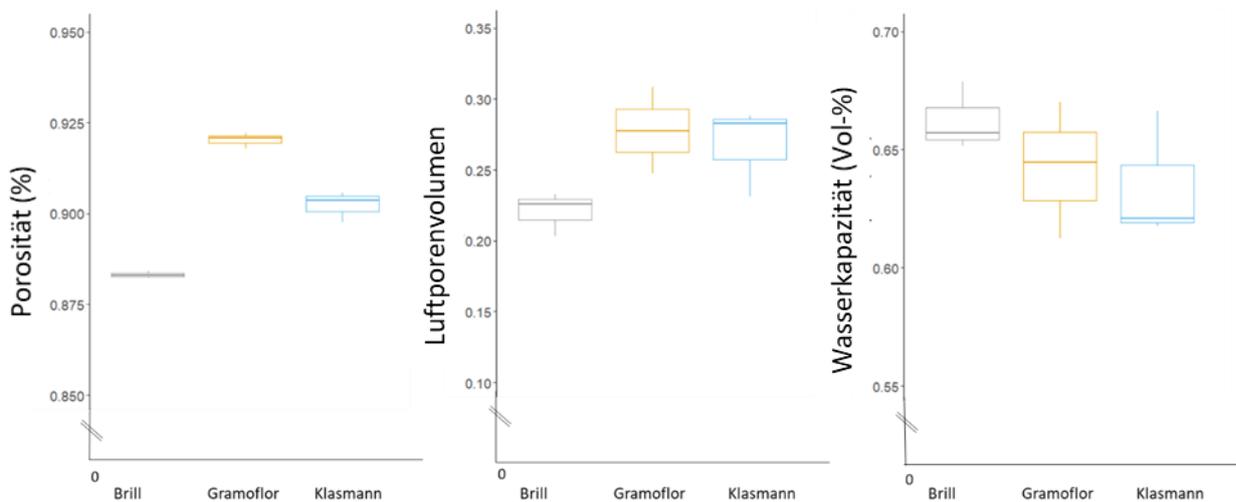
**Abbildung 3.** Übersicht der im Versuch verwendeten Substratmischungen

Die Hersteller Klasmann-Deilmann GmbH und Gebr. Brill Substrate GmbH & Co haben für ihre Substratmischungen Salzgehalte und pH-Werte angegeben, die in Tabelle 4 aufgeführt sind. Über den pH-Wert und den Salzgehalt der Mischung der Gramoflor GmbH wurden keine Informationen gefunden, da es sich um eine Mischung handelt, die speziell für einen Gemüseproduzenten hergestellt wurde.

**Tabelle 4.** chemische Substratangaben der Hersteller Klasmann-Deilmann und Brill

	pH-Wert (CaCl <sub>2</sub> )	Salzgehalt
Klasmann-Deilmann GmbH	5.5	0.7 – 1.3 g/l
Gebr. Brill Substrate GmbH & Co	5.9	0.9 – 1.3 g/l

In einer vorgängigen Arbeit wurde bereits die Porosität, das Luftporenvolumen und die Wasserkapazität der verwendeten drei Substrate berechnet (Wais, 2021). Für die Berechnung wurde zunächst die Schüttdichte ermittelt. Die Schüttdichte beschreibt das Gewicht eines grob oder feinkörnigen, nicht löslichen Feststoffes in einem kontinuierlichen Fluid. Die Schüttdichte betrug bei der Variante Klasmann-Deilmann im Durchschnitt  $0.14 \text{ g}_{\text{tr}}/\text{cm}^3$ , bei Gramoflor  $0.11 \text{ g}_{\text{tr}}/\text{cm}^3$  und bei Brill  $0.16 \text{ g}_{\text{tr}}/\text{cm}^3$ . Das Trockengewicht wurde durch Trocknen des Substrats bei 105 Grad bestimmt. Dazu wurden jeweils 100 Gramm getrocknet. Bei den Berechnungen wurde eine Reindichte des Substrates von  $1.4 \text{ (g}_{\text{tr}}/\text{cm}^3)$  gewählt.



**Abbildung 4.** Porosität, Luftporenvolumen und Wasserkapazität aus einem vorangegangenen Versuch. Links ist die Porosität dargestellt, in der Mitte das Luftporenvolumen und rechts die Wasserkapazität (Wais, 2021).

Die Porosität ist eine physikalische Grösse und stellt das Verhältnis von Hohlraumvolumen zu Gesamtvolumen eines Stoffes oder Stoffgemisches dar. Die Porosität berechnet sich durch die gemessene Schüttdichte und Reindichte. Bei der Wasserrückhaltekapazität handelt es sich um die maximale Menge an Wasser, welche das Substrat entgegen der Schwerkraft zu halten vermag. Die Wasserkapazität wurde gemäss einer ZHAW-internen Methodenbeschreibung mittels Plastikzylinder gemessen. Dabei wurde zuerst die Schüttdichte gewogen und anschliessend das Substrat 24 Stunden lang in Wasser gequellt, damit sich alle Poren mit Wasser füllen konnten. Nach abfliessen des Wassers, konnte so die Wasserrückhaltefähigkeit berechnet werden (Mathis & Hutter, 2021). Die Porosität (Abbildung 4, linke Grafik) zeigt, dass zwischen allen Varianten signifikante Unterschiede bestehen (Anova P-Wert =  $1.19 \times 10^{-5}$ , F-Wert = 128.6). Das Luftporenvolumen (Abbildung 4, mittlere Grafik) unterschied sich nicht

signifikant voneinander. (Kruskal-Wallis P-Wert = 0.1133). Brill wies tendenziell ein geringeres Luftporenvolumen auf als die beiden Ersatzsubstrate. Bei der Wasserkapazität wurden keine signifikanten Unterschiede festgestellt. Das Substrat der Firma Brill wies die höchste Wasserkapazität, die Variante der Firma Klamann-Deilmann hatte im Vergleich die tiefsten Werte (Abbildung 4, rechte Grafik).

### 3.2 Topfversuch zur suppressiven Wirkung von torfreduziertem Substrat auf Salat unter Beigabe von Hilfsstoffen

Der Topfversuch untersuchte die suppressive Wirkung von drei Pflanzenstärkungsmitteln auf die Schwarzfäule (*Rhizoctonia solani*) bei Salatkeimlingen. Der Versuch dauerte insgesamt sieben Wochen und wurde am 09. Dezember 2021 abgeschlossen. In den folgenden Kapiteln wird zunächst der Vortest für die Virulenzprüfung und anschließend die Durchführung des Topfversuchs vorgestellt.

#### 3.2.1 Vorversuch; Testung der Virulenz

Für den Versuch wurde der *Rhizoctonia solani*-Stamm Rs1733 der Forschungsanstalt für biologischen Landbau (FiBL) und ein Stamm der Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW) Rs106 auf ihre Virulenz getestet (Abbildung 5).



**Abbildung 5.** Links dargestellt ist der Stamm der ZHAW "Rs106" und rechts der Stamm vom FiBL "Rs1733" aufgenommen mit dem Keyence VHX 7000, Objektbezeichnung E20, x20. Bild: Ursula Löffel, ZHAW 2022

Dazu wurde im Vorfeld ein Vorversuch an drei verschiedenen Salatsorten durchgeführt. Hierzu wurden die Salatsorten *Lollo bionda* psd24 (Händler: Sativa), Kopfsalat «Attraktion» (Händler: Samen Mauser) und Winterkopfsalat «Wunder» (Händler: UFA

Samen) gesät und im phänologischen Stadium 09 (3 Laubblätter entfaltet) in das Substrat pikiert. Das Inokulat der Schadpilze wurde auf der Basis von Hirse hergestellt (Abbildung 6). Dazu wurden 5 Rondellen des Pilzes mit dem Korkstecher ausgestochen und auf einer Platte mit 20g Hirse und 10g sterilem Wasser mit dem Myzel nach oben gerichtet platziert. Die Hirse wurde im Vorfeld zweimal im Abstand von 24 Stunden autoklaviert. Das Hirseinokulat wurde am 05. Oktober 2021 angesetzt und der Pilzwuchs bei Raumtemperatur (23 Grad).



**Abbildung 6.** Inokulum von Rs106 und Rs1733 auf Basis von Hirse



**Abbildung 7.** Zerteilung des Inokulats mit dem Zwiebelhacker

Für den Vorversuch wurde die Hirse mit einem Zwiebelhacker zerkleinert (Abbildung 7). Die Konzentrationen wurden nach Empfehlung des FiBLs gewählt und betragen 0.5g, 1g und 2g pro Liter Substrat. Für den Versuch wurden Töpfe der Grösse 9 (Volumen 320mg) gewählt. Pro Variante (Tabelle 5) wurden 10 Töpfe mit der Substrat-*Rhizoctonia solani*-Mischung befüllt. Die Töpfe wurden daraufhin in ein Gewächshaus gestellt. Im Gewächshaus wurden Logger angebracht, um Temperatur und Luftfeuchtigkeit zu messen.

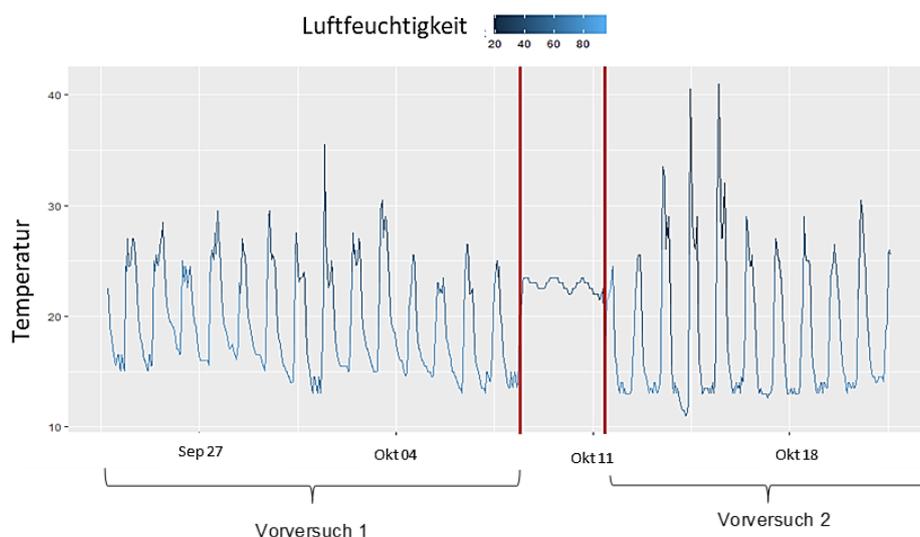
**Tabelle 5.** Gewählte Konzentrationen für den Vorversuch. Pro Variante wurden 10 Töpfe befüllt und vorgekeimter Salat einpikiert.

Variante	Konzentration	Stamm
1	0.5 g/L	ZHAW
2	1 g/L	ZHAW
3	2 g/L	ZHAW
4	0.5 g/L	FiBL
5	1 g/L	FiBL
6	2 g/L	FiBL
7	0 g/L	Kontrolle

Temperatur- sowie Luftfeuchtigkeitsverlauf sind in der Abbildung 8 dargestellt. Um das Wachstum des Pilzes voranzutreiben, wurden die Töpfe bewässert und mit Plexiglasscheiben abgedeckt. Nach drei Tagen wurde der vorgekeimte Salat (1 Woche alt) in

Töpfe pikiert. Pro Topf wurden zwei Keimlinge eingesetzt. Pro Variante wurden fünf Töpfe mit *Lollo bionda* ps24 befüllt, drei mit Winterkopfsalat «Wunder» und 2 mit Kopfsalat «Attraktion». Im zweiten Vorversuch wurde der Stamm aus der ZHAW nicht mehr getestet, da bei der Verwendung im ersten Versuch keine Virulenz festgestellt werden konnte. Die Virulenz des FiBL-Stammes wurde mit neuen Konzentrationen erneut getestet, da eine starke Virulenz beobachtet werden konnte (Kapitel 4.1.1). Beim zweiten Vorversuch wurde der *Rhizoctonia solani*-Stamm in den Konzentrationen 0.25g/l, 0.1g/l und 0.01g/l gewählt. Nach Absprache mit dem FiBL wurde eine neue Methode der Einmischung des Pilzes im Substrat gewählt. Hierzu wurden die Töpfe zunächst mit 2 cm Substrat gefüllt, dann wurde die Pilzmenge auf das Substrat gestreut und anschließend der Topf mit Substrat gefüllt.

Es wurden die restliche Salatsetzlinge aus dem Vorversuch 1 für den zweiten Vorversuch genommen. Da die Salatsetzlinge schon eine bestimmte Grösse erreicht hatten, wurde auf die Verwendung der Plexiglasscheiben verzichtet. Für den zweiten Vorversuch wurde nur die Salatsorte «Lollo bionda» verwendet. Der Salat wurde direkt bei Einbringung des Pilzes eingepikiert. Pro Konzentration wurden drei Töpfe gefüllt. Die Töpfe wurden zuerst 4 Tage bei Zimmertemperatur (durchschnittliche Temperatur: 22 Grad, Luftfeuchtigkeit 56%) gelagert (Abbildung 8, zwischen 08. – 11. Oktober 2021), um das Wachstum des Pilzes voranzutreiben. Dabei war es wichtig die Töpfe feucht zu halten. Nach diesen zwei Tagen wurden die Töpfe ins Gewächshaus gestellt. Dabei war die Heizung auf 16 Grad eingestellt und die Lüftung bei 20 Grad.



**Abbildung 8.** Temperatur- und Luftfeuchtigkeit im Gewächshaus während des Vorversuchs. Rot eingezeichnet ist der Zeitraum, bei dem die Pflanzen Zimmertemperaturen ausgesetzt waren, um das Wachstum des Pilzes zu fördern.

### 3.2.2 Topfversuch Salat

In Woche 42 wurden die Töpfe mit den verschiedenen Substratmischungen vorbereitet. Die 54 unterschiedlichen Varianten sind in Tabelle 6 dargestellt. Die Varianten ohne Beimpfung mit dem Schadpilz *Rhizoctonia solani* sind grau hinterlegt. Als Substrat wurden die drei verschiedenen Substrate aus dem Kapitel 3.1 eingesetzt. Als Pflanzenstärkungsmittel wurde T-Gro (Andermatt BioControl), Biosol® (Andermatt BioControl) und Insektenfrass aus dem Projekt Food from wood der ZHAW verwendet (Ambühl & Grunder, 2021). Biosol und Insektenfrass wurden direkt in das Substrat eingemischt. T-Gro wurde mittels Bewässerung (2g pro 4 Liter Wasser) in das Substrat appliziert. Biosol® besteht aus Substrat in Kombination mit abgetöteter Pilzbiomasse aus der Penicillinherstellung und enthält 6-8% Stickstoff, 0.5-1.5% Phosphor und 0.5-1.5% Kalium (Ökolandbau, 2021). Im Versuch wurde Biosol® mit einer Konzentration von 2g/L in das Substrat eingemischt. Insektenfrass wurde mit einem Anteil von 10Vol-% mit 90Vol-% Substrat vermischt (Abbildung 9). Diese Mischung wurde aufgrund der Arbeit von Panov 2021 gewählt (Panov, 2021). Im Versuch gab es zwei Positivkontrollen, zum einen das nach BioSuisse-Richtlinien zugelassene Pflanzenschutzmittel RhizoVital zum anderen das konventionelle Fungizid Signum®. RhizoVital beinhaltet das Bakterium *Bacillus amyloliquefaciens*, welches nachweislich gute suppressive Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* besitzt. Rhizovital ist auf der Betriebsmittelliste des Forschungsinstituts für biologischen Landbau (FiBL) aufgeführt und darf im biologischen Land- und Gartenbau verwendet werden (FiBL, 2020). Das Fungizid Signum® der Firma BASF beinhaltet die beiden Wirkstoffe Boscalid, ein Dehydrogenasehemmer und Pyraclostrobin, welche die mitochondriale Atmung der Mikroorganismen stört. Das Fungizid wurde anders als bei den anderen Varianten erst beim Einpikieren des Salates appliziert. Als Topfgrösse wurde wie in den beiden Vorversuchen Töpfe mit einem Durchmesser von 9cm und einer Füllmenge von 320g gewählt.

Der Pilz wurde auf die gleiche Weise wie im Vorversuch 2 in das Substrat eingestreut (Abbildung 10). Zunächst wurden die Töpfe mit 2 cm Substratmischung gefüllt, anschließend wurde eine Konzentration von 0,01 g/l abgewogen und in die Töpfe gegeben, woraufhin sie mit Substrat bedeckt und so aufgefüllt wurden, dass der Topf vollständig gefüllt war.

Tabelle 6. Varianten im Hauptversuch

Verfahren	S	B	K	Ohne <i>Rhizoctonia solani</i> - Inokulation	Mit <i>Rhizoctonia solani</i> – Inokulation	T-Gro	Biosol	Frass
1	x			x				
2		x		x				
3			x	x				
4	x				x			
5		x			x			
6			x		x			
7	x			x		x		
8		x		X		x		
9			x	X		x		
10	x			X			x	
11		x		X			x	
12			x	X			x	
13	x			X				x
14		x		X				x
15			x	X				x
16	x				x	x		
17		x			X	x		
18			x		X	x		
19	x				X		x	
20		x			X		x	
21			x		X		x	
22	x				X			x
23		x			X			x
24			x		X			x
25	x				x	x	x	
26		x			X	x	x	
27			x		X	x	x	
28	x				X		x	x
29		x			X		x	x
30			x		X		x	x
31	x				X	x		x
32		x			X	x		x
33			x		X	x		x
34	X				X	x	x	X
35		X			X	X	x	x
36			x		x	X	x	x
37	X			X		x	x	X
38		X		X		x	x	X
39			x	x		x	x	X
40	x			X		x	x	
41		x		X		x	x	
42			x	X		x	x	
43	x			X			x	x
44		x		X			x	x
45			x	X			x	x
46	x			X		x		x
47		x		X		x		x
48			x	X		x		x
49	X				X	Fungizid «Signum»		
50		X			X	Fungizid «Signum»		
51			x		x	Fungizid «Signum»		
52	X				x	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>		
53		X			X	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>		
54			x		X	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>		



**Abbildung 9.** Mischung des Substrats mit 10Vol-% Insektenfrass und 90Vol-% Substrat.



**Abbildung 10.** Abwägen des Pilzes und Einbringung in die Töpfe.



**Abbildung 11.** Einpikiertes Salatkeimling im 09 phänologischen Entwicklungsstadium.

Pro Variante wurden 8 Wiederholungen gemacht. Nach 7 Tagen wurde der vorgekeimte Salat vorsichtig in die Töpfe einpikiert. Dazu wurde der ganze Wurzelballen der Keimlinge mit Resterde in das Substrat einpikiert. So sollte eine Verletzung der empfindlichen Jungwurzeln ausgeschlossen werden, denn an verletzten Stellen kann der Pilz schneller eindringen. Die Töpfe wurden anschließend randomisiert aufgestellt. Das Versuchsdesign ist im Anhang 6.1 aufgeführt.



**Abbildung 11.** Beim Hauptversuch eingesetztes Pilz-Inokulum



**Abbildung 12.** Pilz wurde mit Reinstwasser gemischt und in einem Zerkleinerer gemixt.



**Abbildung 13.** Bild des zerkleinerten Pilzes



**Abbildung 14.** 2.5ml pro Loch wurden jeweils vom Pilz-Wasser Gemisch in die Töpfe pipettiert.

Nach 14 Tagen konnten keine Symptome festgestellt werden. Aus diesem Grund wurde bei allen zuvor infizierten Varianten eine zusätzliche Injektion mit dem Pilz *Rhizoctonia solani* durchgeführt (Abbildung 12). Dabei wurde in einem Zerkleinerer 50g des Pilzes mit einem Liter Reinstwasser gemischt und gemixt (Abbildung 13). Es wurde gemischt, bis sich eine Masse bildete, die mit der Pipette aufgenommen werden konnte (Abbildung 14). Dabei wichtig war es den Pilz nicht zu sehr zu zerkleinern, damit er noch intakt bleibt. Mit einem Pikierstab wurden in die Töpfe zwei Löcher in der Nähe der Salatkeimlinge gestochen. Danach wurde mit der Transferpette® der Marke BRAND in jedes Loch 2.5 ml des Pilz-Wasser-Gemisch einpipettiert (Abbildung 15). In

die Kontrollvarianten wurde jeweils in jedes Loch 2.5ml Leitungswasser pipettiert. Um das Wachstum des Pilzes anzuregen, wurde die Temperatur im Gewächshaus erhöht. Von 20 Grad Lüftung und 16 Grad Temperatur auf 22 Grad Lüftung und 18 Grad Temperatur (Abbildung 16).

### 3.2.3 Eindämmung Trauermückenbefall

Zwei Wochen nach Versuchsbeginn trat ein Trauermückenbefall auf. Trauermücken können die Wurzeln der Setzlinge angreifen und das Wachstum hemmen. Um dem Befall entgegenzuwirken, wurden *Pinguicula*-Hybriden (Fettkraut) zwischen die Töpfe gesetzt. Die fliegenpapierartigen Blätter von *Pinguicula* besitzen spezielle kurzstielige Drüsen, die einen klebrigen Schleim absondern, der Kleinstlebewesen (Trauermücken) einfängt (Patel & Krishnamurthy, 2014).

#### 3.2.3.1 Klimaführung

Während des Versuchs wurden mit Loggern Luftfeuchtigkeit und Temperatur aufgenommen (Abbildung 16). Die durchschnittlichen Temperaturen lagen dabei bei 15 Grad mit einer Luftfeuchtigkeit von 72%. Als die Wirkung des Pilzes nicht eintrat, wurde am 12. November 2021 die Temperatur im Gewächshaus erhöht (rot eingezeichnet). Dabei wurde die Heizung von 16 Grad auf 18 Grad erhöht und die Lüftung von 20 Grad auf 22 Grad. Die durchschnittliche Temperatur stieg dadurch auf 16 Grad und die Luftfeuchtigkeit sank auf 63%.

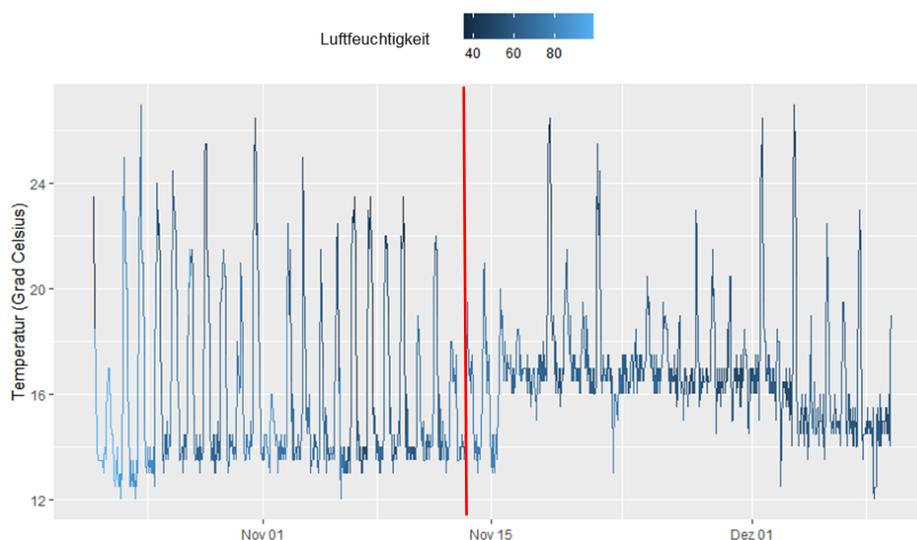


Abbildung 15. Klimaführung während des Versuchs im Gewächshaus

### 3.2.4 Analysen am Substrat

Die Analysen am Substrat wurden, wie in Kapitel 3.4.2 beschrieben durchgeführt.

### 3.2.5 Analysen an der Kultur

Aufnahme des Sprossgewichtes sowie die Erhebung des Index für den Chlorophyllgehalt wurden analog Kapitel 3.4.3 durchgeführt.

### 3.2.6 Bonitur der oberirdischen und unterirdischen Pflanzenteile

Bei der Bonitur wurde eine Bewertungsskala von 1-5 definiert (Tabelle 7) Dabei wurden alle Pflanzen der jeweiligen Varianten bonitiert. Das Wurzelwachstum wurde angeschaut, indem der Wurzelballen aus dem Topf gelöst wurde. Da keine Abweichungen erkannt wurden, wurde auf eine Bonitierung aller Wurzelballen verzichtet.

**Tabelle 7.** Bewertungsraster für die Bonitur der oberirdischen Pflanzenteile

		
1 = Totalschaden	2 = starker Befall	3 mittlere Schäden
		
4 = geringe Schäden	5 = ohne Schäden	

### 3.3 Keimtest mit Salat

Die suppressive Wirkung der drei Pflanzenstärkungsmitteln wurde bei einem Schnelltest in Petrischalen getestet. Petrischalen mit einem Durchmesser von 12cm wurden dafür eingesetzt und mit den Varianten, welche in der Tabelle 8 dargestellt sind, gefüllt. *Rhizoctonia solani*-Kulturen auf Hirse wurden mit einem Zwiebelhacker zerkleinert und mit einer Konzentration von 1g/L in das Substrat eingemischt. Pro Variante wurden drei Petrischalen gefüllt, wobei die beiden Kontrollvarianten jeweils dreimal wiederholt wurden (insgesamt neun Petrischalen).

**Tabelle 8.** Varianten für den Kresse Versuch

Variante	Brill	Gramoflor	Klasmann
Kontrolle ohne Inokulation	X		
Kontrolle mit Inokulation	X		
Kontrolle mit Inokulation und <i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	X	X	X
10% Insektenfrass	X	X	X
Biosol	X	X	X
T-Gro	X	X	X
10% Insektenfrass + Biosol	X	X	X
10% Insektenfrass + T-Gro	X	X	X
Biosol + T-Gro	X	X	X
10% Insektenfrass + Biosol + T-Gro	X	X	X

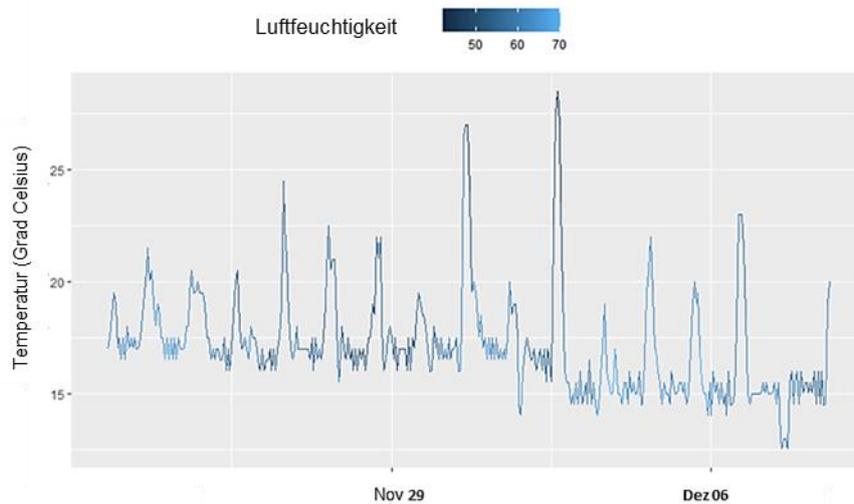
Mit einer Schablone (Abbildung 17) wurden pro Schale 20 Samen eingesät. Das pillierte Saatgut wurden in einem nächsten Schritt mit einer Schicht von 0.5cm Vermikulit überdeckt und ins Gewächshaus gebracht.



**Abbildung 16.** Links: Petrischalen mit jeweils 20 Samen, links oben ist die Schablone ersichtlich. Recht: Versuchsaufbau im Gewächshaus.

Die Klimadaten (Temperatur/Luftfeuchtigkeit) sind in der Abbildung 17 dargestellt. Durchschnittlich betrug die Temperatur 17 Grad und die Luftfeuchtigkeit 57%. Da der Versuch im November stattfand und zu dieser Jahreszeit nur noch durchschnittlich 10

Stunden Tageslicht zur Verfügung standen, wurde zusätzliches Licht installiert. Zwischen 08.00 Uhr morgens und 20.00 Uhr abends wurde eine Lichtquelle mit 100 Kilowatt eingeschaltet.



**Abbildung 17.** Klimaführung beim Schnelltest mit Salatkeimlingen

### 3.3.1.1 CFE Methode

Die mikrobielle Biomasse lässt sich als der aktive Teil der organischen Bodensubstanz verstehen. Die Messung der mikrobiellen Biomasse wurde mit der CFE-Methode (**Chloroform-Fumigation-Extraktion**) durchgeführt (Abbildung 19). Die Mikroorganismen werden durch eine 24-stündige Begasung mit Chloroform abgetötet. Dieser Prozess führt zur Abtötung der Zellen, so dass der Zellinhalt extrahiert werden kann. Die mikrobielle Biomasse ist der Differenzbetrag zwischen einer begasten und einer unbegasten Probe. Die organische Substanz des Bodens wird durch das Verfahren kaum verändert. Die Methode wurde nach der Anleitung "Bestimmung der mikrobiellen Biomasse" von Anton Kuhn (Kuhn, 2014) durchgeführt.



**Abbildung 18.** Durchführung der CFE Methode an der ZHAW in Wädenswil. Links ersichtlich ist der Exsikkator mit den eingesetzten Proben. In der Mitte werden die Substratproben gemischt mit Kaliumsulfat nach 2 Stunden auf dem Schüttler abfiltriert. Rechts ersichtlich sind die Proben nach dem Auftauen. Sie wurden dann einem Verhältnis von 3:10 mit Reinstwasser vermischt.

### 3.4 Aufnahme Keim- und Wurzelrate

Nach sieben Tagen wurde zum ersten Mal die Keimrate aufgenommen. Dazu wurde gezählt, wie viele der insgesamt 20 Samen gekeimt sind und ob sich oberirdische Pflanzenteile ausgebildet haben. Dieser Vorgang wurde 11 Tage nach Versuchsbeginn nochmals wiederholt. Bei der Wurzelrate wurde jeweils gezählt wie viele der 20 Samen Wurzeln ausgebildet haben. Dazu wurde die Petrischale gedreht und gezählt wie viele Wurzeln zu sehen sind. Die Wurzelbonitur wurde einmalig nach 11 Tagen durchgeführt.

### 3.5 Aufbesserung eines torfreduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli

In der KW39 wurden die Trays mit den verschiedenen Erdmischungen gefüllt. Dafür kam das Substrat von Klasmann-Deilmann und Gramoflor zum Einsatz. Der Versuchsaufbau ist in der Tabelle 9 aufgelistet. Das Insektenfrass wurde aus dem Projekt «Food from Wood» bezogen und vorgängig gesiebt (Abbildung 20). Danach wurde 10Vol-% Insektenfrass (FfW) mit 90Vol-% Substrat gemischt (Abbildung 21).

**Tabelle 9.** Versuchsaufbau von Versuch 2 mit Brokkoli

Verfahren	Substrat
1	Gramoflor + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic (0.2g/L)
2	Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)
3	Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)
4	Gramoflor + 10% FfW
5	Gramoflor + Kopfdüngung mit AminoBasic (0.2g/L)
6	Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)
7	Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (3g/l)
8	Gramoflor (Kontrolle)
9	Klasmann + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic (0.2g/L)
10	Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)
11	Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)
12	Klasmann + 10% FfW
13	Klasmann + Kopfdüngung mit AminoBasic (0.2g/L)
14	Klasmann + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)
15	Klasmann + Düngung mit Hornmehl (3g/l)
16	Klasmann (Kontrolle)

Bei den Varianten mit Hornmehl, wurde das Hornmehl (1.5g/L sowie 3g/L) direkt in die Substratmischung eingemischt. Das Substrat wurde gleichmässig in 300er Trays

eingefüllt. Brokkoli der Sorte Batavia F1 (Züchter: Bejo Samen, Händler: Bigler Samen) wurde eingesät und mit Vermikulit abgedeckt. Danach wurden die Trays bewässert, in Folie gewickelt und in einem dunklen kühlen Raum für 2 Tage gelagert. Bei der Düngung mit dem stickstoffhaltigen Flüssigdünger AminoBasic der Firma Andermatt Biocontrol wurde die Düngung gemäss Anleitung in Anhang 6 einmal wöchentlich durchgeführt.



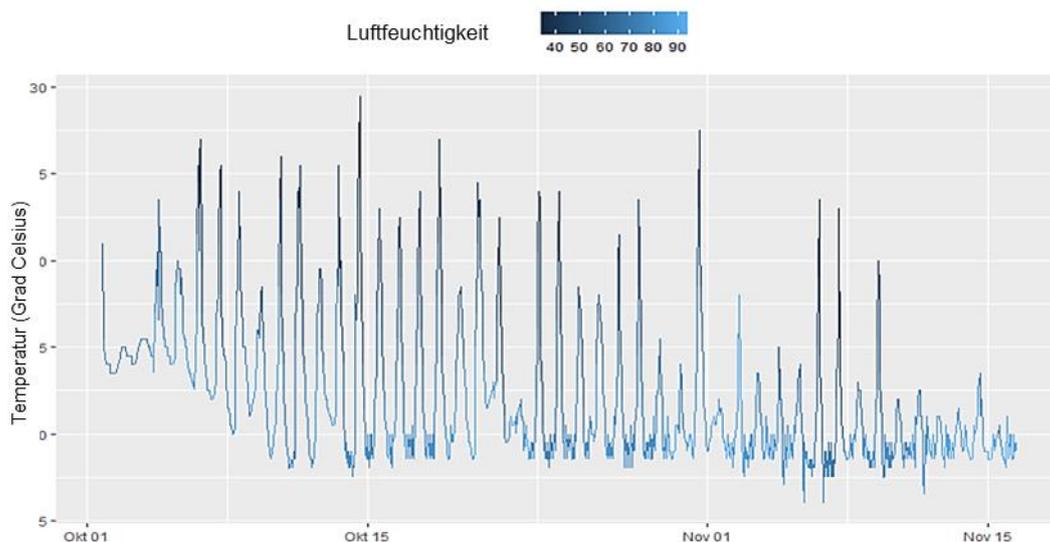
**Abbildung 19** Sieben des Insektenfrasses, damit eine homogenere Mischung erzeugt werden konnte.



**Abbildung 20.** Mischung 10Vol-% Insektenfrass und 90Vol-% Substrat.

### 3.5.1 Versuchsort und Klimaführung

Der Versuch fand im nicht geheizten Gewächshaus statt. Zur Bewässerung wurde eine Überkopfbewässerung nach Bedarf durchgeführt. In der Abbildung 21 ist der Temperatur- und Feuchtigkeitsverlauf während der Versuchszeit dargestellt. Durchschnittlich lagen die Temperaturen bei 12 Grad bei einer Luftfeuchtigkeit von 75%.



**Abbildung 21.** Die Grafik zeigt den Temperatur- und Feuchtigkeitsverlauf in der Zeit des Versuches. Die Temperaturen bewegten sich zwischen 6 und 29.5 Grad. Die Luftfeuchtigkeit nahm mit höheren Temperaturen ab (dunkelblau).

### **3.5.2 Analysen der Substrate**

Es wurden bei Versuchsstart, nach vier Wochen (KW42) und am Ende des Versuches (KW46) nach sieben Wochen, Messungen am Substrat vorgenommen. Diese wurden anhand der Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope durchgeführt (Agroscope, 2020). Hierzu gehörte die Analyse von Leitfähigkeit, pH-Wert und Nitratstickstoffgehalt der verschiedenen Substratmischungen. Während des Versuches wurde für die Messungen am Substrat randomisiert Erde aus den Tray-Platten entnommen.

#### **3.5.2.1 EC-Wert (Leitfähigkeit)**

Die elektrische Leitfähigkeit ist ein Indikator für die Konzentration der gelösten Salze (Kationen und Anionen) in der Nährlösung und ein Hinweis auf die im Substrat verfügbaren Pflanzennährstoffe (Carlen & Ançay, 2017). Der geeignete EC-Wert bei Brokkoli liegt zwischen 2.8-3.5 dS/m. Sämlinge sind dabei salzempfindlicher als ältere Pflanzen. Die Bestimmung der elektrischen Leitfähigkeit erfolgte in einem klaren Filtrat mit einer Leitfähigkeitssonde der Firma HACH, Modell CDC401. Die Messgenauigkeit liegt bei diesem Gerät bei  $\pm 0,5\%$  des Messwertes (HACH, 2021).

#### **3.5.2.2 pH-Wert**

Der pH-Wert hat einen Einfluss auf die Verfügbarkeit von den meisten Pflanzennährstoffen, insbesondere von Phosphor, Magnesium und diversen Spurenelementen (Neuweiler & Keller, 2011). Für den Brokkoli Anbau empfiehlt sich ein pH-Wert 7.0-7.5 (Freund, 2007). Die Bestimmung des pH-Wertes erfolgte direkt in der aufgerührten Suspension mit der pH-Elektrode der Firma HACH, Modell Intelli-cal™ PHC201. Vor der Messung wurde das Gerät kalibriert

#### **3.5.2.3 Nitratstickstoffanteil**

Die Messung des Nitratstickstoffanteils im Substrat zeigt, ob genügend pflanzenverfügbare Stickstoff für das Wachstum und die Bildung von Chlorophyll vorhanden ist. Der Nitratstickstoffanteil wurde im klaren Filtrat analysiert und erfolgte mittels Reflektometer und Reflectoquant® Nitrat-Teststäbchen.

### 3.5.3 Analyse an der Kultur

Der Einfluss der verwendeten Substrate auf die Qualität der Pflanzen wurde während der Versuchsdauer mit unterschiedlichen Parametern gemessen. Nach dem Aufkeimen der Kulturen wurde die Keimrate bestimmt. Bei der Zwischenbonitur und der Endbonitur wurde der Chlorophyllgehalt in den Blättern und Sprossgewicht der Pflanzen gemessen. Die Bonitur der Pflanzen erfolgte nach den phänologischen Entwicklungsstadien (BBCH-Code) der beiden verwendeten Kulturen (Tabelle 10) (Hack et al., 1992). Bei der Endbonitur wurde zum Sprossgewicht auch das Wurzelgewicht erhoben.

**Tabelle 10.** phänologische Stadien Brokkoli und der dazugehörenden Kulturführung (Hack et al., 1992)

Code	00	09	13	15
Stadium	Trockener Samen	Auflaufen: Keimblätter durchbrechen Bodenoberfläche	3 Laubblätter entfaltet	4 Laubblätter entfaltet
Kulturführung	Aussaat 01.10.2021	Aufnahme Keimung 11.10.2021	Zwischenbonitur 28.10.2021	Endbonitur 15.11. 2021

### 3.5.4 Keimrate

Die Keimrate wurde pro Tray-Platte erfasst und dokumentiert. Pro Platte konnten maximal 300 Brokkolisamen keimen.

### 3.5.5 Chlorophyllgehalt

Der Chlorophyllgehalt ist ein Indikator für die Gesundheit der Pflanze. Die Messungen des Chlorophyllanteils in den Blättern der Brokkolisämlinge wurden mit dem N-TESTER® Messgerät von Yara durchgeführt. Das Gerät misst einen SPAD-Wert welcher nicht den Chlorophyllgehalt direkt angibt, jedoch aber mit dem Chlorophyllgehalt korreliert. Die Genauigkeit des Gerätes liegt bei  $\pm 1.0$  SPAD Wert (für SPAD Werte zwischen 0.0 und 50.0). Die Wiederholgenauigkeit liegt innerhalb  $\pm 0.3$  SPAD Einheiten. (KONICA MINOLTA, 2021)

### **3.5.6 Spross- und Wurzelmasse**

Spross- und Wurzelmasse zeigen an, ob die Pflanze mehr Assimilate in das Wachstum der oberirdischen Pflanzenteile (Spross) oder der Wurzeln investiert hat. Zur Erfassung der Sprossmasse wurde die Sprossmasse 10x pro Platte gewogen. Zur Bestimmung der Trockenmasse wurden die Pflanzen anschließend im Ofen bei 80 °C getrocknet. Bei der letzten Probenahme wurde auch das Wurzelgewicht ermittelt. Zur Bestimmung des Wurzelgewichts wurde der Wurzelballen mit Wasser ausgewaschen. Dies geschah so lange, bis die Wurzeln vollständig vom Boden befreit waren. Danach konnte der Wurzelballen vom Spross getrennt und genau gewogen werden.

### **3.6 Auswertung der Daten**

Die erhobenen Rohdaten wurden in Excel-Tabellen übertragen und als CSV exportiert. Bei der Auswertung wurde eine Signifikanzschwelle von  $\alpha = 0.05$  gewählt. Alle statistischen Tests wurden mit R Studio in der Version 4.1.2 durchgeführt. Die anschließenden paarweisen Mittelwertvergleiche wurden mit dem Tukey-Test (HSD; Fehlerwahrscheinlichkeit 5%) durchgeführt. Grafiken wurden mit ggplot aus dem Package «tidyverse» erstellt. Die Normalverteilung wurde aufgrund Empfehlung von Dengler et al 2020 nur durch die visuelle Betrachtung der Boxplots oder der Q-Q-Plots beurteilt (Dengler et al., 2020). Bei Nicht-Normalverteilung wurde der Kruskal-Wallis-Test durchgeführt.

## 4 Ergebnisse

### 4.1 Analyse am Ausgangssubstrat

Vor Beginn der Versuche wurden EC-Wert, pH-Wert und Nitratwert im Ausgangssubstrat gemessen. In der Tabelle 11 sind die Ergebnisse der Messung am Substrat aufgeführt.

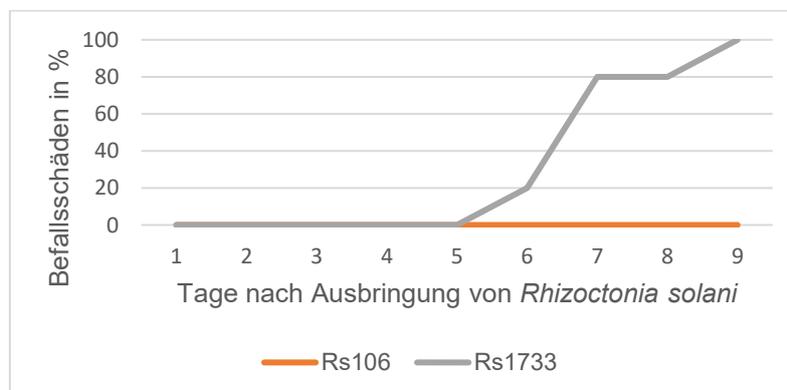
**Tabelle 11.** Ergebnisse der Messungen am Ausgangssubstrat von Gramoflor, Klasmann und Brill.

Variante	pH-Wert (CaCl <sub>2</sub> ) bei Versuchsbeginn	EC-Wert bei Versuchsbeginn (mS/cm)	Nitratwert (mg/l)
Gramoflor	6.83	0.88	134
Klasmann	6.61	1.51	525
Brill	5.53	2.04	588

### 4.2 Topfversuch zur suppressiven Wirkung von torfreduziertem Substrat auf Salat unter Beigabe von Hilfsstoffen

#### 4.2.1 Vorversuch

Beim ersten Vorversuch zeichnete sich sieben Tage nach der Zugabe des *Rhizoctonia solani*-Pilzes ein klares Bild ab. In der Abbildung 22 ist die Befallswirkung von *Rhizoctonia solani* in einem Zeit-/Wirkungsdiagramm dargestellt. Nach fünf Tagen hat die Wirkung beim Stamm Rs1733 (Institut FiBL) eingesetzt. Beim Stamm Rs106 (Institut ZHAW) hingegen blieb die Wirkung bis nach neun Tagen aus.



**Abbildung 22.** Befallsschäden an den Salatpflanzen. Auf der Y-Achse ist der Schaden an der Pflanze in Prozent dargestellt. Auf der X-Achse die Zeit in Tagen.

Bei der Kontrollvariante sowie bei den Salatkeimlingen der ZHAW konnte bei keiner Konzentration ein Schadbild erkannt werden (Abbildung 24-26, 30). Bei der höchsten Konzentration von 2g/L konnte weder eine Verdünnung der Blätter, noch eine braun bis schwarze Verfärbung festgestellt werden (Sauer et al., 2020). Wobei die Salatkeimlinge in den Substratmischungen mit dem *Rhizoctonia solani*-Stamm des FiBLs bei allen Konzentrationen einen ersichtlichen Schaden hatten. Die Konzentration von 2g/L führte zu vollständiger Welke der Keimlinge (Abbildung 28). Bei 1g/L waren die zwei äusseren Blätter verwelkt, wobei die jüngsten Blätter noch nicht betroffen waren (Abbildung 27). Bei 0.5g/L wurde bei einigen Pflanzen eine vollständige Welke festgestellt und bei anderen waren die jüngsten Blätter noch nicht betroffen (Abbildung 26).

### Stamm ZHAW



**Abbildung 23.** Stamm ZHAW mit einer Konzentration von 0.5g/l.



**Abbildung 24** Stamm ZHAW mit einer Konzentration von 1g/l.



**Abbildung 25.** Stamm ZHAW mit einer Konzentration von 2g/l

### Stamm FiBL (INRA)



**Abbildung 26.** Stamm FiBL mit einer Konzentration von 0.5 g/l.



**Abbildung 27.** Stamm FiBL mit einer Konzentration von 1g/l.



**Abbildung 28.** Stamm FiBL mit einer Konzentration von 2g/l.

### Kontrollvariante



**Abbildung 29.** Kontrollvariante ohne *Rhizoctonia solani*-Inokulation.

Nach weiteren 7 Tagen waren mit den Konzentrationen 2g/L, 1g/L und 0.5g/L bei allen Pflanzen, welche mit dem Pilz des FiBLs infiziert waren, ein vollständige Welke zu sehen. Aus diesem Grund wurden bei einem zweiten Vorversuch noch niedrigere Konzentrationen ausprobiert. Nach zwei Wochen konnten Symptome bei den Salatsetzlingen erkannt werden. Eine Konzentration von 0.25g/l bewirkte eine vollständige Welke der Salatblätter (Abbildung 30). Bei 0.1g/l zeigte sich eine vollständige Welke von fast allen Blättern und bei einer Konzentration von 0.01g/l waren die äussersten Blätter befallen (Abbildungen 32 und 33). Die Kontrollpflanzen ohne Einbringung von *Rhizoctonia solani* zeigten keinerlei Symptome an der Pflanze (Abbildung 33).



**Abbildung 30.** FiBL Stamm mit einer Konzentration von 0.25g/L Substrat.



**Abbildung 31.** FiBL Stamm mit einer Konzentration von 0.1g/L Substrat



**Abbildung 32.** FiBL Stamm mit einer Konzentration von 0.01g/L Substrat

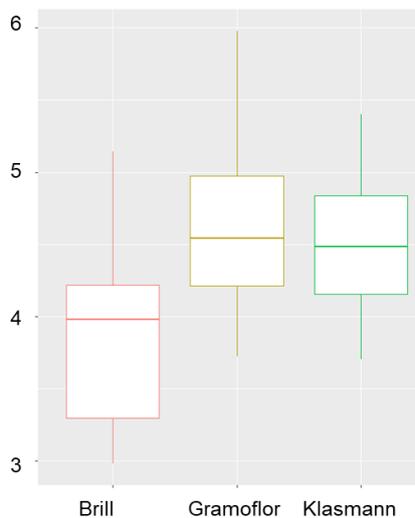


**Abbildung 33.** Kontrolle ohne Inokulation von *Rhizoctonia solani*

### 4.3 Topfversuch Salat

#### 4.3.1 Spross- und Wurzelgewicht

Die eingesetzten Pflanzenstärkungsmittel hatten keine signifikante Wirkung auf das Sprossgewicht der Salate. Jedoch ergab die mehrfaktorielle Anova einen signifikanten Unterschied zwischen den verschiedenen Substraten (P-Wert = 0.0151, F-Wert = 3.156). Wobei das höchste Gewicht die Salatpflanzen im Gramoflorsubstrat aufwiesen. Im Durchschnitt wogen die Salate im Brillsubstrat 3.8g, im Gramoflorsubstrat 4.6g und im Substrat von Klasmann 4.5g (Abbildung 35).



**Abbildung 34.** Boxplots der Sprossgewichte bei Salat.

### 4.3.2 Chlorophyllgehalt

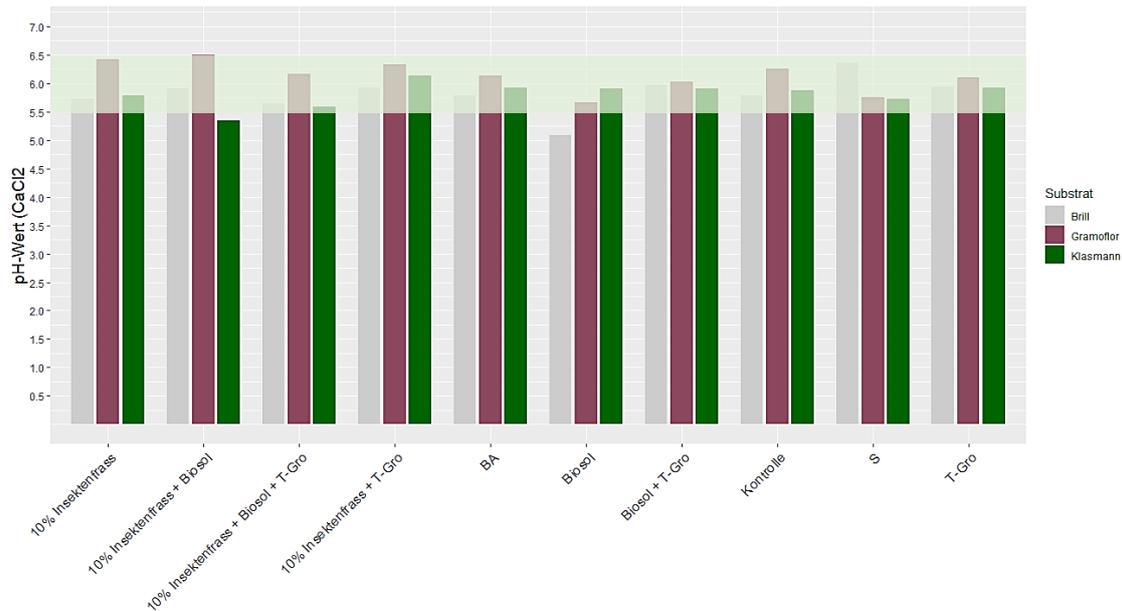
Die SPAD-Werte unterschieden sich nicht signifikant voneinander. Tendenziell hatten die Pflanzen im Klasmann-Substrat (SPAD-Wert 15.4) höhere Werte. Gramoflor hatte im Durchschnitt einen SPAD-Wert von 12.8 und die Pflanzen im Brillsubstrat einen SPAD-Wert von 19.96. Bei den eingesetzten Pflanzenstärkungsmitteln konnten keine Tendenzen gesehen werden.

### 4.3.3 Bonitur

Bei der Bonitur konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. 90% der Pflanzen hatten keine sichtbaren Schäden der oberirdischen Pflanzenanteile. 6% hatten geringe Schäden, 2% mittlere Schäden, 1% einen starken Befall und 0.5% einen Totalschaden (n=432). Das Wurzelbild konnte keine ersichtlichen Schäden zeigen und es wurde deshalb auf eine Bonitur verzichtet.

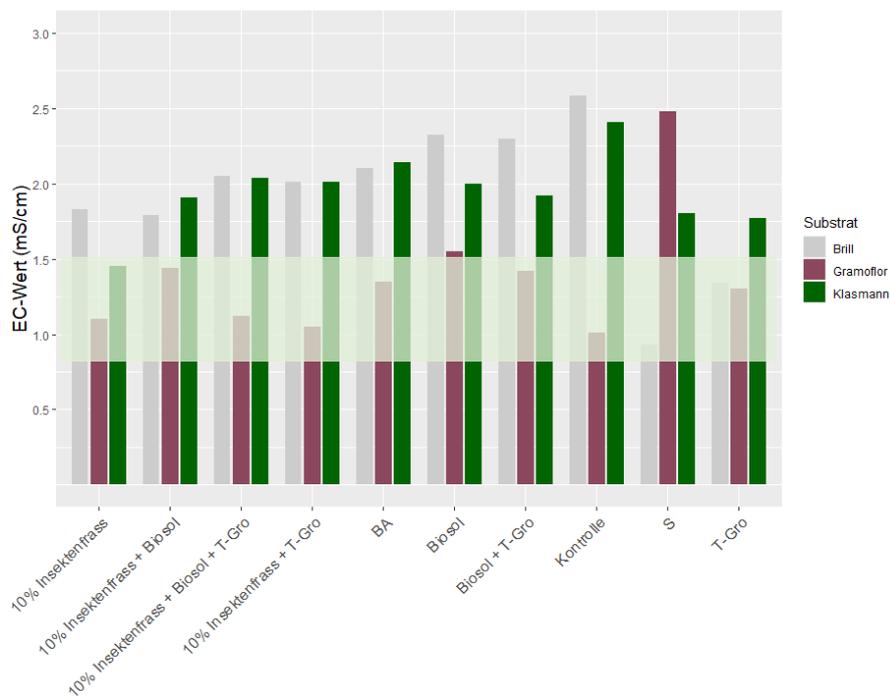
### 4.3.4 Substratmessungen

Am Substrat wurde von jeder Variante der pH-Wert, EC-Wert und der Nitratwert gemessen. Der pH-Wert (Abbildung 35) unterschied sich nicht signifikant voneinander. Fast alle Werte lagen in einem für Salat geeigneten Wertebereich (zwischen 5.5 und 6.5). Ausser beim Substrat Klasmann mit 10% Insektenfrass (5.3) + Biosol und Brill mit Biosol (5).



**Abbildung 35.** bei der Endbonitur gemessene pH-Werte (CaCl<sub>2</sub>). BA = *Bacillus amyloliquefaciens*, S = Signum®

Beim EC-Wert (Abbildung 36) zeigte sich ein ähnliches Bild. Die Zugabe der verschiedenen Pflanzenschutzmittel ergab keine signifikanten Unterschiede. Die einzelnen torfreduzierten Substrate hingegen unterschieden sich signifikant voneinander (P-Wert = 0.01, F-Wert = 5.33). Die Salatpflanzen im Substrat von Klasmann-Deilmann hatten ein durchschnittlichen EC-Wert von 1.945 mS/cm, bei Gramoflor lag der EC-Wert durchschnittlich bei 1.382 mS/cm und beim Substrat von Brill bei 1.925 mS/cm. Bei Salat liegt der optimale EC-Wert im Bereich zwischen 0.8 – 1.5 mS/cm.



**Abbildung 36.** bei der Endbonitur gemessene EC-Werte (mS/cm), BA = *Bacillus amyloliquefaciens*, S = Signum®

Die Nitratwerte (Abbildung 37) veränderten sich durch die Zugabe von Pflanzenstärkungsmitteln nicht signifikant. Das Substrat hingegen unterschied sich bei der Endbonitur, gleich wie der pH- und EC-Wert, signifikant voneinander (P-Wert = 0.03, F-Wert = 3.91). Im Durchschnitt betrug der Nitratwert bei der Endbonitur bei Brill 495 mg/l, bei Klasmann 449 mg/l und bei Gramoflor lagen die Werte im Mittel bei 293 mg/l.

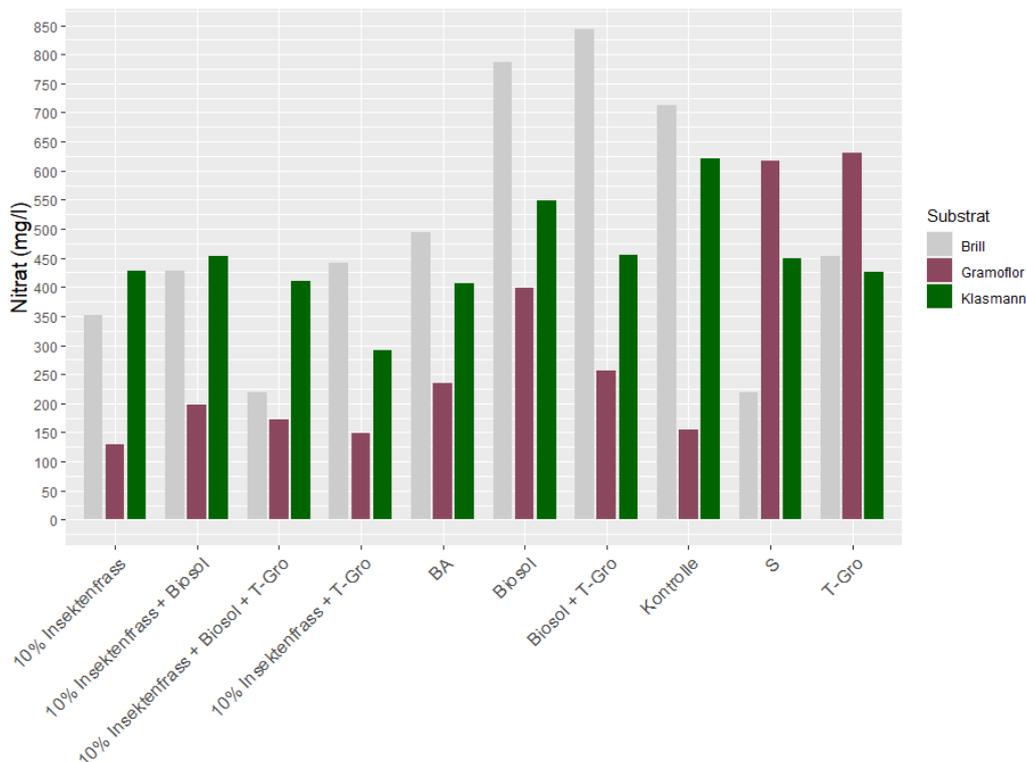
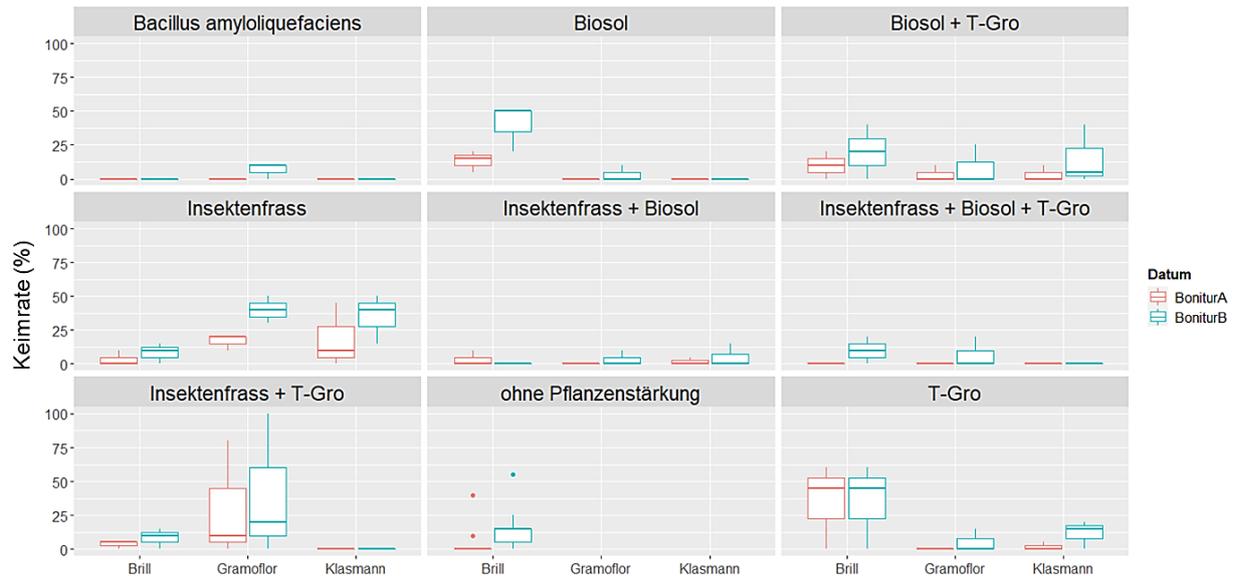


Abbildung 37. Bei der Endbonitur gemessene Nitratwerte (mg/l), BA = *Bacillus amyloliquefaciens*, S = Signum®

#### 4.3.5 Schnelltest Keimrate

Beim Schnelltest wurde die Keimrate unter Beigabe von *Rhizoctonia solani* und unterschiedlichen Pflanzenstärkungsmitteln in Petrischalen getestet. Dabei wurden zweimal die Keimrate und einmal die Wurzelanzahl aufgenommen. Bei der ersten Bonitur konnten keine signifikanten Unterschiede, jedoch eine signifikante Interaktion zwischen dem Substrat und der Beigabe von Pflanzenstärkungsmitteln festgestellt werden (P-Wert = 0.01, F-Wert = 2.23). Die mehrfaktorielle Anova ergab hochsignifikante Unterschiede (P-Wert = 0.001, F-Wert = 3.46) bei der unterschiedlichen Beigabe der Pflanzenstärkungsmitteln. Höchstsignifikante Unterschiede (P-Wert = 9.88e-06, F-Wert = 3.99) zeigten sich in der Interaktion zwischen den unterschiedlichen Substraten und den beigefügten Pflanzenstärkungsmitteln. In der Abbildung 38 sind die Keimraten in

Prozent der ersten und zweiten Bonitur dargestellt. Unterschiede zeigen sich in der Abbildung 39 vor allem beim verwendeten Ersatzsubstrat. Bei Zugabe von Insektenfrass hatten die beiden Ersatzsubstrate höhere Keimraten als mit dem Kontrollsubstrat von Brill. Bei Biosol und T-gro keimten die Samen besser im Kontrollsubstrat Brill, verglichen mit den beiden Ersatzsubstraten.



**Abbildung 38.** Keimrate in Prozent der ersten Bonitur (rot) und der zweiten Bonitur (blau).

Da festgestellt wurde, dass einzelne Petrischalen keine oberirdischen Pflanzenteile ausgebildet haben, jedoch Wurzeln zu sehen waren, wurde die Wurzelanzahl am Ende des Schnelltests bonitiert. In der Abbildung 40 ist die Wurzel- und Keimrate bei der Endbonitur dargestellt. Die Wurzelrate unterschied sich untereinander nicht signifikant voneinander.



**Abbildung 39.** aufgenommene Wurzelanzahl und Keimrate bei der Endaufnahme dargestellt in %

### 4.3.6 CFE Auswertung

Die Auswertung der CFE-Messdaten ergab höchstsignifikante Unterschiede zwischen den Substratvarianten (P-Wert = 6.75e-05, F-Wert = 70.69) und hochsignifikante Unterschiede zwischen den Pflanzenstärkungsvarianten (P-Wert = 0.00, F-Wert = 8.15). Weiter ergab die mehrfaktorielle Anova eine signifikante Interaktion zwischen dem Substrat und den Pflanzenstärkungsmitteln (P-Wert = 0.03, F-Wert = 4.86). Die höchsten Werte ergaben sich bei Gramoflor mit Zugabe von Insektenfrass 3453 mg Cmic kg<sup>-1</sup> Boden TS und Gramoflor mit Zugabe von Insektenfrass, Tgro sowie Biosol 3028 mg Cmic kg<sup>-1</sup> Boden TS. Klasmann hatte eine Standardabweichung von mg 779 Cmic kg<sup>-1</sup> Boden TS, Brill von 846.2 mg Cmic kg<sup>-1</sup> Boden TS und Gramoflor 824.6 mg Cmic kg<sup>-1</sup> Boden TS. In der Abbildung 41 sind die Messwerte der CFE-Messung bei allen Varianten dargestellt.

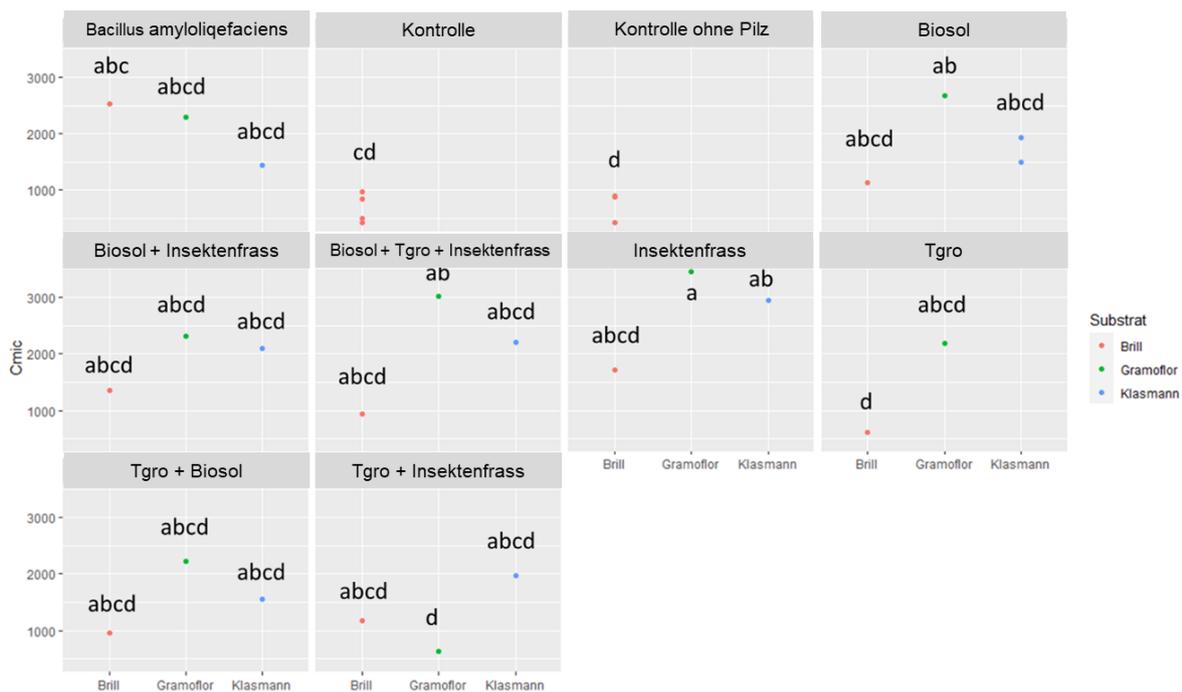


Abbildung 40. Messwerte der CFE Messung gruppiert nach den verwendeten Pflanzenstärkungsmitteln

### 4.3.7 Korrelation Keimrate und mikrobielle Biomasse

Da an der suppressiven Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* Mikroorganismen maßgeblich beteiligt sind, wurde die Korrelation zwischen der mikrobiellen Biomasse ( $C_{mic}$ ) und der bonitierten Keimrate berechnet (Abbildung 42). Es konnte eine mittlere negative Korrelation ermittelt werden ( $cor -0.33$ ). Dies bedeutet, dass bei einer niedrigen Keimrate tendenziell eine höhere mikrobielle Biomasse ( $C_{mic}$ ) auftrat.

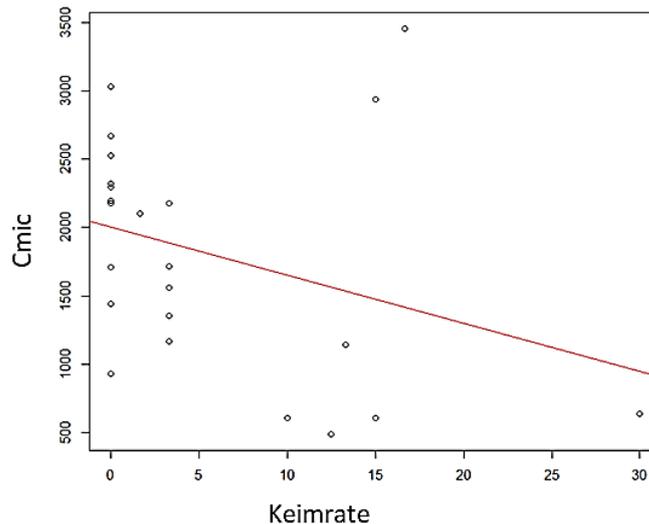


Abbildung 41. Korrelation zwischen mikrobiellen Biomasse (Y-Achse) und Keimrate (X-Achse)

## 4.4 Aufbesserung eines torfreduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli

### 4.4.1 Keimrate

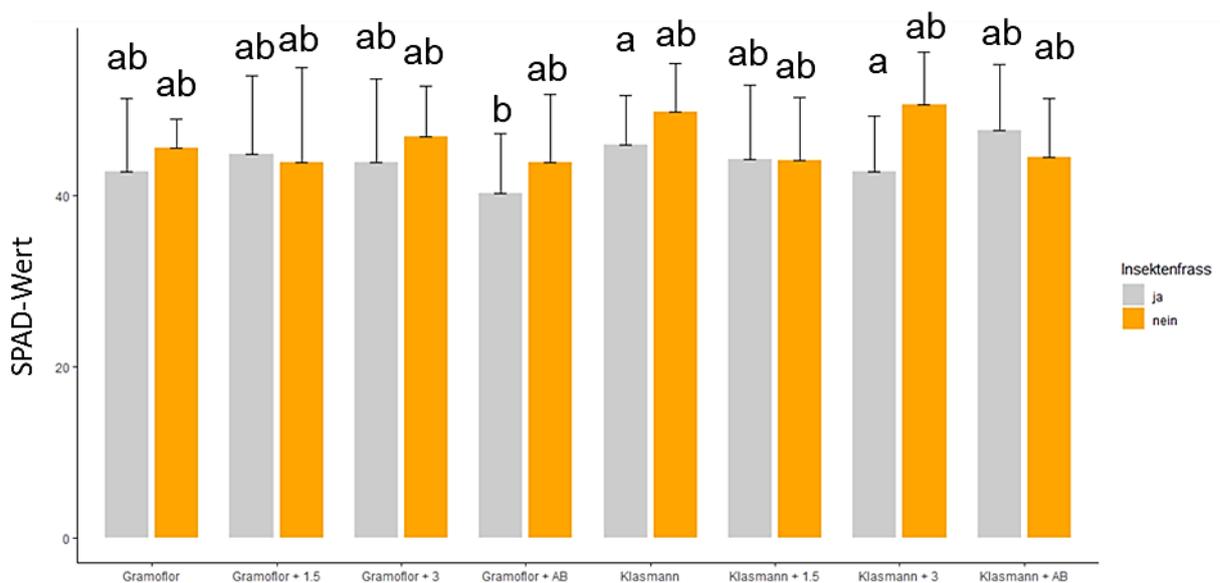
Am 11. Oktober 2021 wurde die Keimrate bei Brokkoli bonitiert. Pro Trayplatte wurden 300 Samen gesät. Die effektive Keimrate bewegte sich bei Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (3g/l) mit der niedrigsten Keimrate von 248 und Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l) mit einer Keimrate von 290. Die mehrfaktorielle Anova konnte keine signifikanten Unterschiede feststellen.

### 4.4.2 Zwischenbonitur

#### 4.4.2.1 SPAD-Werte

Von jeweils 20 Pflanzen pro Variante wurden Chlorophyllgehalte erhoben. Die Trayplatten mit dem Substrat Klasmann (Wert = 46.1) hatten im Mittel einen etwas höheren SPAD-Wert als die Substratmischung von Gramoflor (Wert = 43.9). Bei der

Substratmischung Klasmann, hatten die Pflanzen mit Insektenfrass einen leicht niedrigeren SPAD-Wert (Mittelwert = 45.13) als die Varianten ohne Zugabe von Insektenfrass (Mittelwert = 47.22). Auch bei den Varianten mit Gramoflor und mit Zugabe von Insektenfrass wurde im Mittel ein etwas niedrigerer SPAD-Wert (42.9) als bei den Varianten ohne Insektenfrass (43.4) festgestellt. Die höchsten Werte bei der Gramoflor Mischung konnte bei einer Düngung mit 3g/l Hornmehl (Mittelwert = 46.85), aber auch bei Klasmann konnten die höchsten Werte bei einer Düngung mit 3g/l Hornmehl gemessen werden (Mittelwert = 50.57). Die mehrfaktorielle Anova ergab eine signifikante Interaktion zwischen dem verwendeten Substrat und dem SPAD-Wert (P-Wert = 0.0106, F-Wert = 6.609) und zwischen dem SPAD-Wert und der Verwendung des Insektenfrasses (P-Wert = 0.0106, F-Wert = 5.870). Die Düngung ergab keine signifikanten Unterschiede in den SPAD-Werten (P-Wert = 0.2019, F-Wert = 1.636). In der Abbildung 43 sind die einzelnen Varianten, und wie sie sich voneinander unterscheiden, dargestellt.

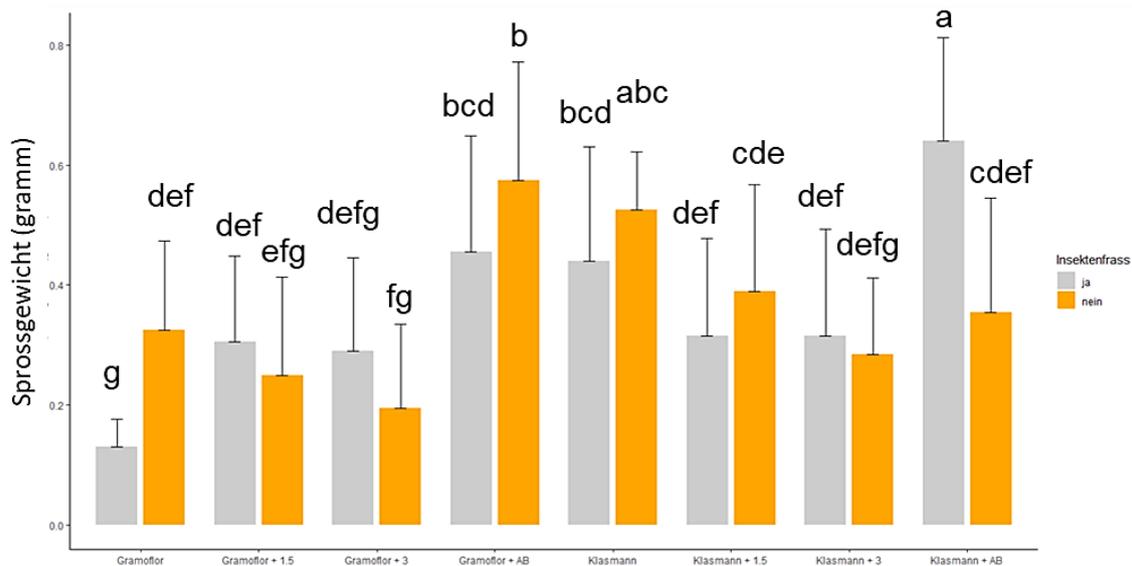


**Abbildung 42.** Boxplots der gemessenen Chlorophyllgehalte. In grau sind Varianten mit Zugabe von Insektenfrass abgebildet, orange ohne Insektenfrass. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic

#### 4.4.2.2 Sprossgewicht

Bei der Zwischenbonitur wurde das Sprossgewicht bei 20 Pflanzen pro Variante gemessen. In Abbildung 44 sind die Ergebnisse dargestellt. Die mehrfaktorielle Anova ergab hochsignifikante Unterschiede zwischen den Varianten (P-Wert = 1.89e-05, F-Wert= 18.877). Hochsignifikante Interaktionen konnten zwischen Düngung und

Variante (P-Wert = 1.45e-05, F-Wert = 19.419), sowie Insektenfrass und Variante (P-Wert = 0.00, F-Wert = 14.157) festgestellt werden. Durchschnittlich die höchsten Werte erreichte die Variante Klamann + Insektenfrass mit einer Düngung mit AminoBasic ( $\bar{X}$  = 0.64 Gramm), die tiefsten Werte wurden bei Gramoflor mit Insektenfrass ( $\bar{X}$  = 0.13 g) gemessen. Die Varianten mit Insektenfrass hatten im Mittel ein Gewicht von  $\bar{X}$  = 0.361g, Varianten ohne Insektenfrass ein durchschnittliches Gewicht von  $\bar{X}$  = 0.3625.



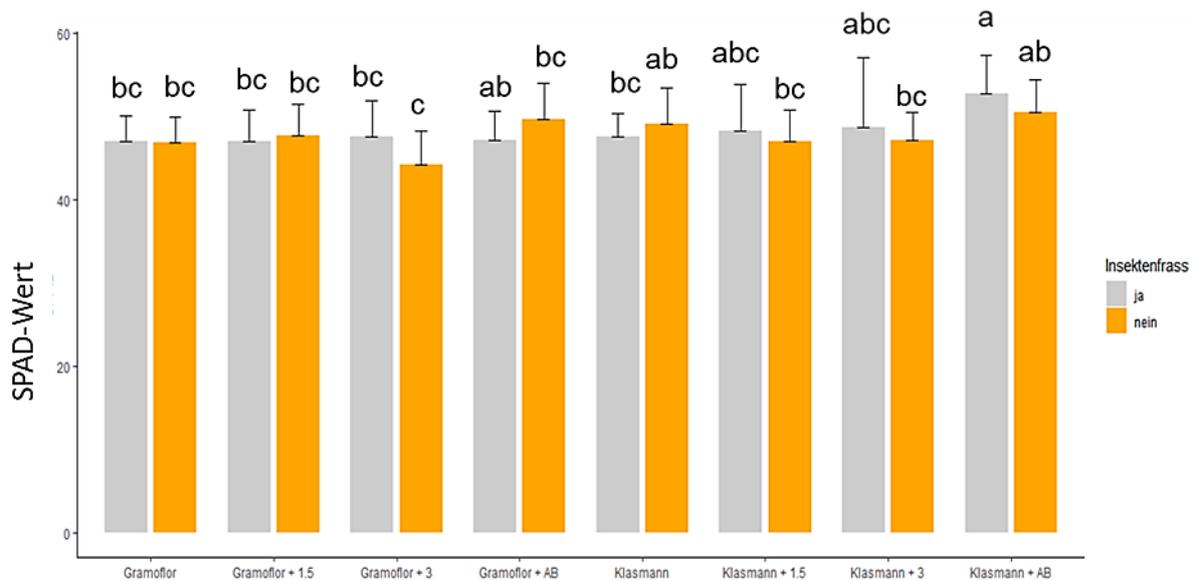
**Abbildung 43.** Sprossgewicht des Brokkolis bei der Zwischenbonitur. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic

#### 4.4.3 Endbonitur

##### 4.4.3.1 SPAD-Werte

Bei der Endbonitur konnten signifikante Unterschiede in den SPAD-Werten gemessen werden (Abbildung 45). Im Durchschnitt konnten die höchsten Werte bei Klamann mit einer Düngung Amino Basic und Zugabe von Insektenfrass gesehen werden ( $\bar{X}$  = 52.8), die niedrigsten Werte bei  $\bar{X}$  = 44.2 mit der Variante Gramoflor mit einer Hornmehl Düngung von 3g/l ohne Insektenfrass. Generell hatten die Variante mit Insektenfrass leicht höhere Werte mit  $\bar{X}$  = 48.3, als die Varianten ohne Zugabe von Insektenfrass  $\bar{X}$  47.8. Die Düngung erzielte leichte höhere Werte ( $\bar{X}$  = 48.2) als keine Düngung der Pflanzen ( $\bar{X}$  = 48). Bei beiden Substraten erreichte die Düngung mit Amino Basic die höchsten Werte (Gramoflor  $\bar{X}$  = 48.4, Klamann  $\bar{X}$  = 51.63). Bei Klamann konnte eine Düngung mit 3g/l Hornmehl im Mittel ( $\bar{X}$  = 47) ähnliche Werte erreichen, wie mit einer

Düngung mit nur 1.5g/l Hornmehl ( $\bar{X} = 47.2$ ). Bei Gramoflor hingegen konnten mit einer Düngung von 1.5g/l Hornmehl im Durchschnitt Werte von  $\bar{X} = 47.7$  erreicht werden. Mit einer Düngung von 3g/l Hornmehl  $\bar{X} = 44$ . Die mehrfaktorielle Anova ergab einen hochsignifikanten Unterschied zwischen den Substraten Gramoflor und Klasmann (P-Wert = 0.00, F-Wert = 11.86). Gramoflor hatten im Mittel einen Wert von  $\bar{X} = 47.2$ , Klasmann im Mittel  $\bar{X} = 48.9$ .

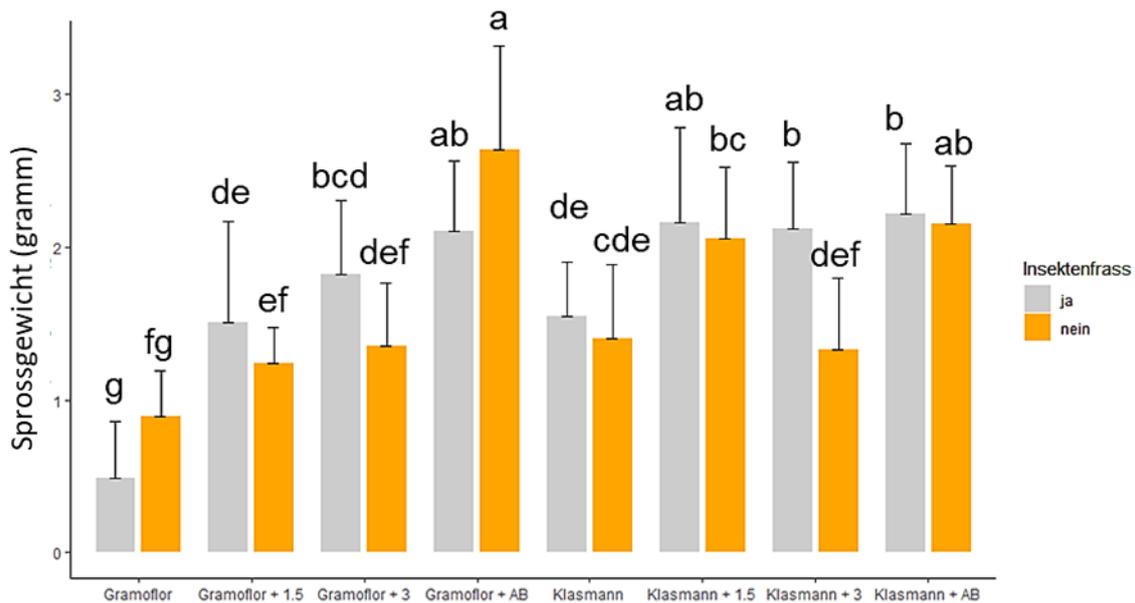


**Abbildung 44.** Chlorophyllgehalte am Ende des Versuches nach 8 Wochen. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic

#### 4.4.3.2 Sprossgewicht

Auch das Sprossgewicht unterschied sich am Ende des Versuches signifikant voneinander (Abbildung 46). Im Mittel erreichten die Brokkolisetzlinge im Gramoflorsubstrat  $\bar{X} = 1.5g$ , im Klasmannsubstrat  $\bar{X} = 1.9g$ . Die Düngung erhöhte das Sprossgewicht um durchschnittlich 0.8g. Die Setzlinge mit Zugabe von Insektenfrass hatten im Durchschnitt ein Sprossgewicht von 1.7g, ohne Zugabe  $\bar{X} = 1.6g$ . Die höchsten Sprossgewichte wurden, bei beiden Substraten, mit einer AminoBasic Düngung verzeichnet (Gramoflor  $\bar{X} = 2.4g$ , Klasmann  $\bar{X} = 2.2g$ ). Bei Klasmann wurden bei einer Düngung mit nur 1.5g/l Hornmehl im Mittel höhere Werte ( $\bar{X} = 2.1g$ ) verzeichnet als mit 3g/l Hornmehl ( $\bar{X} = 1.7g$ ). Bei Gramoflor hingegen, erreichten die Pflanzen mit einer Düngung von 3g/l Hornmehl leicht höhere Werte ( $\bar{X} = 1.6g$ ) im Vergleich mit 1.5g/l Hornmehl ( $\bar{X} = 1.4g$ ). Die mehrfaktorielle Anova ergab hochsignifikante Unterschiede zwischen dem Gewicht und der Düngung (P-Wert= 2e-16, F-Wert= 119.61) und zwischen

dem Gewicht und dem Substrat (P-Wert = 2.2e-08, F-Wert = 32.98). Signifikante Interaktionen bestehen zwischen Düngung und Insektenfrass (P-Wert = 0.02, F-Wert = 4.85), sowie zwischen Insektenfrass und Substrat (P-Wert = 0.01, F-Wert = 6.40). Hochsignifikante Interaktionen wurden zwischen Düngung und Substrat berechnet (P-Wert = 0.00, F-Wert = 14.17).

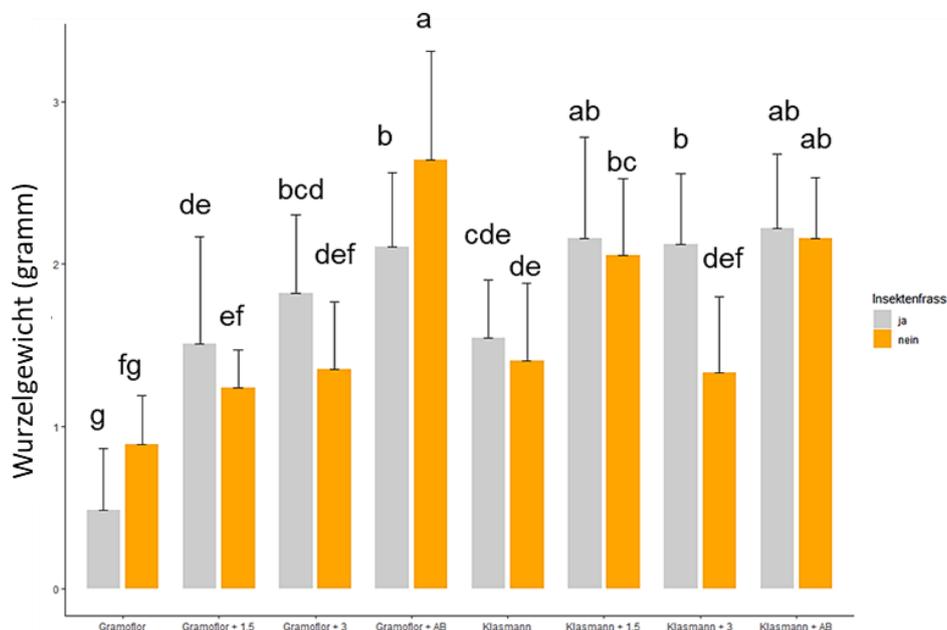


**Abbildung 45.** Sprossgewicht am Ende der Kulturzeit. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic

#### 4.4.3.3 Wurzelgewicht

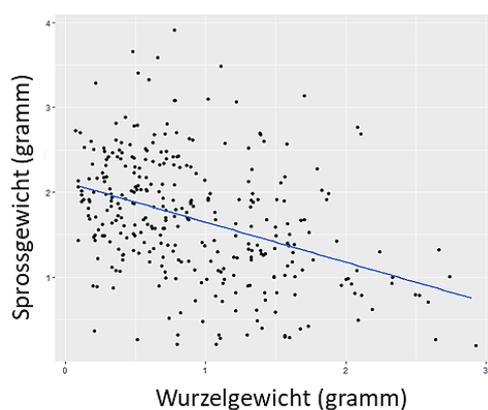
Bei der Endbonitur wurde das Wurzelgewicht aufgenommen. Das Wurzelgewicht unterschied sich signifikant voneinander (Abbildung 46). Die Wurzeln waren im Durchschnitt schwerer im Gramoflorsubstrat ( $\bar{X} = 1.2\text{g}$ ), als im Substrat von Klasmann-Deilmann ( $\bar{X} = 0.7\text{g}$ ). Bei den Wurzeln, welche im Substrat mit Insektenfrass Zugabe gewachsen sind, waren die Wurzeln im Durchschnitt leichter ( $\bar{X} = 0.8\text{g}$ ) als ohne Zugabe ( $\bar{X} = 1\text{g}$ ). Auch die Wurzeln, welche gedüngt wurden, waren im Durchschnitt leichter ( $\bar{X} = 0.8\text{g}$ ), als Wurzeln, welche nicht gedüngt wurden ( $1.3\text{g}$ ). Im Durchschnitt hatten Gramoflor ohne Düngung und ohne Insektenfrass, die höchsten Wurzelgewichtswerte ( $\bar{X} = 1.8\text{g}$ ) und Klasmann mit einer Zugabe von Insektenfrass und 1.5g/l Hornmehl die niedrigsten Werte ( $\bar{X} = 0.4\text{g}$ ). Die mehrfaktorielle Anova ergab hochsignifikante Unterschiede zwischen dem Wurzelgewicht und der Düngung (P-Wert = 2e-16, F-Wert = 119.612) und zwischen dem Substrat und dem Wurzelgewicht (P-Wert = 2.2e, F-Wert = 32.98). Signifikante Interaktionen bestehen zwischen Wurzelgewicht, Düngung und

Substrat (P-Wert = 0.00, F-Wert = 14.17); zwischen Wurzelgewicht, Düngung und Insektenfrass (P-Wert = 0.02, F-Wert = 4.85) und zwischen Wurzelgewicht, Substrat und Insektenfrass (P-Wert = 0.01, F-Wert = 6.40).



**Abbildung 46.** gemessenes Wurzelgewicht bei der Endbonitur. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic

Die Korrelationen in der Abbildung 47 wurden berechnet, um zu sehen, ob es eine positive oder negative Korrelation zwischen dem Wachstum des Sprosses und der Wurzeln gibt. Dabei wurde die Methode «Pearson» gewählt. Eine positive Korrelation deutet darauf hin, dass die Pflanze gleichmäßig in das Wachstum der ober- und unterirdischen Pflanzenteile investiert hat. Die Abbildung 47 deutet auf eine leicht negative Korrelation hin. Der cor.test ergab einen Korrelationskoeffizienten von -0,388 und einen signifikanten P-Wert von 5.471e-13. Dies sagt aus, dass die Pflanzen tendenziell mehr in die oberirdischen Pflanzenteile als in die unterirdischen investiert haben.



**Abbildung 47.** Korrelation zwischen Spross- und Wurzelgewicht

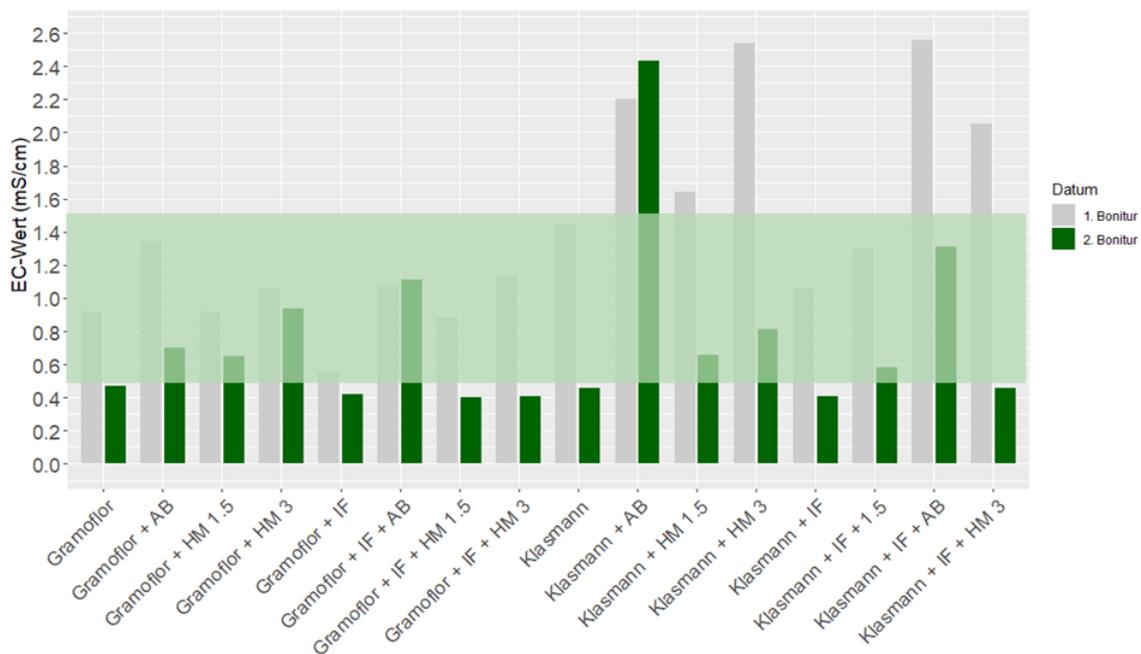
In der Abbildung 48 sind die oberirdischen sowie unterirdischen Pflanzenteile dargestellt. Dadurch wird ersichtlich, dass die Variante «Gramoflor» im Vergleich weniger gut ausgebildete oberirdische Pflanzenteile hat, sie jedoch mehr in das Wurzelwachstum investiert hat. Ersichtlich ist das vor allem bei den Varianten G + IF (Gramoflor + Insektenfrass), Gramoflor, G + 1.5 (Gramoflor + 1.5g/l Hornmehl).



**Abbildung 48.** Bilder der oberirdischen sowie unterirdischen Pflanzenteile bei der Endbonitur. G = Gramoflor, K = Klasmann, IF = Insektenfrass, AB = AminoBasic, 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl

#### 4.4.3.4 Substratmessungen

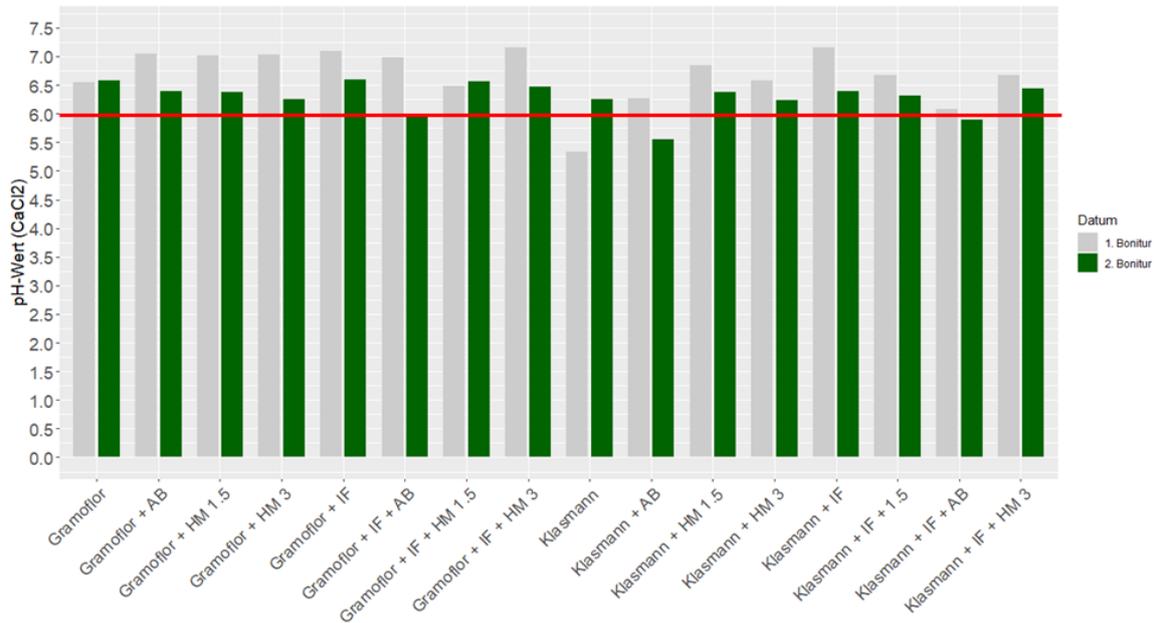
Die Messungen des Substrats wurden bei der Zwischenbonitur 4 Wochen nach Aussaat, und bei der Endbonitur nach 8 Wochen durchgeführt. In der Abbildung 49 sind die gemessenen EC-Werte ersichtlich. Bei Gramoflor liegen alle gemessenen Werte im für Brokkoli geeigneten Bereich (hellgrün hinterlegt). Bei den Varianten mit Klasmann ist der EC-Wert bei der ersten Aufnahme bei der Düngung mit Aminobasic (2.2 mS/cm), bei einer Hornmehldüngung von 3g/l (2.5 mS/cm) sowie bei den Varianten mit Insektenfrass und AminoBasic (2.2 mS/cm) und mit Hornmehldüngung von 3g/l (2.5 mS/cm) für Brokkoli in einem zu hohen Bereich. Bei der Variante Klasmann mit Amino Basic ohne Zugabe von Insektenfrass steigt der EC-Wert im Verlauf des Versuches nach 8 Wochen nochmals an. Bei der Variante Gramoflor mit AminoBasic und Insektenfrass steigt der EC-Wert nach 8 Wochen leicht an, ist aber noch im optimalen Bereich.



**Abbildung 49.** gemessene EC-Werte (mS/cm) bei der ersten Bonitur nach 4 Wochen und der zweiten Bonitur nach 8 Wochen. HM 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, HM 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic, IF = Insektenfrass. Hellgrün unterlegt ist der für Brokkoli geeignete EC-Wert.

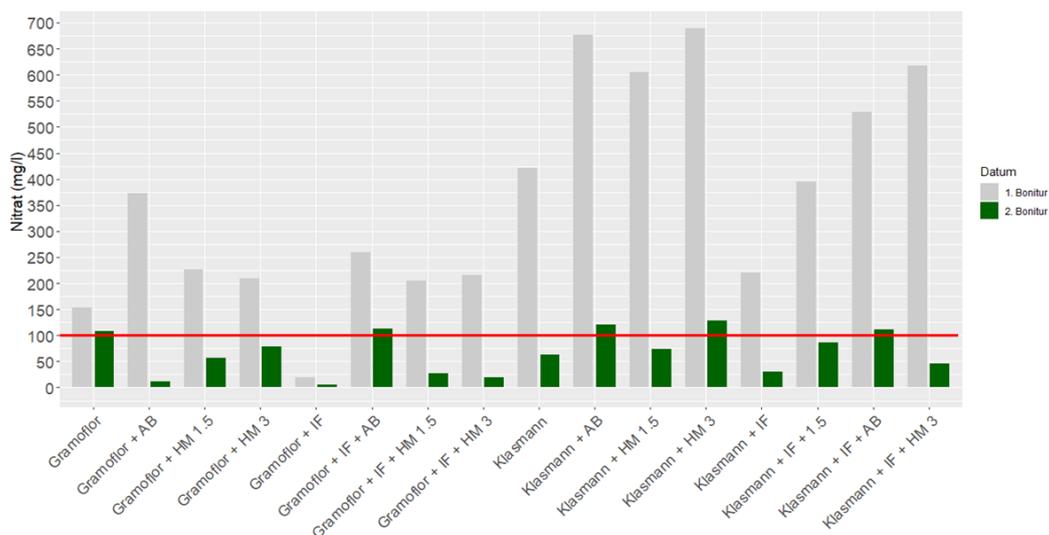
Der pH-Wert wurde das erste Mal nach 4 Wochen und nach 8 Wochen aufgenommen. Die gemessenen Werte sind in der Abbildung 50 ersichtlich. Brokkoli gedeiht am besten in einem eher basischen Boden (pH-Wert 6-7). Dieser liegt bei allen Varianten in einem für Brokkoli geeigneten Bereich. Bei der Variante nur Klasmann liegt er bei der ersten Bonitur bei 5.34, pendelte sich bei der zweiten Bonitur bei 6.25 ein. Bei der

Variante Klasmann mit einer Düngung von AminoBasic lag er zu Beginn in einem geeigneten Bereich 6.08 und sank bei der zweiten Bonitur auf 5.55 ab.



**Abbildung 50.** gemessene pH-Werte bei der ersten und zweiten Bonitur. HM 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, HM 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic, IF = Insektenfrass

Der Nitratwert lag bei der Zwischenbonitur bei allen Varianten in einem geeigneten Bereich (über 100 mg/l). Bei der Variante Gramoflor mit Insektenfrass lag er zu niedrig, bei nur 20mg/l. Die gemessenen Nitratwerte sind in der Abbildung 52 dargestellt.



**Abbildung 51.** gemessene Nitratwerte. HM 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, HM 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic, IF = Insektenfrass

## 5 Diskussion

Die Diskussion befasst sich zunächst mit der Aufwertung von Torfersatzsubstraten durch eine Düngungsstrategie. Dann wird die Verwendung von Insektenmehl erörtert. Anschließend wird auf den Topfversuch mit den Pflanzenstärkungsmitteln näher eingegangen. Zu diesem Zweck werden zunächst die mikrobielle Biomasse und die suppressive Wirkung im Schnelltest besprochen. Im zweiten Teil der Diskussion werden die Vor- und Nachteile der Methodik näher erörtert.

### 5.1 Verbesserung der Ersatzsubstrate durch Düngung

Unterschiede und Einflüsse verschiedener Substratkomponenten sowie Düngerzusätze sind in Traycontainern besonders deutlich zu erkennen, da die Pflanze auf kleinstem Raum, alle relevanten Nährstoffe sowie Wasser aufnehmen muss. Im Vorfeld wurden Substratmessungen durchgeführt.

Die pH-Werte wurden mit den Angaben der Hersteller verglichen und stimmten nicht überein. So gab die Firma Brill einen pH-Wert ( $\text{CaCl}_2$ ) von 5.9 und Klasmann einen Wert von 5.5 an. Im Versuch wurden Werte von 6.6 bei Klasmann und 5.5 bei Brill gemessen. Grund für die unterschiedlichen Werte, könnte der Transport oder die Lagerung sein.

Im vorgängigen Versuch «Kulturversuche mit Torfersatzsubstraten bei Fenchel und Brokkoli» wiesen die Pflanzen im Gramoflor-Substrat ein signifikant tieferes Spross- und Wurzelgewicht, sowie tiefere Nitratwerte im Pflanzensaft, wie auch tiefere SPAD-Werte auf (Wais, 2021). Im Versuch wurden die Pflanzen jedoch nicht gedüngt, um Unterschiede der Substrate deutlicher vergleichen zu können.

Im vorliegenden Versuch, wurde eine geeignete Düngestrategie für die Ersatzsubstrate gesucht, um die Praxistauglichkeit der Jungpflanzen zu verbessern.

Da das Wasserrückhaltevermögen bei Torfersatzsubstraten, im Vergleich zu Torfsubstraten, reduziert ist, besteht bei einer Flüssigdüngung die Gefahr der Auswaschung von Nährstoffen. Es konnte in einem Versuch mit Balkonpflanzen gezeigt werden, dass eine einzige Flüssigdüngergabe bei torfreduzierten Substraten nicht ausreicht, um die Pflanzen ausreichend mit Nährstoffen zu versorgen, weil Wasser zurückgehalten, ausgewaschen oder eventuell durch Mikroorganismen fixiert wurde (Carlen et al., 2020). Im vorliegenden Versuch wurde eine regelmässige, einmal wöchentliche Düngung, mit

kleineren Gaben von Amino Basic, durchgeführt, welche zu den höchsten Werten im Sprossgewicht und bei den SPAD-Werten führte; die Pflanzen konnten konstant mit einer kleinen Nährstoffgabe versorgt werden, die nicht ausgewaschen wurde.

Bei der Zwischenbonitur waren die Sprossgewichte, bedingt durch die Grunddüngung mit Hornmehl, bei beiden Varianten, 1.5g/l wie auch 3g/l, im Vergleich zu den Kontrollvarianten ohne Düngung, zeitverzögert. Der Grund dafür ist, dass Hornmehl erst nach 3-4 Wochen langsam Stickstoff und andere Nährstoffe freisetzt und die Düngewirkung erst dann einsetzt. Dies bestätigte sich auch in der Endbonitur. Die Werte, mit Ausnahme der Klasmann-Variante, ohne Insektenfütterung und mit einer Hornmehldüngung von 3g/l, lagen höher als bei den Kontrollvarianten ohne Düngung. Ursächlich dafür könnte der hohe EC-Wert sein, der eine Stickstoff-Immobilisierung ausgelöst haben könnte.

Wasser- und Luftgehalt sind die wichtigsten physikalischen Parameter von Substraten. Im Substrat sollte Wasser in einem niedrigen Energiestatus sein, wobei gleichzeitig ausreichend Luft in der Wurzelzone erforderlich ist (Bunt, 1976). Im Versuch wurde festgestellt, dass sich die Brokkoli-Setzlinge, aus dem Gramoflor-Substrat, leichter aus den Tray-Schalen herausziehen liessen. Bei der visuellen Begutachtung konnte ein breiteres Wurzelwachstum festgestellt werden (Abbildung 49). Dies ist wahrscheinlich auf das höhere Luftporenvolumen (Abbildung 4) zurückzuführen, welches durch den höheren Holzfasergehalt (20Vol-%) bedingt ist. So kann das Umtopfen von Pflanzensetzlingen, aus Traycontainern ins Freiland, aufgrund der Festigkeit der Wurzelballen vereinfacht werden. Gruda und Schnitzler (2004) konnten bei Versuchen mit Tomaten auch ein besseres Wurzelwachstum durch Beigabe von Holzfasern feststellen (Gruda & Schnitzler, 2004).

Wie beim vorgängigen Versuch, benötigte das Substrat von Gramoflor mehr Bewässerung, verglichen mit dem Kontrollsubstrat und dem Ersatzsubstrat von Klasmann-Deilmann. Durch den Holzanteil im Substrat ist die Wasserrückhaltefähigkeit, verglichen mit den beiden anderen Substraten, niedriger und das Substrat trocknet schneller aus. Die optimale Bewässerung erfolgt deshalb durch kleinere Mengen jedoch in kürzeren Zeitabständen. Bei Kulturen, die mit Wurzelkrankheiten zu kämpfen haben, kann die schnellere Trocknung von Bedeutung sein und Vorteile bringen.

## 5.2 Einsatz Insektenfrass als Düngerzusatz

Die Zugabe von 10Vol-% Insektenfrass führten in der vorliegenden Arbeit zuerst zu schlechteren Ergebnissen. Bei der Zwischenbonitur zeigte sich ein negativer Effekt des Insektenfrasses auf die SPAD-Werte und das Sprossgewicht. Beide Parameter wurden durch den Einsatz von Insektenfrass bei allen Varianten vermindert, ausser bei den beiden Substraten Gramoflor und Klasmann mit einer Düngung von 1.5g/l Hornmehl. Dieses Bild hat sich im Verlaufe des Versuches verändert und das Insektenfrass konnte das Sprossgewicht, sowie die SPAD-Werte bei fast allen Varianten erhöhen, im Vergleich zu den Varianten ohne Zugabe von Insektenfrass.

Die düngende Wirkung deckt sich auch mit anderen Studien. Auch mit Frass von *Hermetia illucens*, von 5Vol-% bis 20Vol-%, wurde das Pflanzenwachstum verbessert. Hingegen bei höheren Zugaben, im Range von 40Vol-% bis 50Vol-%, wurde das Pflanzenwachstum gehemmt (Alattar et al., 2016; Newton et al., 2005; Setti et al., 2019). Grund dafür war eine auftretende Phytotoxizität infolge von Ammoniakentweichungen. Die in diesem Versuch verwendete Menge von 10Vol-% scheint eine geeignete Dosierung zu sein, damit konnten keine phytotoxischen Symptome beobachtet werden.

Panov (2021) testete verschiedenes Insektenfrass an Salat auf ihre suppressive Wirkung gegen *Rhizoctonia solani*. Im Rahmen des Versuches wurden bei Substratmessungen  $P_2O_5$ - und  $K_2O$ -Gehalte gemessen (Panov, 2021). Durch eine Zugabe von 20Vol-% des gleichen Frasses, wie in diesem Versuch, waren die  $P_2O_5$ - und  $K_2O$ -Werte höher als die des Kontrollsubstrates. Diese Nährstoffe sind zentral für die Pflanzengesundheit und ein Mangel kann zur Hemmung und Stillstand des Pflanzenwachstums führen.

Der pH-Wert wie auch der EC-Wert blieben im Versuch von Panov (2021) ausgeglichen. Auch in diesem Versuch blieben der EC-Wert und der pH-Wert bei den meisten Varianten mit Zugabe von Insektenfrass, in einem für den Brokkoli-Anbau geeigneten Bereich (Mathis, 2021). Ausser bei den Varianten Klasmann, mit einer Düngung von 3g/l Hornmehl und mit der AminoBasic Düngung, war der EC-Wert etwas erhöht (2.03 mS/cm, 2.56 mS/cm).

Auch der Nitratstickstoffanteil wurde von Panov (2021) bei drei Frass-Typen getestet und als niedrig eingestuft. Beim Frass, welcher auch in diesem Versuch verwendet wurde, war der Nitratstickstoffanteil nicht messbar. Auch im vorliegenden Versuch lagen die Nitratwerte im Substrat bei Gramoflor mit 10Vol-% Insektenfrass tiefer, als beim

Gramoflorsubstrat ohne Zusätze, dasselbe Bild zeigte sich bei Klasmann (Abbildung 52). Mangelercheinungen aufgrund von Stickstoffmangel wurden nicht beobachtet. Der Nitratstickstoff müsste deshalb, wie in diesem Versuch, mit einem Stickstoffdünger hinzugefügt werden, oder die Futterzusammensetzung für die Insekten sollte, für einen höheren Nitratstickstoffanteil im Frass, angepasst werden.

### **5.3 Mikrobielle Biomasse mit der CFE-Methode ( $C_{mic}$ )**

Durch das Einbringen von organischer Substanz in den Boden, werden Mikroorganismen verschieden stark beeinflusst. Dies hängt einerseits von der Dosis, aber auch stark von der Art der organischen Substanz ab. Die Chloroform-Fumigations-Extraktionsmethode lieferte wertvolle Erkenntnisse zur mikrobiellen Biomasse in den Substraten. Mit den Messergebnissen können Annahmen dazu getroffen werden, wie einerseits die eingesetzten Torfsubstitute auf die Biostimulanzen reagieren, und welche Biostimulanzen positiv miteinander agieren und zu einer höheren mikrobiellen Biomasse führen.

Die Messung der mikrobiellen Biomasse ergab signifikante Unterschiede zwischen den Substraten und den verschiedenen Pflanzenstärkungsmitteln. Verglichen mit den Ergebnissen aus anderen Versuchen sind die Werte, zwischen 423 – 3453 mg  $C_{mic}$  kg<sup>-1</sup> Boden TS, hoch. Die erzielten Werte sind höher als in Studien, die mit Böden in Gewächshäusern oder in Ackerböden durchgeführt wurden. Beim Langezeitversuch DOK vom FiBl bewegten sich die Werte zwischen 218 und 280 mg  $C_{mic}$  kg<sup>-1</sup> Boden TS (Fließbach et al., 2007). Bei der Bewertung von Ackerflächen bewegten sich die Messwerte zwischen 230 und 1247 mg  $C_{mic}$  kg<sup>-1</sup> Boden TS (Hug A.-S. et al., 2018). Bei Untersuchungen mit unterschiedlichen Böden in Gewächshäusern, mit Zugabe von Champignonmist, Pferdemist, Kompost sowie Pflanzenmaterial, bewegten sich die Werte zwischen 144 und 482 mg  $C_{mic}$  kg<sup>-1</sup> Boden TS (Hafner et al., 2019).

Arbeiten mit einer Torfersatzmischung wurden nicht gefunden. Ein Vergleich wäre auch daher schwierig, da Substratkomponenten unterschiedlich produziert werden und unterschiedliche Ausgangsstoffe haben.

Bei den vorliegenden Ergebnissen zeigte sich, dass das Substrat von Klasmann durch die Beigabe von Pflanzenstärkungsmitteln generell weniger stark reagiert hat, verglichen mit dem Substrat von Gramoflor und Brill. Die Werte bei Klasmann bewegten sich bei allen Varianten zwischen 1440 mg  $C_{mic}$  kg<sup>-1</sup> Boden TS und 2938 mg  $C_{mic}$  kg<sup>-1</sup>

Boden TS. Sie lagen im mittleren Bereich und hatte die niedrigste Standardabweichung mit 779  $C_{mic}$   $kg^{-1}$  Boden TS. Das Substrat enthält den höchsten Anteil an Kompost, was vor dem Versuch zu der Annahme führte, dass dieses Substrat die höchste mikrobielle Biomasse enthalten würde. In anderen Versuchen konnte die Zugabe von Kompost den Anteil an Mikroorganismen um das 6fache erhöhen (Joergensen et al., 1996). Das Kontrollsubstrat Brill hatte eher tiefere Werte im Vergleich zu Klasmann und Gramoflor. 67% der Werte lagen unter 1000 mg  $C_{mic}$   $kg^{-1}$  Boden TS. Die höchsten Werte hatte Gramoflor mit Zugabe von 10Vol-% Insektenfrass (3453 mg  $C_{mic}$   $kg^{-1}$  Boden TS).

Da die mikrobielle Biomasse nur eine generelle Aussage über die Aktivität des Mikrobioms zulässt, lässt sich mithilfe der CFE-Methode nicht feststellen, ob durch die zugegebenen Pflanzenstärkungsmittel chitinolytische Mikroorganismen gefördert werden können. Die Korrelation zwischen der Keimungsrate und der mikrobiellen Biomasse zeigte eine leicht negative Tendenz ( $cor = -0,3307744$ ), was darauf hindeutet, dass eine höhere mikrobielle Biomasse nicht zu einer höheren Keimungsrate führte.

#### **5.4 Suppressive Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* im Schnelltest**

Pilzstämme von *Rhizoctonia solani* sind schwierig zu verwenden und führen bei Testung von Antagonisten oft zu Ja/Nein-Effekten. Die Schwierigkeit bei diesem Versuch bestand darin, dem Substrat die richtige Dosierung des Pilzes beizumischen. Im Schnelltest wurde eine hohe Dosierung von 2g/l gewählt, dies führte, ausser bei der Kontrolle ohne Pilz, bei fast allen Petrischalen, zu niedrigen Keimraten. Die besten Ergebnisse wurden beim Substrat Gramoflor mit Zugabe von T-Gro und Insektenfrass festgestellt. Eine Petrischale erreichte eine Keimrate von 80%, wobei eine andere Schale mit derselben Kombination eine Keimrate von 0% erreichte. Deshalb sollte in einem zweiten Versuch, diese Kombination nochmals repliziert werden, um zu sehen, ob die erhöhte Keimrate durch eine geringere Infektiosität des Pilzes bei einer Petrischale zu erklären ist.

Bei Einsatz von nur Insektenfrass, konnte im Vergleich zum Kontrollsubstrat (8%), bei den beiden Ersatzsubstraten eine höhere Keimrate gemessen werden. Bei Gramoflor lag diese, bei der zweiten Bonitur, bei durchschnittlich 40%, Klasmann bei 35%. Hingegen war, beim alleinigen Einsatz von T-gro, die Keimrate mit 35% beim Kontrollsubstrat am höchsten. Bei Gramoflor lag sie bei 5% und bei Klasmann bei 12%. Dasselbe

Bild zeichnete sich auch bei Einsatz von Biosol ab. Hier waren die Keimraten mit Einsatz des Kontrollsubstrates (40%) höher als beim Gramoflorsubstrat (3%) oder bei der Substratmischung von Klasmann (0%). Auch bei Untersuchungen von Trillas et al. konnte *Rhizoctonia solani* bei Gurkenkeimlingen mithilfe von *Trichoderma asperellum* bei Kompost (53% der erkrankten Pflanzen) weniger gut unterdrückt werden, als bei torfhaltigen Substraten (89% der erkrankten Pflanzen) (Trillas et al., 2006). Warum die suppressive Wirkung sich zwischen Torfsubstrat und Ersatzsubstraten unterscheidet ist nicht gänzlich erklärbar.

Chitin fördert Chitin abbauende Mikroorganismen im Boden, wie beispielsweise *Trichoderma sp.* Es wurde in verschiedenen Versuchen schon bewiesen, dass *Trichoderma sp.* kombiniert mit Chitin zu einer besseren suppressiven Wirkung bei *Rhizoctonia solani* führt, als nur *Trichoderma sp.* (Boruah & Dutta, 2021; Sid Ahmed et al., 2003; Solanki et al., 2011). So wurde vor dem Versuch angenommen, dass durch die Kombination von Tgro mit Biosol oder Tgro mit Insektenfrass, aufgrund der Wechselwirkung, eine stärkere Wirksamkeit gegen den Krankheitserreger erreicht werden kann, als durch den Einsatz von Tgro alleine. Dies konnte sich im Versuch nicht bestätigen.

Die eingesetzte Kontrolle mit den Mikroorganismen *Bacillus amyloliquefaciens* führte zu niedrigen Keimraten. Der Grund dafür ist vermutlich die Wirkungsweise von *Bacillus amyloliquefaciens*. *Bacillus* kolonisiert sich um die Wurzeln. Beim Keimungstest in den Petrischalen wurden in einigen Fällen keine Wurzeln gebildet. *Bacillus amyloliquefaciens* konnte sich nicht um die Wurzeln kolonisieren und somit keine suppressive Wirkung herbeiführen (Junge, 2010; T. Oberhänsli, persönliche Kommunikation, 2022). Weitere mögliche Faktoren können die Antagonistenkonzentration des verwendeten Mittels sein oder die eingesetzte Dosierung des Pilzes mit 2g/l war zu hoch.

Es wurden keine Informationen über die Resistenz der verwendeten Salatsorte gefunden. Bei der Auswahl wurde von einer geringeren Resistenz gegen Pilzkrankheiten im Vergleich zu neueren Salatsorten ausgegangen.

## 5.5 Methoden

### 5.5.1 Keimrate

Die Keimrate unterschied sich im Versuch mit Brokkoli zwischen den Varianten, der Unterschied fiel jedoch nicht signifikant aus. Im Durchschnitt keimten pro Platte 91% oder 266 Samen von maximal 300 Samen. Die Unterschiede zwischen den Platten kann darauf zurück zu führen sein, dass die Samen während dem Transport aus dem Kälteraum in das Gewächshaus mit dem Stapler durch leichtes Schütteln und dem entsprechenden Auftriebsverhalten an die Oberfläche transportiert wurden. Die benutzten Samen sind pilliert und dadurch ein grösserer Bestandteil, als das verwendete Vermikulit. Dieses Problem wurde erkannt und mit einem Pikierstab versucht, die Samen wieder unter die Oberfläche zu drücken. Es kann jedoch sein, dass einzelne Samen ganz aus den Traybehältern geschüttelt wurden und die Keimrate sich deshalb unterscheidet. Um diesen Wert mit Erfahrungen aus der Praxis zu vergleichen, wurde ein produzierender Betrieb angefragt. Der Betrieb rechnet jeweils mit einer Keimrate von 93%, also etwas höher als beim hier vorliegenden Versuch.

### 5.5.2 CFE-Methode zur Bestimmung von $C_{mic}$

Bisher hat das Institut der ZHAW die Methode nur bei Böden von Feldversuchen getestet, es gab keine Erfahrungen mit Substraten. Die Methode konnte erfolgreich analog zu vorgängiger Durchführung mit Erdproben aus Feldversuchen durchgeführt werden. Wichtig war es, bei jeder Probe vorgängig das Wasserrückhaltevermögen sowie die Trockensubstanz zu messen. Da die Substrate ein unterschiedliches Wasserrückhaltevermögen aufweisen und während dem Versuch nach Bedarf gegossen wurden, gab es Abweichungen in der Feuchtigkeit der Substrate. Mit den genauen Angaben zum Wasserrückhaltevermögen pro Probe konnte der Feuchtigkeitsgrad für jede Probe genau eingestellt werden (50% Wasserhaltekapazität). Zu Versuchsbeginn war es geplant, eine Messung der Chitinase mit dem Chitinase Assay Kit von Sigma Aldrich durchzuführen. Aufgrund von Lieferengpässen musste auf die CFE-Methode ausgewichen werden. Die Messung der Chitinase würde in Bezug auf die suppressive Wirkung der Biostimulanzien jedoch wertvollere Informationen liefern als die CFE-Methode. Sie gibt direkt Auskunft darüber, wie viele der chitin-abbauenden Enzyme (Chitinasen) im Substrat vorhanden sind.

### 5.5.3 Verwendung von *Rhizoctonia solani*-Stämmen

Die im Topfversuch eingesetzte Dosierung von *Rhizoctonia solani* Pilzkulturen erwiesen sich als wenig erfolgreich. Die Arbeit mit der Pilzgattung ist schwierig. Deshalb wurde in Vorversuchen die richtige Dosierung getestet. Im ersten Vorversuch war die Virulenz des Pilzes stark und es wurde mit einer noch geringeren Dosierung gearbeitet, um die Wirkung der dazugegebenen Pflanzenstärkungsmitteln beim Topfversuch in feineren Abstufungen zu dokumentieren. Die niedrigen Dosierungen 0,5g/l, 0,25g/l und 0,01g/l führten im zweiten Vorversuch zu den typischen Symptomen des Pilzes an den Salatpflanzen, so dass für den Topfversuch eine Dosierung von 0,01g/l gewählt wurde. Im Topfversuch konnten über längere Zeit keine Symptome an den Salaten gesehen werden. Eine eindeutige Begründung auf die verminderte Infektiosität ist schwer auszumachen und wurde auch mit dem Forschungsinstitut für biologische Landwirtschaft näher diskutiert (T. Oberhänsli, persönliche Kommunikation, 2022). Die Klimaführung könnte eine mögliche Begründung sein, da die Versuche nicht im Klimaschrank durchgeführt wurden, sondern in einem beheizten Gewächshaus und damit die Temperatur und Luftfeuchtigkeit stärker variierten. Es wurde jedoch versucht, diesem Umstand mit einer erhöhten Beheizung entgegen zu wirken. Im Vorversuch lag die durchschnittliche Luftfeuchtigkeit bei 63%, die tiefste Temperatur bei 11 Grad und die höchste bei 41 Grad (Abbildung 8). Beim Topfversuch lag die Luftfeuchtigkeit im Durchschnitt bei 65%, die tiefste Temperatur bei 12 Grad und die höchste bei 27 Grad (**Abbildung 15**). Das Klima war vergleichbar, und es gab keine niedrigen Temperaturen unter 10 Grad. Höhere Temperaturen wiederum wären für die Kulturführung nicht geeignet, da dann das generative Wachstum bei Salat (Stängelwachstum, Ausbildung von Blütenständen) schneller eintreten könnte, womit die Blätter einen bitteren Geschmack erhalten. Durch erhöhte Temperaturen (33/25 Grad Tag/Nacht) verändert sich der Gehalt an Stärke und löslichem Zucker und reduziert so das vegetative Wachstum (Qin et al., 2020). Deshalb wurde entschieden eine erneute Zugabe des Pilzes direkt in die Töpfe zu injizieren. Auch die erneute Zugabe des Pilzes durch Injektion mit einer hohen Dosierung (2g/l), konnte nach zwei Wochen keine typischen Krankheitsbilder hervorrufen. Ein Grund dafür ist eventuell der verwendete Pilz aus einer anderen Petrischale, als bei den beiden Vorversuchen. Um die Infektiosität des Pilzes zu gewährleisten wird es einerseits empfohlen, mit einer eher höheren Dosierung zu arbeiten, andererseits denselben Pilz zu benutzen, wie bei Vorversuchen.

## 6 Schlussfolgerung und Ausblick

Bei der Produktion von Gemüsesetzlingen besteht weiterhin dringender Handlungsbedarf, um die Ziele des in der Schweiz beschlossenen Torfausstiegs zu erreichen. Da Produktionssysteme mit Erdpresstöpfen weiterhin einen Anteil (5Vol-%) an Torf für die Scherfestigkeit der Presstöpfe benötigen, braucht es mittelfristig eine Umstellung auf andere Systeme. In diesem Versuch wurden zwei Ersatzsubstrate auf ihre Eignung für das qualitative Wachstum von Brokkolipflanzen in Traygebinden getestet. Die Qualität des Substrats Gramoflor, das in früheren Versuchen Probleme bei der Nährstoffversorgung verursachte, konnte durch die Zugabe von Dünger verbessert werden. Um Empfehlungen für die Praxis zu geben, müssen jedoch weitere und grösser angelegte Versuche durchgeführt werden.

Eine Grunddüngung mit 1.5g/l Hornmehl, 3g/l Hornmehl und eine regelmässige Flüssigdüngung mit AminoBasic führten bei beiden Substraten Gramoflor sowie Klasman zu qualitativ hochwertigen Brokkolisetzlingen. Sprossgewichte, SPAD-Werte sowie Wurzelgewichte waren höher als bei den Kontrollen ohne Düngung. Wie im letzten Versuch festgestellt, musste das Gramoflor-Substrat aufgrund des hohen Holzfasergehalts, der die Wasserrückhaltung verringert, häufiger bewässert werden. Dabei reichen jedoch kleinere, dafür häufigere Gaben.

Der zusätzliche Einsatz von 10% Insektenfrass im Substrat hatte eine positive Wirkung auf das Pflanzenwachstum. Es versorgte die Pflanzen zusätzlich mit  $P_2O_5$  und  $K_2O$ . In anderen Studien gab es beim Einsatz von Insektenfrass häufig Probleme mit der Phytotoxizität. Dies vor allem bei höherer Dosierung des Insektenfrasses im Substrat (30Vol-% - 40Vol-%). Die Dosierung von 10Vol-% scheint eine geeignete Konzentration für die Produktion von Brokkolijungpflanzen zu sein. Eine Düngung mit nur Insektenfrass ist jedoch nicht ausreichend, da der Nitratstickstoffanteil im Frass zu niedrig ist. Dies ist vor allem beim Frass des Projektes Food from Wood der Fall. Die Fütterung beinhaltet Holzabfälle, welche einen niedrigen Stickstoffgehalt besitzen. Bei der Verwendung von anderen Frassherkünften kann das Frass einen höheren Stickstoffgehalt aufweisen.

Im Hinblick auf die mikrobielle Biomasse reagierte Gramoflor am stärksten auf Pflanzenstärkungsmittel und erhöhte die mikrobielle Anzahl am meisten, wenn alle Pflanzenstärkungsmittel einzeln und in Kombination verwendet wurden, außer wenn Tgro

in Kombination mit Insektenfrass eingesetzt wurde. Klamann-Deilmann hingegen zeigte schwächere Schwankungen bei Zugabe von Pflanzenstärkungsmittel auf.

Der Einsatz von Insektenfrass konnte die mikrobielle Biomasse im Vergleich zu den beiden anderen getesteten Pflanzenstärkungsmitteln (Biosol und Tgro) bei einem Keimtest an Salat am stärksten erhöhen. Die beste Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* wurde mit der Beigabe von Insektenfrass, Tgro sowie der kombinierten Beigabe von Tgro und Biosol festgestellt.

Zukünftig sollten grösser angelegte Versuche zur Überprüfung der suppressiven Wirkung der Pflanzenstärkungsmitteln erst nach weiteren Schnelltests bei Keimlingen durchgeführt werden. Der Anwendungsbereich und die Wirkungsweise von Pflanzenstärkungsmitteln können so besser eingegrenzt und optimiert werden, was den wissenschaftlichen Nachweis erleichtert.

Beim Insektenfrass könnte eine Anpassung des Futters durch Abfälle von anderen Produktionszweigen zu höheren Stickstoffanteilen im Frass führen. Dabei sollte jedoch der Fokus bei der Standardisierung der Frass-Eigenschaften sein, so kann eine gleichbleibende Qualität gewährleistet werden.

Die Düngestrategien für die Ersatzsubstrate in Traygebinden sollten repliziert und mit unterschiedlichen Kulturen (Schwach- und Starkzehrern) durchgeführt werden. So können künftig Empfehlungen für Produzenten für eine Düngung von Ersatzsubstraten kulturangepasst herausgegeben werden.

## Abbildungsverzeichnis

<b>Abbildung 1.</b> Anforderungen an neue Substratkomponenten nach Reinhofer (2004), Visualisierung TW.....	5
<b>Abbildung 2.</b> <i>Trichoderma sp.</i> wächst innerhalb der ersten beiden Zellschichten der Wurzel hier am Beispiel der Sojabohne. Die Produktion von Signalmolekülen wird durch die Vermehrung von Proteinen und Enzymen angeregt. Die Signalmoleküle sind für die Übertragung von Signalen bei einem Angriff durch Erreger verantwortlich und lösen in der Pflanze Abwehrreaktionen aus. Trichoderma kann durch Zellwandfragmente in der Wurzel der Wirtspflanze freigesetzt werden, was daraufhin zu einer Abwehrreaktion der Pflanze führt. Visualisierung TW, Literatur (Harman et al., 2004) .....	22
<b>Abbildung 3.</b> Übersicht der im Versuch verwendeten Substratmischungen.....	26
<b>Abbildung 4.</b> Porosität, Luftporenvolumen und Wasserkapazität aus einem vorangegangenen Versuch. Links ist die Porosität dargestellt, in der Mitte das Luftporenvolumen und rechts die Wasserkapazität (Wais, 2021)......	27
<b>Abbildung 5.</b> Links dargestellt ist der Stamm der ZHAW “Rs106“ und rechts der Stamm vom FiBL “Rs1733“ aufgenommen mit dem Keyence VHX 7000, Objektbezeichnung E20, x20. Bild: Ursula Löffel, ZHAW 2022 .....	28
<b>Abbildung 6.</b> Inokulum von Rs106 und Rs1733 auf Basis von Hirse .....	29
<b>Abbildung 7.</b> Zerteilung des Inokulats mit dem Zwiebelhacker .....	29
<b>Abbildung 8.</b> Temperatur- und Luftfeuchtigkeit im Gewächshaus während des Vorversuchs. Rot eingezeichnet ist der Zeitraum, bei dem die Pflanzen Zimmertemperaturen ausgesetzt waren, um das Wachstum des Pilzes zu fördern. 30	
<b>Abbildung 9.</b> Mischung des Substrats mit 10Vol-% Insektenfrass und 90Vol-% Substrat. ....	33
<b>Abbildung 10.</b> Abwägen des Pilzes und Einbringung in die Töpfe. ....	33
<b>Abbildung 11.</b> Beim Hauptversuch eingesetztes Pilz-Inokulum .....	33
<b>Abbildung 12.</b> Pilz wurde mit Reinstwasser gemischt und in einem Zerkleinerer gemixt. ....	33
<b>Abbildung 13.</b> Bild des zerkleinerten Pilzes .....	33
<b>Abbildung 14.</b> 2.5ml pro Loch wurden jeweils vom Pilz-Wasser Gemisch in .....	33
<b>Abbildung 15.</b> Klimaführung während des Versuches im Gewächshaus .....	34

<b>Abbildung 16.</b> Links: Petrischalen mit jeweils 20 Samen, links oben ist die Schablone ersichtlich. Recht: Versuchsaufbau im Gewächshaus. ....	36
<b>Abbildung 17.</b> Klimaführung beim Schnelltest mit Salatkeimlingen.....	37
<b>Abbildung 18.</b> Durchführung der CFE Methode an der ZHAW in Wädenswil. Links ersichtlich ist der Exsikkator mit den eingesetzten Proben. In der Mitte werden die Substratproben gemischt mit Kaliumsulfat nach 2 Stunden auf dem Schüttler abfiltriert. Rechts ersichtlich sind die Proben nach dem Auftauen. Sie wurden dann einem Verhältnis von 3:10 mit Reinstwasser vermischt. ....	37
<b>Abbildung 19</b> Sieben des Insektenfrasses, damit eine homogenere Mischung erzeugt werden konnte. ....	39
<b>Abbildung 20.</b> Mischung 10Vol-% Insektenfrass und 90Vol-% Substrat. ....	39
<b>Abbildung 21.</b> Die Grafik zeigt den Temperatur- und Feuchtigkeitsverlauf in der Zeit des Versuches. Die Temperaturen bewegten sich zwischen 6 und 29.5 Grad. Die Luftfeuchtigkeit nahm mit höheren Temperaturen ab (dunkelblau).....	39
<b>Abbildung 22.</b> Befallsschäden an den Salatpflanzen. Auf der Y-Achse ist der Schaden an der Pflanze in Prozent dargestellt. Auf der X-Achse die Zeit in Tagen. ....	43
<b>Abbildung 23.</b> Stamm ZHAW mit einer Konzentration von 0.5g/l.....	44
<b>Abbildung 24</b> Stamm ZHAW mit einer Konzentration von 1g/l.....	44
<b>Abbildung 25.</b> Stamm ZHAW mit einer Konzentration von 2g/l.....	44
<b>Abbildung 26.</b> Stamm FiBL mit einer Konzentration von 0.5 g/l. ....	44
<b>Abbildung 27.</b> Stamm FiBL mit einer Konzentration von 1g/l.....	44
<b>Abbildung 28.</b> Stamm FiBL mit einer Konzentration von 2g/l.....	44
<b>Abbildung 29.</b> Kontrollvariante ohne <i>Rhizoctonia solani</i> -Inokulation.....	44
<b>Abbildung 30.</b> FiBL Stamm mit einer Konzentration von 0.25g/L Substrat.....	45
<b>Abbildung 31.</b> FiBL Stamm mit einer Konzentration von 0.1g/L Substrat.....	45
<b>Abbildung 32.</b> FiBL Stamm mit einer Konzentration von 0.01g/L Substrat.....	45
<b>Abbildung 33.</b> Kontrolle ohne Inokulation von <i>Rhizoctonia solani</i> .....	45
<b>Abbildung 34.</b> Boxplots der Sprossgewichte bei Salat.....	46
<b>Abbildung 35.</b> bei der Endbonitur gemessene pH-Werte (CaCl <sub>2</sub> ). BA = <i>Bacillus amyloliquefaciens</i> , S = Signum®.....	47
<b>Abbildung 36.</b> bei der Endbonitur gemessene EC-Werte (mS/cm), BA = <i>Bacillus amyloliquefaciens</i> , S = Signum®.....	47

<b>Abbildung 37.</b> Bei der Endbonitur gemessene Nitratwerte (mg/l), BA = <i>Bacillus amyloliquefaciens</i> , S = Signum®.....	48
<b>Abbildung 38.</b> Keimrate in Prozent der ersten Bonitur (rot) und der zweiten Bonitur (blau). .....	49
<b>Abbildung 39.</b> aufgenommene Wurzelanzahl und Keimrate bei der Endaufnahme dargestellt in % .....	49
<b>Abbildung 40.</b> Messwerte der CFE Messung gruppiert nach den verwendeten Pflanzenstärkungsmitteln.....	50
<b>Abbildung 41.</b> Korrelation zwischen mikrobiellen Biomasse (Y-Achse) und Keimrate (X-Achse).....	51
<b>Abbildung 42.</b> Boxplots der gemessenen Chlorophyllgehalte. In grau sind Varianten mit Zugabe von Insektenfrass abgebildet, orange ohne Insektenfrass. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic.....	52
<b>Abbildung 43.</b> Sprossgewicht des Brokkolis bei der Zwischenbonitur. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic.....	53
<b>Abbildung 44.</b> Chlorophyllgehalte am Ende des Versuches nach 8 Wochen. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic .....	54
<b>Abbildung 45.</b> Sprossgewicht am Ende der Kulturzeit. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic .....	55
<b>Abbildung 46.</b> gemessenes Wurzelgewicht bei der Endbonitur. 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic .....	56
<b>Abbildung 47.</b> Korrelation zwischen Spross- und Wurzelgewicht .....	56
<b>Abbildung 48.</b> Bilder der oberirdischen sowie unterirdischen Pflanzenteile bei der Endbonitur. G = Gramoflor, K = Klasmann, IF = Insektenfrass, AB = AminoBasic, 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, 3 = 3g/l Hornmehl .....	57
<b>Abbildung 49.</b> gemessene EC-Werte (mS/cm) bei der ersten Bonitur nach 4 Wochen und der zweiten Bonitur nach 8 Wochen. HM 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, HM 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic, IF = Insektenfrass. Hellgrün unterlegt ist der für Brokkoli geeignete EC-Wert. ....	58
<b>Abbildung 50.</b> gemessene pH-Werte bei der ersten und zweiten Bonitur. HM 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, HM 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic, IF = Insektenfrass .....	59

**Abbildung 51.** gemessene Nitratwerte. HM 1.5 = 1.5g/l Hornmehl, HM 3 = 3g/l Hornmehl, AB = Düngung mit Amino Basic, IF = Insektenfrass..... 59

## **Tabellenverzeichnis**

<b>Tabelle 1.</b> Positive und negative Substrateigenschaften von Holzfasern. Quelle:(IGB, 2007) .....	9
<b>Tabelle 2.</b> Versuche an verschiedenen Kulturen unter Einsatz von Pflanzenkohle..	11
<b>Tabelle 3.</b> Chemische Eigenschaften vom Frass aus dem Projekt „Food from Wood“ nach Panov (2021). Im Vergleich dazu die chemischen Eigenschaften der häufig produzierten Art <i>Hermetia illucens</i> (Panov, 2021) .....	20
<b>Tabelle 4.</b> chemische Substratangaben der Hersteller Klasmann-Deilmann und Brill .....	26
<b>Tabelle 5.</b> Gewählte Konzentrationen für den Vorversuch. Pro Variante wurden 10 Töpfe befüllt und vorgekeimter Salat einpikiert.....	29
<b>Tabelle 6.</b> Varianten im Hauptversuch .....	32
<b>Tabelle 7.</b> Bewertungsraster für die Bonitur der oberirdischen Pflanzenteile .....	35
<b>Tabelle 8.</b> Varianten für den Kresse Versuch.....	36
<b>Tabelle 9.</b> Versuchsaufbau von Versuch 2 mit Brokkoli .....	38
<b>Tabelle 10.</b> phänologische Stadien Brokkoli und der dazugehörenden Kulturführung (Hack et al., 1992) .....	41
<b>Tabelle 11.</b> Ergebnisse der Messungen am Ausgangssubstrat von Gramoflor, Klasmann und Brill.....	43

## Literaturverzeichnis

- Abbas, A., D, J., & Y, F. (2017). Trichoderma Spp. As Antagonist of Rhizoctonia solani. *Journal of Plant Pathology & Microbiology*, 08. <https://doi.org/10.4172/2157-7471.1000402>
- Abd-El-Kareem, F., El-Mougy, N. S., El-Gamal, N. G., & Fotouh, Y. O. (2006). Use of chitin and chitosan against tomato root rot disease under greenhouse conditions. *Res. J. Agric. Biol. Sci.*, 2(4), 147–152.
- Agroscope. (2020). *Referenzmethoden der Forschungsanstalt Agroscope*.
- Alattar, M. A., Alattar, F. N., & Popa, R. (2016). Effects of microaerobic fermentation and black soldier fly larvae food scrap processing residues on the growth of corn plants (*Zea mays*). *Plant Science Today*, 3(1), 57–62.
- Alfano, G., Ivey, M. L. L., Cakir, C., Bos, J. I. B., Miller, S. A., Madden, L. V., Kamoun, S., & Hoitink, H. a. J. (2007). Systemic Modulation of Gene Expression in Tomato by *Trichoderma hamatum* 382. *Phytopathology*®, 97(4), 429–437. <https://doi.org/10.1094/PHTO-97-4-0429>
- Ambühl, D., & Grunder, J. (2021). *Food from Wood, Kompostierung holzhaltiger Pflanzenabfälle mit essbaren Insekten*.
- Andreo-Jimenez, B., Schilder, M. T., Nijhuis, E. H., Beest, D. E. te, Bloem, J., Visser, J. H. M., Os, G. van, Broelsma, K., Boer, W. de, & Postma, J. (2021). Chitin- and Keratin-Rich Soil Amendments Suppress *Rhizoctonia solani* Disease via Changes to the Soil Microbial Community. *Applied and Environmental Microbiology*. <https://doi.org/10.1128/AEM.00318-21>
- Anneser, K. (2008). *Informationsdienst Weihenstephan. Ausgabe Juni 2008. Fachhochschule Weihenstephan*. <https://www.google.com/search?q=Anneser%2C+K.+%282008%29.+Informationsdienst+Weihenstephan.+Ausgabe+Juni+2008.+Fachhochschule+Weihenstephan.&oq=Anneser%2C+K.+%282008%29.+Informationsdienst+Weihenstephan.+Ausgabe+Juni+2008.+Fachhochschule+Weihenstephan.&aqs=chrome..69i57j419j0j7&sourceid=chrome&ie=UTF-8>
- Asad, S., Ali, N., Hameed, A., Khan, S. A., Ahmad, R., Bilal, M., Muhammad, S., & Tabassum, A. (2014). Biocontrol Efficacy of Different Isolates of *Trichoderma* against Soil Born Pathogen *Rhizoctonia solani*. *Polish journal of microbiology / Polskie Towarzystwo Mikrobiologów = The Polish Society of Microbiologists*, 63, 95–103. <https://doi.org/10.33073/pjm-2014-014>
- BAFU, B. für U. (2020, August 13). *Marktteilnehmer setzen gemeinsam Reduktion des Torfverbrauches um*. <https://www.bafu.admin.ch/bafu/de/home/themen/thema-wirtschaft-und-konsum/fachinformationen-wirtschaft-und-konsum/torf-ausstieg.html>
- Balliu, A., Vuksani, G., Abazi, U., Haxhinasto, L., & Nasto, Th. (2009). THE INFLUENCE OF N CONCENTRATION IN PRE TRANSPLANT NUTRIENT SOLUTION ON THE N USE EFFICIENCY AND DRY MASS PARTITIONING OF PEPPER (*CAPSICUM ANNUM*. L.) SEEDLINGS. *Acta Horticulturae*, 807, 579–584. <https://doi.org/10.17660/Acta-Hortic.2009.807.85>
- Barrett, G. E., Alexander, P. D., Robinson, J. S., & Bragg, N. C. (2016). Achieving environmentally sustainable growing media for soilless plant cultivation systems – A review. *Scientia Horticulturae*, 212, 220–234. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.09.030>
- Battacharyya, D., Babgohari, M. Z., Rathor, P., & Prithviraj, B. (2015). Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae*, 196, 39–48. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.012>
- Behie, S. W., & Bidochka, M. J. (2014). Nutrient transfer in plant–fungal symbioses. *Trends in Plant Science*, 19(11), 734–740. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2014.06.007>
- Berezina, N. (2016). Production and application of chitin. *Physical Sciences Reviews*, 1(9). <https://doi.org/10.1515/psr-2016-0048>
- Bickert, Dr. C., Rutt, K., & Erdle, Dr. K. (2018). *DLG e.V. - DLG-Kompakt Biostimulanzien*. <https://www.dlg.org/de/landwirtschaft/themen/pflanzenbau/dlg-kompakt-012018/>

- Billmann, B., Bongartz, K., Frankenberg, A., Huber, K., Kern, N., Koch, R., Koller, M., Planner, A.-T., Ruisinger, M., & Servos, A. (2020). *Pflanzenschutz im Bio-Zierpflanzenbau*. 56.
- Blaya, J., López-Mondéjar, R., Lloret, E., Pascual, J. A., & Ros, M. (2013). Changes induced by *Trichoderma harzianum* in suppressive compost controlling *Fusarium wilt*. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 107(1), 112–119. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2013.06.001>
- BLE. (2020). *Torf und alternative Substratausgangsstoffe*.
- BLW. (2020). *Agrarbericht 2020*.
- BMEL. (2019). *Klimaschutzplan 2050—BMUV-Download*. [bmuv.de](https://www.bmuv.de). <https://www.bmuv.de/DL1838>
- Bonn, A., Allott, T., Evans, M., Joosten, H., & Stoneman, R. (2016). *Peatland restoration and ecosystem services: Science, policy and practice*. Cambridge University Press.
- Boruah, S., & Dutta, P. (2021). Fungus mediated biogenic synthesis and characterization of chitosan nanoparticles and its combine effect with *Trichoderma asperellum* against *Fusarium oxysporum*, *Sclerotium rolfsii* and *Rhizoctonia solani*. *Indian Phytopathology*, 74(1), 81–93. <https://doi.org/10.1007/s42360-020-00289-w>
- Bundesverfassung. (1999, April 18). *Bundesverfassung der Schweizerischen Eidgenossenschaft 18. April 1999*. <https://www.fedlex.admin.ch/eli/cc/1999/404/de>
- Bunt, A. C. (1976). Compost formulation and preparation. In A. C. Bunt (Hrsg.), *Modern Potting Composts: A Manual on the Preparation and Use of Growing Media for Pot Plants* (S. 150–173). Springer Netherlands. [https://doi.org/10.1007/978-94-011-7936-2\\_8](https://doi.org/10.1007/978-94-011-7936-2_8)
- Buschmann, C., Röder, N., Berglund, K., Berglund, Ö., Lærke, P. E., Maddison, M., Mander, Ü., Myllys, M., Osterburg, B., & van den Akker, J. J. H. (2020). Perspectives on agriculturally used drained peat soils: Comparison of the socioeconomic and ecological business environments of six European regions. *Land Use Policy*, 90, 104181. <https://doi.org/10.1016/j.landusepol.2019.104181>
- Calvo, P., Nelson, L., & Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, 383(1–2), 3–41. <https://doi.org/10.1007/s11104-014-2131-8>
- Carlen, C., & Ançay, A. (2017). *14/ Düngung von Beerenkulturen*. 12.
- Carlen, C., Hogrebe, M., & Poffet, J. (2020, November 6). *Überprüfung und Anpassung der Richtwerte der «Flugschrift 113» für torffreie Substrate im Zierpflanzenbau—PDF Kostenfreier Download*. <https://docplayer.org/210831841-Ueberpruefung-und-anpassung-der-richtwerte-der-flugschrift-113-fuer-torffreie-substrate-im-zierpflanzenbau.html>
- Carlile, B., & Coules, A. (2013). TOWARDS SUSTAINABILITY IN GROWING MEDIA. *Acta Horticulturae*, 1013, 341–349. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2013.1013.42>
- CHET, I. (1987). *Trichoderma: Application, mode of action, and potential as biocontrol agent of soilborne plant pathogenic fungi*. *Innovative approaches to plant disease control*, 137–160.
- Choi, Y.-C., Choi, J.-Y., Kim, J.-G., Kim, M.-S., Kim, W.-T., Park, K.-H., Bae, S.-W., & Jeong, G.-S. (2009). Potential usage of food waste as a natural fertilizer after digestion by *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae). *International journal of industrial entomology*, 19(1), 171–174.
- Chowdhury, S. P., Uhl, J., Grosch, R., Alquéres, S., Pittroff, S., Dietel, K., Schmitt-Kopplin, P., Borriss, R., & Hartmann, A. (2015). Cyclic Lipopeptides of *Bacillus amyloliquefaciens* subsp. *Plantarum* Colonizing the Lettuce Rhizosphere Enhance Plant Defense Responses Toward the Bottom Rot Pathogen *Rhizoctonia solani*. *Molecular Plant-Microbe Interactions®*, 28(9), 984–995. <https://doi.org/10.1094/MPMI-03-15-0066-R>
- Colla, G., Roupael, Y., Di Mattia, E., El-Nakhel, C., & Cardarelli, M. (2015). Co-inoculation of *Glomus intraradices* and *Trichoderma atroviride* acts as a biostimulant to promote growth, yield and nutrient uptake of vegetable crops. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95(8), 1706–1715. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6875>
- Collinge, D. B., Kragh, K. M., Mikkelsen, J. D., Nielsen, K. K., Rasmussen, U., & Vad, K. (1993). Plant chitinases. *The Plant Journal: For Cell and Molecular Biology*, 3(1), 31–40. <https://doi.org/10.1046/j.1365-313x.1993.t01-1-00999.x>

- Cotxarrera, L., Trillas-Gay, M. I., Steinberg, C., & Alabouvette, C. (2002). Use of sewage sludge compost and *Trichoderma asperellum* isolates to suppress *Fusarium wilt* of tomato. *Soil Biology and Biochemistry*, 34(4), 467–476. [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(01\)00205-X](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(01)00205-X)
- Cretoiu, M. S., Korthals, G. W., Visser, J. H. M., & van Elsas, J. D. (2013). Chitin Amendment Increases Soil Suppressiveness toward Plant Pathogens and Modulates the Actinobacterial and Oxalobacteraceal Communities in an Experimental Agricultural Field. *Applied and Environmental Microbiology*, 79(17), 5291–5301. <https://doi.org/10.1128/AEM.01361-13>
- De Tender, C., Mesuere, B., Van der Jeugt, F., Haegeman, A., Ruttink, T., Vandecasteele, B., Dawyndt, P., Debode, J., & Kuramae, E. E. (2019). Peat substrate amended with chitin modulates the N-cycle, siderophore and chitinase responses in the lettuce rhizobiome. *Scientific Reports*, 9(1), 9890. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-46106-x>
- del Carmen H. Rodríguez, M., Evans, H. C., de Abreu, L. M., de Macedo, D. M., Ndacnou, M. K., Bekele, K. B., & Barreto, R. W. (2021). New species and records of *Trichoderma* isolated as mycoparasites and endophytes from cultivated and wild coffee in Africa. *Scientific Reports*, 11(1), 5671. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-84111-1>
- Dengler, J., Egeler, G.-A., & Widmer, S. (2020). *Statistik mit R für UmweltwissenschaftlerInnen, Skript zum Online-Kurs im Herbstsemester 2020, Version 19*.
- Djonović, S., Vargas, W. A., Kolomiets, M. V., Horndeski, M., Wiest, A., & Kenerley, C. M. (2007). A Proteinaceous Elicitor Sm1 from the Beneficial Fungus *Trichoderma virens* Is Required for Induced Systemic Resistance in Maize. *Plant Physiology*, 145(3), 875–889. <https://doi.org/10.1104/pp.107.103689>
- Druzhinina, I. S., Seidl-Seiboth, V., Herrera-Estrella, A., Horwitz, B. A., Kenerley, C. M., Monte, E., Mukherjee, P. K., Zeilinger, S., Grigoriev, I. V., & Kubicek, C. P. (2011). *Trichoderma*: The genomics of opportunistic success. *Nature Reviews Microbiology*, 9(10), 749–759. <https://doi.org/10.1038/nrmicro2637>
- du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 196, 3–14. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>
- Dutta, P. K., Ravikumar, M. N. V., & Dutta, J. (2002). Chitin and Chitosan for Versatile Applications. *Journal of Macromolecular Science, Part C*, 42(3), 307–354. <https://doi.org/10.1081/MC-120006451>
- Elad, Y., Barak, R., & Chet, I. (1984). Parasitism of sclerotia of *Sclerotium rolfsii* by *trichoderma harzianum*. *Soil Biology and Biochemistry*, 16(4), 381–386. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(84\)90037-3](https://doi.org/10.1016/0038-0717(84)90037-3)
- Elad, Y., Chet, I., Boyle, P., & Hennies, Y. (1983). Parasitism of *Trichoderma* sp. on *Rhizoctonia solani* and *Sclerotium rolfsii* scanning electron microscopy and fluorescence microscopy. *Phytopathol*, 73, 78.
- Engel, P., & Moran, N. A. (2013). The gut microbiota of insects – diversity in structure and function. *FEMS Microbiology Reviews*, 37(5), 699–735. <https://doi.org/10.1111/1574-6976.12025>
- Eo, J., Na, Y.-E., & Kim, M.-H. (2017). Influence of rhinoceros beetle (*Trypoxylus dichotomus septentrionalis*) larvae and temperature on the soil bacterial community composition under laboratory conditions. *Soil Biology and Biochemistry*, 108, 27–35. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2016.12.005>
- Eymann, L., Mathis, A., Stucki, M., & Amrein, S. (2015). *Torf und Torfersatzprodukte im Vergleich: Eigenschaften, Verfügbarkeit, ökologische Nachhaltigkeit und soziale Auswirkungen*.
- Fan, B., Chen, X. H., Budiharjo, A., Bleiss, W., Vater, J., & Borriss, R. (2011). Efficient colonization of plant roots by the plant growth promoting bacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42, engineered to express green fluorescent protein. *Journal of Biotechnology*, 151(4), 303–311. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2010.12.022>
- FiBL (Hrsg.). (2020). *Betriebsmittelliste 2020 für den Biolandbau*. <https://shop.fibl.org/chde/mwdownloads/download/link/id/52/>

- FiBL, & UniKassel. (2005). *Herstellung und Einsatz komposthaltiger Pflanzsubstrate*.
- Fließbach, A., Oberholzer, H.-R., Gunst, L., & Mäder, P. (2007). Soil organic matter and biological soil quality indicators after 21 years of organic and conventional farming. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 1–4(118), 273–284. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2006.05.022>
- Frangi, P., D'Angelo, G., & Castelnuovo, M. (2004). Evaluation of water and nutritional consumption of New Guinea Impatiens and poinsettia grown in two compost based substrates. *Acta horticulturae*.
- Frerichs, C., Daum, D., & Pacholski, A. S. (2020). Ammonia and Ammonium Exposure of Basil (*Ocimum basilicum* L.) Growing in an Organically Fertilized Peat Substrate and Strategies to Mitigate Related Harmful Impacts on Plant Growth. *Frontiers in Plant Science*, 10, 1696. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01696>
- Freund, M. (2007). *Gemüsebau im Freiland*.
- Fuertes-Mendizábal, T., Huérfano, X., Ortega, U., González-Murua, C., Estavillo, J. M., Salcedo, I., & Duñabeitia, M. K. (2021). Compost and PGP-Based Biostimulant as Alternative to Peat and NPK Fertilization in Chestnut (*Castanea Sativa* Mill.) Nursery Production. *Forests*, 12(7), 850. <https://doi.org/10.3390/f12070850>
- Gerhardt, L. B. de A., Magioli, C., Perez, A. B. U. C. M., Margis, R., Sabetto-Martins, G., & Margis-Pinheiro, M. (2004). AtchitIV gene expression is stimulated under abiotic stresses and is spatially and temporally regulated during embryo development. *Genetics and Molecular Biology*, 27, 118–123. <https://doi.org/10.1590/S1415-47572004000100020>
- Grand, A., & Michel, V. (2020). *KOMPOST: VOR- UND NACHTEILE*.
- Grosch, R., Dealtry, S., Schreiter, S., Berg, G., Mendonça-Hagler, L., & Smalla, K. (2012). Biocontrol of *Rhizoctonia solani*: Complex interaction of biocontrol strains, pathogen and indigenous microbial community in the rhizosphere of lettuce shown by molecular methods. *Plant and Soil*, 361(1), 343–357. <https://doi.org/10.1007/s11104-012-1239-y>
- Grosch, R., & Kofoet, A. (2003). Influence of temperature, pH and inoculum density on bottom rot on lettuce caused by *Rhizoctonia solani* / Einfluss von Temperatur, pH und Inokulumdichte auf die Salatfäule verursacht durch *Rhizoctonia solani*. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz / Journal of Plant Diseases and Protection*, 110(4), 366–378.
- Grosch, R., Lottmann, J., Rehn, V. N. C., Rehn, K. G., Mendonça-Hagler, L., Smalla, K., & Berg, G. (2007). Analysis of antagonistic interactions between *Trichoderma* isolates from Brazilian weeds and the soil-borne pathogen *Rhizoctonia solani*. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 114(4), 167–175.
- Grosch, R., Schneider, J. H. M., & Kofoet, A. (2004). Characterisation of *Rhizoctonia solani* Anastomosis Groups Causing Bottom Rot in Field-Grown Lettuce in Germany. *European Journal of Plant Pathology*, 110(1), 53–62. <https://doi.org/10.1023/B:EJPP.0000010137.69498.10>
- Gruda, N. (2011). Current and future perspective of growing media in Europe. *V Balkan Symposium on Vegetables and Potatoes 960*, 37–43.
- Gruda, N., & Schnitzler, W. (2004). Suitability of wood fiber substrate for production of vegetable transplants: I. Physical properties of wood fiber substrates. *Scientia Horticulturae*, 309–322. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2003.10.001>
- Gruda, N., & Schnitzler, W. H. (2006). Holzfasersubstrate als eine Torfalternative für die Gemüseproduktion. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 64(5), 347–350. <https://doi.org/10.1007/s00107-005-0067-7>
- HACH. (2021). *Beschreibung HACH Model CDC401*.
- Hack, H., Bleiholder, H., Buhr, L., Meier, U., Schnock-Fricke, U., Weber, E., & Witzemberger, A. (1992). *Phänologische Entwicklungsstadien mono- und dikotyler Pflanzen. - Einheitliche Codierung nach der erweiterten BBCH-Skala*.
- Hafner, S., Luzius, M., Frey, B., Berger, R., Hutter, M., & Kulli honauer, B. (2019). *Untersuchung der Eigenschaften und Fruchtbarkeit von Gewächshausböden*.

- Halpern, M., Bar-Tal, A., Ofek, M., Minz, D., Muller, T., & Yermiyahu, U. (2015). The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake. In *Advances in agronomy* (Bd. 130, S. 141–174). Elsevier.
- Harman, G. E. (2021). *Trichoderma spp., including T. harzianum, T. viride, T. koningii, T. hamatum and other spp. Deuteromycetes, Moniliales (asexual classification system)*.
- Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). Trichoderma species—Opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology*, 2(1), 43–56. <https://doi.org/10.1038/nrmicro797>
- Harman, G. E., & Shores, M. (2007). THE MECHANISMS AND APPLICATIONS OF SYMBIOTIC OPPORTUNISTIC PLANT SYMBIONTS. In M. Vurro & J. Gressel (Hrsg.), *Novel Biotechnologies for Biocontrol Agent Enhancement and Management* (S. 131–155). Springer Netherlands. [https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5799-1\\_7](https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5799-1_7)
- Heiskanen, J. (1993). Favourable water and aeration conditions for growth media used in containerized tree seedling production: A review. *Scandinavian Journal of Forest Research*, 8(1–4), 337–358. <https://doi.org/10.1080/02827589309382782>
- Henrissat, B. (1991). A classification of glycosyl hydrolases based on amino acid sequence similarities. *The Biochemical Journal*, 280 ( Pt 2), 309–316. <https://doi.org/10.1042/bj2800309>
- Hernández-Soto, M. C., Hernández-Latorre, M., Oliver-Tomas, B., Ponce, E., & Renz, M. (2019). Transformation of Organic Household Leftovers into a Peat Substitute. *JoVE (Journal of Visualized Experiments)*, 149, e59569. <https://doi.org/10.3791/59569>
- Herrera, W., Valbuena, O., & Pavone-Maniscalco, D. (2020). Formulation of Trichoderma asperellum TV190 for biological control of Rhizoctonia solani on corn seedlings. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 30(1), 44. <https://doi.org/10.1186/s41938-020-00246-9>
- Hohe, T. H. G., für moortypische Pflanzen, W. F., fördert die Suche, D. L. N., & im Gartenbau, A. zum T. (2016). *Warum Torfmooskultivierung in Deutschland?*
- Hongoh, Y. (2010). Diversity and Genomes of Uncultured Microbial Symbionts in the Termite Gut. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 74(6), 1145–1151. <https://doi.org/10.1271/bbb.100094>
- Howell, C. R., Hanson, L. E., Stipanovic, R. D., & Puckhaber, L. S. (2000). Induction of Terpenoid Synthesis in Cotton Roots and Control of Rhizoctonia solani by Seed Treatment with Trichoderma virens. *Phytopathology*, 90(3), 248–252. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2000.90.3.248>
- Huang, L., Niu, G., Feagley, S. E., & Gu, M. (2019). Evaluation of a hardwood biochar and two composts mixes as replacements for a peat-based commercial substrate. *Industrial Crops and Products*, 129, 549–560. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.12.044>
- Huber, K., Ruprecht, T., Forster, I., & Koller, M. (2019). *Schlussbericht: Praxiseinführung von torfreduzierten Substraten im Zierpflanzenbau*.
- Hug A.-S., Gubler A., Gschwend F., Widmer F., Oberholzer H.R., Frey B., & Meuli R.G. (2018). *NABObio—Bodenbiologie in der Nationalen Bodenbeobachtung. Ergebnisse 2012-2016, Handlungsempfehlungen und Indikatoren*.
- Humpenöder, F., Karstens, K., Lotze-Campen, H., Leifeld, J., Menichetti, L., Barthelmes, A., & Popp, A. (2020). Peatland protection and restoration are key for climate change mitigation. *Environmental Research Letters*, 15(10), 104093. <https://doi.org/10.1088/1748-9326/abae2a>
- IGB. (2007). *Substratkomponenten*.
- Inbar, J., Menendez, A., & Chet, I. (1996). Hyphal interaction between Trichoderma harzianum and Sclerotinia sclerotiorum and its role in biological control. *Soil Biology and Biochemistry (United Kingdom)*. [https://scholar.google.com/scholar\\_lookup?title=Hyphal+interaction+between+Trichoderma+harzianum+and+Sclerotinia+sclerotiorum+and+its+role+in+biological+control&author=Inbar%2C+J.&publication\\_year=1996](https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Hyphal+interaction+between+Trichoderma+harzianum+and+Sclerotinia+sclerotiorum+and+its+role+in+biological+control&author=Inbar%2C+J.&publication_year=1996)

- Joergensen, R., Meyer, B., Roden, R., & Wittke, B. (1996). Microbial activity and biomass in mixture treatments of soil and biogenic municipal refuse compost. *Biology and Fertility of Soils*, 23, 43–49. <https://doi.org/10.1007/BF00335817>
- Joosten, H. (2009). The Global Peatland CO<sub>2</sub> Picture: Peatland status and drainage related emissions in all countries of the world. *The Global Peatland CO<sub>2</sub> Picture: peatland status and drainage related emissions in all countries of the world*.
- Junge, H. (2010). *Die Anwendung von Bacillus—Sporen—Produkten im Gartenbau*.
- Karki, R., & Solberg, S. Ø. (2018). Activated BIOCHAR with VERMICOMPOST as an alternative PEAT substitute. *International Journal of Biosciences, Agriculture and Technology*, 9(8), 64–70.
- Kebli, H., & Sinaj, S. (2017, März 1). *Agronomisches Potenzial eines natürlichen Düngers aus Exkrementen von Fliegenlarven*. Agrarforschung Schweiz. <https://www.agrarforschungschweiz.ch/2017/03/agronomisches-potenzial-eines-natuerlichen-duengers-aus-exkrementen-von-fliegenlarven/>
- Keutgen, A. J. (2018). *Spezielle Gemüseproduktion III, Vorlesungsfolien*.
- Khan, M. R., Haque, Z., Rasool, F., Salati, K., Khan, U., Mohiddin, F. A., & Zuhaib, M. (2019). Management of root-rot disease complex of mungbean caused by *Macrophomina phaseolina* and *Rhizoctonia solani* through soil application of *Trichoderma* spp. *Crop Protection*, 119, 24–29. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2019.01.014>
- Kim, Y. C., Hur, J. Y., & Park, S. K. (2019). Biocontrol of *Botrytis cinerea* by chitin-based cultures of *Paenibacillus elgii* HOA73. *European Journal of Plant Pathology*, 155(1), 253–263. <https://doi.org/10.1007/s10658-019-01768-1>
- Klammsteiner, T., Turan, V., Fernández-Delgado Juárez, M., Oberegger, S., & Insam, H. (2020). Suitability of Black Soldier Fly Frass as Soil Amendment and Implication for Organic Waste Hygienization. *Agronomy*, 10(10), 1578. <https://doi.org/10.3390/agronomy10101578>
- KONICA MINOLTA. (2021). *Einführung—KONICA MINOLTA Europe*. <https://www5.konicaminolta.eu/de/messgeraete/produkte/farbmessung/chlorophyll-messgeraet/spad-502plus/einfuehrung.html>
- Kraska, T., Kleinschmidt, B., Weinand, J., & Pude, R. (2018). Cascading use of *Miscanthus* as growing substrate in soilless cultivation of vegetables (tomatoes, cucumbers) and subsequent direct combustion. *Scientia Horticulturae*, 235, 205–213.
- Krebs, M., Gaudig, G., Wichmann, S., & Joosten, H. (2015). Torfmooskultivierung: Moorschutz durch Moornutzung. *TELMA - Berichte der Deutschen Gesellschaft für Moor- und Torfkunde, Beiheft 5*, 59–70. <https://doi.org/10.23689/fidgeo-2927>
- Kunz, G., Mathis, A., & Keller, H.-R. (2019). *Schlussbericht: Torfreduzierte Bio-Anzuchtsubstrate für den produzierenden Gemüse- und Beerenanbau*. <https://doi.org/10.21256/zhaw-19232>
- Larkin, R. P., & Fravel, D. R. (1998). Efficacy of Various Fungal and Bacterial Biocontrol Organisms for Control of *Fusarium* Wilt of Tomato. *Plant Disease*, 82(9), 1022–1028. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1998.82.9.1022>
- Leifeld, J., & Menichetti, L. (2018). The underappreciated potential of peatlands in global climate change mitigation strategies. *Nature Communications*, 9(1), 1071. <https://doi.org/10.1038/s41467-018-03406-6>
- Leifeld, J., & Wüst-Galley, C. (2021). *Kohlenstoffsенke Moorboden: Zustand und Entwicklung*. <https://scnat.ch/de/id/BrLrJ>
- Lennox, T. L., & Lumis, G. P. (1987). Evaluation of physical properties of several growing media for use in aerial seeding containers. *Canadian Journal of Forest Research*, 17(2), 165–173. <https://doi.org/10.1139/x87-029>
- Limbers, H. (2016, Januar 11). Torf ist nicht gleich Torf: Weiß- und Schwarztorf. *Klasmann-Deilmann*. <https://klasmann-deilmann.com/torf-ist-nicht-gleich-torf-weiss-und-schwarztorf/>
- Lindegger, M. R. (2014). *Torfimporte zerstören wertvolle Feuchtgebiete im Ausland*.

- Liu, J., Leatherwood, W. R., & Mattson, N. S. (2012). Irrigation Method and Fertilizer Concentration Differentially Alter Growth of Vegetable Transplants. *HortTechnology*, 22(1), 56–63. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH.22.1.56>
- Łochyńska, M., & Frankowski, J. (2021). The Effects of Silkworm Excrement Organic Fertilizer on the Hemp Yield. *Journal of Natural Fibers*, 0(0), 1–11. <https://doi.org/10.1080/15440478.2021.1921665>
- Loganathan, M., Sible, G. V., Maruthasalam, S., Saravanakumar, D., Raguchander, T., Sivakumar, M., & Samiyappan, R. (2010). Trichoderma and chitin mixture based bioformulation for the management of head rot (*Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) deBary)—root-knot (*Meloidogyne incognita* Kofoid and White; Chitwood) complex diseases of cabbage. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 43(10), 1011–1024. <https://doi.org/10.1080/03235400802214885>
- Machado, R. M. A., Alves-Pereira, I., Ferreira, R., & Gruda, N. S. (2021). Coir, an Alternative to Peat—Effects on Plant Growth, Phytochemical Accumulation, and Antioxidant Power of Spinach. *Horticulturae*, 7(6), 127. <https://doi.org/10.3390/horticulturae7060127>
- Maher, M., Prasad, M., & Raviv, M. (2008). Organic soilless media components. *Soilless culture: Theory and practice*, 459–504.
- Margenot, A. J., Griffin, D. E., Alves, B. S. Q., Rippner, D. A., Li, C., & Parikh, S. J. (2018). Substitution of peat moss with softwood biochar for soil-free marigold growth. *Industrial Crops and Products*, 112, 160–169. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.10.053>
- Mathis, A. (2021). *Versuche mit Anzuchtsubstraten Herbst 2021*.
- Mathis, A., & Hutter, M. (2021). *SCHÜTTDICHTHE, POROSITÄT, WASSERKAPAZITÄT*.
- Mayo, S., Gutierrez, S., Malmierca, M., Lorenzana, A., Campelo, M., Hermosa, R., & Casquero, P. (2015). Influence of *Rhizoctonia solani* and *Trichoderma* spp. in growth of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) and in the induction of plant defense-related genes. *Frontiers in Plant Science*, 6. <https://www.frontiersin.org/article/10.3389/fpls.2015.00685>
- Méndez, A., Cárdenas-Aguilar, E., Paz-Ferreiro, J., Plaza, C., & Gascó, G. (2017). The effect of sewage sludge biochar on peat-based growing media. *Biological Agriculture & Horticulture*, 33(1), 40–51. <https://doi.org/10.1080/01448765.2016.1185645>
- Messiga, A. J., Hao, X., Dorais, M., Bineng, C. S., & Ziadi, N. (2020). Supplement of biochar and vermicompost amendments in coir and peat growing media improves N management and yields of leafy vegetables1. *Canadian Journal of Soil Science*. <https://doi.org/10.1139/cjss-2020-0059>
- Mohiddin, F. A., Khan, M. R., Khan, S. M., & Bhat, B. H. (2010). Why *Trichoderma* is considered super hero (super fungus) against the evil parasites? *Plant Pathology Journal (Faisalabad)*, 9(3), 92–102.
- Möller, K., & Schultheiss, U. (2013). *Evaluation of the characteristics of commercial organic fertilizers for use in intensive organic cropping systems*. Kuratorium für Technik und Bauwesen in der Landwirtschaft (KTBL) e.V., D-Darmstadt—Google Suche. [https://www.google.com/search?q=M%C3%B6ller+K%2C+Schulthei%C3%9F%2C+U+\(2013\)+Evaluation+of+the+characteristics+of+commercial+organic+fertilizers+for+use+in+intensive+organic+cropping+systems.+Kuratorium+f%C3%BCr+Technik+und+Bauwesen+in+der+Landwirtschaft+\(KTBL\)+e.V.+D-Darmstadt&oq=M%C3%B6ller+K%2C+Schulthei%C3%9F%2C+U+\(2013\)+Evaluation+of+the+characteristics+of+commercial+organic+fertilizers+for+use+in+intensive+organic+cropping+systems.+Kuratorium+f%C3%BCr+Technik+und+Bauwesen+in+der+Landwirtschaft+\(KTBL\)+e.V.+D-Darmstadt&aqs=chrome..69i57.537j0j7&sourceid=chrome&ie=UTF-8](https://www.google.com/search?q=M%C3%B6ller+K%2C+Schulthei%C3%9F%2C+U+(2013)+Evaluation+of+the+characteristics+of+commercial+organic+fertilizers+for+use+in+intensive+organic+cropping+systems.+Kuratorium+f%C3%BCr+Technik+und+Bauwesen+in+der+Landwirtschaft+(KTBL)+e.V.+D-Darmstadt&oq=M%C3%B6ller+K%2C+Schulthei%C3%9F%2C+U+(2013)+Evaluation+of+the+characteristics+of+commercial+organic+fertilizers+for+use+in+intensive+organic+cropping+systems.+Kuratorium+f%C3%BCr+Technik+und+Bauwesen+in+der+Landwirtschaft+(KTBL)+e.V.+D-Darmstadt&aqs=chrome..69i57.537j0j7&sourceid=chrome&ie=UTF-8)
- Mühlenweg, D. (2004). *Perlit im Gartenbau, Perlite in horticulture*.
- Mukherjee, P. K., Horwitz, B. A., Singh, U. S., Mukherjee, M., & Schmoll, M. (2013). *Trichoderma: Biology and Applications*. CABI.
- Mukherjee, P. K., Nautiyal, C. S., & Mukhopadhyay, A. N. (2008). Molecular Mechanisms of Biocontrol by *Trichoderma* spp. In C. S. Nautiyal & P. Dion (Hrsg.), *Molecular*

- Mechanisms of Plant and Microbe Coexistence* (S. 243–262). Springer. [https://doi.org/10.1007/978-3-540-75575-3\\_10](https://doi.org/10.1007/978-3-540-75575-3_10)
- Muymas, P., Pichyangkura, R., Wiriyakitnateekul, W., Wangsomboondee, T., Chadchawan, S., & Seraypheap, K. (2015). Effects of chitin-rich residues on growth and postharvest quality of lettuce. *Biological Agriculture & Horticulture*, 31(2), 108–117. <https://doi.org/10.1080/01448765.2014.974669>
- Neumaier, D., & Meinken, E. (2015). PEAT SUBSTITUTES IN GROWING MEDIA - OPTIONS AND LIMITATIONS. *Acta Horticulturae*, 1099, 159–166. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2015.1099.16>
- Neuweiler, R., & Keller, M. (2011). *Aspekte der Phosphordüngung im Gemüsebau*.
- Newton, L., Sheppard, C., Watson, D. W., Burtle, G., & Dove, R. (2005). Using the black soldier fly, *Hermetia illucens*, as a value-added tool for the management of swine manure. *Animal and Poultry Waste Management Center, North Carolina State University, Raleigh, NC*, 17, 18.
- Nieto, A., Gascó, G., Paz-Ferreiro, J., Fernández, J. M., Plaza, C., & Méndez, A. (2016). The effect of pruning waste and biochar addition on brown peat based growing media properties. *Scientia horticulturae*, 199, 142–148. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.12.012>
- Oancea, F., Răut, I., Şesan, T. E., Doni, M., Popescu, M., & Jecu, M. L. (2017). Enhancement of biostimulant activity of spent *Pleurotus* substrate for seedling production. *Acta Horticulturae*, No.1164, 55–61.
- Oberhänsli, T. (2022). *Besprechung Thomas Oberhänsli* [Persönliche Kommunikation].
- Ökolandbau. (2021). *Organische Handelsdünger*. [oekolandbau.de. https://www.oekolandbau.de/landwirtschaft/pflanze/grundlagen-pflanzenbau/duengung/organische-handelsduenger/](https://www.oekolandbau.de/landwirtschaft/pflanze/grundlagen-pflanzenbau/duengung/organische-handelsduenger/)
- Oliveira, C. A., Alves, V. M. C., Marriel, I. E., Gomes, E. A., Scotti, M. R., Carneiro, N. P., Guimarães, C. T., Schaffert, R. E., & Sá, N. M. H. (2009). Phosphate solubilizing microorganisms isolated from rhizosphere of maize cultivated in an oxisol of the Brazilian Cerrado Biome. *Soil Biology and Biochemistry*, 41(9), 1782–1787. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2008.01.012>
- Osimani, A., Milanović, V., Cardinali, F., Garofalo, C., Clementi, F., Pasquini, M., Riolo, P., Ruschioni, S., Isidoro, N., Loreto, N., Franciosi, E., Tuohy, K., Petruzzelli, A., Foglini, M., Gabucci, C., Tonucci, F., & Aquilanti, L. (2018). The bacterial biota of laboratory-reared edible mealworms (*Tenebrio molitor* L.): From feed to frass. *International Journal of Food Microbiology*, 272, 49–60. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2018.03.001>
- Panov, J. (2021). *Pflanzenschutz durch Reste aus der Insektenproduktion (Frass) gegen bodenbürtige Pilzpathogene*. <https://doi.org/10.21256/zhaw-22387>
- Parish, F., Sirin, A. A., Charman, D., Joosten, H., Minaeva T.yu., & Silvius, M. (2008). *Assessment on Peatlands, Biodiversity and Climate Change*. Wetlands International. <https://www.elibrary.ru/item.asp?id=22008727>
- Pascual, J. A., Ceglie, F., Tuzel, Y., Koller, M., Koren, A., Hitchings, R., & Tittarelli, F. (2018). Organic substrate for transplant production in organic nurseries. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 38(3), 35. <https://doi.org/10.1007/s13593-018-0508-4>
- Patel, N. R., & Krishnamurthy, R. (2014). Carnivory in pitcher plants: An enigmatic meat eating plant. *Research & Review in BioScience*, 8, 94–106.
- Pernice, M., Simpson, S. J., & Ponton, F. (2014). Towards an integrated understanding of gut microbiota using insects as model systems. *Journal of Insect Physiology*, 69, 12–18. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2014.05.016>
- Poorter, H., & Nagel, O. (2000). The role of biomass allocation in the growth response of plants to different levels of light, CO<sub>2</sub>, nutrients and water: A quantitative review. *Functional Plant Biology*, 27(12), 1191–1191.

- Pöstinger, M. (2007). *Torfstich und seine Auswirkungen auf das Ökosystem Moor*. <https://www.google.com/search?q=P%C3%B6stinger%2C+M.+%282007%29.+Torfstich+und+seine+Auswirkungen+auf+das+%C3%96kosystem+Moor&aq=chrome..69i57.318j0j4&sourceid=chrome&ie=UTF-8>
- Poveda, J. (2021). Insect frass in the development of sustainable agriculture. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 41(1), 5. <https://doi.org/10.1007/s13593-020-00656-x>
- Poveda, J., Jiménez-Gómez, A., Saati-Santamaría, Z., Usategui-Martín, R., Rivas, R., & García-Fraile, P. (2019). Mealworm frass as a potential biofertilizer and abiotic stress tolerance-inductor in plants. *Applied Soil Ecology*, 142, 110–122. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2019.04.016>
- Prem Anand, A. A., Vennison, S. J., Sankar, S. G., Gilwax Prabhu, D. I., Vasani, P. T., Raghuraman, T., Jerome Geoffrey, C., & Vendan, S. E. (2010). Isolation and characterization of bacteria from the gut of *Bombyx mori* that degrade cellulose, xylan, pectin and starch and their impact on digestion. *Journal of Insect Science*, 10(1). <https://doi.org/10.1673/031.010.10701>
- Qin, X., Li, P., Lu, S., Sun, Y., Meng, L., Hao, J., & Fan, S. (2020). Phosphoproteomic analysis of lettuce (*Lactuca sativa* L.) reveals starch and sucrose metabolism functions during bolting induced by high temperature. *PLOS ONE*, 15(12), e0244198. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0244198>
- Rafiee, H., Naghdi Badi, H., Mehrafarin, A., Qaderi, A., Zarinpanjeh, N., Sekara, A., & Zand, E. (2016). Application of plant biostimulants as new approach to improve the biological responses of medicinal plants-A critical review. 39–6. *فصلنامه علمی پژوهشی گیاهان دارویی*, 3(59), 39–6.
- Rajkumar, M., Lee, K. J., & Freitas, H. (2008). Effects of chitin and salicylic acid on biological control activity of *Pseudomonas* spp. Against damping off of pepper. *South African Journal of Botany*, 74(2), 268–273. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2007.11.014>
- Ramírez-Arrebato, M., Rodríguez Pedroso, A., Alfonso, L., & Peniche, C. (2010). La quitina y sus derivados, biopolímeros con potencialidades de aplicación agrícola. *Biotecnología Aplicada*, 27, 270–276.
- Ramírez-Puebla, S. T., Servín-Garcidueñas, L. E., Jiménez-Marín, B., Bolaños, L. M., Rosenblueth, M., Martínez, J., Rogel, M. A., Ormeño-Orrillo, E., & Martínez-Romero, E. (2013). Gut and Root Microbiota Commonalities. *Applied and Environmental Microbiology*, 79(1), 2–9. <https://doi.org/10.1128/AEM.02553-12>
- Reinhofer, M. (2004). *TORFERSATZ DURCH BIOGENE REST-UND ABFALLSTOFFE-VORPROJEKT ENDBERICHT-MODUL B*.
- Richardson, A. E., Barea, J.-M., McNeill, A. M., & Prigent-Combaret, C. (2009). Acquisition of phosphorus and nitrogen in the rhizosphere and plant growth promotion by microorganisms. *Plant and Soil*, 321(1), 305–339. <https://doi.org/10.1007/s11104-009-9895-2>
- Ricoter. (2021). *Ricoter*. <https://www.ricoter.ch/>
- Risch, A. (2022, Januar 21). *Fragen zum Einsatz von Erdrpresstöpfen* [Persönliche Kommunikation].
- Sauer, C., Baur, B., & Lutz, M. (2020). *Pilzkrankheiten an Salaten Teil 1: Bodenbürtige Krankheiten und Salatfäulen*. [https://www.google.com/search?q=Rhizoctonia+bei+Salat&sxsrf=AOa-emvIY9HrDcz8lCK7Vrw3lGyJfcdonhQ%3A1630826804849&ei=NHE0Y-cefM5Sv5NoP-K-a4AU&aq=Rhizoctonia+bei+Salat&gs\\_lcp=Cgdnd3Mtd2l6EAMyBg-gAEBYQHjoHCCMQsAMQJzoHCAAQRxCwAzoKCC4QyAMQsAMQQz-oHCCMQsAIQJzoECAAQDTtoECCMQJzoFCAAQywe6BQguEMsBOgolABCABB-CHAhAUOggILhCABBCTAjoFCAAQgAQ6CAguEMsBEJMCoggIABAWEAoQH-koFCDgSATFKBAhBGABQ3EtYq1tgw1xoAXACeACAAXaIAdglkgEDOC40mA-EAoAEBYAEpWAEB&sclient=gws-wiz&ved=0ahUKEwjHiZKjp-fyAhWUF1kFH-fiXBlwQ4dUDCA8&uact=5](https://www.google.com/search?q=Rhizoctonia+bei+Salat&sxsrf=AOa-emvIY9HrDcz8lCK7Vrw3lGyJfcdonhQ%3A1630826804849&ei=NHE0Y-cefM5Sv5NoP-K-a4AU&aq=Rhizoctonia+bei+Salat&gs_lcp=Cgdnd3Mtd2l6EAMyBg-gAEBYQHjoHCCMQsAMQJzoHCAAQRxCwAzoKCC4QyAMQsAMQQz-oHCCMQsAIQJzoECAAQDTtoECCMQJzoFCAAQywe6BQguEMsBOgolABCABB-CHAhAUOggILhCABBCTAjoFCAAQgAQ6CAguEMsBEJMCoggIABAWEAoQH-koFCDgSATFKBAhBGABQ3EtYq1tgw1xoAXACeACAAXaIAdglkgEDOC40mA-EAoAEBYAEpWAEB&sclient=gws-wiz&ved=0ahUKEwjHiZKjp-fyAhWUF1kFH-fiXBlwQ4dUDCA8&uact=5)

- Schmilewski, G. K. (2018). *Kultursubstrate und Blumenerden –Eigenschaften, Ausgangsstoffe, Verwendung*.
- Schmitt, E., & de Vries, W. (2020). Potential benefits of using *Hermetia illucens* frass as a soil amendment on food production and for environmental impact reduction. *Current Opinion in Green and Sustainable Chemistry*, 25, 100335. <https://doi.org/10.1016/j.cogsc.2020.03.005>
- scnat. (2021). *Klima und Biodiversität gemeinsam schützen*.
- Setti, L., Francia, E., Pulvirenti, A., Gigliano, S., Zaccardelli, M., Pane, C., Caradonia, F., Bortolini, S., Maistrello, L., & Ronga, D. (2019). Use of black soldier fly (*Hermetia illucens* (L.), Diptera: Stratiomyidae) larvae processing residue in peat-based growing media. *Waste Management*, 95, 278–288. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2019.06.017>
- Shahrajabian, M. H., Chaski, C., Polyzos, N., Tzortzakis, N., & Petropoulos, S. A. (2021). Sustainable Agriculture Systems in Vegetable Production Using Chitin and Chitosan as Plant Biostimulants. *Biomolecules*, 11(6), 819. <https://doi.org/10.3390/biom11060819>
- Shoresh, M., Harman, G. E., & Mastouri, F. (2010). Induced Systemic Resistance and Plant Responses to Fungal Biocontrol Agents. *Annual Review of Phytopathology*, 48(1), 21–43. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-073009-114450>
- Sid Ahmed, A., Ezziyyani, M., Pérez Sánchez, C., & Candela, M. E. (2003). Effect of chitin on biological control activity of *Bacillus* spp. and *Trichoderma harzianum* against root rot disease in pepper (*Capsicum annuum*) plants. *European Journal of Plant Pathology*, 109(6), 633–637. <https://doi.org/10.1023/A:1024734216814>
- Sivan, A., & Chet, I. (1989). Degradation of Fungal Cell Walls by Lytic Enzymes of *Trichoderma harzianum*. *Microbiology*, 135(3), 675–682. <https://doi.org/10.1099/00221287-135-3-675>
- Solanki, M. K., Singh, N., Singh, R. K., Singh, P., Srivastava, A. K., Kumar, S., Kashyap, P. L., & Arora, D. K. (2011). Plant defense activation and management of tomato root rot by a chitin-fortified *Trichoderma/Hypocrea* formulation. *Phytoparasitica*, 39(5), 471. <https://doi.org/10.1007/s12600-011-0188-y>
- Soppelsa, S. (2019). *The use of natural substances to improve fruit crop performances, quality and tolerance towards stress conditions*. <https://bia.unibz.it/handle/10863/11080>
- Staubli, P. (2007). *Schutz und Förderung von Mooren in der Schweiz – rechtliche Situation und aktive Maßnahmen*. 5.
- Steiner, C., & Harttung, T. (2014). Biochar as a growing media additive and peat substitute. *Solid Earth*, 5(2), 995–999. <https://doi.org/10.5194/se-5-995-2014>
- Stockmann, S. (2019). *starke Pflanzen—Gesunde Pflanzen*.
- Stucki, M., Wettstein, S., Mathis, A., & Amrein, S. (2019). *Erweiterung der Studie «Torf und Torfersatzprodukte im Vergleich»: Eigenschaften, Verfügbarkeit, ökologische Nachhaltigkeit und soziale Auswirkungen*. 85.
- Substratforum. (2021). *Substratforum—Substratmessungen*.
- Taparia, T., Hendrix, E., Nijhuis, E., de Boer, W., & van der Wolf, J. (2021). Circular alternatives to peat in growing media: A microbiome perspective. *Journal of Cleaner Production*, 327, 129375. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2021.129375>
- Tiemeyer, B., Bechtold, M., Belting, S., Freibauer, A., Förster, C., Schubert, E., Dettmann, U., Frank, S., Fuchs, D., Gelbrecht, J., Jeuther, B., Laggner, A., Rosinski, E., Leiber-Sauheitl, K., Sachteleben, J., Zak, D., & Drösler, M. (2017). *Moorschutz in Deutschland—Optimierung des Moormanagements im Hinblick auf den Schutz der Biodiversität und der Ökosystemleistungen*. <https://doi.org/10.19217/skr462>
- Trillas, M. I., Casanova, E., Cotxarrera, L., Ordovás, J., Borrero, C., & Avilés, M. (2006). Composts from agricultural waste and the *Trichoderma asperellum* strain T-34 suppress *Rhizoctonia solani* in cucumber seedlings. *Biological Control*, 39(1), 32–38. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2006.05.007>
- Trillas-Gay, M. I., HOITINK, H. A. J., & MADDEN, L. V. (1986). Nature of suppression of *Fusarium* wilt of radish in a container medium amended with composted hardwood

- bark. *Nature of suppression of Fusarium wilt of radish in a container medium amended with composted hardwood bark*, 70(11), 1023–1027.
- Tsakalimi, M., & Ganatsas, P. (2016). A synthesis of results on wastes as potting media substitutes for the production of native plant species. *REFORESTA*, 1, 147–163. <https://doi.org/10.21750/REFOR.1.08.8>
- Tschümperlin, L. (2021). *Torfausstiegskonzept in der Schweiz als politischer Auftrag Wo steht die Schweiz?* BAFU.
- van Huis, A. (2020). Insects as food and feed, a new emerging agricultural sector: A review. *Journal of Insects as Food and Feed*, 6(1), 27–44. <https://doi.org/10.3920/JIFF2019.0017>
- Vessey, J. K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*, 255(2), 571–586. <https://doi.org/10.1023/A:1026037216893>
- Viterbo, A., Montero, M., Ramot, O., Friesem, D., Monte, E., Llobell, A., & Chet, I. (2002). Expression regulation of the endochitinase chit36 from *Trichoderma asperellum* (T. harzianum T-203). *Current Genetics*, 42(2), 114–122. <https://doi.org/10.1007/s00294-002-0345-4>
- Wais, T. (2021). *Kulturversuche mit Torfersatzsubstraten bei Fenchel und Brokkoli*.
- Wang, C., & Zhuang, W. (2019). Evaluating effective *Trichoderma* isolates for biocontrol of *Rhizoctonia solani* causing root rot of *Vigna unguiculata*. *Journal of Integrative Agriculture*, 18(9), 2072–2079. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(19\)62593-1](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(19)62593-1)
- Wawra, S., Fesel, P., Widmer, H., Timm, M., Seibel, J., Leson, L., Kessler, L., Nostadt, R., Hilbert, M., Langen, G., & Zuccaro, A. (2016). The fungal-specific  $\beta$ -glucan-binding lectin FGB1 alters cell-wall composition and suppresses glucan-triggered immunity in plants. *Nature Communications*, 7(1), 13188. <https://doi.org/10.1038/ncomms13188>
- Weinheimer, S. (2022). *Ergebnisse „Torfreduzierte Substratpresstöpfe für Gemüsejungpflanzen“* [Persönliche Kommunikation].
- Whipps, J. M. (2001). Microbial interactions and biocontrol in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany*, 52(suppl\_1), 487–511. [https://doi.org/10.1093/jexbot/52.suppl\\_1.487](https://doi.org/10.1093/jexbot/52.suppl_1.487)
- Yu, Z., Loisel, J., Brosseau, D. P., Beilman, D. W., & Hunt, S. J. (2010). Global peatland dynamics since the Last Glacial Maximum. *Geophysical research letters*, 37(13).
- Yuan, J., Raza, W., Shen, Q., & Huang, Q. (2012). Antifungal Activity of *Bacillus amyloliquefaciens* NJN-6 Volatile Compounds against *Fusarium oxysporum* f. Sp. *Cubense*. *Applied and Environmental Microbiology*, 78(16), 5942–5944. <https://doi.org/10.1128/AEM.01357-12>
- Zehra, A., Dubey, M. K., Meena, M., & Upadhyay, R. S. (2017). Effect of different environmental conditions on growth and sporulation of some *Trichoderma* species. *Journal of Environmental Biology*, 38(2), 197.
- Zhao, L., Wang, F., Zhang, Y., & Zhang, J. (2014). Involvement of *Trichoderma asperellum* strain T6 in regulating iron acquisition in plants. *Journal of Basic Microbiology*, 54(S1), S115–S124. <https://doi.org/10.1002/jobm.201400148>
- Zulfiqar, F., Younis, A., & Chen, J. (2019). Biochar or Biochar-Compost Amendment to a Peat-Based Substrate Improves Growth of *Syngonium podophyllum*. *Agronomy*, 9(8), 460. <https://doi.org/10.3390/agronomy9080460>
- zzwancor. (2021). *Was ist Perlit*. Switzerland. [https://www.zzwancor.ch/wand/ge-wusst\\_wie/was-ist-perlit.html](https://www.zzwancor.ch/wand/ge-wusst_wie/was-ist-perlit.html)

# 7 Anhang 1 – Rohdaten

## 7.1 Versuchsdesign Topfversuch

Fenster

B+T	B+R+BA	K+R
G+R+3	G+3	K+R
G+R+T+IF	K	G+R+3
B+R+Bio+IF	K+R+T+Bio	K+T+Bio
K+Bio+IF	B+R+3	K+3

B+R+T+Bio	G+R+T	B+R
B+R+Bio+IF	B+Bio+IF	G+T+IF
B+R+S	B+T+IF	B+R+T+Bio
K+R	G+IF	K+R+Bio+IF
B+R+T+Bio	B+R+Bio	G+R+T+IF

G+R+T	G+R+T	B+Bio+IF
B+R+T	G+R+3	G+K+S
G+R+S	K	G+T+Bio
K+R+Bio	B+R+Bio	B+T+IF
K+Bio+IF	B+R+3	B+R+T+Bio

Logger

K+T+Bio	G+R+T+IF	B+R
K+R+S	G+Bio+IF	G+R+T+IF
B+R+T	G	G+R+S
B+R+T	K	K+T+IF
B+R+T+IF	G+R+T+IF	B+T

G+R	G+T	B+R+BA
K+3	G+Bio+IF	K+R+Bio
K+R+T	K+R+3	G+R+BA
K+R	G	B+R+Bio
K	G+R	K+R+T+IF

G+T+Bio	G+R+T+Bio	G+3
B+3	K+R+IF	G+R+BA
K+R+T+IF	G+B+IF	G+R+Bio
K+IF	B+R+Bio+IF	K+Bio
B+R+T+IF	B+IF	B+R+BA

K+R+T	G+R	G+T+Bio
B+IF	G+R+T+Bio	K+R+Bio
B+R+IF	K+Bio	K+R+IF
B+T+Bio	G+R+Bio+IF	K+T
G+R+3	G+Bio	K+R+T+Bio

B	G+T+IF	G+IF
B+3	G+R+Bio+IF	K+T+IF
B+R+IF	B+T+IF	G+R+Bio+IF
K+IF	K+R+S	B+R+IF
G+T+Bio	G+R+Bio+IF	K+T+IF

B+Bio	K+R+T+Bio	G+R+IF
K+Bio	K+R+Bio+IF	G+T
B+R+Bio	B+Bio+IF	B+R+S
G+Bio	K+Bio+IF	B+3
G+R+Bio	G+Bio	K+Bio

B+R+T+IF	K+IF	K+R+Bio
G+R+3	K+T+IF	G+R+T+IF
B+T+IF	B+R	G
K+Bio+IF	G+R+IF	G+Bio+IF
G+Bio	K+R+BA	B+Bio

K+R+T	G+Bio	K+R+3
K+R+IF	K+R+BA	K+R
K+T	B+Bio	X
G+R+BA	B+R+Bio	K+R+T+IF
K+3	G+R+Bio+IF	G+T

B+T+Bio	G+IF	B+R+BA
G+R	K+3	K+R+3
G+IF	K+R+T+Bio	B+IF
K+R+T+IF	K+Bio	K+R+T+B
G+Bio+IF	B+R+IF	G+3

B+IF	B+R+BA	B+R+3
B+R+T+IF	K+Bio	K+R+IF
B+T	G+R+BA	G+3
B	K+R+3	K+IF
K+R	K+T+Bio	K+R+T+Bio

G+3	K+R+S	K+R+BA
G+T+IF	B+Bio	K+R+T+Bio
B	B+T+Bio	K+T+IF
K+R+T+IF	G+R+T+Bio	K+R+Bio+IF
B+R+S	K+Bio	G+R+Bio

B	B+T+IF	B+R+S
B+T+Bio	K+R+T	G+T
G+3	G+R+IF	B+R+Bio+IF
B+R+T	B	G+T
B+IF	B+T+Bio	B+R+S

B+R+Bio+IF	B+R+T+IF	G+T+IF
K+R+T+IF	G+R	K+R+3
G+R	K+Bio	B+R+IF
K+T	G+Bio	K+R+3
B+R+T+Bio	G+Bio	K+T+IF

G+R+IF	G+3	K+R+BA
K+IF	B+R+Bio	K+T+Bio
G+R+3	K+T+Bio	B+R+T
K+R+3	G+R	K+R+Bio+IF
B+Bio	G	K+IF

K+R+IF	B+T+IF	G+R+T+IF
B+R+T+IF	G+R+B	B+R+3
K	B+R+B+IF	B+T+IF
K+R+T+B	K+T	K+R+Bio+IF
B+T+B	B+B+IF	K+R+BA

G+R+BA	K+IF	B+R+T+IF
G+T+Bio	K+R+T	K+R+S
K+R+S	G+IF	B+Bio
B+R+3	K+R+Bio	K+R+IF
K+3	K+R+IF	G+IF

G+IF	G+R+Bio	G+R+Bio+IF
K+R+3	K+R+S	K+R+T+Bio
G+R+T+IF	K+IF	B+T
K+R+IF	G+Bio	X
B+Bio+IF	B+R+IF	B+Bio

G+T+Bio	K+R+T+IF	G+R+T+Bio
B+R+T+IF	K+R+T	G+B+IF
G+R+BA	G+IF	B+R+T+Bio
K+R+IF	B+R+S	G+R+BA
G+R+BA	K+T+Bio	B

B+R	K+R+Bio+IF	G+T+Bio
B	K+R+Bio+IF	G+T
G+R+T+Bio	B+R+BA	G+T+IF
G+R+T	K+Bio+IF	G+R+3
K+3	G+R+IF	G

G+R+IF	B+3	K+T+Bio
G+R+T	B+Bio+IF	G+R+3
K+Bio+IF	K+Bio	B+3
G+R+T	B+R+Bio	G+R+Bio+IF
B+R+T+Bio	G	K+R+BA

G+T+IF	G+R+Bio	B+R+IF
B+R+Bio	G+R+Bio+IF	K
B+R+3	B+T+IF	K+R
B+R+S	K+T+IF	B+T
K+3	B+T+Bio	G+R+S

B+T	K	B+R+3
K+R+T+IF	B+3	G+R+T+Bio
G+Bio+IF	B	K+T
B+T+Bio	K+R+BA	K+R+T
G+Bio+IF	G+R+IF	K+3

G+R+S	G+R+Bio+IF	B+IF
G+R+T+Bio	G+T+IF	K+R+S
B	G+R+Bio+IF	K+3
B+T	G+R+S	K+R+T
K+R+Bio	K+Bio+IF	B+R

G+R+T	B+R+T+Bio	B+T
G+R+Bio	B+R+Bio+IF	B+R+3
B+R+S	G+IF	B+R+Bio
G+R+S	K+T	G+K+S
B+IF	K+R	B+R+T

B+R	G	B+R+T
G+R+IF	K+R+Bio+IF	K+T
K+R	B+B+IF	G+3
G+T	G+T+Bio	B+R+IF
B+IF	B+R+BA	G+T

G+R+T	B+R+T	K+R+BA
B+IF	K+Bio+IF	G
G+R	B+3	B+R
K+T+IF	K	K+R+Bio
G+T+IF	K+R+IF	K

Substrat: **B** = Brill (weiss), **G** = Gramoflor (gelb), **K** = Klasmann (grün),

Pflanzenstärkungsmittel: **Bio** = Biosol, **IF** = Insektenfrass, **T** = T-gro, **3** = Kombination aus allen drei Pflanzenstärkungsmittel

## 7.2 Versuchsdesign Aufbesserung eines torfreduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli

			Fenster				Logger		
Klasmann + 10% IF + Amino Basic	Klasmann + Amino Basic	Klasmann Kontrolle	Gramoflor + 10% IF + 1.5 g/L HM	Klasmann + 1.5g/L HM	Gramoflor + 10% IF + 3g/L HM	Klasmann + 3g/L HM	Gramoflor + 1.5g/L HM		
Gramoflor + Amino Basic	Gramoflor + 10% IF + Amino Basic	Gramoflor Kontrolle	Gramoflor 3g/L HM	Klasmann + 10% IF + 1.5g/L HM	Klasmann + 10% IF + 3g/L HM	Klasmann + 10% IF	Gramoflor + 10% IF	Fenster	

**IF** = Insektenfrass, **HM** = Hornmehl



Gramoflor	mit	ohne	6.8	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	8.4
Gramoflor	mit	ohne	24.3	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	8.4
Gramoflor	mit	ohne	4.6	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	6.7
Gramoflor	mit	ohne	21.7	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	8.9
Gramoflor	mit	ohne	12.4	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	5.8
Gramoflor	mit	ohne	26.8	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	16
Gramoflor	mit	ohne	10	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	6.2
Gramoflor	mit	ohne	18.4	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	31.9
Gramoflor	mit	ohne	11.7	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	5.8
Gramoflor	mit	ohne	5.3	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	4.5
Gramoflor	mit	ohne	17.4	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	21.7
Gramoflor	mit	ohne	4.2	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	5.6
Gramoflor	mit	ohne	6.9	Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	20
Gramoflor	mit	ohne	20.9	Gramoflor	mit	BA	13.4
Gramoflor	mit	ohne	9.4	Gramoflor	mit	BA	30.6
Gramoflor	mit	ohne	6.6	Gramoflor	mit	BA	8.8
Gramoflor	mit	T-Gro	10.4	Gramoflor	mit	BA	8.5
Gramoflor	mit	T-Gro	8.7	Gramoflor	mit	BA	29.4
Gramoflor	mit	T-Gro	13.3	Gramoflor	mit	BA	6.8
Gramoflor	mit	T-Gro	5.5	Gramoflor	mit	BA	12.8
Gramoflor	mit	T-Gro	6.5	Gramoflor	mit	BA	20.5
Gramoflor	mit	T-Gro	13.5	Gramoflor	mit	BA	7.4
Gramoflor	mit	T-Gro	8.6	Gramoflor	mit	BA	6.9
Gramoflor	mit	T-Gro	14.6	Gramoflor	mit	BA	9.2
Gramoflor	mit	T-Gro	40.5	Gramoflor	mit	BA	6.3
Gramoflor	mit	T-Gro	10.3	Gramoflor	mit	BA	8.2
Gramoflor	mit	T-Gro	8.6	Gramoflor	mit	BA	9.3
Gramoflor	mit	T-Gro	9.4	Gramoflor	mit	Signum	7.3
Gramoflor	mit	T-Gro	26.8	Gramoflor	mit	Signum	6.9
Gramoflor	mit	T-Gro	31.1	Gramoflor	mit	Signum	10.4
Gramoflor	mit	Biosol	11.3	Gramoflor	mit	Signum	10.6
Gramoflor	mit	Biosol	4.2	Gramoflor	ohne	keine	24.3
Gramoflor	mit	Biosol	6.5	Gramoflor	ohne	keine	7.3
Gramoflor	mit	Biosol	8.3	Gramoflor	ohne	keine	16.7
Gramoflor	mit	Biosol	11.2	Gramoflor	ohne	keine	11.2
Gramoflor	mit	Biosol	15.2	Gramoflor	ohne	keine	8.4
Gramoflor	mit	Biosol	11.5	Gramoflor	ohne	keine	8.8
Gramoflor	mit	Biosol	10.1	Gramoflor	ohne	keine	9.7
Gramoflor	mit	Biosol	9.6	Gramoflor	ohne	keine	31.2
Gramoflor	mit	Biosol	7.7	Gramoflor	ohne	keine	24.5
Gramoflor	mit	Biosol	21.9	Gramoflor	ohne	keine	27.2
Gramoflor	mit	Biosol	14.4	Gramoflor	ohne	keine	5.3
Gramoflor	mit	Biosol	9.8	Gramoflor	ohne	keine	7.5
Gramoflor	mit	Biosol	21.3	Gramoflor	ohne	keine	9.8
Gramoflor	mit	Insektenfrass	43.4	Gramoflor	ohne	keine	10.4
Gramoflor	mit	Insektenfrass	26.1	Gramoflor	ohne	keine	38.5
Gramoflor	mit	Insektenfrass	5.7	Gramoflor	ohne	keine	25.3
Gramoflor	mit	Insektenfrass	5.9	Gramoflor	ohne	keine	10.6
Gramoflor	mit	Insektenfrass	5.9	Gramoflor	ohne	keine	2.6
Gramoflor	mit	Insektenfrass	5.1	Gramoflor	ohne	keine	13.2
Gramoflor	mit	Insektenfrass	22.7	Gramoflor	ohne	keine	1.5
Gramoflor	mit	Insektenfrass	21.5	Gramoflor	ohne	keine	11.5
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	6.6	Gramoflor	ohne	T-Gro	12.8
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	10.1	Gramoflor	ohne	T-Gro	6.1
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	7.1	Gramoflor	ohne	T-Gro	7.4
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	2	Gramoflor	ohne	T-Gro	5.2
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	6.8	Gramoflor	ohne	T-Gro	5.4
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	35.2	Gramoflor	ohne	T-Gro	9
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	7.8	Gramoflor	ohne	T-Gro	23.3
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	3.6	Gramoflor	ohne	T-Gro	22.8
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	10.4	Gramoflor	ohne	T-Gro	10
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	10.1	Gramoflor	ohne	T-Gro	6.5
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	9.2	Gramoflor	ohne	T-Gro	36.6
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	2.5	Gramoflor	ohne	Biosol	47.1
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	11	Gramoflor	ohne	Biosol	5.8
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	8.9	Gramoflor	ohne	Biosol	11
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	14.4	Gramoflor	ohne	Biosol	7.9
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	7.2	Gramoflor	ohne	Biosol	8.7
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	5.9	Gramoflor	ohne	Biosol	7.4
Gramoflor	mit	T-Gro + Biosol	33.7	Gramoflor	ohne	Biosol	32.1
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	9.8	Gramoflor	ohne	Biosol	27.6
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	2.5	Gramoflor	ohne	Biosol	7.3
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	8.4	Gramoflor	ohne	Biosol	7.8
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	6.8	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	5.5
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	8.2	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	7
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	13.9	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	2.2
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	5.2	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	9.5
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	18.2	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	12.6
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	37.5	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	2.6
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	23.1	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	49.8
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	22.9	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	15
Gramoflor	mit	T-Gro + Insektenfrass	6.8	Gramoflor	ohne	Insektenfrass	49.6
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	7.1	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	11
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	17.4	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	40
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	6.7	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	13.3
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	17.3	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	10.5
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	8.3	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	10.5
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	9	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	13.5
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	2	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	35.8
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	4.3	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	13.3
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	8.7	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	9.6
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	6.4	Gramoflor	ohne	T-Gro + Insektenfrass	15.4
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	10.7	Gramoflor	ohne	T-Gro + Biosol	7.8
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	17.4	Gramoflor	ohne	T-Gro + Biosol	8.7
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	22.7	Gramoflor	ohne	T-Gro + Biosol	10.6
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	19.4	Gramoflor	ohne	T-Gro + Biosol	18.5
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	20.7	Gramoflor	ohne	T-Gro + Biosol	19.5
Gramoflor	mit	Biosol + Insektenfrass	20.7	Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	2.4
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	12.9
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	26.6
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	10.4
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	15.2
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	17
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	19.8
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	11.5
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	9.8
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	56.9
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	25
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	8.9
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	6.9
				Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	6.7
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	7
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	11.1
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	16.1
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	14.7
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	17.7
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	18.5
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	8.2
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	14.4
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	11.5
				Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	5.6
				Klasmann	ohne	keine	18.8
				Klasmann	ohne	keine	11.8
				Klasmann	ohne	keine	11.4
				Klasmann	ohne	keine	28
				Klasmann	ohne	keine	17.7
				Klasmann	ohne	keine	12
				Klasmann	ohne	keine	26
				Klasmann	ohne	keine	22.6
				Klasmann	ohne	keine	10.3
				Klasmann	ohne	keine	11.7
				Klasmann	ohne	keine	6.5
				Klasmann	ohne	keine	12.8

Klasmann	ohne	T-Gro	15,8
Klasmann	ohne	T-Gro	6,3
Klasmann	ohne	T-Gro	38
Klasmann	ohne	T-Gro	9,5
Klasmann	ohne	T-Gro	6,1
Klasmann	ohne	T-Gro	3,6
Klasmann	ohne	T-Gro	27,6
Klasmann	ohne	T-Gro	18,7
Klasmann	ohne	Biosol	13,3
Klasmann	ohne	Biosol	10,7
Klasmann	ohne	Biosol	3,1
Klasmann	ohne	Biosol	11,1
Klasmann	ohne	Biosol	35,2
Klasmann	ohne	Biosol	27,3
Klasmann	ohne	Biosol	20,8
Klasmann	ohne	Biosol	11,9
Klasmann	ohne	Biosol	12
Klasmann	ohne	Biosol	9
Klasmann	ohne	Biosol	26,3
Klasmann	ohne	Biosol	23,3
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	7,1
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	25
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	8,1
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	11,3
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	23,7
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	8,8
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	8,3
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	13,4
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	39,1
Klasmann	ohne	Biosol + Insektenfrass	1,4
Klasmann	ohne	Insektenfrass	9,7
Klasmann	ohne	Insektenfrass	12
Klasmann	ohne	Insektenfrass	5,8
Klasmann	ohne	Insektenfrass	10
Klasmann	ohne	Insektenfrass	22,9
Klasmann	ohne	Insektenfrass	1,4
Klasmann	ohne	Insektenfrass	15,1
Klasmann	ohne	Insektenfrass	8,1
Klasmann	ohne	Insektenfrass	21,5
Klasmann	ohne	Insektenfrass	17,6
Klasmann	ohne	Insektenfrass	15,8
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	6,8
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	23,6
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	29,4
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	9
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	9,2
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	9,6
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	14,6
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	3,1
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol	14,4
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	17
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	10,6
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	9,2
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	7,2
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	14,9
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	29,8
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	9,7
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	9,3
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	7,3
Klasmann	ohne	T-Gro + Insektenfrass	10,3
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	34,7
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	42,5
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	65,6
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	8,9
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	12,8
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	16
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	22,5
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	10,2
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	9,9
Klasmann	ohne	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	36,2
Klasmann	mit	ohne	37,5
Klasmann	mit	ohne	13,6
Klasmann	mit	ohne	12,4
Klasmann	mit	ohne	13,6
Klasmann	mit	ohne	13,8
Klasmann	mit	ohne	15,4
Klasmann	mit	ohne	9,9
Klasmann	mit	ohne	7,5
Klasmann	mit	ohne	14
Klasmann	mit	ohne	26
Klasmann	mit	ohne	27,4
Klasmann	mit	ohne	12,7
Klasmann	mit	ohne	27,6
Klasmann	mit	ohne	12,9
Klasmann	mit	ohne	10,5
Klasmann	mit	ohne	12
Klasmann	mit	ohne	11,5
Klasmann	mit	T-Gro	10,3
Klasmann	mit	T-Gro	26
Klasmann	mit	T-Gro	10,1
Klasmann	mit	T-Gro	10,2
Klasmann	mit	T-Gro	18,2
Klasmann	mit	T-Gro	2,4
Klasmann	mit	T-Gro	25,6
Klasmann	mit	T-Gro	24,1
Klasmann	mit	T-Gro	43
Klasmann	mit	T-Gro	15,3
Klasmann	mit	T-Gro	17
Klasmann	mit	T-Gro	10
Klasmann	mit	T-Gro	13
Klasmann	mit	T-Gro	7,4
Klasmann	mit	Biosol	12,9
Klasmann	mit	Biosol	17,5
Klasmann	mit	Biosol	13,9
Klasmann	mit	Biosol	24,7
Klasmann	mit	Biosol	7,4
Klasmann	mit	Biosol	17,4
Klasmann	mit	Biosol	26,2
Klasmann	mit	Biosol	13,6
Klasmann	mit	Biosol	13,8
Klasmann	mit	Biosol	14,8
Klasmann	mit	Biosol	14,6
Klasmann	mit	Biosol	12,7
Klasmann	mit	Biosol	11,8
Klasmann	mit	Biosol	13,4
Klasmann	mit	Biosol	12,3
Klasmann	mit	Insektenfrass	6,2
Klasmann	mit	Insektenfrass	14,2
Klasmann	mit	Insektenfrass	8,3
Klasmann	mit	Insektenfrass	8,6
Klasmann	mit	Insektenfrass	9,4
Klasmann	mit	Insektenfrass	22,3
Klasmann	mit	Insektenfrass	17
Klasmann	mit	Insektenfrass	25,1
Klasmann	mit	Insektenfrass	9,1
Klasmann	mit	Insektenfrass	33,9
Klasmann	mit	Insektenfrass	29,3
Klasmann	mit	Insektenfrass	7,1
Klasmann	mit	Insektenfrass	11,1
Klasmann	mit	Insektenfrass	15,2
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	15,2
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	35,7
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	9,3
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	9,8
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	9,1
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	28,5
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	11,4
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	42,9
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	9,7
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	34
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	9,3
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol	13,5
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	9,8
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	4,1
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	23,9
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	4,2
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	7,9
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	11,2
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	9,8
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	11,5
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	5,7
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	9,4
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	10,8
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	13,4
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	9,3
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	9,3
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	6,4
Klasmann	mit	T-Gro + Insektenfrass	8,8

Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	21,1
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	5
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	9,1
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	8
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	28,4
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	14,9
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	25,4
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	24,9
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	24,3
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	5,1
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	30,1
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	10
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	9,4
Klasmann	mit	Biosol + Insektenfrass	8,8
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	12,3
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	23,3
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	4,1
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	74,5
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	13,7
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	15,7
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	12,1
Klasmann	mit	T-Gro + Biosol + Insektenfrass	6
Klasmann	mit	BA	16,1
Klasmann	mit	BA	11,9
Klasmann	mit	BA	10,4
Klasmann	mit	BA	26,6
Klasmann	mit	BA	8,9
Klasmann	mit	BA	23,1
Klasmann	mit	BA	21,9
Klasmann	mit	BA	22,7
Klasmann	mit	BA	12,1
Klasmann	mit	BA	8,2
Klasmann	mit	BA	9,4
Klasmann	mit	BA	8,8
Klasmann	mit	BA	21,8
Klasmann	mit	BA	7,5
Klasmann	mit	Signum	15,6
Klasmann	mit	Signum	7,6
Klasmann	mit	Signum	14,7
Klasmann	mit	Signum	6,6
Klasmann	mit	Signum	15
Klasmann	mit	Signum	14,9
Klasmann	mit	Signum	15,5
Klasmann	mit	Signum	12,6
Klasmann	mit	Signum	17,4
Klasmann	mit	Signum	17,6
Klasmann	mit	Signum	14,7
Klasmann	mit	Signum	14,7









## 7.6 Topfversuch – Substratanalysen

	Substrat	Variante	Inokulat	Pflanzenstärkungsmittel	pH-Wert	EC-Wert	Nitrat
1	Brill		nein	Kontrolle	5.79	2.58	712
2	Brill		ja	BA	5.78	2.1	495
3	Brill		ja	S	6.36	0.93	219
4	Brill		ja	10% Insektenfrass	5.73	1.83	352
5	Brill		ja	Biosol	5.08	2.32	787.5
6	Brill		ja	T-Gro	5.94	1.34	454
7	Brill		ja	10% Insektenfrass + Biosol	5.9	1.79	428
8	Brill		ja	10% Insektenfrass + T-Gro	5.92	2.01	441
9	Brill		ja	Biosol + T-Gro	5.97	2.3	844
10	Brill		ja	10% Insektenfrass + Biosol + T-Gro	5.65	2.05	220
11	Gramoflor		ja	BA	6.14	1.35	234
12	Gramoflor		ja	10% Insektenfrass	6.42	1.1	129
13	Gramoflor		ja	Biosol	5.66	1.55	398
14	Gramoflor		ja	T-Gro	6.11	1.3	630
15	Gramoflor		ja	S	5.75	2.48	616
16	Gramoflor		ja	10% Insektenfrass + Biosol	6.49	1.44	198
17	Gramoflor		ja	10% Insektenfrass + T-Gro	6.33	1.05	148
18	Gramoflor		ja	Biosol + T-Gro	6.02	1.42	256
19	Gramoflor		ja	10% Insektenfrass + Biosol + T-Gro	6.16	1.12	172
20	Gramoflor		nein	Kontrolle	6.26	1.01	155
21	Klasmann		ja	S	5.73	1.8	450
22	Klasmann		ja	BA	5.92	2.14	406
23	Klasmann		ja	10% Insektenfrass	5.79	1.45	428
24	Klasmann		ja	Biosol	5.91	2	548
25	Klasmann		ja	T-Gro	5.92	1.77	426
26	Klasmann		ja	10% Insektenfrass + Biosol	5.34	1.91	454
27	Klasmann		ja	10% Insektenfrass + T-Gro	6.14	2.01	292
28	Klasmann		ja	Biosol + T-Gro	5.91	1.92	456
29	Klasmann		ja	10% Insektenfrass + Biosol + T-Gro	5.59	2.04	410
30	Klasmann		nein	Kontrolle	5.87	2.41	620

## 7.7 Schnelltest Petrischalen – Keimrate 01.12.2021

Substrat	Inokulat	Pflanzenstärkungsmittel	Wert	Gramoflor	ja	Insektenfrass	8
Brill	nein	*ohne Pilz	20	Gramoflor	ja	Insektenfrass	6
Brill	nein	*ohne Pilz	19	Gramoflor	ja	Insektenfrass	10
Brill	nein	*ohne Pilz	19	Gramoflor	ja	Biosol	0
Brill	nein	*ohne Pilz	20	Gramoflor	ja	Biosol	0
Brill	nein	*ohne Pilz	17	Gramoflor	ja	Biosol	2
Brill	nein	*ohne Pilz	20	Gramoflor	ja	T-Gro	0
Brill	nein	*ohne Pilz	20	Gramoflor	ja	T-Gro	3
Brill	nein	*ohne Pilz	19	Gramoflor	ja	T-Gro	0
Brill	nein	*ohne Pilz	18	Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol	0
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	11	Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol	0
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	1	Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol	2
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	3	Gramoflor	ja	Insektenfrass + T-Gro	4
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	5	Gramoflor	ja	Insektenfrass + T-Gro	0
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	3	Gramoflor	ja	Insektenfrass + T-Gro	20
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	3	Gramoflor	ja	Biosol + T-Gro	5
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	2	Gramoflor	ja	Biosol + T-Gro	0
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	0	Gramoflor	ja	Biosol + T-Gro	0
Brill	ja	*mit Pilz ohne Pflanzenstärkung	0	Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0
Brill	ja	BA	0	Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0
Brill	ja	BA	0	Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	4
Brill	ja	BA	0	Klasmann	ja	BA	0
Brill	ja	Insektenfrass	3	Klasmann	ja	BA	0
Brill	ja	Insektenfrass	2	Klasmann	ja	BA	0
Brill	ja	Insektenfrass	0	Klasmann	ja	BA	0
Brill	ja	Biosol	10	Klasmann	ja	Insektenfrass	10
Brill	ja	Biosol	10	Klasmann	ja	Insektenfrass	8
Brill	ja	Biosol	4	Klasmann	ja	Insektenfrass	3
Brill	ja	T-Gro	0	Klasmann	ja	Biosol	0
Brill	ja	T-Gro	9	Klasmann	ja	Biosol	0
Brill	ja	T-Gro	12	Klasmann	ja	Biosol	0
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol	0	Klasmann	ja	T-Gro	0
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol		Klasmann	ja	T-Gro	4
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol		Klasmann	ja	T-Gro	3
Brill	ja	Insektenfrass + T-Gro	0	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol	0
Brill	ja	Insektenfrass + T-Gro	3	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol	0
Brill	ja	Insektenfrass + T-Gro	2	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol	3
Brill	ja	Biosol + T-Gro	4	Klasmann	ja	Insektenfrass + T-Gro	0
Brill	ja	Biosol + T-Gro	0	Klasmann	ja	Insektenfrass + T-Gro	0
Brill	ja	Biosol + T-Gro	8	Klasmann	ja	Insektenfrass + T-Gro	0
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	Klasmann	ja	Biosol + T-Gro	0
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	2	Klasmann	ja	Biosol + T-Gro	1
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	4	Klasmann	ja	Biosol + T-Gro	8
Gramoflor	ja	BA	0	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0
Gramoflor	ja	BA	2	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0
Gramoflor	ja	BA	2	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0

## 7.8 Schnelltest Petrischalen – Keim- und Wurzelrate 03.12.2021

Substrat	Inokulat	Pflanzenstärkungsmittel	Wert	Prozent	Wurzel	ProzentW	Klasmann	ja						
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	18	90	Klasmann	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	7	35	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	12	60	Klasmann	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	9	45	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	10	50	Klasmann	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	9	45	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	8	40	Klasmann	ja	Insektenfrass	0	0	0	0	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	7	35	Klasmann	ja	Biosol	0	0	10	50	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	7	35	Klasmann	ja	Biosol	0	0	10	50	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	0	0	Klasmann	ja	Biosol	0	0	8	40	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	0	0	Klasmann	ja	T-Gro	0	0	8	40	
Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	0	0	0	0	Klasmann	ja	T-Gro	0	0	0	0	
Brill	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	14	70	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol	0	0	6	30	
Brill	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	11	55	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol	0	0	12	60	
Brill	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	0	0	Klasmann	ja	Insektenfrass + T-Gro	0	0	5	25	
Brill	ja	Insektenfrass	0	0	8	40	Klasmann	ja	Insektenfrass + T-Gro	0	0	12	60	
Brill	ja	Insektenfrass	0	0	9	45	Klasmann	ja	Insektenfrass + T-Gro	0	0	15	75	
Brill	ja	T-Gro	0	0	6	30	Klasmann	ja	Biosol + T-Gro	0	0	16	80	
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol	0	0	3	15	Klasmann	ja	Biosol + T-Gro	0	0	18	90	
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol	0	0	11	55	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	7	35	
Brill	ja	Insektenfrass + T-Gro	0	0	8	40	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	6	30	
Brill	ja	Biosol + T-Gro	0	0	9	45	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	7	35	
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	4	20	Brill	ja	Biosol	1	5	10	50	
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	11	55	Brill	ja	Insektenfrass + T-Gro	1	5	6	30	
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	10	50	Brill	ja	Insektenfrass + T-Gro	1	5	12	60	
Brill	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	10	50	Klasmann	ja	T-Gro	1	5	10	50	
Gramoflor	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	12	60	Klasmann	ja	Insektenfrass + Biosol	1	5	5	25	
Gramoflor	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	14	70	Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	2	10	15	75	
Gramoflor	ja	Bacillus amyloliquefaciens	0	0	5	25	Brill	ja	Insektenfrass	2	10	13	65	
Gramoflor	ja	Biosol	0	0	13	65	Brill	ja	Insektenfrass + Biosol	2	10	6	30	
Gramoflor	ja	Biosol	0	0	12	60	Brill	ja	Biosol + T-Gro	2	10	6	30	
Gramoflor	ja	Biosol	0	0	0	0	Gramoflor	ja	Insektenfrass	2	10	15	75	
Gramoflor	ja	T-Gro	0	0	8	40	Gramoflor	ja	Insektenfrass + T-Gro	2	10	8	40	
Gramoflor	ja	T-Gro	0	0	13	65	Gramoflor	ja	Biosol + T-Gro	2	10	14	70	
Gramoflor	ja	T-Gro	0	0	7	35	Klasmann	ja	Insektenfrass	2	10	13	65	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol	0	0	13	65	Klasmann	ja	Biosol + T-Gro	2	10	0	0	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol	0	0	16	80	Brill	ja	Biosol	3	15	13	65	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol	0	0	12	60	Brill	ja	Biosol	4	20	9	45	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + T-Gro	0	0	8	40	Brill	ja	Biosol + T-Gro	4	20	6	30	
Gramoflor	ja	Biosol + T-Gro	0	0	12	60	Gramoflor	ja	Insektenfrass	4	20	16	80	
Gramoflor	ja	Biosol + T-Gro	0	0	0	0	Gramoflor	ja	Insektenfrass	4	20	16	80	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	14	70	Brill	ja	ohne Pflanzenstärkung	8	40	16	80	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	10	50	Brill	ja	T-Gro	9	45	11	55	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	10	50	Klasmann	ja	Insektenfrass	9	45	13	65	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	10	50	Brill	ja	T-Gro	12	60	13	65	
Gramoflor	ja	Insektenfrass + Biosol + T-Gro	0	0	10	50	Gramoflor	ja	Insektenfrass + T-Gro	16	80	14	70	

## 7.9 Aufbesserung eines torfreduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli – Keimrate

Variante	Keimrate
Gramoflor + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	280
Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	280
Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	275
Gramoflor + 10% FfW	273
Gramoflor + Kopfdüngung mit AminoBasic	253
Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	290
Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	248
Gramoflor	252
Klasmann + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	274
Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	249
Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	267
Klasmann + 10% FfW	254
Klasmann + Kopfdüngung mit AminoBasic	264
Klasmann + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	282
Klasmann + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	255
Klasmann	255

## 7.10 Aufbesserung eines torfreduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli - Zwischenbonitur SPAD-Werte

Verfahren	Substrat	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
1	Gramoflor + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	42.7	40.4	39.2	45.2	39	37.1	43.7	38.2	42.5	35.8	42.7	39.5	49.5	43.5	44.7	50.9	16.2	34.9	39.4	39.9
2	Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	48.7	48.3	15.2	51.4	52	47.7	27.4	44.2	47.3	43.4	50.5	47.8	39.3	43.9	38.8	54.3	48.7	50.9	44.2	51.8
3	Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	27.7	32.7	51.8	67	46.8	46.2	50.7	29.7	45	43.8	29.6	41.1	46.9	49	40.9	34.9	58.6	44.3	41	48.6
4	Gramoflor + 10% FfW	54.1	36.8	50.8	41.5	45.4	44.4	41.6	66.5	24	46.1	31.6	44.4	43.6	41.4	44.6	41.2	42.5	42.6	37.4	36.1
5	Gramoflor + Kopfdüngung mit AminoBasic	39.5	45	41.2	34.3	44.3	49.1	73.5	40.2	45.4	38.3	44.9	43.1	45.4	48.6	41.5	42.3	44	34.7	42.1	39.1
6	Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	54.5	18.2	45.2	42.7	53	49.3	50.7	44.7	57.2	44.3	24.8	44.3	43.9	45.2	56.9	48.4	54.8	40.7	22.4	35.4
7	Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	55.9	42.8	44	38	37.5	42.2	46.6	51.1	52.9	46.5	42.6	57	43	54.7	42.8	52.1	49	40.2	51.2	47
8	Gramoflor	39.8	45.1	47.1	49.6	40.2	49.9	47.8	49.5	42.3	45.4	46.3	42.9	41.2	45.4	42.8	44.1	50.5	47.2	50.2	43.4
9	Klasmann + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	46.7	46.7	40.2	45.7	44.5	45.5	41.5	42.1	45.2	42.8	42.5	44.6	47	47	53.3	51.3	75.3	51.9	55.3	42.7
10	Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	21.1	29.3	51.3	47.9	47.2	44	51.7	51.8	50.8	50.3	47.1	47.2	51.5	41.5	45.6	52.8	29.8	37.8	41.2	44.1
11	Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	21.9	41.1	42.5	42.3	28.2	46.7	48.2	47.3	44.6	45.3	45.6	47	42.8	42.4	46.7	46.2	43.7	44	43.8	46.1
12	Klasmann + 10% FfW	50.2	40	41.5	49.4	46.7	45	43.1	48.8	38.2	44.9	46.6	38.4	50	42.9	43.1	43.9	49	64.8	46.4	46
13	Klasmann + Kopfdüngung mit AminoBasic	47.8	41.7	42.4	44.9	44.4	44.4	50.9	44.4	42.8	43.7	48.5	50.7	21.4	52.2	49.1	40.6	45.5	44.8	53	36
14	Klasmann + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	41.4	45.9	32.1	40.8	47.9	48.6	46.4	51.7	47.2	43.5	42	47.4	42	19	43.6	47.6	46	47.7	50.8	49.5
15	Klasmann + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	49.9	51.8	48	55.6	54.8	57.5	55.2	52.3	51	49.4	51.4	52.2	46.2	33.3	52.3	51.4	57.7	51.4	53.8	36.3
16	Klasmann	46.9	48.4	51.3	48.6	57.5	52.3	47.8	52.1	59.2	52.5	54.1	49	47.9	46	48.4	50	41.7	34.4	49.5	58.4

## 7.11 Aufbesserung eines torfreduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli - Zwischenbonitur Sprossgewicht

Vorfahren	Substrat	Trockensubstanz	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
1	Gramoflor + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	1	0.7	0.7	0.6	0.6	0.6	0.7	0.4	0.3	0.5	0.5	0.5	0.3	0.2	0.1	0.7	0.4	0.4	0.3	0.1	0.5
2	Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	0.9	0.2	0.2	0.3	0.2	0.4	0.2	0.4	0.3	0.1	0.2	0.2	0.5	0.5	0.4	0.7	0.2	0.3	0.3	0.3	0.2
3	Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	0.8	0.1	0.2	0.1	0.6	0.5	0.5	0.5	0.2	0.3	0.4	0.4	0.1	0.1	0.3	0.1	0.2	0.3	0.3	0.3	0.3
4	Gramoflor + 10% FfW	0.7	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.2	0.1	0.1	0.2	0.1	0.1	0.2	0.2	0.2	0.1	0.1	0.2
5	Gramoflor + Kopfdüngung mit AminoBasic	1	0.5	0.6	0.4	0.8	0.6	1	0.7	0.7	0.7	0.3	0.4	0.7	0.5	0.3	0.4	0.7	0.7	0.8	0.3	0.4
6	Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	0.7	0.5	0.3	0.4	0.2	0.4	0.4	0.1	0.2	0.3	0.7	0.1	0.1	0.1	0.1	0.2	0.1	0.2	0.2	0.1	0.3
7	Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	0.8	0.1	0.7	0.3	0.3	0.3	0.2	0.2	0.1	0.2	0.1	0.2	0.1	0.2	0.2	0.1	0.2	0.1	0.1	0.1	0.1
8	Gramoflor	0.8	0.3	0.4	0.1	0.4	0.5	0.1	0.5	0.4	0.1	0.5	0.3	0.5	0.2	0.3	0.5	0.3	0.2	0.2	0.2	0.5
9	Klasmann + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	0.9	1.1	0.9	0.6	0.7	0.6	0.7	0.6	0.5	0.4	0.8	0.7	0.3	0.6	0.6	0.7	0.5	0.5	0.6	0.7	0.7
10	Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	0.6	0.1	0.7	0.2	0.3	0.5	0.5	0.6	0.3	0.4	0.2	0.3	0.3	0.2	0.4	0.3	0.3	0.2	0.1	0.3	0.1
11	Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	0.6	0.4	0.9	0.5	0.2	0.3	0.4	0.2	0.2	0.1	0.5	0.2	0.4	0.2	0.2	0.2	0.2	0.3	0.4	0.3	0.2
12	Klasmann + 10% FfW	0.9	0.6	0.9	0.6	0.6	0.3	0.3	0.2	0.3	0.6	0.4	0.4	0.4	0.3	0.6	0.4	0.5	0.6	0.5	0.1	0.2
13	Klasmann + Kopfdüngung mit AminoBasic	1	0.1	0.1	0.1	0.3	0.3	0.7	0.7	0.5	0.3	0.4	0.4	0.3	0.2	0.2	0.2	0.7	0.3	0.4	0.5	0.4
14	Klasmann + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	1	0.5	0.5	0.4	0.6	0.2	0.1	0.2	0.5	0.7	0.2	0.7	0.5	0.5	0.2	0.3	0.2	0.5	0.3	0.4	0.3
15	Klasmann + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	0.9	0.2	0.1	0.3	0.4	0.2	0.4	0.3	0.3	0.3	0.2	0.2	0.3	0.5	0.3	0.1	0.2	0.1	0.5	0.5	0.3
16	Klasmann	1	0.4	0.5	0.5	0.4	0.5	0.6	0.7	0.7	0.5	0.5	0.7	0.5	0.5	0.6	0.6	0.5	0.5	0.4	0.4	0.5

## 7.12 Aufbesserung eines torfreduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli – Zwischenbonitur Substratanalysen

Substrat	Volumen Probe		Volumen		Nitrat Probe		Nitrat [mg/L Substrat]
	pH-Wert	EC-Wert	Nitrat-Wert [ml]	Substrat [ml]*	Wasser [mg]	Nitrat [mg]	
Gramoflor + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	6.99	1066	172	133	200	34.4	259
Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	6.48	888	136	133	200	27.2	205
Gramoflor + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	7.15	1131	143	133	200	28.6	215
Gramoflor + 10% FfW	7.09	557	13	133	200	2.6	20
Gramoflor + Kopfdüngung mit AminoBasic	7.04	1346	248	133	200	49.6	373
Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	7.01	926	150	133	200	30	226
Gramoflor + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	7.03	1066	139	133	200	27.8	209
Gramoflor	6.55	924	102	133	200	20.4	153
Klasmann + 10% FfW + Kopfdüngung mit AminoBasic	6.08	2.56	352	133	200	70.4	529
Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	6.67	1300	262	133	200	52.4	394
Klasmann + 10% FfW + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	6.68	2057	410	133	200	82	617
Klasmann + 10% FfW	7.16	1066	146	133	200	29.2	220
Klasmann + Kopfdüngung mit AminoBasic	6.27	2.2	450	133	200	90	677
Klasmann + Düngung mit Hornmehl (1.5g/l)	6.84	1640	402	133	200	80.4	605
Klasmann + Düngung mit Hornmehl (3g/l)	6.58	2.54	458	133	200	91.6	689
Klasmann	5.34	1456	280	133	200	56	421







## 7.16 Aufbesserung eines torfgeduzierten Tray-Substrats bei Brokkoli – Endbonitur – Substratanalyse

Substrat	Substrat2	Variante	pH-Wert	EC-Wert	Nitrat-Wert	Volumen	Volumen	Nitrat	Nitrat	Insektenfrass	Düngung
						Probe Substrat	Wasser				
						[ml]	[ml]*				
Gramoflor	Gramoflor + AB	Gramoflor + IF + AB	5.96	1119	75	133	200	15		113 ja	AB 3x
Gramoflor	Gramoflor + 1.5	Gramoflor + IF + HM 1.5	6.56	402	18	133	200	3.6		27 ja	1.5
Gramoflor	Gramoflor + 3	Gramoflor + IF + HM 3	6.47	411	13	133	200	2.6		20 ja	3
Gramoflor	Gramoflor	Gramoflor + IF	6.6	425	4	133	200	0.8		6 ja	
Gramoflor	Gramoflor + AB	Gramoflor + AB	6.39	703	8	133	200	1.6		12 nein	AB
Gramoflor	Gramoflor + 1.5	Gramoflor + HM 1.5	6.57	6.37	38	133	200	7.6		57 nein	1.5
Gramoflor	Gramoflor + 3	Gramoflor + HM 3	9.49	6.25	52	133	200	10.4		78 nein	3 4ml
Gramoflor	Gramoflor	Gramoflor	6.58	475	72	133	200	14.4		108 nein	2x
Klasmann	Klasmann + AB	Klasmann + IF + AB	5.9	1317	74	133	200	14.8		111 ja	AB 3x
Klasmann	Klasmann + 1.5	Klasmann + IF + 1.5	6.32	583	58	133	200	11.6		87 ja	1.5
Klasmann	Klasmann + 3	Klasmann + IF + HM 3	6.44	461	31	133	200	6.2		47 ja	3 3ml
Klasmann	Klasmann	Klasmann + IF	6.39	413	20	133	200	4		30 ja	2x
Klasmann	Klasmann + AB	Klasmann + AB	5.55	2431	80	133	200	16		120 nein	AB 6x
Klasmann	Klasmann + 1.5	Klasmann + HM 1.5	6.38	669	49	133	200	9.8		74 nein	1.5 4ml
Klasmann	Klasmann + 3	Klasmann + HM 3	6.24	814	86	133	200	17.2		129 nein	3 3x
Klasmann	Klasmann	Klasmann	6.25	462	42	133	200	8.4		63 nein	

## Anhang 2 - Substratanalysen – Bestimmung des Salzgehaltes

Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope

### Wasserextraktion (1:5) zur Bestimmung des Salzgehaltes

Version 2.1 (2020)

<b>Code der Referenzmethode</b>	H2O5-Ex		<b>Mögliche Einsatzbereiche</b>
<b>Einsatzbereich</b>	<b>Düngeberatung</b>	Ackerkulturen und Grasland	x
		Gemüsebau (Freiland / Gewächshaus)	
		Weinbau, Obstbau, Beerenanbau, Gewürz- und Medicinalpflanzen	
	<b>Standortcharakterisierung</b>		
	<b>Schadstoffbeurteilung</b>		x
	<b>Recyclingdünger</b>	Kompost	
		Gärgut fest	
		Gärgut flüssig	
		Klärschlamm	
	<b>Hofdünger</b>	Mist	
Gülle			
<b>Mineraldünger</b>			
<b>Pflanzenkohle</b>			
<b>Forschungsmethoden</b>			
<b>Rechtliche Grundlagen / Vollzugshilfen</b>			
<b>Zulassungskriterien für Labors</b>			
<b>Analysenprogramm</b>	<b>Probennahme</b>	AF-PN	
	<b>Probenaufbereitung</b>	AF-OW-PA	
	<b>Aufschluss</b>	H2O5-Ex	
	<b>Messung</b>	H2O5-Sal	

<b>Konzentrations- / Messbereich</b>	
<b>Angabe der Ergebnisse</b>	
<b>Äquivalente Methoden</b>	
<b>Sicherheit / Umwelt</b>	Keine besonderen Massnahmen



## Wasserextraktion (1:5) zur Bestimmung des Salzgehaltes

### 1. Prinzip

Die im Boden vorhandenen löslichen Salze werden mit Wasser extrahiert. Das Verhältnis Boden zu Wasser beträgt 1:5. Im klaren Filtrat wird der Salzgehalt mittels Leitfähigkeit gemessen.

### 2. Durchführung

#### Apparaturen und Geräte

- (A) Verschlussbare Plastikflaschen, 500 ml Inhalt (Weithals,  $\varnothing$  ca. 75 mm, Höhe ohne Deckel ca. 150 mm).
- (B) Schüttelmaschine:  
Lineare Längsschüttelmaschine, Amplitude (Hub) 50 mm, 120 Bewegungen/min.  
Flaschen längs in Schüttelrichtung liegend.
- (C) Trichter ( $\varnothing$  100 mm).
- (D) Faltenfilter  $\varnothing$  185 mm „geeignet für die Bodenanalytik“. 50 ml einer neutralen 0.0125 M CaCl<sub>2</sub>-Lösung müssen nach dem Durchlauf einen pH von 4.1-4.5 aufweisen.
- (E) Erlenmeyer, 250 ml.

#### Reagenzien

- (1) Demineralisiertes Wasser (H<sub>2</sub>O, Leitfähigkeit < 5  $\mu$ S/cm).

#### Arbeitsvorschrift

20.0 g getrocknete Feinerde in die Plastikflasche (A) einwiegen. 100 ml H<sub>2</sub>O (1) dazugeben und während 1 Stunde auf der Schüttelmaschine (B) schütteln. Anschliessend wird die Bodensuspension durch den Faltenfilter (C, D) in das Auffanggefäss (E) vollständig abfiltriert.

Im klaren Filtrat wird der Salzgehalt bestimmt (Methode H2O5-Sal).

### 3. Bemerkungen

Probenahme und Probenaufbereitung erfolgen gemäss den dem Einsatzbereich entsprechenden Referenzmethoden.

## 4. Historie

Version	Art der Änderung	neu	bisher
Version 1 (1995)	Erstellung Methode		
Version 1.1 (1996)	editorisch		
Version 2.0 (2009)	Überarbeitung Methode	Faltenfilter: Definition gleich wie bei H <sub>2</sub> O <sub>10</sub> -Ex und CO <sub>2</sub> -Ex	
Version 2.1 (2020)	editorisch	Elektronische Veröffentlichung mit geändertem Layout	

### Impressum

---

Herausgeber	Agroscope Reckenholzstrasse 191 8046 Zürich <a href="http://www.agroscope.ch/referenzmethoden">www.agroscope.ch/referenzmethoden</a>
Auskünfte	Diane Bürge
Copyright	© Agroscope 2020

---

## Anhang 3 - Substratanalysen – Bestimmung des pH-Wertes

Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope

### pH-Wert in Wassersuspension (1:2.5)

Version 1.4 (2020)

Code der Referenzmethode	pH		Mögliche Einsatzbereiche
Einsatzbereich	Düngeberatung	Ackerkulturen und Grasland	x
		Gemüsebau (Freiland / Gewächshaus)	
		Weinbau, Obstbau, Beerenanbau, Gewürz- und Medizinalpflanzen	x
	Standortcharakterisierung		x
	Schadstoffbeurteilung		x
	Recyclingdünger	Kompost	
		Gärgut fest	
		Gärgut flüssig	
		Klärschlamm	
	Hofdünger	Mist	
	Gülle		
Mineraldünger			
Pflanzenkohle			
Forschungsmethoden			
Rechtliche Grundlagen / Vollzugshilfen	Messung von Nährstoffgehalten für den ökologischen Leistungsnachweis (ÖLN) laut der Direktzahlungsverordnung (DZV, Anhang 1, Ziffer 2) und für Düngeberatung laut den Grundlagen für die Düngung landwirtschaftlicher Kulturen in der Schweiz (GRUD).		
Zulassungskriterien für Labors	Die Grenzen des Ringversuches PEP (WEPAL) werden eingehalten. Jährlich wird eine aktuelle Liste der für den ökologischen Leistungsnachweis zugelassenen und für Bodenuntersuchungen zur Düngeberatung empfohlenen Labors auf den Internetseiten von Agroscope und BLW publiziert.		
Analysenprogramm	Probenahme	AF-PN, OW-PN	
	Probenaufbereitung	AF-OW-PN	
	Aufschluss	-	
	Messung	pH	

Konzentrations- / Messbereich	
Angabe der Ergebnisse	pH-Wert; eine Dezimalstelle
Äquivalente Methoden	Konventionmethode, Suspension wird während 12 bis 18 Stunden equilibriert, ehe der pH gemessen wird
Sicherheit / Umwelt	Keine besonderen Massnahmen



## pH-Wert in Wassersuspension (1:2.5)

### 1. Prinzip

Unter dem pH-Wasser-Wert versteht man den pH-Wert einer wässrigen Bodensuspension. Das Gewichtsverhältnis Boden:Wasser beträgt 1:2.5. Das Prinzip beruht auf der potentiometrischen Messung der Wasserstoffionenaktivität in wässriger Suspension.

### 2. Durchführung

#### Apparaturen und Geräte

- (A) Waage (0.1 g Teilung).
- (B) Becher (etwa 100 ml fassend).
- (C) Messzylinder, 50 ml.
- (D) Elektrometrisches pH-Messgerät, Glaselektrode.

#### Reagenzien

- (1) Demineralisiertes Wasser ( $\text{H}_2\text{O}$ , Leitfähigkeit  $< 5 \mu\text{S/cm}$ ).
- (2) Pufferlösungen mit pH 4 und 7 (gebrauchsfertige Pufferlösungen).

#### Arbeitsvorschrift

20 g getrocknete Feinerde wird in einen Becher (B) eingewogen (A). Anschliessend giesst man 50 ml  $\text{H}_2\text{O}$  (1) zu (C) und schüttelt gut durch. Der Ansatz wird vor dem Messen 12-18 Stunden stehen gelassen. Das pH-Messgerät (D) ist mit den Pufferlösungen (2) zu kalibrieren und auf die richtige Temperatur einzustellen. Während der Messung ist das Absetzen der Suspension durch stetiges leichtes Umschwenken zu verhindern. Die Elektrode soll bis zum Hals in die Suspension eintauchen. Sobald die Anzeige konstant ist (mindestens 10 Sek. stabil), wird der pH-Wert abgelesen. Die Elektrode ist vor der Messung der nächsten Probe mit  $\text{H}_2\text{O}$  (1) zu spülen.

*Anmerkung: Die Behandlung der Elektrode erfolgt gemäss den Anweisungen des Herstellers.*

### 3. Berechnung

Der Endwert ergibt sich direkt aus der Anzeige am pH-Meter.

### 4. Resultatangabe

pH-Wert; eine Dezimalstelle.

### 5. Bemerkungen

- Probenahme und Probenaufbereitung erfolgen gemäss den dem Einsatzbereich entsprechenden Referenzmethoden.
- Es wird darauf hingewiesen, dass die Ansprechzeit der pH-Elektrode in der Bodensuspension meist deutlich länger ist als in Pufferlösungen.
- Die Elektrode reagiert nicht in allen Bodensuspensionen gleich schnell. Daher wird für die Einstellung eines stabilen Wertes je nach Boden eine unterschiedlich lange Messdauer benötigt, bevor der Wert abgelesen werden kann. Falls eine automatisierte Messkette verwendet wird, wird empfohlen den pH-Wert abzulesen, wenn mindestens 6 gleiche Werte nacheinander (2 Dezimalstellen) gemessen wurden.

## 6. Validierung

### a) Genauigkeit

Geprüfter pH-Bereich:  $5.0 < x < 8.5$

	Standardabweichung	Variationskoeffizient (%)
Präzision	0.03 (0.01 - 0.05)	0.5 (0.2 - 0.8)
Reproduzierbarkeit	0.04 (0.02 - 0.08)	0.6 (0.3 - 1.5)

### b) Richtigkeit

In Bearbeitung

### c) Robustheit / Grenzen der Methode

- Kontaktzeit zwischen Boden und Suspensionsflüssigkeit vor der Messung: 12-18 Stunden
- Abweichende Einwaagen von  $\pm 10\%$  beeinflussen das Messresultat nicht
- Die Verwendung einer kombinierten Glaselektrode wird empfohlen
- Anstelle des Gewichtsverhältnisses (1:2.5) kann bei mineralischen Böden mit einem Humusgehalt von  $<10\%$  ( $<6.8\% C_{org.}$ ) das Volumenverhältnis (1:2.5) verwendet werden.

## 7. Historie

Version	Art der Änderung	neu	bisher
Version 1 (1995)	Erstellung Methode		
Version 1.1 (1996)			
Version 1.3 (1999)	Überarbeitung Methode	Kapitel 5 Bemerkungen ergänzt Kapitel 6 Validierungen ergänzt	
Version 1.4 (2020)	editorisch	Elektronische Veröffentlichung mit geändertem Layout	

### Impressum

Herausgeber	Agroscope Reckenholzstrasse 191 8046 Zürich <a href="http://www.agroscope.ch/referenzmethoden">www.agroscope.ch/referenzmethoden</a>
Auskünfte	Diane Bürge
Copyright	© Agroscope 2020

# T-Gro

T-Gro enthält den Pilz *Trichoderma asperellum kd* und fördert das Wachstum und Widerstandsfähigkeit in den unterschiedlichsten Kulturen

### Gehalt

*Trichoderma asperellum*  $2 \times 10^9$  Sporen/g

### Allgemeines

Die *Trichoderma* Pilze besiedeln Wurzeln und fördern das Wurzelwachstum. Das verbesserte Wurzelsystem ist in der Lage effizienter Pflanzennährstoffe zu mobilisieren und aufzunehmen. T-Gro kann im Unterglas- und Freilandanbau der meisten Kulturen verwendet werden.

### Anwendung

T-Gro kann mit Wasser verdünnt durch Spritzen (Bodenbehandlung), Giessen, Tauchen oder Zugabe zu Nährlösungen und Bewässerungswasser angewendet werden als Trockenbeize zur Inokulierung von Saatgut. Um einen optimalen Erfolg zu erzielen, soll die Anwendung von T-Gro so früh wie möglich in der Pflanzenentwicklung erfolgen und wird abhängig der Kultur idealerweise alle 10 Wochen wiederholt.

#### Saatgutbehandlung

Verteilen sie das Produkt gleichmässig über dem Saatgut (kann direkt im Saatguttank geschehen) und mischen es anschliessend gut ins Saatgut ein. Die Aufwandmengen unterscheiden sich je nach Kultur. Grundsätzlich wird für feines Saatgut (kleine Körnergrösse) mehr Produkt pro kg Saatgut verwendet als für grobkörniges Saatgut.

#### ■ Aufwandmengen (Saatgut):

Kultur	Dosierung g/kg Saatgut
Erbsen	10 g
Bohnen / Soja	5–10 g
Zuckerrüben	5–10 g
Feldgemüse	40 g
Getreide / Mais	5 g
Gurken / Kürbis	5–10 g
Raps	30–40 g
Paprika / Tomaten	20 g
Sonnenblumen	5–10 g

#### Furchenspritzung

Bei Feldkulturen kann T-Gro beim Säen auch über eine Furchenspritzung appliziert werden. Empfohlene Aufwandmenge 250–750 g/ha.

#### Giessanwendung

Verwenden Sie: 2 g pro 4 Liter Wasser und applizieren Sie eine ausreichende Menge der Suspension, um eine völlige Durchdringung der Wurzelzone zu gewährleisten. Vermeiden Sie jedoch ein Durchfliessen der Lösung.

#### Anwendung über das Bewässerungssystem

Suspension nach einem allfälligen Sandfilter einspeisen. Aufwandmenge 250–750 g/ha.

T-Gro contient des champignons du sol *Trichoderma asperellum kd*, qui colonisent les racines des plantes et stimulent leur croissance et leur résistance face aux maladies

### Teneur

*Trichoderma asperellum*  $2 \times 10^9$  spores/g

### Généralités

Les champignons *Trichoderma* colonisent le système racinaire et favorisent la croissance des racines. Un système racinaire mieux développé permet une meilleure assimilation des éléments nutritifs. T-Gro peut être utilisé sous abris et en plein champ dans la plupart des cultures.

### Domaine d'application

T-Gro peut être dilué dans l'eau pour utiliser par pulvérisation utilisé sous forme sèche pour l'inoculation des semences ou (traitement du sol), arrosage, trempage ou ajouté dans la solution nutritive ou le système d'irrigation. Afin de garantir la meilleure efficacité, il faut utiliser T-Gro le plus tôt possible dans le développement végétatif. Idéalement répéter le traitement (pour les cultures longues) toutes les 10 semaines.

#### Traitement des semences

Répartir régulièrement le produit sur les semences (peut être versé directement dans le semoir) et bien mélanger le produit aux semences. Le dosage varie selon la culture. De manière générale, une plus grande quantité de produit par kg de semences est utilisée pour les semences fines (petites graines) que pour les semences plus grossières.

#### ■ Dosages (semences):

Culture	Dosage g/kg semences
Pois	10 g
Haricot / Soja	5–10 g
Betterave	5–10 g
Légumes plein champ	40 g
Céréals / Maïs	5 g
Concombre / Courge	5–10 g
Colza	30–40 g
Poivron / Tomate	20 g
Tournesol	5–10 g

#### Traitement dans le sillon

Sur les cultures en plein champ, T-Gro peut être appliqué directement dans les sillons lors du semis. Le dosage recommandé est 250–750 g/ha.

#### Arrosage

Utiliser 2 g pour 4 litre d'eau et appliquer une quantité suffisante de sorte que la suspension pénètre dans toute la zone racinaire. Cependant, éviter l'écoulement de la solution en apportant une trop grande quantité.

#### Système d'irrigation

Ajoutez la suspension dans le système d'irrigation après le filtre à sable. Dosage 250–750 g/ha.



Andermatt  
**Biocontrol**  
Suisse

Andermatt Biocontrol Suisse AG  
Stahlermatten 6 · 6146 Grossdietwil  
Tel. 062 917 50 05 · Fax 062 917 50 06  
sales@biocontrol.ch · www.biocontrol.ch

T-Gro 11/2019

**Spritzbrühherstellung**

Produkt mit wenig Wasser zu einer Suspension anrühren. Gut durchmischen. Suspension dem Bewässerungswasser, der gewünschten Spritz- oder Giessbrühmenge beifügen. Brühe ständig rühren (damit wird das Absinken der Sporen verhindert). Spritz- oder Giessbrühe sofort anwenden.

**Mischbarkeit**

T-Gro wird empfohlen zusammen mit Rhizobien (Eco-Rhiz Soja) zu verwenden (synergistische Wirkung). Niemals mit anderen Produkten in einem Tank mischen! Getrennt appliziert ist T-Gro jedoch mit den meisten Fungiziden, Flüssigdüngern und Insektiziden oder Akariziden kompatibel. Vermeiden Sie kurz vor und zwei Tage nach der Applikation die Anwendung von Desinfektionsmitteln. Auf die Verwendung von Javelwasser (Na-Hypochlorit) ist gänzlich zu verzichten. Genaue Beratung über spezielle Kombinationsmöglichkeiten erhalten Sie bei Ihrem Berater. Spritzbrühe innerhalb 6 Stunden ausbringen. Direkte Sonneneinstrahlung und Hitze vermeiden.

**Lagerung und Haltbarkeit** Kühl und dunkel aufbewahren bei einer Temperatur von 4 bis 10 °C. Vor direktem Sonnenlicht, Frost und Temperaturen über >30 °C schützen. Ausserhalb von Kühlsystemen ist das Produkt bei Raumtemperatur (max. 20 °C) 2 Monate haltbar.

**Entsorgung** Eventuell auftretende Reste von Giessbrühen und aus der Gerätereinigung auf der zuvor behandelten Fläche ausbringen. Eine Wassergefährdung oder Bienengefährdung besteht nicht. Leere Verpackungen nicht weiter verwenden. Leere und sorgfältig gespülte Verpackungen im Hausmüll entsorgen.

**Haftung** Bei Schäden an den Kulturen, welche auf Missachtung der Gebrauchsanleitung zurückzuführen sind, lehnt die Andermatt Biocontrol Suisse AG jegliche Haftung ab.

**Erste Hilfe** Allgemein: Bei anhaltenden Beschwerden Arzt aufsuchen. Bei Einatmen: Personen aus dem Gefahrenbereich bringen. Für Frischluftzufuhr sorgen. Bei Hautkontakt: Verletzungen sauber halten. Bei Kontakt mit Wasser und Seife waschen. Bei Augenkontakt: Augen sofort mit viel Wasser spülen. Bei Verschlucken: Wasser trinken.

**Packung** 250 g / 1 kg

**Préparation bouillie de traitement**

Verser le produit dans un peu d'eau pour former une suspension. Bien mélanger. Ajoutez cette suspension à la quantité d'eau souhaitée. Mélanger constamment la bouillie (afin d'éviter les spores de tomber au fond). Tout de suite utiliser la bouillie de traitement.

**Miscibilité**

Il est recommandé d'utiliser T-Gro en mélange avec un Rhizobium (Eco-Rhiz Soja), pour favoriser l'effet de synergie. Ne jamais mélanger avec d'autres produits! Cependant, lorsqu'il est appliqué séparément, T-Gro est compatible avec la plupart des fongicides, engrais foliaires et insecticides ou acaricides. Éviter l'utilisation de produits de désinfection peu de temps avant et jusqu'à deux jours après l'application de T-Gro. L'utilisation d'eau de Javel (hypochlorite de sodium) est à proscrire totalement. Vous obtiendrez un conseil détaillé sur des combinaisons spéciales possibles auprès de votre conseiller. Utiliser la bouillie de traitement dans les 6 heures. Éviter le rayonnement direct du soleil et la chaleur.

**Stockage et conservation** Conserver au frais et à l'obscurité à une température de 4 - 10 °C. Protéger de la lumière du soleil, du gel et de températures >30 °C. En dehors du réfrigérateur, se conserve 2 mois à température ambiante (max. 20 °C).

**Élimination** Utilisation des surplus: appliquer les éventuels restes de bouillie et d'eau de rinçage des appareils sur la surface traitée préalablement. Il n'y a pas de risque de pollution de l'eau ni de danger pour les abeilles. Ne pas réutiliser les emballages vides. Rincer les emballages vides et les éliminer avec les ordures ménagères.

**Responsabilité** Andermatt Biocontrol Suisse AG décline toute responsabilité pour les dégâts causés aux cultures lié à une utilisation du produit ne respectant pas le mode d'emploi.

**Premiers secours** Conseils généraux Si les troubles se prolongent, consulter un médecin. Inhalation: Écarter la victime du lieu d'exposition. Assurez une bonne ventilation en air frais. En cas de contact avec la peau: garder les blessures propres. En cas de contact, laver à l'eau et au savon. En cas de contact avec les yeux, laver immédiatement et abondamment avec de l'eau. En cas d'ingestion: boire de l'eau.

**Emballage** 250 g / 1 kg



Andermatt  
**Biocontrol**  
Suisse

Andermatt Biocontrol Suisse AG  
Stahlermatten 6 - 6146 Grossdietwil  
Tel. 062 917 50 05 - Fax 062 917 50 06  
sales@biocontrol.ch - www.biocontrol.ch

T-Gro 11/2019

## Anhang 5 – Gebrauchsanweisung Biosol

### Granulierter Dünger mit Zusatznutzen

#### Biosol (7% N) – rein pflanzlich

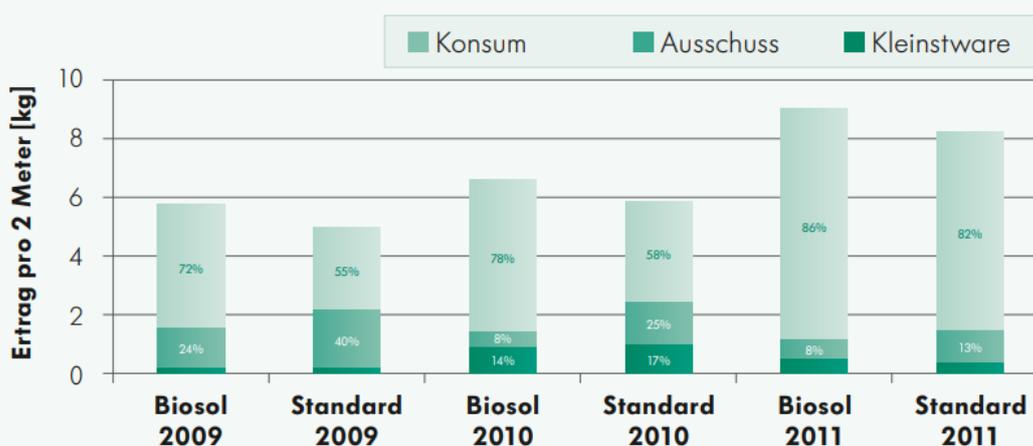
Das in Biosol zu 40% enthaltene Chitin ist ein wichtiger Baustein der pilzlichen Zellwand. Wird Chitin in grösseren Mengen in den Boden eingebracht, werden die dort natürlich vorhandenen chitinabbauenden Mikroorganismen aktiviert. Diese Mikroorganismen bauen einerseits den eingebrachten Dünger ab, reduzieren andererseits aber auch die im Boden vorhandene Pilze wie z.B. Thielaviopsis und Fusarien. Der gleiche Effekt findet auch bei den Nematoden statt deren Körperhülle ebenfalls aus Chitin besteht.

- ✓ hoher Chitingehalt
- ✓ steigert die Bodenfruchtbarkeit
- ✓ fördert die nützlichen Bodenmikroorganismen

	Dosierung
Gemüse	600 – 1200 kg/ha
Gemüse Starkzehrer	bis 2500 kg/ha
Weinbau/Obstbau	800 – 1000 kg/ha
Gartenbau	150 – 200 g/m <sup>2</sup>

#### Kartoffeln

Durchschnittliche Ernteerträge aus Probegrabungen von je 2 Laufmetern (n=5) und prozentualer Anteil der verschiedenen Sortierungen.



Weitere Versuchsergebnisse unter [www.biocontrol.ch](http://www.biocontrol.ch)

# Anhang 6 – Gebrauchsanweisung AminoBasic

## Gebrauchsanleitung / Mode d'emploi

1/1

# AminoBasic

## Organische Stickstoffdüngerlösung

### Zusammensetzung

Natürliches Proteinhydrolysat	55%
Wasser	45%

### Gehalte

Organischer Stickstoff (NO)	9%
Organische Substanz (OS)	50%
Total Aminosäuren/Peptide	min. 670 g/l
Na-Chloridgehalt	< 1,3%
pH	5–6

## Allgemeines

AminoBasic ist ein organischer Flüssigdünger mit neun Prozent Stickstoff, hergestellt aus einem enzymatischen Hydrolysat von natürlichen Proteinen tierischer Herkunft. AminoBasic ist primär als Flüssigdünger vorgesehen, welcher über den Boden ausgebracht wird. Falls eine Flüssigdüngung über das Blatt vorgesehen ist, empfehlen wir AminoPlus, welcher reich an freien Aminosäuren ist.

## Anwendung

AminoBasic wird über das Bewässerungssystem (Giesswagen, Dosatron oder Düngemischstation) ausgebracht. Als Grundlage für die Berechnung der Düngermenge dient grundsätzlich der Nährstoffbedarf der Kultur. Idealerweise sollte die Grundabdeckung mit einem festen Dünger (Biosol, Biolsa) erfolgen.

- Bei stark zehrenden Kulturen (Unterglas): 0,3–0,6% alle 1–2 Wochen, eventuell mit Kalisulfat mischen.
- Bei der Setzlingsanzucht / Schwachzehr: 0,1–0,3% 2–3 mal während der Kulturdauer.

Nach der Düngergabe Leitung gut spülen (ca. die Hälfte der Wassergabe). In geschlossenen Systemen ist die Anwendung wegen der Geruchsbildung nur bedingt zu empfehlen.

## Mischbarkeit

AminoBasic ist mit VinaBasic NK und SoluPotasse mischbar. Bei Mischungen mit Pflanzenschutzmitteln und anderen Düngern müssen die Hinweise bezüglich Mischbarkeit beachtet werden.

## Spritzbrüherstellung

AminoBasic entsprechend dem verwendeten Düngerdosiersystem in verdünnter oder unverdünnter Form anwenden.

**Lagerung** Produkt trocken, bei Raumtemperatur (10–30 °C) und vor Sonneneinstrahlung geschützt lagern.

**Transport** Keine Einschränkungen.

**Entsorgung** Produkt: Reste von Pflanzenbehandlungsmitteln zur Entsorgung einer Gemeindesammelstelle, einer Sammelstelle für Sonderabfälle oder der Verkaufsstelle übergeben. Gebinde: Leere Gebinde gründlich reinigen und der Kehrichtabfuhr übergeben.

**Haftung** Bei Schäden an den Kulturen, welche auf Missachtung der Gebrauchsanleitung zurückzuführen sind, lehnt die Andermatt Biocontrol Suisse AG jegliche Haftung ab.

**Erste Hilfe** Hautkontakt: Betroffene Hautpartien mit Wasser und Seife gut reinigen. Augenkontakt: Sofort mit viel Wasser spülen bis Reizung nachlässt (mind. 10 Minuten). Wenn Reizung anhält, ärztlichen Rat einholen. Verschlucken: Mund gut mit Wasser spülen. Bei Beschwerden ärztlicher Behandlung zuführen.



Andermatt  
**Biocontrol**  
Suisse

Andermatt Biocontrol Suisse AG  
Stahlermatten 6 · 6146 Grossdietwil  
Tel. 062 917 50 05 · Fax 062 917 50 06  
sales@biocontrol.ch · www.biocontrol.ch

AminoBasic 11/2019

## Solution d'engrais organique

### Composition

Protéines hydrolysées naturelles	55%
Eau	45%

### Teneurs

Azote organique (NO)	9%
Matière organique (MO)	50%
Acides aminés/peptides totales	min. 670 g/l
Chlorure de Na	< 1,3%
pH	5–6

## Généralités

AminoBasic est un engrais organique liquide avec neuf pour cent d'azote issu par hydrolyse enzymatique de protéines animales. AminoBasic est d'abord un engrais liquide qui est à répartir sur le sol. Pour le cas où l'on souhaite une fumure foliaire, nous vous recommandons AminoPlus qui est riche en acides aminés libres.

## Domaine d'application

AminoBasic est distribué par les systèmes d'irrigation (bossette, dosatron ou les stations mélangeuses de distribution d'engrais liquides). Comme base de calculs pour définir les quantités à utiliser, il faut considérer les besoins de la culture. Toutefois, pour la fumure de fond, il faudrait utiliser un engrais solide (Biosol, Biolsa).

- Pour des cultures gourmandes, (sous verre): 0,3–0,6% toutes les 2 semaines, mélanger peut-être avec du sulfate de potasse.
- Pour la culture de plantons/plantes moins gourmandes: 0,1–0,3% 2 à 3 fois pendant la durée de la culture.

Bien rincer les conduites après l'application avec environ la moitié de l'eau utilisée. Dans des systèmes d'irrigations fermés, à cause des odeurs, l'application n'est réservée qu'à quelques exceptions.

## Miscibilité

AminoBasic est miscible avec VinaBasic NK et SoluPotasse. En mélange avec d'autres engrais ou des produits phytosanitaires, observer les recommandations relatives aux mélanges.

## Préparation de la bouillie

En fonction de l'appareil de dosage (Dosatron, stations de mélangeuses), employer AminoBasic pur ou dilué.

**Stockage** Dans l'emballage d'origine, au sec, à température ambiante (10–30 °C), à l'abri des rayons du soleil.

**Transport** Aucune restriction.

**Élimination** Produit: les restes de produits phytosanitaires doivent être déposés au lieu de collecte communal, dans un lieu de collecte pour déchets spéciaux ou rapportés au point de vent. Emballage: jeter les emballages vides.

**Responsabilité** Andermatt Biocontrol Suisse AG décline toute responsabilité en cas de dégâts sur les cultures dus à un non-respect du mode d'emploi.

**Premiers secours** Contact avec la peau: nettoyer les parties concernées avec de l'eau et du savon. Contact avec les yeux: rincer de suite avec beaucoup d'eau jusqu'à la diminution de l'irritation (min. 10 minutes). Si l'irritation persiste ou qu'il reste des signes d'intoxication, demander un conseil médical. Ingestion: rincer la bouche avec beaucoup d'eau. S'il reste des signes d'intoxication, demander un conseil médical.

# Anhang 7 – Gebrauchsanweisung Signum



09.08.2021

1

## Gebrauchsanleitung

Zul.-Nr.: 025483-00

### Signum®

#### Fungizid

**Wirkstoffe:** 67 g/kg Pyraclostrobin (F 500®) (Gew.-%: 6,7)  
267 g/kg Boscalid (Gew.-%: 26,7)

**Wirkungsmechanismus (FRAC-Gruppe):** Pyraclostrobin C3; Boscalid C2

**Formulierung:** Wasserdispergierbares Granulat (WG)

**Packungsgröße:** 1 kg und 5 kg

**Breit wirksames Kombinationsfungizid gegen Blattkrankheiten sowie Fäulniserreger an Kartoffeln, Obst- und Gemüsekulturen sowie Zierpflanzen**

### Sachgerechte Anwendung

#### Wirkungsweise

Signum® ist ein neues Kombinationsfungizid aus den Wirkstoffen F 500® (Pyraclostrobin) und Boscalid. Die Wirkstoffkombination verhindert die Sporenkeimung, die Keimschlauchausbildung und verringert das Myzelwachstum sowie die Sporulation. Beste Wirkungen werden bei vorbeugendem Einsatz erzielt.

Der Wirkstoff F 500® ist ein neuer fungizider Wirkstoff aus der Gruppe der Strobilurine, der von den behandelten Pflanzenteilen aufgenommen wird und lokalsystemische und translaminare Aktivität zeigt. Somit können auch Pilzstadien erfasst werden, die sich in tieferen Gewebeschichten etabliert haben.

Zudem wird der Wirkstoff an die Wachsschicht der Pflanze gebunden und bildet dort Depots.

Der Wirkstoff Boscalid verhindert die Sporenkeimung und zeigt eine hemmende Wirkung auf die Keimschlauchausbildung, das Myzelwachstum und die Sporulation der pilzlichen Schaderreger.

Boscalid wirkt vorbeugend, wird über das Blatt aufgenommen und in der Pflanze systemisch akropetal verlagert.

möglichst im Wechsel mit Mitteln anderer Wirkstoffgruppen ohne Kreuzresistenz verwenden. Im Zweifel einen Beratungsdienst hinzuziehen.

Rucola-Arten (Freiland ab BBCH 14)

**Gegen *Botrytis cinerea*, *Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia*-Arten**

**(*Sclerotinia* spp.)** **1,5 kg/ha** in 500-1000 l Wasser/ha

Die Behandlung erfolgt nach dem Anwachsen oder bei Infektionsgefahr bzw. ab Warndiensthinweis.

Maximale Zahl der Behandlungen

- |                               |               |
|-------------------------------|---------------|
| - in dieser Anwendung         | 2             |
| - für die Kultur bzw. je Jahr | 2             |
| - Abstand                     | 7 bis 14 Tage |

Salate Freiland und Gewächshaus sowie Endivien Freiland (ab BBCH 14)

**Gegen *Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia*-Arten**

**(*Sclerotinia* spp.)** **1,5 kg/ha** in 500-1000 l Wasser/ha

Die Behandlung erfolgt nach dem Anwachsen oder bei Infektionsgefahr bzw. ab Warndiensthinweis.

Maximale Zahl der Behandlungen

- |                               |               |
|-------------------------------|---------------|
| - in dieser Anwendung         | 2             |
| - für die Kultur bzw. je Jahr | 2             |
| - Abstand                     | 7 bis 14 Tage |

Feldsalat (Freiland und Gewächshaus ab BBCH 14)

**Gegen Pilzliche Blattfleckererreger** **1,5 kg/ha** in 200 - 600 l Wasser/ha

Die Behandlung erfolgt bei Befallsbeginn bzw. bei Sichtbarwerden der ersten Symptome.

Maximale Zahl der Behandlungen

- |                               |   |
|-------------------------------|---|
| - in dieser Anwendung         | 1 |
| - für die Kultur bzw. je Jahr | 1 |

## **Anhang 8 – Plagiatserklärung**

### **Erklärung betreffend das selbstständige Verfassen einer Masterarbeit im Department Life Sciences und Facility Management**

Mit der Abgabe dieser Masterarbeit versichert der/die Studierende, dass er/sie die Arbeit selbständig und ohne fremde Hilfe verfasst hat. Der/die unterzeichnende Studierende erklärt, dass alle verwendeten Quellen (auch Internetseiten) im Text oder Anhang korrekt ausgewiesen sind, d.h. dass die Masterarbeit keine Plagiate enthält, also keine Teile, die teilweise oder vollständig aus einem fremden Text oder einer fremden Arbeit unter Vorgabe der eigenen Urheberschaft bzw. ohne Quellenangabe übernommen worden sind.

Bei Verfehlungen aller Art kann ein Disziplinarverfahren gemäss §§ 39 und 40 der Rahmenprüfungsordnung für die Bachelor- und Masterstudiengänge an der Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften vom 29. Januar 2008 i.V.m. der Verordnung zum Fachhochschulgesetz des Kantons Zürich eröffnet werden.

Luzern, 28. Januar 2022

(Ort, Datum)

(Unterschrift)