

Suppressivität Mykorrhizierung Wachstum

Ein Vergleich von 23 Ackerböden des Walserfeldes bei
Salzburg, mit biologischer und konventioneller
Landwirtschaft

Masterarbeit
zur Erlangung des akademischen Grades
Diplom-Ingenieurⁱⁿ

Eingereicht und verfasst von
Mag.^a Ursula Brandweiner

Betreuung:
Univ.Prof.ⁱⁿ
Dipl.-Ing.ⁱⁿ Dr.ⁱⁿ Siegrid Steinkellner

Department für Nutzpflanzenwissenschaften,
Abteilung für Pflanzenschutz, Universität für Bodenkultur Wien

Wien, März 2016

Herzlichen Dank an...

...**Frau Univ. Prof.ⁱⁿ Dipl. Ing.ⁱⁿ Dr.ⁱⁿ Siegrid Steinkellner**, dass Sie mir dieses Thema ermöglichte, die Hoffnung auf meinen Abschluss nicht verlor und mich mit Ihrer Fachkompetenz und Ihrer Warmherzigkeit immer unterstützte.

...**Herrn Ao. Prof. Dr. Thomas Peer, der** mir die bodenkundlichen Labors der Uni Salzburg zur Verfügung stellte und mich bei allen „Bodenbelangen“ tatkräftig unterstützte.

...**Frau Dipl. Ing.ⁱⁿ Sabine Daxböck-Horvath** und Herrn Hans Jung für die wertvolle Unterstützung im Labor und im Gewächshaus.

...**Frau Mag.^a Dr.ⁱⁿ Sigrid Panisch** für Ihre unersetzbare Hilfe bei der Statistik.

...**meinen** lieben Freund Mag. Dr. Matthias Affenzeller für seine wissenschaftlichen Tipps, sein offenes Ohr für alle Probleme und seine wohlthuende Herzlichkeit.

...**meinen Sohn Philipp, ohne dessen** Hilfe ich niemals 700 kg Boden nach Wien geschafft hätte und der mich beim Wurzelwaschen nicht nur tatkräftig unterstützte, sondern diese Schinderei auch zu einem ganz besonderen Zeit in meinem Leben machte. Außerdem für seine Hilfe beim Layouten und bei allen kleineren EDV Problemen, die beim Schreiben aufgetreten sind.

...**meinen Sohn Florian für´s Korrekturlesen**, für viele kleine Hilfestellungen und die ermunternden Gespräche während der Endphase meines Studiums.

...**meine Mama, die in jeder Lebenslage hinter** mir steht.

...**meinen** Lebenspartner Eckart, der so viel Liebe und Glück in mein Leben bringt, für seine Unterstützung und seinen Optimismus, die mich durch diese herausfordernde Zeit getragen haben.

Inhaltsverzeichnis

1	Abstract	5
2	Einleitung.....	5
2.1	Fusarium	8
2.2	Suppressivität	10
2.3	Mykorrhiza.....	12
3	Material und Methoden.....	14
3.1	Probengebiet	14
3.1.1	Bodentyp	14
3.1.2	Lage der Probeflächen	15
3.1.3	Bodenprobenahme.....	17
3.2	Gewächshausversuch	17
3.2.1	Anbau von Tomatensamen	17
3.2.2	Fusariumkultur	17
3.2.3	Pflanzenversuch.....	18
3.3	Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades	20
3.3.1	Essig Tintenfärbung der arbuskulären Mykorrhiza	20
3.3.2	Auszählung nach der Rastermethode.....	20
3.4	Bodenanalytik	22
3.4.1	Bestimmung der potentiellen Acidität.....	22
3.4.2	Bestimmung der Korngrößenverteilung des mineralischen Feinbodens.....	22
3.4.3	Humusbestimmung durch Nassoxydation mit Kaliumdichromat-Schwefelsäure	24
3.4.4	Austauschbares Phosphat und Kalium – Calcium Acetat Lactat Methode	24
3.4.5	Dehydrogenaseaktivität – Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC) Methode	26
3.4.6	Bestimmung der Hydrolyse von Fluoreszeindiacetat (FDA).....	28
3.5	Statistische Auswertung.....	30
4	Ergebnisse	31
4.1	Pflanzenparameter	31
4.1.1	Fusariumbefall.....	31
4.1.2	Mykorrhizierung.....	34
4.1.3	Sprosslänge	38
4.1.4	Sprossgewicht	42
4.1.5	Wurzelgewicht.....	46
4.2	Bodenparameter	50

4.2.1	pH Wert.....	50
4.2.2	Humus.....	52
4.2.3	Bodenart.....	54
4.2.4	Kalium.....	56
4.2.5	Phosphor.....	58
4.2.6	Mikrobielle Aktivität.....	60
5	Diskussion.....	64
6	Schlussfolgerung und Ausblick.....	72
7	Zusammenfassung.....	73
8	Verzeichnisse.....	75
8.1	Abbildungsverzeichnis.....	75
8.2	Literaturverzeichnis.....	77

1 Abstract

In this thesis the differences in suppressiveness, mycorrhization as well as growth of plants between conventional and biological soil were shown.

Samples from 23 different arable fields in the "Walsersfeld", a small agricultural field west of Salzburg, Austria were taken, of those 13 samples are from biological and the remaining 10 from conventional acres. In a greenhouse tomato plants, inoculated with *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (*FoI*), a soil-borne fungus, were cultivated in those sample soils. Tomato plants, also infected with *FoI*, grown in autoclaved standard soil were used as a control group. After 8 weeks the size and the shoot weight as well as the root weight, mycorrhization and disease severity with *FoI* were determined. The pH-value, the amount of humus, the type of soil, potassium and phosphorus content as well as the microbiological activity (FDA, TTC) were used as markers of soil quality.

Highly significant differences of infestation with *FoI* were found between tomato plants in arable soil and autoclaved standard soil. Infection with *FoI* was found in only 1 % of tomato plants in arable soil. However no difference in infection was found comparing biological and conventional soil. Therefore no correlation could be found between the markers of soil quality and the diseases severity. The main reason for the high amount of suppressiveness is most likely due to the high pH as well as the amount of silt and humus found in the arable soil. *FoI* on the other hand prefers sandy soil and pH levels below 6,5. Besides that, the high levels of humus in the arable soil offer ideal prerequisites for growth of antagonistic microorganism.

In biological cultivated soil the mycorrhization was considerably higher than in the soil of conventionally farmed soils. This is most probably due to the lower levels of phosphorus and potassium found in the samples of biologically cultivated acres. The higher mycorrhization however did not affect the amount of infection with *FoI* nor the growth. Tomato plants in biologically cultivated soil showed a significantly lower biomass in shoot size, weight as well as root weight which is due to the lower amount of nutrients found in that soil.

The results of this study show, the effectiveness of pathogen resistance in a functioning soil ecosystem. Although the higher mycorrhization of tomato plants in biologically farmed soil **didn't show to have an impact in** the tested parameters, it still seems to be a good marker for soil quality. In respect of a sustainable agriculture and a high quality of food products mycorrhization should be paid high attention in the future.

2 Einleitung

Bodenbürtige Pathogene, die Fäulen, Welken und Umfallkrankheit verursachen, sind die wichtigsten ertragsmindernden Faktoren in der landwirtschaftlichen Produktion. Für viele dieser Pathogene gibt es keine resistenten Wirtspflanzen und der Einsatz von Fungiziden ist häufig ineffizient oder nicht möglich. Diese Probleme sind treibende Faktoren zur Entwicklung von neuen Strategien und Managementmethoden.

Cook et al. (1995) postulieren, dass viele Pflanzenspezies Verteidigungsstrategien gegen bodenbürtige Pathogene besitzen, die auch das Vorhandensein von antagonistischen Mikroorganismen in der Rhizosphäre beinhalten. In den letzten Jahrzehnten konnten viele Beweise dieser pflanzenassoziierten Mikroorganismen gefunden werden, die dokumentieren, dass Pflanzen trotz vorhandenem virulenten Inokulum infektionsfrei geblieben sind. Böden in denen die heimische Mikroflora Pflanzen effektiv gegen bodenbürtige Pathogene schützt werden als suppressive Böden bezeichnet (Weller et al., 2002).

Suppressive Böden definieren Baker und Cook (1982) als Böden in denen

- ein Pathogen sich nicht oder nicht dauerhaft etablieren kann oder
- ein Pathogen sich etablieren kann, aber zu keiner Infektion führt oder
- ein Pathogen sich etablieren kann und zunächst auch Schäden verursacht, die sich aber nicht ausbreiten, obwohl das Pathogen weiter im Boden vorhanden ist.

Es werden zwei Arten von Suppressivität unterschieden:

Die **generelle Suppressivität**, beinhaltet das Konzept der Biostase bei der die Gesamtmenge der Mikroorganismen entscheidend ist und ein quantitatives, antiphytopathogenes Potential durch Antagonisten aufgebaut wird, das mit Pathogenen in Konkurrenz tritt. Für die generelle Suppressivität sind nicht einzelne Mikroorganismenarten verantwortlich, sondern die Gesamtmenge der Mikroorganismen und deren mikrobielle Aktivität und diese ist nicht auf andere Böden übertragbar (Rovira und Wildermuth, 1981).

Die **spezifische oder induzierte Suppressivität** tritt nur in Gegenwart von bestimmten Schaderregern auf, ist qualitativ und spezifisch an einzelne oder kleine Gruppen von antagonistischen Organismen gebunden und auf andere Böden übertragbar (Baker und Cook, 1983).

Suppressive Böden haben eine Kombination aus genereller und spezifischer Suppressivität, die durch edaphische, klimatische und landwirtschaftliche Bedingungen beeinflusst wird (Rovira und Wildermuth, 1981).

Wie aber reagieren Böden auf ein Pathogen mit dem sie noch nie konfrontiert waren?

Können biologisch bewirtschaftete Böden Pathogene besser abwehren als konventionell bewirtschaftete?

Zur Beantwortung dieser Fragestellung war ein kleinräumiges Agrargebiet notwendig, das einen einheitlichen geologischen Untergrund, mit gleichem Bodentyp aufwies. Dadurch konnten Unterschiede in den Bodenparametern besser mit den Bewirtschaftungsformen (biologisch/konventionell) in Beziehung gebracht werden. Außerdem sollten in dem Gebiet wechselnde Fruchtfolgen aber keine Tomaten angepflanzt werden. Diese Voraussetzungen erfüllte das Walserfeld, ein kleines Agrargebiet westlich der Stadt Salzburg.

Für den Versuch wurden Bodenproben von 23 Ackerflächen gesammelt, von denen 10 konventionell und 13 biologisch bewirtschaftet waren. In diesen Bodenproben wurden im Gewächshaus Tomaten kultiviert, die mit einem bodenbürtigen Pilz, *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* infiziert wurden, der Fusariumwelke hervorruft. Als Kontrolle wurden Tomatenpflanzen in autoklavierter Einheitserde mitkultiviert. Die Pflanzenparameter Sprosslänge, Sprossgewicht, Wurzelgewicht, Fusariumbefall und die Mykorrhizierung wurden ermittelt. Hinsichtlich der Bodenparameter wurden der pH Wert, der Humusgehalt, die Bodenart, der Kaliumgehalt, der Phosphorgehalt und die mikrobielle Aktivität ermittelt.

Folgende Fragestellungen sollen in dieser Arbeit geklärt werden:

1. Unterscheidet sich der Fusariumbefall der Tomatenpflanzen in den landwirtschaftlichen Böden von den Tomatenpflanzen der Kontrollgruppe?
2. Unterscheidet sich der Fusariumbefall der Tomatenpflanzen zwischen konventionellen und biologischen bewirtschafteten Böden und gibt es Zusammenhänge zu den Bodenparametern?
3. Unterscheiden sich die konventionell bewirtschafteten Flächen von den biologisch bewirtschafteten Flächen hinsichtlich der Bodenparameter?

4. Unterscheidet sich die Mykorrhizierung der Tomatenpflanzen zwischen konventionell und biologisch bewirtschafteten Böden und gibt es Zusammenhänge zu den Bodenparametern?
5. Unterscheiden sich die Wachstumsparameter der Tomatenpflanzen zwischen konventionell und biologisch bewirtschafteten Böden und gibt es Zusammenhänge zu den Bodenparameter?

2.1 Fusarium

Fusarium oxysporum f.sp. *lycopersici* ist ein bodenbürtiger Pilz, der spezifisch auf Tomate (*Solanum lycopersicum* L.) wirkt und weltweit, mit Ernteverlusten bis zu 35 %, die größten Schäden an Tomate verursacht (Horst, 2008).

Ein Befall mit *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* ist makroskopisch in Längsschnitten von Wurzeln oder Stängeln als gelbbraune Verfärbung der Gefäßsysteme zu erkennen (Abbildung 1) (Schlösser, 1997).



Abbildung 1: Beginnender Fusariumbefall der Wurzelspitze (September 2011)

Dadurch kommt es zu einem Turgeszenzverlust mit typischen Welkeerscheinungen, außerdem zu Aufhellungen der Blattadern und anschließend zu gelblichen Verfärbungen der Blätter und Stängel. Diese Entwicklung zeigt sich am Blatt oft einseitig (Abbildung 2) (Agrios, 2009).

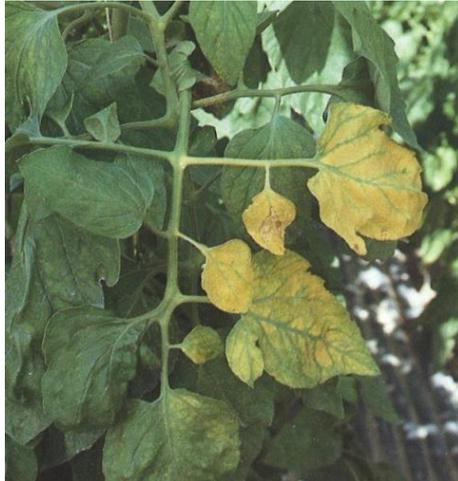


Abbildung 2: Einseitig verfärbte Blätter (Blancard, 1991)

Fusarium oxysporum f.sp. *lycopersici* überlebt sowohl im Boden als auch in infizierten Pflanzenresten als Myzel und in all seinen Sporenformen (Mikrokonidien, Makrokonidien, Chlamydosporen). Gelangen Wurzeln von Tomatenpflanzen in die Nähe, so werden Sporen zur Keimung und das Pilzmyzel zum Wachsen durch Wurzelausscheidungen der Tomaten stimuliert. Die Pilze dringen dann durch die Wurzelrinde in das Gefäßsystem vor. Nach dem Eindringen besiedelt *Fusarium* das Xylem. Unter der Wirkung von Toxinen und durch die Menge an Hyphen und Sporen wird die Funktionsfähigkeit des Xylems eingeschränkt, sodass der Nährstoff- und Wassertransport in entfernt liegende Pflanzenteile reduziert oder sogar vollkommen verhindert wird (Schlösser, 1997).

Die Kontrolle von *Fusarium oxysporum* ist durch pflanzenbauliche Maßnahmen wie eine Langzeit-Fruchtfolge schwer möglich, da das Pathogen weitverbreitet und sehr persistent im Boden vorkommt. Allerdings kann dadurch eine Reduktion des Inokulums im Boden erreicht werden, sodass der ökonomische Schaden geringer ausfällt (Agrios, 2009).

In der biologischen Kontrolle findet die Verwendung von apathogenen *Fusarium*stämmen mit folgenden Ansatzpunkten statt (Fravel et al., 2003):

1. Einsatz von Konkurrenzstämmen:

Nicht pathogene Pilzstämmen können als Antagonisten fungieren, wobei einerseits deren Konkurrenzkampf um Nährstoffe, vor allem um Kohlenstoffquellen, ausschlaggebend ist. Andererseits können Antagonisten die begrenzte Zahl an Eindringungsorten auf der Wurzel besetzen und so die Kolonisierung durch *Fusarium oxysporum* hemmen.

2. Systemisch induzierte Resistenz (SAR-systemic acquired resistance):

Eine Vorbehandlung einer Pflanze mit einem nicht pathogenen Erreger führt zu einer Abschwächung der Symptome, wenn die Pflanze später mit einem kompatiblen Erreger in Berührung kommt. Die Abwehrreaktion resultiert in der Produktion von Pflanzenabwehrstoffen, wie Phytoalexinen oder Salicylsäure, sowie in morphologischen Veränderungen der Zellwände. Inokulationen mit antagonistischen Pilzen wie *Trichoderma*, *Gliocladium*, sowie Mykorrhizapilzen versprechen ähnliche Resistenzbildung (Agrios, 2009).

2.2 Suppressivität

Suppressive Böden sind seit vielen Jahren für Pathogene wie *Fusarium oxysporum*, *Gaeumannomyces graminis var. tritici*, *Pythium sp.*, *Rhizoctonia solani*, *Streptomyces scabies* beschrieben worden (Alabouvette et al., 1979, Mazzola und Gu, 2002, Weller et al., 2002). Die Suppressivität kann auf physikalisch-chemische Bodenfaktoren wie der Bodenart, dem pH-Wert, dem Humusgehalt, dem Kalzium- bzw. Magnesiumgehalt oder Mikronährelementen beruhen (Höper et al., 1995). Aber auch Bodenorganismen können eine Schlüsselrolle übernehmen, indem sie die Pathogene durch Konkurrenz, Antibiosis, Parasitismus oder durch Erhöhung der Pflanzenresistenz in Schach halten. Es gibt zahlreiche mikrobiologische Bodenparameter die im Zusammenhang mit Suppressivität von Böden untersucht wurden, wie die mikrobielle Aktivität oder die Bodenatmung (Hoitink und Boehm, 1999, van Os und van Ginkel, 2001), aber auch die Zusammensetzung und Diversität der Bodenmikroorganismen (Garbeva et al., 2006).

Ein wichtiger Faktor der Suppressivität ist die Fungistase. Dieser Begriff wurde erstmals von Dobbs und Hinson (1953) geprägt und beschreibt die Unterdrückung der Keimung von Pilzsporen und das Wachstum von Pilzhyphen, als weitverbreitetes Phänomen in Böden. Um die Mechanismen der Fungistase und den Zusammenhang mit der Unterdrückung von bodenbürtigen Pathogenen zu verstehen, wurden in den 60er und 70er Jahren des letzten Jahrhunderts viele Studien gemacht (Lockwood, 1977) und diese Forschung ist jetzt durch das Interesse an nachhaltiger Landwirtschaft wieder im Fokus der Wissenschaft. Zwischenzeitlich richtete sich das Hauptaugenmerk der Forschung auf die spezifische Suppressivität (Mazzola und Gu, 2002, Weller et al., 2002).

Die Fungistase beruht auf einem sehr komplexen Zusammenspiel im Boden. Einerseits spielt der Mangel an Nährstoffen in der Rhizosphäre eine wichtige Rolle, die es einem Pflanzenpathogen, mit schwachem saprophytischem Potential, sehr schwer macht um die verfügbaren Kohlenstoffquellen zu konkurrieren (Garrett, 2011). Andererseits produzieren Mikroorganismen auch inhibitorische Substanzen, die das Wachstum von Pilzhypen hemmen. In neueren Forschungen wurde die Wirkung von volatilen organischen Substanzen (VOC´s - volatile organic compounds) untersucht, die einerseits durch Mikroorganismen produziert werden, aber auch bei der Zersetzung von organischer Substanz entstehen (Chuang et al., 2004). Aber Pathogene können Effluxpumpen aktivieren, um hohe Toxinkonzentrationen im Zellinneren abzubauen, wobei dazu ausreichend Energie aus externen Quellen vorhanden sein muss. Das heißt bei einem guten Nährstoffangebot ist die Hemmwirkung der inhibitorischen Substanzen deutlich geringer als bei einem schlechten.

Lange dachte man die Effektivität der Fungistase ist nur an die metabolische Aktivität der gesamten Biomasse der Bodenmikroorganismen gekoppelt. Aber auch die Diversität der Bodenmikroorganismen spielt eine wichtige Rolle, wobei dies mit synergistischen Effekten erklärt wird, wie der Produktion von toxischen, sekundären Metaboliten oder einer größeren Effizienz im Zurückhalten von Nährstoffen (Garbeva et al., 2011).

Heute wird davon ausgegangen, dass die Prinzipien der Fungistase mit allen Organismengruppen des Pflanze-Boden-Bioms in Wechselwirkung stehen (Drinkwater et al., 1995) und nur einen Teil eines generellen Phänomens darstellen, der Boden Biostase (Garbeva et al., 2011).

Trotz jahrzehntelangen Forschungen wird in vielen Systemen der relevante Mechanismus hinter der Suppressivität von Böden nicht ganz verstanden. Janvier et al. (2007) gibt einen ausführlichen Überblick mit über 40 beschriebenen Bodenparameter, biotischen und abiotischen, und den positiven, negativen und nicht vorhandenen Korrelationen mit der Unterdrückung von Pathogenen. In den meisten Studien können für einen Parameter sowohl positive als auch negative Zusammenhänge festgestellt werden, abhängig vom Pathogen und dem Agrarökosystem.

In der pflanzenbaulichen Praxis stehen bewährte Methoden zur Erhöhung der generellen Suppressivität zur Verfügung, die ältesten davon sind weitgestellte Fruchtfolgen. Während der Daueranbau einer Nutzpflanze die Pathogenpopulation im Boden ansteigen lässt, vermindert der Fruchtwechsel die Erkrankungen durch bodenbürtige Pathogene und erhöht die Diversität der Bodenmikroorganismen (Kurle et al., 2001b). Weniger wirksam sind

weitgestellte Fruchtfolgen bei sehr langlebigen Pathogenen und solchen die viele Wirtspflanzen infizieren können (Janvier et al., 2007).

Die Zugabe von organischer Substanz hat in den meisten Untersuchungen positive Effekte auf die Suppressivität, indem die Biomasse der Bodenmikroorganismen und deren Aktivität erhöht werden. Organische Substanz ist reich an instabilen Kohlenhydraten, die als Energiequelle für Mikroorganismen dienen. Außerdem können antagonistische Mikroorganismen enthalten sein (Hiddink et al., 2005). Aber auch hier hängt der Erfolg von der Art der organischen Substanz, der Häufigkeit der Anwendung und vom Pathogen ab (Janvier et al., 2007).

Bei Untersuchungen die sich mit unterschiedlichen Bewirtschaftungsformen, vor allem mit Vergleichen zwischen konventioneller und biologischer Landwirtschaft, beschäftigen, konnte oft eine höhere Suppressivität von Böden in organisch biologisch bewirtschafteten Flächen festgestellt werden (Manici et al., 2003, Rasmussen et al., 2002, Hiddink et al., 2005, Workneh et al., 1993). Im Gegensatz dazu konnten Grünwald et al. (2000a), (2000b) keine Unterschiede zwischen konventionell und biologisch bewirtschafteten Flächen in ihren Versuchsanordnungen aufzeigen.

Daraus ist ersichtlich, dass die Suppressivität von Böden die große Komplexität der Bodenökologie mit den zahlreichen Pathogen-Pflanze-Interaktionen verbindet und schwer an einzelnen Parametern festgemacht werden kann.

2.3 Mykorrhiza

Als wichtiger Teil der Suppressivität von Böden können Mykorrhizapilze angesehen werden. Durch unterschiedliche Ausbildung der Symbiose zwischen dem Wurzelsystem höherer Pflanzen und der Mykorrhiza werden verschiedene Typen unterschieden: Ektomykorrhiza, Ektendomykorrhiza, arbuskuläre, arbutoide, monotrope, erikoide Mykorrhiza und Orchideenmykorrhiza (Smith und Read, 2008).

Arbuskuläre Mykorrhizapilze leben als Mikroorganismen in der Rhizosphäre und sind als Symbionten in den Wurzeln von 80 % der Gefäßpflanzen beschrieben worden. Daher sprechen manche Autoren auch von einer Mykorrhizosphäre (Johansson et al., 2004). Die Mykorrhizapilze vergrößern die Wurzeloberfläche und können auf Grund des kleinen Durchmessers (1 µm) ihrer Hyphen auch in die Feinporen des Bodens eindringen (Allen, 1991). Dadurch kann ein größerer Bodenbereich erschlossen werden, während die

Pflanzenwurzel nur in der Lage ist über einen engen Bereich ihrer Wurzelspitze Nährstoffe aufzunehmen. Die wichtigste Rolle spielt die arbuskuläre Mykorrhiza bei limitierenden Nährstoffen, zumeist bei Phosphor, aber auch bei einigen anderen Spurenelementen. Im Gegenzug versorgen die Pflanzen die Pilzpartner mit Kohlenhydraten (Smith und Read, 2008). Die Kolonisierung der Wirtswurzeln durch arbuskuläre Mykorrhizapilze erfolgt durch Sporen, Hyphen, sowie durch bereits kolonisierte Wurzelstücke. Die Hyphen der Mykorrhizapilze wachsen inter- oder intrazellulär und bilden bäumchenartige Arbuskeln in den Wurzelzellen, die dem Austausch von Nährstoffen zwischen der Pflanze und dem Pilz dienen (Abbildung 3). Zusätzlich bildet der Pilz interzelluläre Vesikel als Speicherorgan für Lipide und Zucker (Smith und Read, 2008).

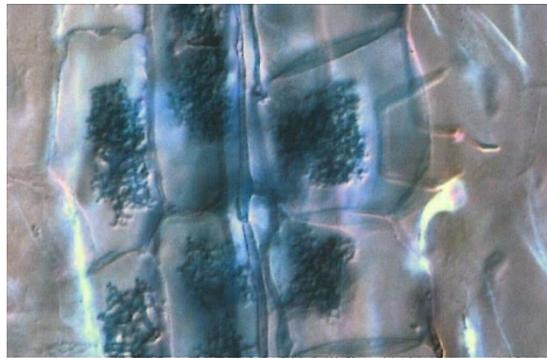


Abbildung 3: Mykorrhizierung von Wurzeln mit arbuskulärer Mykorrhiza (Deigele, 2009)

Der Pilz, als obligat biotropher Organismus, kann ohne Symbiosepartner nur 20 bis 30 Tage überleben (Bonfante und Perotto, 1995).

Zusätzlich erhöhen arbuskuläre Mykorrhizapilze die Pathogenabwehr, da sie um Photosyntheseprodukte und Kolonisierungsraum konkurrieren. Außerdem verändern sie die Zusammensetzung der Mikroorganismenpopulationen des Wurzelraumes, die Wurzelmorphologie und aktivieren das Abwehrsystem der Pflanze um Pathogene in Schach zu halten (Azcon-Aguilar und Barea, 1996).

3 Material und Methoden

3.1 Probengebiet

Das landwirtschaftliche Probengebiet befindet sich am Walsersfeld, der Gemeinde Wals/Siezenheim, westlich der Stadt Salzburg und liegt auf etwa 420 m Seehöhe. Es herrscht überwiegend atlantisch-maritimes Klima, das durch milde Winter und mäßig warme Sommer mit ganzjährigen Niederschlägen gekennzeichnet ist. Die Jahresdurchschnittstemperatur liegt bei 9,0 ° C und die jährlichen Niederschlagssummen bei durchschnittlichen 1160 mm, die vor allem in den Sommermonaten zwischen 130 und 160 mm liegen (Rupnik, 2003). Angebaut werden wechselnde Fruchtfolgen mit Gemüse, Mais, Kartoffeln und vereinzelt Wintergerste (Abbildung 4).



Abbildung 4: Walsersfeld (April 2011)

3.1.1 Bodentyp

Der geologische Untergrund ist quartärer Schotter und laut österreichischer Bodenkarte weist das Gebiet tiefgründige Braunerde (Abbildung 5) mit unterschiedlichen Horizontttiefen und wechselnden Sand- und Tonanteilen auf, die gut mit Wasser versorgt und mäßig durchlässig ist. Die Humusform ist durchwegs Mull und die Humusgehalte reichen von mittel- bis stark

humos. Die Bodenreaktion liegt im schwach sauren bis schwach alkalischen Bereich. Die Qualität des Ackerlands ist mittel- bis hochwertig (BFW, 2015).

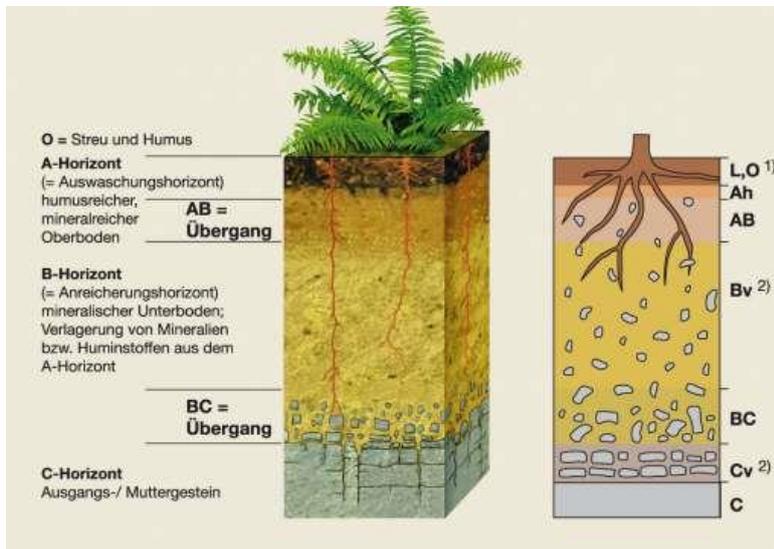


Abbildung 5: Braunerdehorizonte (BFW, 2015)

3.1.2 Lage der Probeflächen

Im Walsertal wurden 23 Probenahmeplätze (Abbildung 6) ausgewählt. 10 davon wurden 2011 konventionell bewirtschaftet:

2 Flächen von Herrn **Herbert Neumaier**, Grödigerweg 2, 5071 Wals, bei einer Betriebsgröße von 5 ha (A, B) und

8 Flächen von Herrn **Martin Brötzner**, Himmelreichstraße 1, 5071 Wals mit einer Betriebsgröße von 10 ha (C, D, E, F, G, H, I, J)

10 weitere Flächen wurden organisch biologisch bewirtschaftet von

Herrn **Georg Feldinger**, Grünauerstraße 5, 5071 Wals, der bei einer Betriebsgröße von 11 ha der 5 Flächen (K, L, M, N, O) zur Verfügung stellte und von

Herrn **Johann Feldinger**, Walsertalstraße 11, 5071 Wals mit einer Betriebsgröße von 12 ha mit 5 Flächen (P, Q, R, S, T).

Die Umstellung zur biologischen Landwirtschaft erfolgte bei Georg Feldinger 2006 und bei Johann Feldinger 1990.

3 zusätzliche Flächen (U, V, W) durften von einem in Umstellung befindlichen Betrieb (3. Umstellungsjahr) von Herrn Johann Winklhofer, Viehhausnerstraße 28, 5071 Wals, mit einer Betriebsgröße von 6 ha, beprobt werden.



Abbildung 6: Lage der Probenflächen

Geokoordinaten der Probenflächen

Fläche A:

N 47°12'27'' / O 12°58'546''

Fläche B:

N 47°47'47'' / O 12°58'545''

Fläche C:

N 47°47'264'' / O 12°59'237''

Fläche D:

N 47°47'222'' / O 12°59'246''

Fläche E:

N 47°47'103'' / O 12°59'248''

Fläche F:

N 47°47'125'' / O 12°59'311''

Fläche G:

N 47°47'126'' / O 12°59'311''

Fläche H:

N 47°46'841'' / O 12°59'603''

Fläche I:

N 47°46'847'' / O 12°59'618''

Fläche J:

N 47°46'869'' / O 12°59'688''

Fläche K:

N 47°47'66'' / O 12°58'58''

Fläche L:

N 47°47'5'' / O 12°58'700''

Fläche M:

N 47°47'20'' / O 12°58'758''

Fläche N:

N 47°47'39'' / O 12°58'765''

Fläche O:

N 47°46'983'' / O 12°58'778''

Fläche P:

N 47°47'391'' / O 12°58'362''

Fläche Q:

N 47°47'421'' / O 12°58'275''

Fläche R:

N 47°47'199'' / O 12°57'617''

Fläche S:

N 47°47'179'' / O 12°57'753''

Fläche T:

N 47°46'865 / O 12°58'306''

Fläche U:

N 47°46'845 / O 12°59'226''

Fläche V:

N 47°46'851'' / O 12°59'207''

Fläche W:

N 47°46'986'' / O 12°58'973''

3.1.3. Bodenprobenahme

Pro Fläche wurden 2 Probenahmen durchgeführt, die erste von 27. - 29.4.2011 mit ca. 1,5 l pro Fläche für die bodenkundliche Analytik und eine zweite mit ca. 30 l pro Fläche vom 27. - 29.6.2011 für den Pflanzversuch. Pro Fläche wurden etwa 50 Mischproben bis 10 cm Bodentiefe gesammelt.

Zur Bestimmung der mikrobiellen Aktivität wurde ein Teil der Proben im Kühlschrank aufbewahrt und innerhalb von 4 Wochen analysiert. Der andere Teil wurde in Papiersäcken im Probentrockenraum der Universität Salzburg luftgetrocknet und anschließend über ein 2 mm Sieb gesiebt.

Die Proben für den Pflanzenversuch wurden in offenen Säcken unter Dach gelagert und innerhalb von 6 Tagen nach Wien transportiert und zum Eintopfen der Tomatenpflanzen verwendet.

3.2 Gewächshausversuch

Dieser wurde im Gewächshaus der Universität für Bodenkultur Wien, Peter Jordanstraße, 1180 Wien durchgeführt.

3.2.1 Anbau von Tomatensamen

Vor der Aussaat wurden 5 g Tomatensamen *Solanum lycopersicum* „Kremser Perle“ (Partie N5011E) oberflächensterilisiert um sicherzustellen, dass keine Mikroorganismen auf den Samen haften. Dazu wurden die Samen 2 Minuten in Haushaltsbleiche gegeben und anschließend in Wasser abgespült. Danach erfolgte die Aussaat in Perlite, mit anschließender Vorkultur im Klimaschrank bei 24 ° C, wobei auf eine ausreichende regelmäßige Befeuchtung geachtet wurde. Nach 3 Wochen wurden die Keimlinge in die jeweiligen Töpfe pikiert.

3.2.2 Fusariumkultur

Das Überimpfen von *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* erfolgte durch Ausstanzen von Agarstückchen einer bestehenden Fusariumkultur und Überimpfen auf 10 Petrischalen mit einem festen Nährmedium. Hierfür wurde das Nährmedium Czapek Dox Agar (Thom und Church, 1926) (3 g NaNO₃, 1 g K₂HPO₄, 0,5 g KCl, 0,5 g MgSO₄ x 7 H₂O, 0,01 g FeSO₄, 30 g Saccharose, 15 g Agar, 1 Liter destilliertes H₂O) bei 121°C für 20 min autoklaviert und anschließend in Petrischalen gegossen. Die darauffolgende Kultivierung erfolgte bei 24 ° C im Dunkeln.

Nach 2 Wochen wurde eine Sporensuspension mit einer Sporendichte von 1×10^5 Mikrokonidien / ml hergestellt, indem die beimpften Petrischalen mit sterilem, destilliertem Wasser überschichtet, dann mit einem Drigalskispatel Myzel und Sporen abgelöst und anschließend durch ein 3 Schichten - Filtervlies (20 - 150 μm Porendurchmesser) filtriert wurde. Die Auszählung der Sporendichte erfolgt mittels Thomakammer.

3.2.3 Pflanzenversuch

Die Bodenproben aus den 23 Ackerflächen wurden in jeweils 3 x 10 Töpfe mit 12 cm Durchmesser gefüllt. In das Pikierloch wurden zuerst 5 ml der Fusariumsuspension gefüllt und anschließend die Tomatenpflanze pikiert.

Als Vergleichsgruppen wurden 3 x 30 Töpfe mit autoklavierter Einheitserde mitgeführt, davon wurden zwei Gruppen mit Fusarium infiziert, eine Gruppe wurde nicht infiziert. Um die Bewässerung zu vereinfachen wurden jeweils 10 Pflanzen der gleichen Gruppe in einer Wanne zusammengestellt. Insgesamt wurden 780 Pflanzen kultiviert (Abbildung 7).



Abbildung 7: Tomatenpflanzen (August 2011)

Die Kultivierung erfolgte 8 Wochen von Anfang Juli bis Anfang September. Das Gewächshaus wurde in dieser Zeit bei Bedarf beschattet und belüftet, es gab aber keine Klimatisierung. Die Pflanzen wurden regelmäßig gegossen und mit Nährlösung versorgt

Die Nährlösung enthielt: 472,30 mg $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, 261,40 mg K_2SO_4 , 136,00 mg KH_2PO_4 , 369,72 mg MgSO_4 , 50,00 mg $\text{Fe}_6\text{H}_5\text{O}_7 \times 3\text{H}_2\text{O}$, 10,005 mg NH_4NO_3 , 1,3 mg $\text{Na}_2\text{BO}_4\text{O}_7 \times 4\text{H}_2\text{O}$, 1,5 mg $\text{MnSO}_4 \times 4\text{H}_2\text{O}$, 0,6 mg $\text{ZnSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$, 0,45 mg $\text{CuSO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$, 0,028mg $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$, 0,028 mg $\text{NiSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$, 0,028 mg $\text{Co}(\text{NO}_3)_2 \times 6 \text{H}_2\text{O}$, 0,028 mg TiO_2 , 0,014 mg LiCl_2 , 0,014 mg SnCl_2 , 0,014 mg KJ, 0,014 mg KBr, 0,07 mg MoO_3 .

Jede Woche wurde eine Längenmessung vorgenommen und das Entwicklungsstadium nach Feller et al. (1995) festgestellt.

Nach 8 Wochen erfolgte die Endauswertung, indem die Sprosslänge bestimmt und die Wurzeln ausgewaschen wurden (Abbildung 8). Um im Xylem wachsende Pilzhyphen zu ermitteln, wurden die Hauptwurzel und der Spross mit einem Skalpell der Länge nach aufgeschnitten. Bei einem ersichtlichen Fusariumbefall wurde dieser von der Spitze der Primärwurzel bis zum Ende der Verbräunung im Xylem in cm gemessen und der Befall in Prozent zur Sprosslänge errechnet. Anschließend wurde der Wurzelbereich abgetrennt und Wurzel- und Sprossgewicht bestimmt. Von 10 Pflanzen pro Gruppe wurden 3 cm im oberen Wurzelbereich abgetrennt, in 5 mm große Stückchen geschnitten und mit 30 %-igem Alkohol in Kunststoffröhrchen bis zur weiteren Verwendung gekühlt aufbewahrt.



Abbildung 8: Auswertung des Pflanzversuchs (September 2011)

3.3 Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades

3.3.1 Essig Tintenfärbung der arbuskulären Mykorrhiza (Vierheilig et al., 1998)

Die geschnittenen Wurzeln wurden in Leitungswasser gut gespült und mit 10 %-iger KOH 5 Minuten im Wasserbad bei 90 ° C gekocht, um Zellinhalte und Zellwandpigmente zu entfernen. Anschließend wurden die Wurzeln dreimal in Leitungswasser gespült und in 3 %-iger Essigtinte (5 %-ige Essigsäure, Shaeffer Tinte schwarz) weitere 5 Minuten gekocht. Danach wurde der Tintenüberschuss mit Leitungswasser entfernt und die Wurzeln 30 Minuten in Wasser stehen gelassen. Zur Aufbewahrung wurden sie in Kunststoffröhrchen mit 30 %-igem Alkohol versetzt.

3.3.2 Auszählung nach der Rastermethode (Giovanetti und Mosse, 1980)

Zur Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades wurden die gefärbten Wurzelstückchen in eine Petrischale, mit einem 5 mm Raster, gegeben, locker verteilt und mit einem Binokular ausgezählt. Dabei wurden 100 Wurzelstückchen, die zufällig auf dem Raster zu liegen gekommen waren, gezählt (Abbildung 9). Mykorrhizierte Wurzeln wurden an den blau/schwarz eingefärbten Vesikeln oder Arbuskeln erkannt (Abbildung 10). Das Verhältnis

der mykorrhizierten Wurzeln zu den 100 ausgezählten Wurzeln ergab den Mykorrhizierungsgrad.

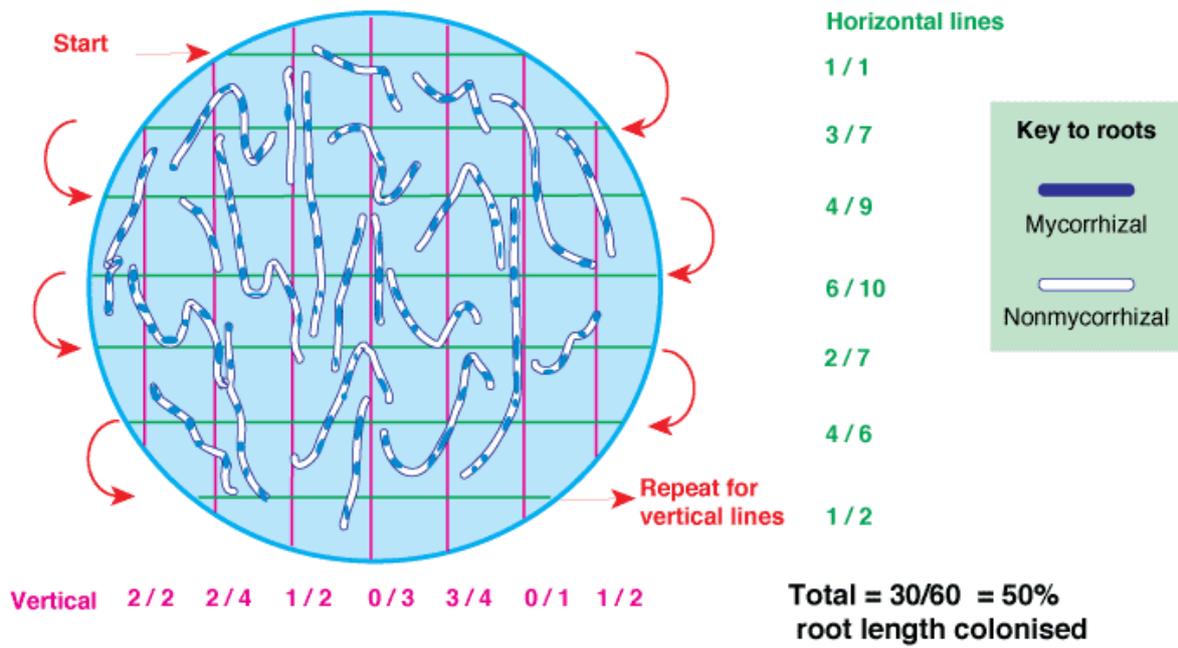


Abbildung 9: Auszählung des Mykorrhizierungsgrades (Bundrett, 2008)



Abbildung 10: Mit Essigtinte blau gefärbte arbuskuläre Mykorrhiza der Tomatenwurzeln (November 2011)

3.4 Bodenanalytik

Alle Bodenanalysen wurden in den Bodenlabors der Universität Salzburg, Fachbereich Organismische Biologie durchgeführt. Jeder Bodenparameter, außer die Korngrößen, wurde dreimal analysiert und anschließend der Mittelwert berechnet.

Folgende Bodenparameter wurden an luftgetrocknetem, 2 mm gesiebttem Bodenmaterial bestimmt:

3.4.1 Bestimmung der potentiellen Acidität

Die potentielle Acidität ist die Summe der in der Bodenlösung befindlichen und der mittels Neutralsalzen, wie z.B. CaCl_2 kurzfristig von den Austauscheroberflächen über Ionentausch desorbierten Protonen.

Dazu wurde nach ÖNORM 1083 eine 0,01 M Calciumchloridlösung (1,47 g $\text{CaCl}_2 \times 2 \text{H}_2\text{O}$ in 1 l H_2O) erstellt und anschließend Bodenmaterial im Verhältnis 1:2,5 mit der CaCl_2 Lösung in einem Laborglas versetzt und gut durchgemischt. Danach wurden die Gläser mit Parafilm verschlossen und 2 Stunden stehen gelassen. Nach dieser Zeit wurde erneut durchgemischt und gewartet bis das Bodenmaterial sich wieder abgesetzt hatte. In der Zwischenzeit wurde das Sartorius Professional PP-25 pH Meter (Göttingen, Deutschland) mittels der vorhandenen Eichlösungen geeicht und der pH-Wert der Bodenlösungen bei Stillstand der Anzeige abgelesen.

3.4.2 Bestimmung der Korngrößenverteilung des mineralischen Feinbodens

Zur Bestimmung der Korngrößenverteilung werden die Bodenproben nach Dispergierung, mittels Sieben bzw. mittels Sedimentation, gravimetrisch durch Auswiegen bestimmt.

Dazu wurde nach ÖNORM L1061 0,4 N Natriumpyrophosphatlösung (44,6 g $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7 \times 10 \text{H}_2\text{O}$ in 1 l H_2O) hergestellt. Anschließend wurden 10 g der Bodenproben in 1 l Plastikflaschen eingewogen und mit 25 ml Natriumpyrophosphatlösung versetzt und über Nacht stehen gelassen. Am nächsten Tag kamen 100 ml destilliertes Wasser dazu und die Flaschen wurden 2 Stunden auf der Horizontalschüttelmaschine geschüttelt. Anschließend wurde der Inhalt der Plastikflasche quantitativ über ein 63 μm Sieb geleert und unter Verwendung von destilliertem Wasser und sanftem Fingerspitzenruck die Bodensuspension durch das Sieb gerieben. Der feste Siebrest (2000 – 63 μm) wurde in eine abgewogene Glasabdampfschale gespült und im Trockenschrank bei 105 ° C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet (Auswaage 1). Der flüssige Siebschalinhalt (<63 μm) wurde in einen Sedimentierzylinder nach Prof. Andreasen (640 ml) geleert, mit destilliertem Wasser bis zur Marke aufgefüllt und die Pipette

aufgesetzt. Anschließend wurde der Zylinder kräftig geschüttelt, 10 ml Suspension aufgesaugt und in ein abgewogenes Glasschälchen entleert und wieder im Trockenschrank bis zur Gewichtskonstanz getrocknet (Auswaage 2). Danach wurde der Zylinder erneut geschüttelt, 9 Minuten und 16 Sekunden gewartet, wieder 10 ml Suspension aufgesaugt, in ein Glasschälchen geleert und getrocknet (Auswaage 3). Am Abend wurde der Zylinder noch einmal geschüttelt und 15 Stunden und 26 Minuten über Nacht stehen gelassen. Nach Ablauf dieser Zeit wurden erneut 10 ml aufgesaugt und in ein abgewogenes Glasschälchen geleert und getrocknet (Auswaage 4). Nach dem Trocknen der Glasschälchen bis zur Gewichtskonstanz wurden diese in einem Exsikkator abgekühlt und auf 4 Dezimalen abgewogen.

Da der Boden mit Salzlösung dispergiert wurde, musste das Salzgewicht berechnet werden. Dazu wurden 25 ml der 0,4 N Natriumpyrophosphatlösung in einen Pipettierzylinder gefüllt und mit destilliertem Wasser aufgefüllt. Davon wurden 3 x 10 ml in ein Glasschälchen pipettiert und anschließend bis zur Gewichtskonstanz eingedampft. Der erhaltene Mittelwert wurde von den jeweiligen Korngrößengewichten abgezogen.

Die Berechnung erfolgte folgendermaßen:

Auswaage 1 x 10 = Sand (A)

Auswaage 2 – Salzgewicht x 640 = Grob-, Mittel-, Feinschluff und Ton (B)

Auswaage 3 – Salzgewicht x 640 = Mittel-, Feinschluff und Ton (C)

Auswaage 4 – Salzgewicht x 640 = Ton (D)

% Sand = $A / (A + B) \times 100$

% Grobschluff = $(B - C) / (A + B) \times 100$

% Mittel- und Feinschluff = $(C - D) / (A + B) \times 100$

% Ton = $D / (A + B) \times 100$

3.4.3 Humusbestimmung durch Nassoxidation mit Kaliumdichromat - Schwefelsäure

Kaliumdichromat wird durch die organische Substanz eines Bodens zu Chrom(III) reduziert. Chrom(III) wird kolorimetrisch bestimmt und stellt ein Maß für den Humusgehalt eines Bodens dar.

Dazu wurde laut ÖNORM L1081 0,33 M Kaliumdichromatlösung (98,06 g $K_2Cr_2O_7$ in 1 l H_2O) hergestellt. Zur Analyse wurden 2 g Boden in ein Becherglas eingewogen, mit 20 ml Kaliumdichromatlösung versetzt und anschließend unter dem Abzug langsam 15 ml konzentrierte Schwefelsäure zugesetzt. Danach wurde 2 - 3 Stunden gewartet, bis sich das Reaktionsgemisch auf Zimmertemperatur abgekühlt hatte. Dann wurden 65 ml deionisiertes Wasser zugesetzt und die Probe über Nacht stehen gelassen. Am nächsten Tag wurde 1 ml Probelösung mit Wasser auf 25 ml verdünnt, wobei beim Pipettieren keine Bodenteilchen aufgesaugt werden durften. Die Probelösung wurde in Küvetten gefüllt und bei 570 nm in einem Perkin Elmer Lambda 3B UV/VIS Spektrophotometer (Wien, Österreich) gegen die Eichreihe gemessen.

Die Standardreihe wurde mit myo-Inosit angesetzt, wobei die Kalibrierlösungen genauso wie die Bodenproben behandelt wurden.

Eichreihe:

% Humus	0	1	2	3	4	5	6	7	8
mg myo-Inosit	0	29	58	87	116	145	174	203	232

3.4.4 Austauschbares Phosphat und Kalium – Calcium Acetat Lactat Methode nach Schüller (1969)

Nach Extraktion des Bodens mit einer sauren Austauscherlösung wurde Phosphat farbphotometrisch und Kalium flammenphotometrisch bestimmt

Chemikalien und Reagenzien

Vorratslösung: 77 g Calciumlactat wurde in 500 ml und 39,5 g Calciumacetat in 300 ml heißem, destilliertem Wasser gelöst und beide Lösungen nach dem Abkühlen gemischt. Anschließend wurden 89,5 ml Essigsäure dazugeben und auf 1000 ml aufgefüllt.

Gebrauchslösung: 100 ml der Vorratslösung wurde mit destilliertem Wasser auf 500 ml aufgefüllt.

Phosphat-Haupteichlösung: 6,251 g Na_2HPO_4 wurden in 1000 ml destillierten Wasser gelöst.

Phosphat-Stammlösung: Dazu wurden 4 ml Haupteichlösung mit destilliertem Wasser auf 100 ml aufgefüllt

Kalium-Haupteichlösung: 3,9576 g KCl wurden in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst.

Kali- Stammlösung: Dazu wurde 1ml Haupteichlösung mit destilliertem Wasser auf 100 ml aufgefüllt.

Ammoniumheptamolybdatlösung: 5 g $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \times 4\text{H}_2\text{O}$ wurden in 50 ml heißem destillierten Wasser gelöst und nach dem Erkalten auf 100 ml aufgefüllt.

Ascorbinsäure-Zinnchloridlösung: 0,35 g $\text{SnCl}_2 \times 2\text{H}_2\text{O}$ und 1,25 g L(+)-Ascorbinsäure wurde in 50 ml konzentrierter HCl gelöst und mit destilliertem Wasser aufgefüllt.

0,5 N Salzsäure

Durchführung

5 g Bodenproben wurden in 500 ml Glasschüttelflaschen eingewogen, mit 100 ml Gebrauchslösung versetzt und auf dem Schüttler 2 h geschüttelt. Anschließend wurde die Suspension durch ein Faltenfilter filtriert, wobei die ersten Milliliter Filtrat verworfen wurden.

Phosphatmessung:

Zur Erstellung der Eichreihe wurden folgende Volumina in einen 50 ml Messkolben pipettiert und mit destilliertem Wasser aufgefüllt:

	1	2	3	4	5	6
ml Stammlösung	0	1	2	5	10	20
ml Vorratslösung	10	10	10	10	10	10
Endkonzentration in mg/100g Boden	0	5	10	25	50	100

10 ml des Filtrats und der Eichlösungen wurden in Glaseprouvetten pipettiert, 15 ml 0,5 N HCl dazugeben, sowie 1ml Ammoniummolybdat und 1 ml Ascorbinsäure-Zinnchloridlösung pipettiert. Die Eprouvetten wurden mit Parafilm verschlossen, gut geschüttelt und 10 Minuten stehen gelassen. Anschließend wurde die Blaufärbung im Perkin Elmer Lambda 3B

UV/VIS Spektrophotometer (Wien, Österreich) bei einer Wellenlänge von 578 nm gegen die Vorratslösung gemessen.

Kaliummessung:

Zur Erstellung der Eichreihe wurden folgende Volumina in 50 ml Messkolben pipettiert und mit destilliertem Wasser aufgefüllt:

	1	2	3	4	5	6
ml Stammlösung	0	1	2	5	10	20
ml Vorratslösung	10	10	10	10	10	10
Endkonzentration in mg/100g Boden	0	1	2	5	10	20

Das Filtrat und die Eichlösungen wurden direkt in die Flamme des Atomabsorptionsspektrometers Perkin Elmer AAnalyst 300 (Wien, Österreich) versprüht.

Da die Messwerte teilweise über dem höchsten Eichwert lagen wurden diese Proben 1:10 verdünnt.

Folgende Bodenparameter wurden an frischem, 2 mm gesiebttem Bodenmaterial bestimmt:

3.4.5 Dehydrogenaseaktivität – Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC) Methode (Thalman, 1968)

Die TTC Methode bestimmt die Reduktion von Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC) zu Triphenylformazan (TPF) durch Bodenmikroorganismen.

Chemikalien und Reagenzien

Tris HCl Puffer: 12,1 g Tris(hydroxymethyl)-aminomethan (100 mM) wurde in Wasser gelöst und mit Salzsäure auf pH 7,6 (für neutrale Böden) eingestellt.

2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC)-Lösung:

Dazu wurden 0,8 g TTC in 100 ml Tris HCl Puffer gelöst.

Aceton

Triphenylformazan (TPF)-Standard-Lösung:

50mg TPF wurde in 100 ml Aceton gelöst.

Durchführung

Wegen der Lichtempfindlichkeit der TTC Lösung wurde während der gesamten Durchführung bei diffusem Licht gearbeitet.

5 g Boden wurde in Erlenmeyerkolben eingewogen und mit 5 ml TTC Lösung gemischt. Die Öffnungen wurden mit Parafilm verschlossen und bei 35° C für 21 Stunden inkubiert. Von jeder Ackerfläche wurde ein Blindwert mit Boden und Pufferlösung ohne TTC Lösung mitgeführt.

Anschließend wurde mit 40 ml Aceton die Reaktion gestoppt und die Kolben 2 Stunden im Dunkeln geschüttelt. Danach wurde der Bodenextrakt abfiltriert und sofort bei 546 nm mit einem Perkin Elmer Lambda 3B UV/VIS Spektrophotometer (Wien, Österreich) gegen den Nullwert gemessen (Abbildung 11).

Zur Erstellung der Eichreihe wurden folgende Volumina in 50 ml Messkolben pipettiert und mit Aceton aufgefüllt:

	1	2	3	4	5	6
ml TPF Standardlösung	0	0,5	1	2	3	4
ml Tris-HCl Puffer	8,3	8,3	8,3	8,3	8,3	8,3
µg TPF/ml	0	5	10	20	30	40

Berechnung:

Die Extinktion des Blindwertes wurde von der Extinktion des Vollansatzes abgezogen, aus der Eichkurve die µg TPF/ml ausgerechnet und anschließend auf g Trockensubstanz (TS) wie folgt umgerechnet.

$$\mu\text{g} \frac{\text{TPF}}{\text{gTS}} = (\mu \frac{\text{gTPF}}{10} * 10) / \text{TS}$$

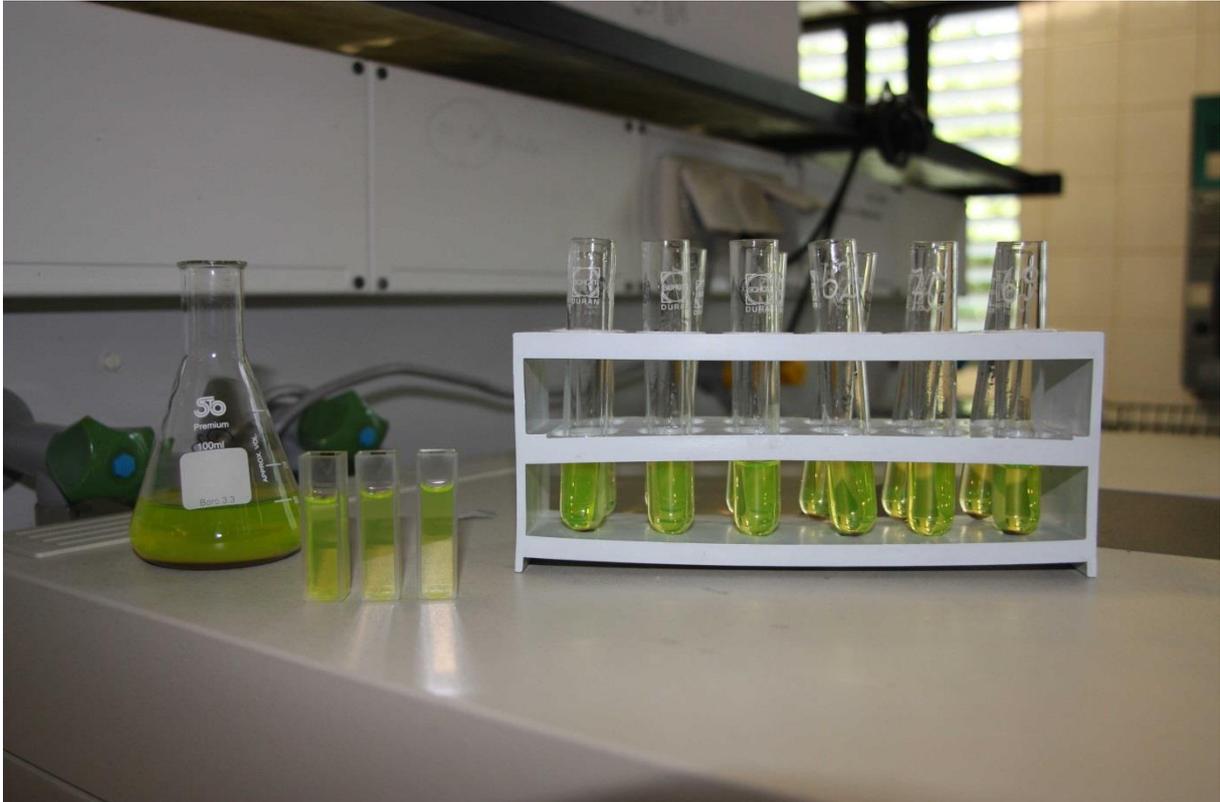


Abbildung 11: TTC Bestimmung (Mai 2011)

3.4.6 Bestimmung der Hydrolyse von Fluoreszeindiacetat (FDA) (Schnurer und Rosswall, 1982)

Messprinzip

Fluoreszeindiacetat kann hydrolytisch durch Lipasen, Esterasen und Proteasen zu Fluoreszein gespalten werden.

Chemikalien und Reagenzien

Natriumphosphatpuffer (60 mM): pH 7,6

Zur Herstellung wurden 50,7 ml 1 M Na_2HPO_4 Lösung mit 9,3 ml 1 M NaH_2PO_4 Lösung gemischt und mit destilliertem Wasser auf 1 l aufgefüllt.

Fluoreszeindiacetat-Lösung: 2 mg Fluoreszeindiacetat wurde in 1 ml Aceton gelöst und bei -20°C aufbewahrt.

Fluoreszeinstandard: 5 mg Fluoreszein wurde in 1 ml Aceton gelöst und bei -20°C aufbewahrt.

Durchführung

Jeweils 1 g Boden wurde in Erlenmeyerkolben eingewogen und mit 30 ml Phosphatpuffer sowie 55 μ l der Fluoreszeindiacetat - Lösung versetzt. Zusätzlich wurde ein hitzesterilisierter Boden von jeder Ackerfläche als Blindwert mitgeführt. Die Kolben wurden mit Parafilm verschlossen und bei 24 ° C 3 Stunden geschüttelt. Nach 3 Stunden wurde den Inkubationsansätzen jeweils 29,5 ml Aceton zugesetzt und weitere 5 Minuten geschüttelt (Abbildung 12). Die Suspension wurde in Zentrifugenröhrchen überführt und 5 Minuten bei höchster Stufe abzentrifugiert und anschließend der klare Überstand bei 490 nm mit einem Perkin Elmer Lambda 3B UV/VIS Spektrophotometer (Wien, Österreich) gegen den Phosphatpuffer gemessen.



Abbildung 12: FDA Bestimmung (Mai 2011)

Eichreihe:

Die Eichreihe wurde mit 0; 0,5; 1; 2; 4; 6 μ g Fluoreszeinstandard in 30 ml Phosphatpuffer und 29,5 ml Aceton erstellt.

Die Berechnung erfolgte in μ g Fluoreszein/gTS/h.

Anschließend wurde von dem berechneten Wert der jeweilige Wert des hitzesterilisierten Bodens abgezogen.

3.5 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung erfolgte durch IBM SPSS Statistics 22.

Zur Errechnung der Varianzanalyse musste, da die Daten weder eine Normalverteilung noch eine Varianzhomogenität aufwiesen, auf den Kruskal-Wallis Test, das nichtparametrische Pendant zur Anova, zurückgegriffen werden. Als Post-hoc Test fand der Games-Howell, der für ungleiche Varianzen geeignet ist, Verwendung.

Zur Errechnung der mittleren Differenz wurde der Mann-Whitney Test und der Welch Test verwendet. Die Berechnung der Korrelationen erfolgte nach Spearman-Rho.

4 Ergebnisse

4.1 Pflanzenparameter

4.1.1 Fusariumbefall

Von 680 Tomatenpflanzen weisen nur 8 Pflanzen aus 7 Ackerflächen (B, G, J, N, P, Q, U) einen Fusariumbefall auf. Sowohl die konventionell als auch die biologisch bewirtschafteten Böden haben je 4 Fusariumbefälle. Allerdings erreichen die konventionellen Böden Mittelwerte zwischen 0,07 und 0,2 %, die biologisch bewirtschafteten Böden hingegen Mittelwerte zwischen 0,09 und 1,02 % der Sprosslänge. Im Unterschied dazu zeigen die Kontrollgruppen einen durchschnittlichen Fusariumbefall von 17,6 bzw. 11,9 % der Sprossachse, bei hoher Standardabweichung (Abbildung 13).

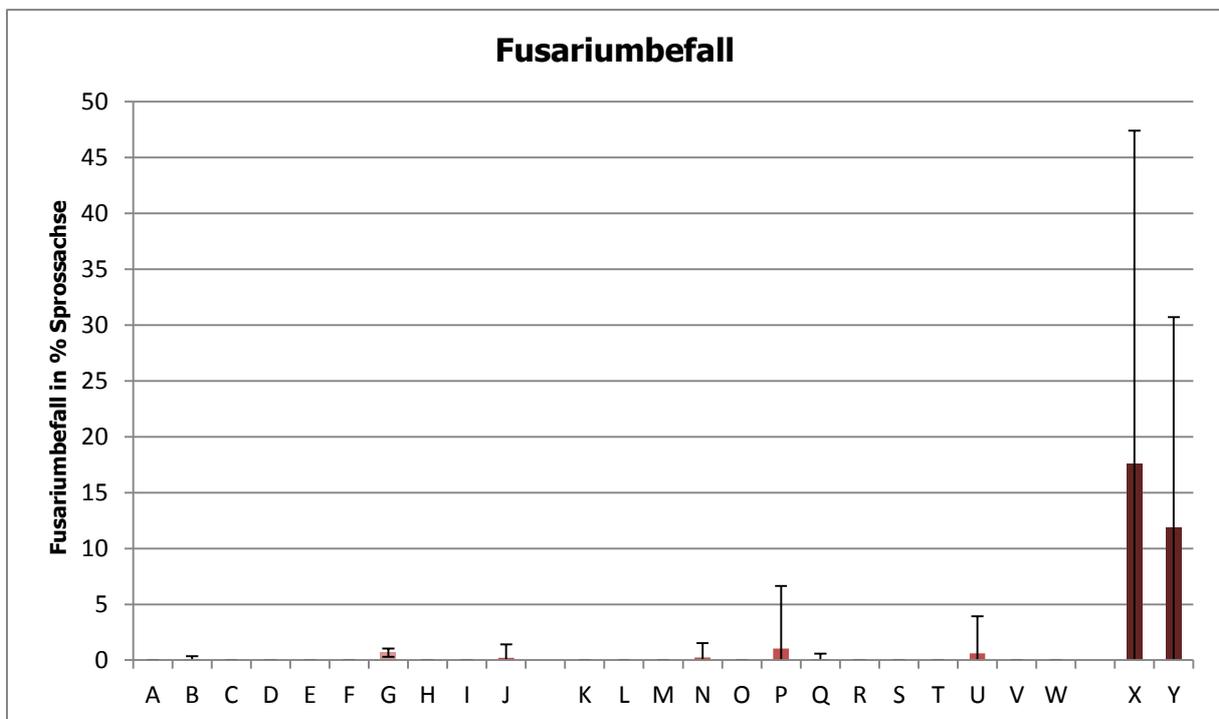


Abbildung 13: Fusariumbefall in % Sprosslänge (Mittelwert ± Standardabweichung; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle; n=30)

Im Kruskal-Wallis Test können hochsignifikante Unterschiede ($p < 0,001$) zwischen den 25 Gruppen errechnet werden, dennoch ergibt der Games-Howell als Post-hoc Test keine signifikanten Einzelvergleiche (Abbildung 14).

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y	
A		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
B	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
C	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
D	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
E	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
F	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
G	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
H	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
I	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
J	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
K	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
L	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
M	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
N	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
O	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
P	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
Q	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o	o
R	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o	o
S	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o	o
T	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o	o
U	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o	o
V	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o	o
W	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o	o
X	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o	o
Y	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o		o

Abbildung 14: Unterschiede im Fusariumbefall nach Games-Howell (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; O = kein signifikanter Unterschied. A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle)

Auf Grund des sehr geringen Fusariumbefalls können keine signifikanten Korrelationen zu den Bodenparametern ermittelt werden.

Der Unterschied im Fusariumbefall zwischen Böden mit konventioneller und biologischer Bewirtschaftung sowie in der Kontrollgruppe wird in Abbildung 15 genauer dargestellt. Beide Bewirtschaftungsformen zeigen nur bei 4 Tomatenpflanzen einen Fusariumbefall. Im Boxplot ist zu sehen, dass die Tomatenpflanzen in biologisch bewirtschafteten Böden höhere Fusariumbefälle aufweisen als die Tomatenpflanzen der konventionell bewirtschafteten Böden. Der Befall der Pflanzen in den Bioböden liegt zwischen 0 % und 30,77 %, der Mittelwert liegt bei 0,97 %. Bei den Tomaten in konventionell bewirtschafteten Böden erreicht die Fusariuminfektion 0 % bis 6,52 %, der Mittelwert liegt bei 0,18 %. Die Kontrollgruppe zeigt deutlich stärkere Fusariuminfektionen mit einem Mittelwert von 14,75 %, der Befall liegt aber unter 50 %, da der Medianwert null ist. Die Spannweite erreicht 100 %, dadurch treten auch viele Ausreißer im Boxplot auf.

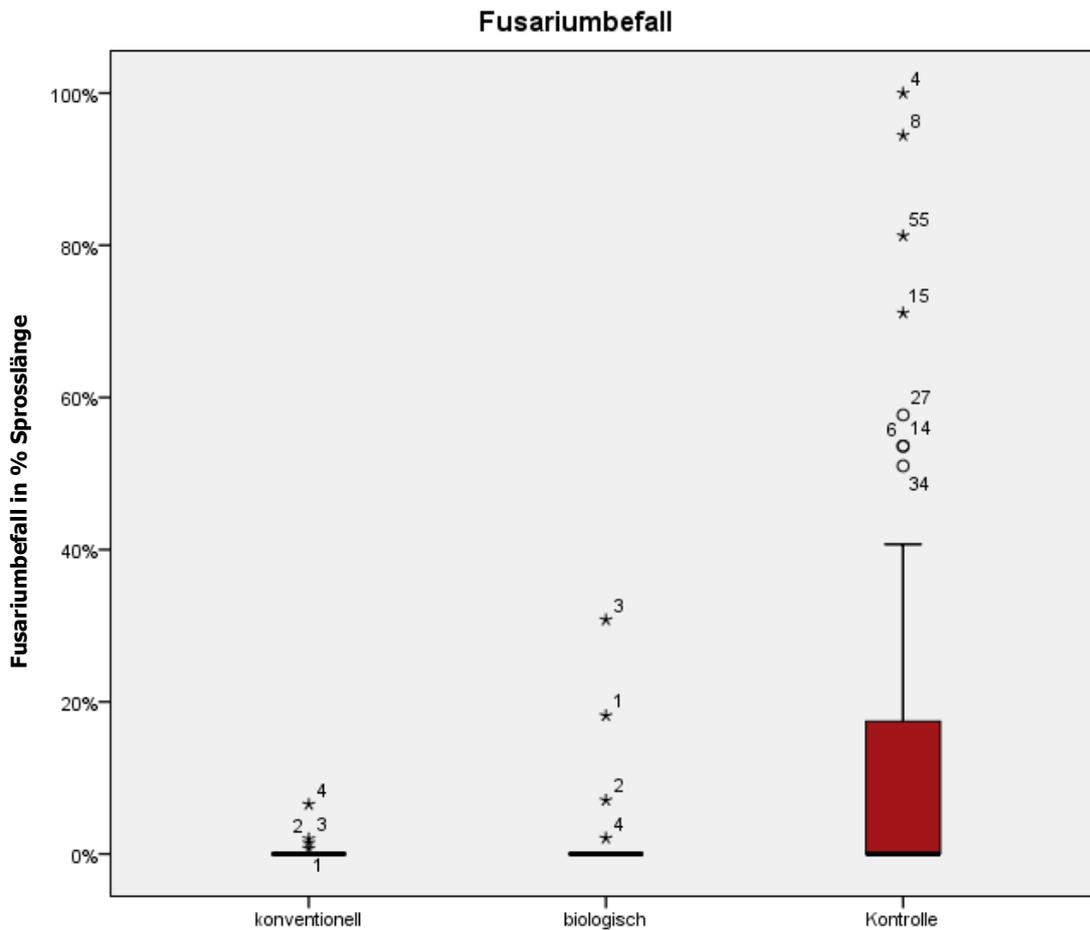


Abbildung 15: Boxplots des Fusariumbefalls der Tomatenpflanzen in % der Sprosslänge (n biologisch=390, n konventionell=300, n Kontrolle=60)

Die landwirtschaftlichen Böden unterscheiden sich im Fusariumbefall sowohl beim Welch-Test als auch beim Mann-Whitney Test, mit einer mittleren Differenz von 14,65 bei $p < 0,001$, hochsignifikant von den Kontrollen.

Es gibt keine signifikanten Unterschiede zwischen biologisch und der konventionell bewirtschafteten Böden (Mittlere Differenz = 0,11; $p = 2,34$ bei Welch-Test und $p = 0,719$ bei Mann-Whitney).

4.1.2 Mykorrhizierung

Die Mittelwerte der Mykorrhizierung der Tomaten in den konventionell bewirtschafteten Böden reichen von 1,1 % bis 17,3 %, die der Tomaten in biologisch bewirtschafteten Böden liegen zwischen 6,2 % und 38 %. Beide Kontrollgruppen weisen keine Mykorrhizierung auf (Abbildung 16).

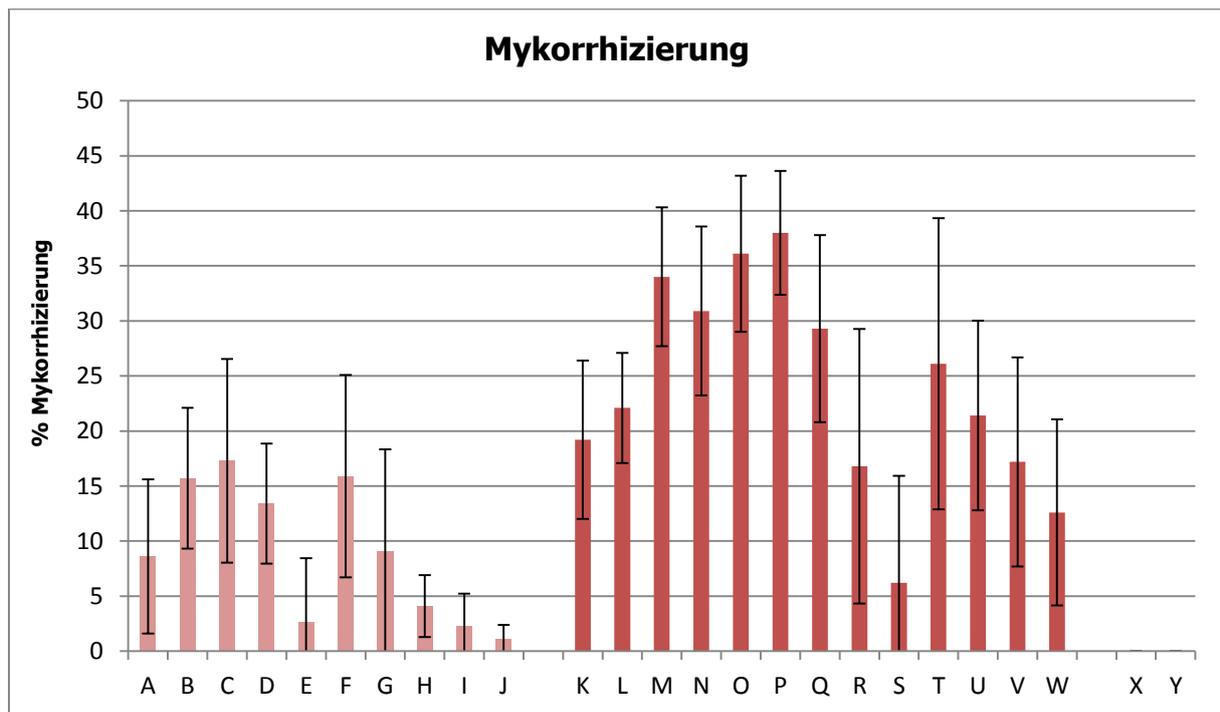


Abbildung 16: Mykorrhizierung der Tomatenwurzeln (Mittelwert \pm Standardabweichung; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle; n=30)

Die 25 Gruppen unterscheiden sich im Kruskal Wallis Test hochsignifikant voneinander ($p < 0,001$).

Innerhalb der konventionell bewirtschafteten Flächen (A-J) unterscheiden sich die Pflanzen der Böden E, H, I und J auf Grund der geringeren Mykorrhizierung signifikant von den anderen Böden. Im Vergleich zwischen den Mykorrhizierungen der konventionellen Böden und den Kontrollgruppen weisen nur die Böden B, C, D und F signifikante Mittelwertsdifferenzen auf (Abbildung 17).

Innerhalb der biologisch bewirtschafteten Flächen (K-W) treten stärkere Unterschiede im Mykorrhizierungsgrad auf. Die Flächen S und W unterscheiden sich durch eine deutlich geringere Mykorrhizierung der Pflanzen, teilweise hochsignifikant von den anderen biologisch

bewirtschafteten Böden. Im Vergleich zwischen den Bioböden und den Kontrollgruppen weisen 10 von 13 Böden teils hochsignifikante Unterschiede auf.

Im Vergleich zwischen konventionell und biologisch bewirtschafteten Böden zeigen die Tomatenpflanzen der Flächen L - Q teilweise hochsignifikante Unterschiede in der Mykorrhizierung.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y	
A		O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	*	**	**	**	**	**	O	O	O	O	O	O	O	O	O
B	O		O	*	O	O	**	**	*	O	O	**	**	**	**	**	O	O	O	O	O	O	O	O	*	**
C	O	O		O	O	O	O	O	*	*	O	O	*	O	*	*	O	O	O	O	O	O	O	O	*	**
D	O	O	O		O	O	*	*	*	*	O	O	**	**	**	**	*	O	O	O	O	O	O	O	*	**
E	O	*	O	*		O	O	O	O	*	O	O	**	**	**	**	**	O	O	*	*	O	O	O	O	O
F	O	O	O	O	O		O	O	O	*	O	O	*	O	*	**	O	O	O	O	O	O	O	O	*	**
G	O	O	O	O	O	O		O	O	O	O	O	**	*	**	**	*	O	O	O	O	O	O	O	O	O
H	O	*	O	*	O	O	O	O	O	O	*	**	**	**	**	**	**	O	O	*	*	O	O	O	O	O
I	O	*	*	*	O	O	O	O		O	*	**	**	**	**	**	**	O	O	*	*	*	O	O	O	O
J	O	*	*	*	O	O	O	O		O	*	**	**	**	**	**	**	O	O	*	*	*	O	O	O	O
K	O	O	O	O	*	O	O	*	*	*		O	O	*	*	O	O	O	O	O	O	O	O	O	*	**
L	*	O	O	O	**	O	O	**	**	**	O	*	O	*	**	O	O	*	O	O	O	O	O	O	**	**
M	**	**	*	**	**	*	**	**	**	**	*		O	O	O	O	O	**	O	O	**	O	O	*	**	**
N	**	*	O	*	**	O	*	**	**	**	O	O	O		O	O	O	O	**	O	O	O	O	*	**	**
O	**	**	*	**	**	*	**	**	**	**	*	O	O		O	O	O	**	O	O	*	*	**	**	**	**
P	**	**	*	**	**	**	**	**	**	**	**	O	O	O		O	*	**	O	*	*	*	**	**	**	**
Q	*	O	O	*	**	O	*	**	**	**	O	O	O	O	O		O	*	O	O	O	*	*	**	**	**
R	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	*	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O
S	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	*	**	**	**	**	*	O	O	O	O	O	O	O	O	O
T	O	O	O	O	*	O	O	*	*	*	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	*	*
U	O	O	O	O	*	O	O	*	*	*	O	O	O	O	O	*	O	O	O	O	O	O	O	O	*	*
V	O	O	O	O	O	O	O	*	*	*	O	O	*	O	*	*	O	O	O	O	O	O	O	O	*	*
W	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	**	*	**	**	*	O	O	O	O	O	O	O	O	O
X	O	*	*	*	O	*	O	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**	O	O	*	*	*	O	O	O	O
Y	O	*	*	*	O	*	O	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**	O	O	*	*	*	O	O	O	O

Abbildung 17: Unterschiede in der Mykorrhizierung nach Games-Howell (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; O = kein signifikanter Unterschied; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle)

In Abbildung 18 wird die unterschiedliche Mykorrhizierung der Tomatenwurzeln in konventionell und biologisch bewirtschafteten Böden dargestellt. Die Wurzeln der Tomaten, die in biologisch bewirtschafteten Böden gezogen wurden, erreichen mit 47 % deutliche höhere Maximalwerte als die Tomatenwurzeln der konventionell bewirtschafteten Böden mit 30 %. Auch die Mittelwerte der Mykorrhizierung zeigen bei den biologisch bewirtschafteten Böden mit 26,08 % deutlich höherer Werte als in den Böden konventioneller Bewirtschaftung mit 9,01 %.

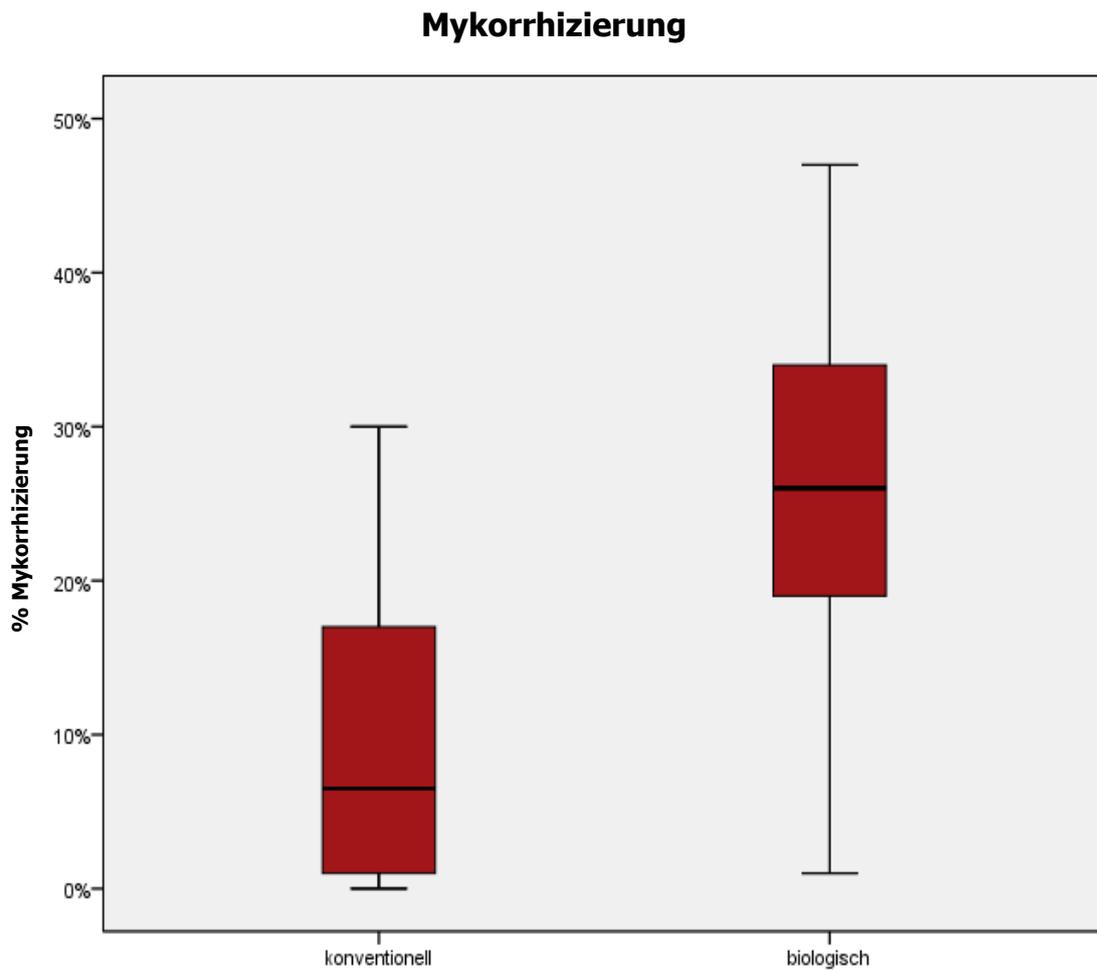


Abbildung 18: Boxplots der Mykorrhizierung der Tomatenwurzeln in % (n biologisch=130, n konventionell=100)

Die mittlere Differenz der Mykorrhizierung zwischen biologisch und konventionell gezogenen Tomaten ist sowohl beim Welch- als auch beim Mann-Whitney Test mit 14,83 hochsignifikant ($p < 0,001$).

Der pH Wert und Sand korrelieren positiv mit der Mykorrhizierung, Schluff, Kalium, Phosphor und die FDA korrelieren negativ. Humus, Ton und die TTC zeigen keine signifikanten Korrelationen (Abbildung 19).

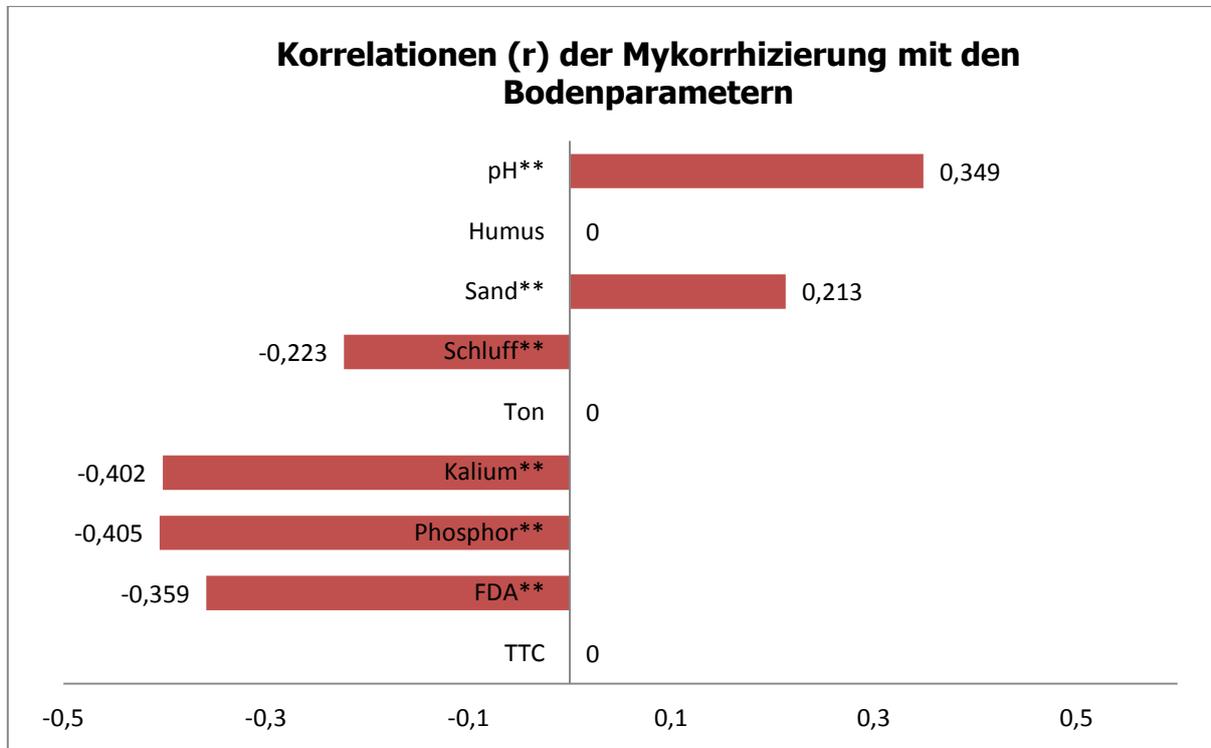


Abbildung 19: Korrelationen der Mykorrhizierung mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; 0= keine signifikanten Korrelationen)

4.1.3 Sprosslänge

Die Sprosslänge der Tomatenpflanzen der 10 konventionell bewirtschafteten Ackerflächen erreichen mit 19,5 cm bis 49,0 cm höhere Mittelwerte als die der 13 biologisch bewirtschafteten Ackerflächen, deren Mittelwerte zwischen 16,8 und 38,4 cm liegen. Die Tomaten der Kontrollgruppen erreichen mit 52 cm deutlich die größten Sprosslängen (Abbildung 20).

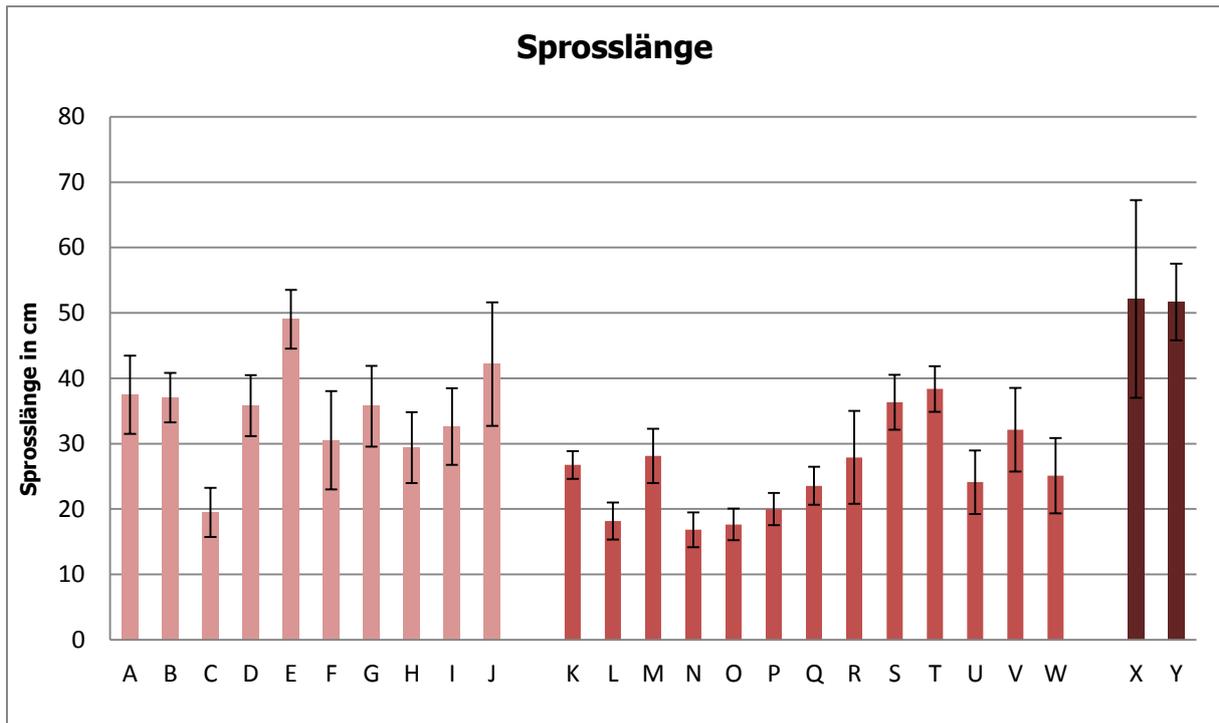


Abbildung 20: Sprosslänge der Tomaten in cm (Mittelwert \pm Standardabweichung; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle; n=30)

Im Kruskal Wallis Test ergeben sich hochsignifikante Unterschiede zwischen den 25 Gruppen. Innerhalb der in konventionell bewirtschafteten Böden gezogenen Tomaten weisen die des Bodens E hochsignifikante Unterschiede in der Sprosslänge zu allen Ackerflächen auf, mit Ausnahme des Bodens J (Abbildung 21). Auf Grund der großen Sprosslängen sind die Pflanzen des Bodens E die einzigen die keine Unterschiede zu den Kontrollpflanzen zeigen. Die Tomaten der Fläche C zeigen die geringsten Sprosslängen und unterscheiden sich dadurch ebenfalls hochsignifikant von den Tomatenpflanzen der anderen konventionell bewirtschafteten Böden.

Innerhalb der biologisch bewirtschafteten Flächen kommen in den Böden S und T die größten Sprosslängen vor. Sie unterscheiden sich dadurch signifikant von den meisten anderen Bioflächen. Alle Sprosslängen der auf Bioböden gewachsenen Tomaten unterscheiden sich hochsignifikant von den Sprosslängen der Kontrollgruppen.

Zwischen den Tomaten auf konventionell und biologisch bewirtschafteten Böden gibt es hochsignifikante Unterschiede, besonders bei den Böden K, L, N-Q und U die geringeres Sprosswachstum aufweisen.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y	
A		O	**	O	**	*	O	**	O	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	O	**	O	**	*	**
B		O	**	O	**	*	O	**	O	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	O	**	O	**	*	**
C	**	**		**	**	**	**	**	**	**	**	O	**	O	O	O	*	**	**	**	**	*	**	*	**	**
D	O	O	**		**	O	O	*	O	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	O	**	O	**	**	**
E	**	**	**	**		**	**	**	**	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	O
F	*	*	**	O	**		O	O	O	O	**	O	**	O	**	**	*	O	O	**	*	O	O	**	**	**
G	O	O	**	O	**	O		*	O	O	**	**	**	**	**	**	**	*	O	O	**	O	**	**	**	**
H	**	**	**	*	**	O	*		O	**	**	**	**	**	**	**	**	O	**	**	**	**	**	**	O	**
I	O	O	**	O	**	O	O	O		O	*	**	**	**	**	**	**	**	O	O	*	**	O	**	**	**
J	O	O	**	O	O	**	O	**	*		**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	O	**	**	**	O	*
K	**	**	**	**	**	O	**	O	*	**		**	O	**	**	**	**	**	**	O	**	**	O	**	**	**
L	**	**	O	**	**	**	**	**	**	**	**		**	O	O	*	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**
M	**	**	**	**	**	O	**	O	O	**	O	**		**	**	**	*	O	**	**	**	O	O	O	**	**
N	**	**	O	**	**	**	**	**	**	**	**	O	**		O	*	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**
O	**	**	**	O	**	**	**	**	**	**	**	O	**	O		O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**
P	**	**	O	**	**	**	**	**	**	**	**	O	**	*	O		**	**	**	**	**	*	**	*	**	**
Q	**	**	*	**	**	*	**	**	**	**	*	**	*	**	**	**		O	**	**	**	O	**	O	**	**
R	**	**	**	**	**	O	*	O	O	**	O	**	O	**	**	**	O		**	**	**	O	O	O	**	**
S	O	O	**	O	**	O	**	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	*	**	**	**	**
T	O	O	**	O	**	O	**	O	**	*	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	**	**	**	*	**
U	**	**	*	**	**	*	**	*	**	**	O	**	O	**	**	*	O	O	**	**	**	**	**	**	**	**
V	O	O	**	O	**	O	O	O	O	*	*	**	O	**	**	**	**	O	*	**	**	**	*	**	**	**
W	**	**	*	**	**	O	**	O	**	**	O	**	O	**	**	**	**	O	O	**	**	**	O	*	**	**
X	*	*	**	**	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O
Y	**	**	**	**	O	**	**	**	**	*	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O

Abbildung 21: Unterschiede in der Sprosslänge nach Games-Howell (** p≤0,001; * p<0,05; O = kein signifikanter Unterschied; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle)

In Abbildung 22 wird die unterschiedliche Sprosslänge der Tomatenpflanzen in den biologisch und den konventionell bewirtschafteten Böden und der Kontrollgruppe dargestellt. Die mittlere Sprosslänge, der Median- und der Maximalwert sind beim biologischen Anbau am niedrigsten und in den Kontrollen am höchsten. Dazwischen liegt der konventionelle Anbau. In der Kontrolle sind allerdings die kleinsten Pflanzen mit 5 cm zu finden.

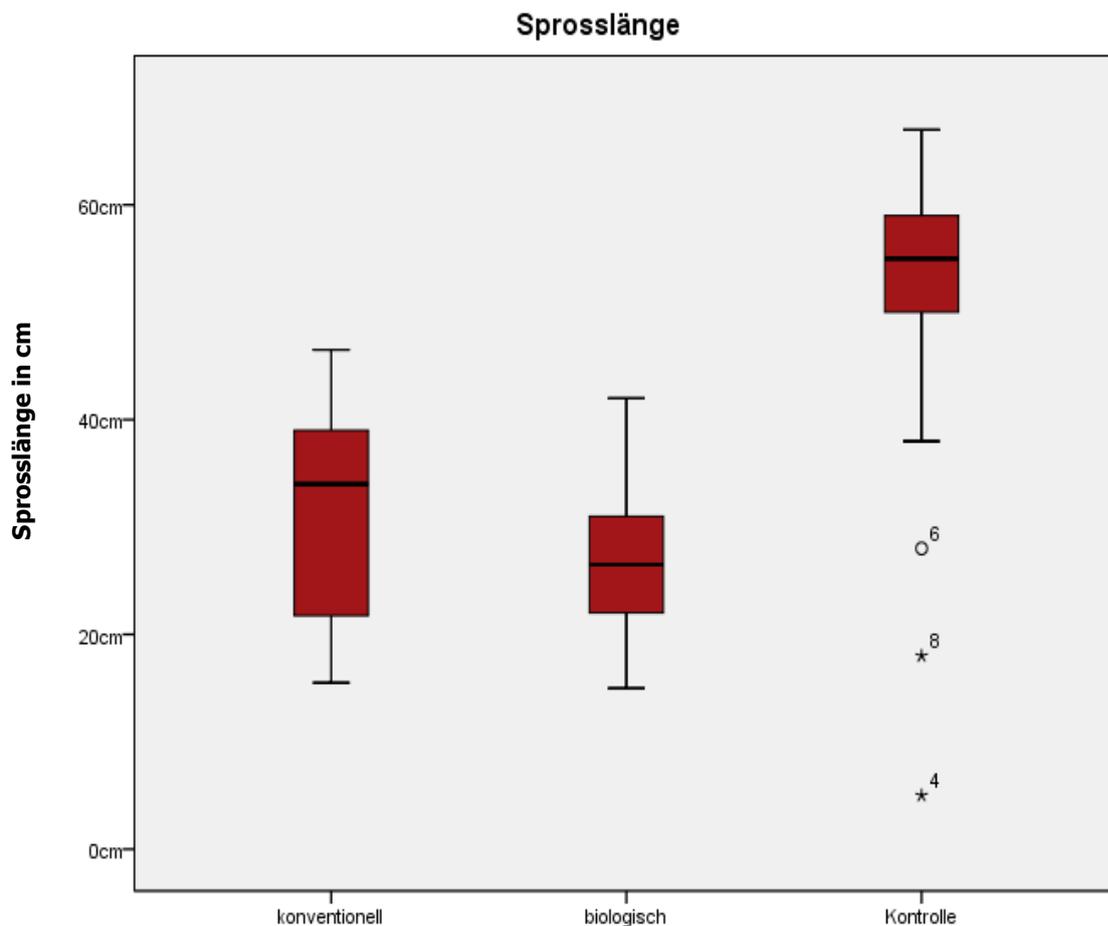


Abbildung 22: Boxplots der Sprosslänge der Tomatenpflanzen in cm (n biologisch=390, n konventionell=300, n Kontrolle=60)

Der Unterschied in der Sprosslänge zwischen in biologisch und konventionell bewirtschafteten Böden gezogenen Tomaten ist mit einer mittleren Differenz von 9,18 hochsignifikant ($p < 0,001$).

Die Sprosslänge korreliert mit Schluff, Kalium, Phosphor und der FDA und der TTC positiv und mit dem pH Wert und Sand negativ. Humus und Ton zeigen keine signifikanten Korrelationen (Abbildung 23).

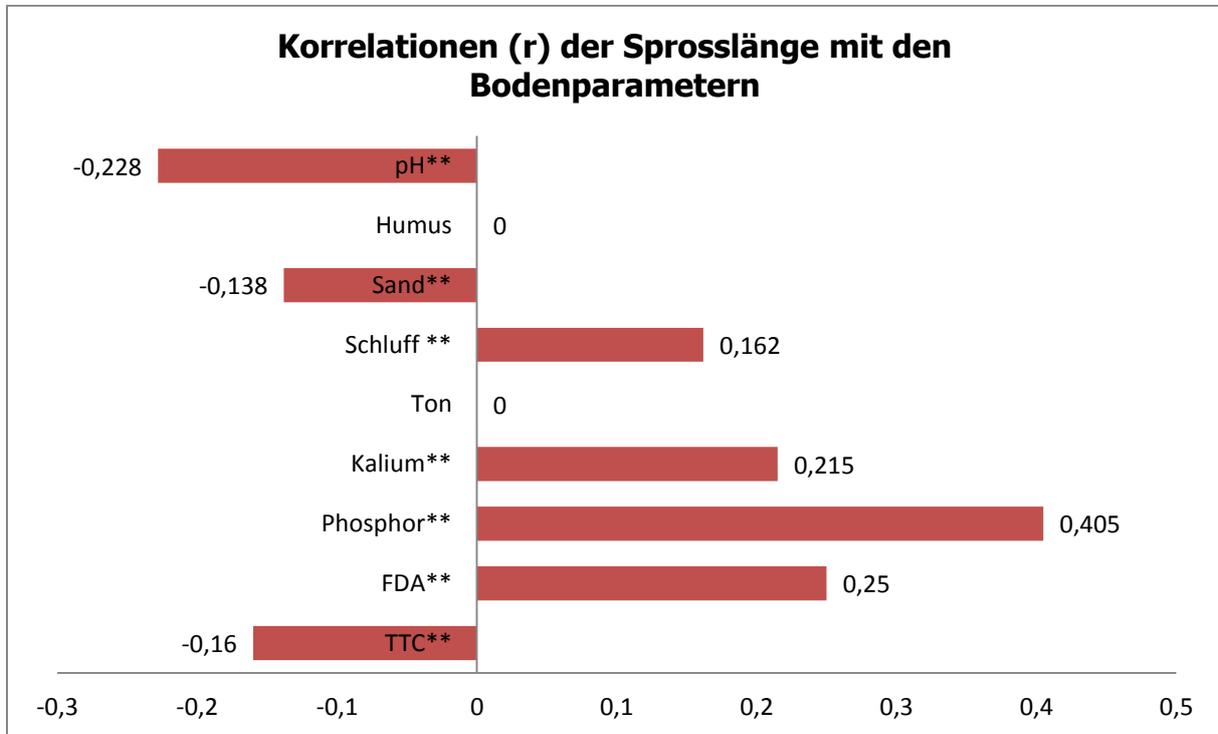


Abbildung 23: Korrelationen der Sprosslänge mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; 0= keine signifikanten Korrelationen)

4.1.4 Sprossgewicht

Das Sprossgewicht der Tomatenpflanzen der 10 konventionell bewirtschafteten Ackerflächen erreicht mit 4,8 g bis 24,9 g deutlich höhere Mittelwerte als die der 13 biologisch bewirtschafteten Ackerflächen, deren Mittelwerte zwischen 4 g und 11,9 g liegen. Die Tomaten der Kontrollgruppen erreichen im Mittelwert 19,9 g und 18,1 g (Abbildung 24).

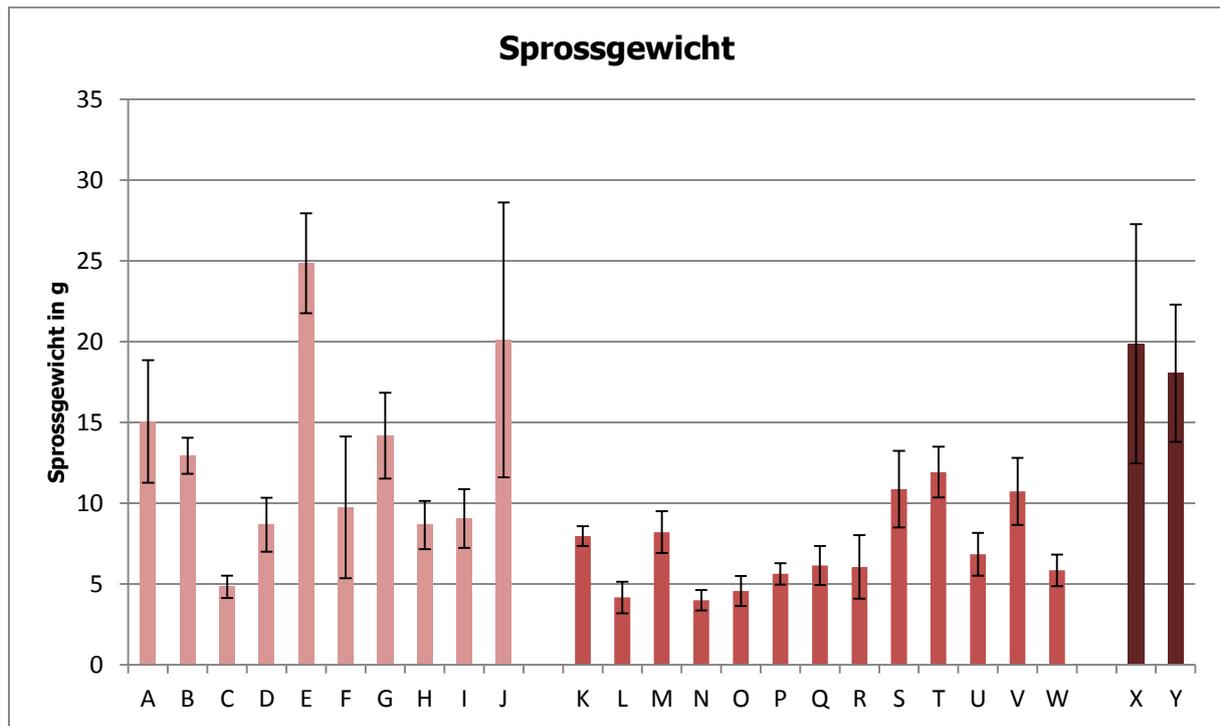


Abbildung 24: Sprossgewicht der Tomatenpflanzen (Mittelwert \pm Standardabweichung; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle; n=30)

Im Kruskal-Wallis Test können hochsignifikante Unterschiede im Mittelwert zwischen den 25 Gruppen errechnet werden.

Innerhalb der in konventionell bewirtschafteten Böden gezogenen Tomaten zeigt der Boden E auf Grund des hohen Sprossgewichts hochsignifikante Unterschiede zu allen anderen Böden, mit Ausnahme des Bodens J. Auch die Pflanzen der Böden A und J fallen mit vielen hochsignifikanten Unterschieden auf. Alle 3 Böden zeigen keinen Unterschied zu den Sprossgewichten der Kontrollpflanzen. Auch die Pflanzen des Bodens C unterscheiden sich hochsignifikant zu allen anderen Böden dieser Gruppe, allerdings durch die außergewöhnlich niedrigen Sprossgewichte (Abbildung 25).

Innerhalb der in biologisch bewirtschafteten Böden gezogenen Tomaten fallen viele signifikante Unterschiede auf, da auch hier die Mittelwerte des Sprossgewichts stark schwanken. Allerdings sticht keine Gruppe auffallend heraus. Alle 13 biologisch bewirtschafteten Böden unterscheiden sich im Sprossgewicht hochsignifikant von den Kontrollgruppen.

Zwischen konventionell und biologisch bewirtschafteten Böden bestehen im Sprossgewicht ebenfalls auffallend viele signifikante bzw. hochsignifikante Unterschiede.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y	
A		O	**	**	**	**	**	O	**	**	O	*	**	**	**	**	**	**	**	**	*	**	**	**	O	**
B			**	**	**	**	O	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	*	O	**	**	**	**	**	**
C				**	**	**	**	**	**	**	**	O	**	**	O	*	**	O	**	**	**	**	**	**	**	**
D					**	**	O	**	O	**	O	O	**	**	**	**	**	*	**	**	**	**	**	**	**	**
E						**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**
F							*	O	**	O	O	O	**	*	*	*	O	O	O	O	*	**	**	**	**	**
G								**	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	*	**	**	**	**	O
H									O	**	O	O	O	O	**	**	**	**	**	*	**	**	**	**	**	**
I										O	**	O	O	O	**	**	**	**	O	**	**	**	**	O	**	**
J											O	**	O	O	**	**	**	**	O	**	**	**	**	**	O	**
K												O	**	O	O	O	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**
L													O	O	O	O	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**
M														O	O	O	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**
N															O	O	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**
O																O	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**
P																	O	O	O	**	**	**	**	**	**	**
Q																		O	O	**	**	**	O	O	**	**
R																			O	O	**	**	O	O	**	**
S																				O	**	O	**	**	**	**
T																					O	**	O	**	**	**
U																					O	O	**	**	O	**
V																					O	O	**	**	**	**
W																					O	O	**	**	**	**
X																					O	**	**	**	**	O
Y																					O	**	**	**	**	O

Abbildung 25: Unterschiede im Sprossgewicht nach Games-Howell (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; O = kein signifikanter Unterschied; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle)

Die Unterschiede im Sprossgewicht der Tomatenpflanzen zwischen den biologisch und den konventionell bewirtschafteten Böden und der Kontrollgruppe wird in Abbildung 26 gezeigt. Beim Sprossgewicht erreichen die Pflanzen in den biologisch bewirtschafteten Flächen die geringsten Mittel-, Median- und Maximalwerte, die der konventionell bewirtschafteten Flächen mittlere und die Tomaten der Kontrollen die höchsten Sprossgewichte. Trotzdem wurden die leichtesten Pflanzen mit 0,43 g in der Kontrolle gefunden.

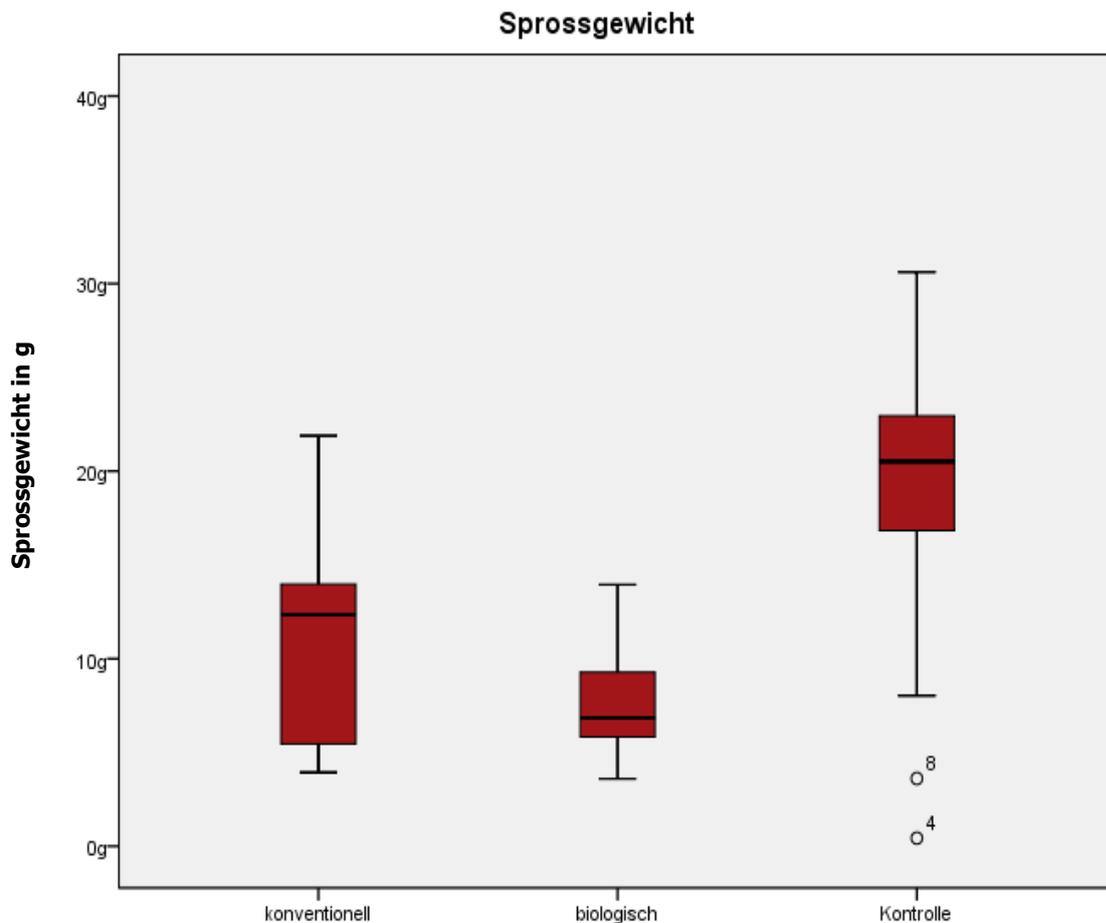


Abbildung 26: Boxplots des Sprossgewichts der Tomatenpflanzen in g (n biologisch=390, n konventionell=300, n Kontrolle=60)

Der Unterschied im Sprossgewicht zwischen in biologisch und konventionell bewirtschafteten Böden gezogenen Tomaten ist mit einer mittleren Differenz von 5,66 hochsignifikant ($p < 0,001$).

Das Sprossgewicht korreliert negativ mit dem pH Wert, Sand und der TTC, positiv mit dem Schluff, Ton, Kalium, Phosphor und der FDA. Der Humus zeigt keine Korrelationen (Abbildung 27).

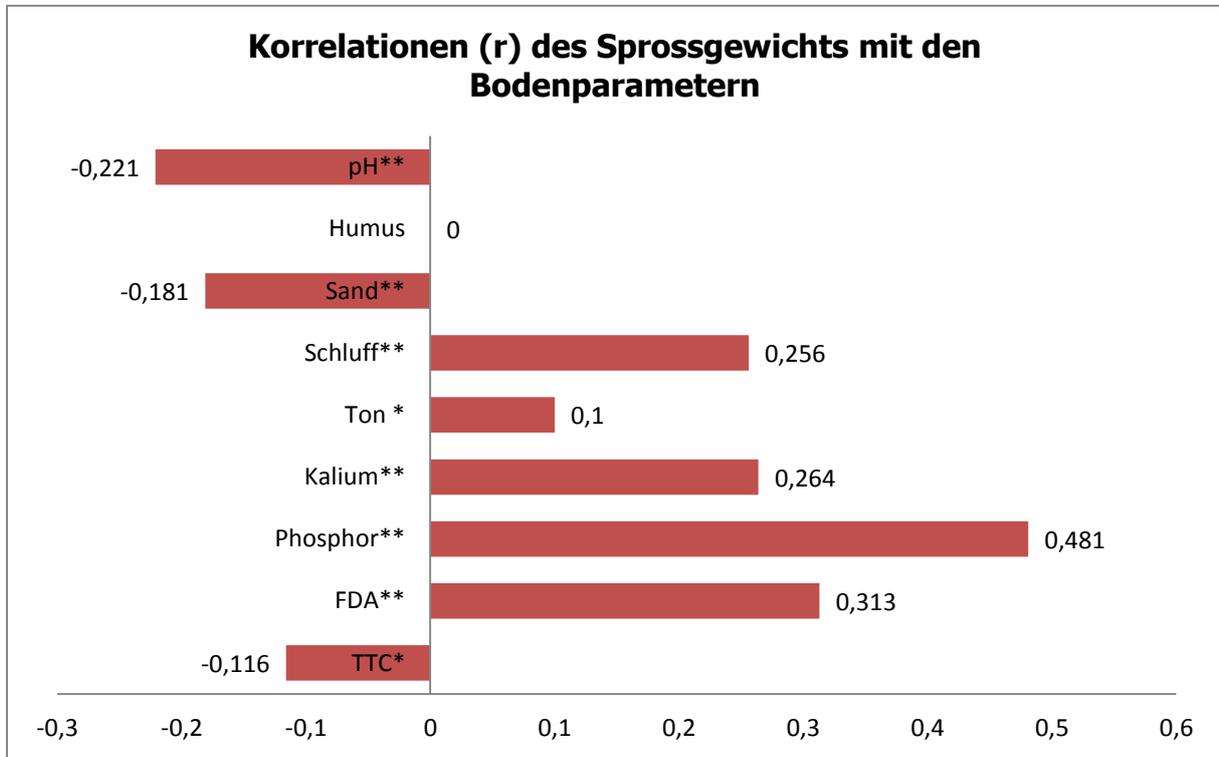


Abbildung 27: Korrelationen des Sprossgewichts mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; 0 = keine signifikanten Korrelationen)

4.1.5 Wurzelgewicht

Das Wurzelgewicht der Tomatenpflanzen der 10 konventionell bewirtschafteten Ackerflächen erreicht mit 0,61 g bis 2,52 g deutlich höhere Mittelwerte als die der 13 biologisch bewirtschafteten Ackerflächen, deren Mittelwerte zwischen 0,57 g und 1,38 g liegen. Die Tomaten der Kontrollgruppen erreichen im Mittelwert 3,03 g und 2,47 g (Abbildung 28).

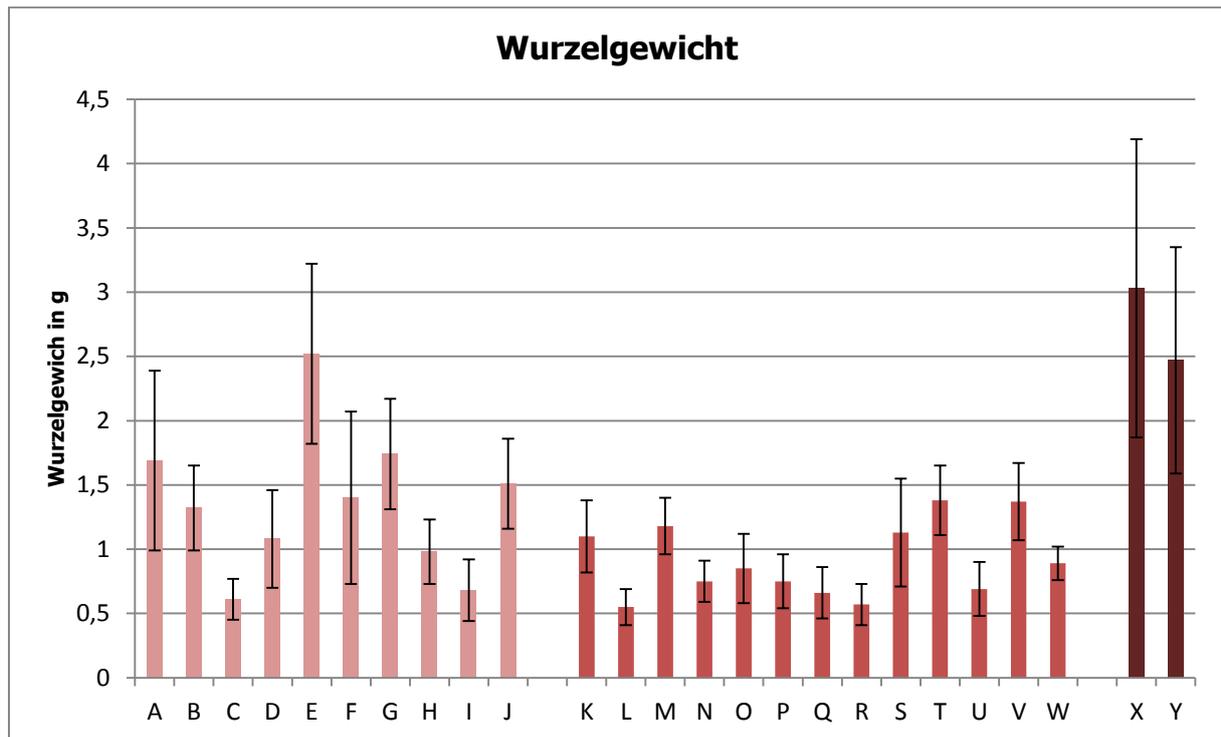


Abbildung 28: Wurzelgewicht in g (Mittelwerte \pm Standardabweichung; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle, n=30)

Im Kruskal Wallis Test sind die Unterschiede der 25 Gruppen signifikant ($p=0,015$).

Innerhalb der konventionell bewirtschafteten Böden unterscheidet sich auch diesmal der Boden E durch das hohe Wurzelgewicht hochsignifikant vom Wurzelgewicht der anderen konventionell bewirtschafteten Böden. Auch der Boden C unterscheidet sich hochsignifikant von fast allen anderen konventionell bewirtschafteten Böden, allerdings auf Grund des sehr geringen Wurzelgewichts. Die Wurzelgewichte der in konventionellen Böden gezogenen Tomaten unterscheiden sich hochsignifikant von den Kontrollen. Die einzige Ausnahme stellen die Tomatenpflanzen des Bodens E dar (Abbildung 29).

Innerhalb der biologisch bewirtschafteten Böden zeigt das Wurzelgewicht ein einheitlicheres Bild. Auffallend viele hochsignifikante Unterschiede fallen bei den Pflanzen des Bodens L durch das geringe durchschnittliche Wurzelgewicht auf. Außerdem zeigen die Böden T und V auf Grund der höheren Wurzelgewichte mehr hochsignifikante Unterschiede zu den anderen Bioböden. Alle Wurzelgewichte der biologisch bewirtschafteten Böden unterscheiden sich hochsignifikant von den Kontrollen.

Zwischen den konventionell und den biologisch bewirtschafteten Böden unterscheidet sich das Wurzelgewicht des Bodens E hochsignifikant von allen und das Wurzelgewicht des Bodens G von fast allen Bioböden.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y
A		O	**	*	O	O	**	**	O	*	**	O	**	**	**	**	**	**	O	O	**	O	**	**	O
B	O		**	O	**	O	*	**	**	O	O	**	O	**	**	**	**	**	O	O	**	O	**	**	**
C	**	**		**	**	**	**	**	O	**	O	**	O	*	O	O	O	**	**	O	**	**	**	**	**
D	*	O	**		**	O	**	*	O	O	**	O	*	O	*	**	**	**	O	*	O	*	O	**	**
E	*	**	**	**		**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**
F	O	O	**	O	**		O	O	**	O	O	**	O	*	*	*	**	**	O	O	**	O	*	**	**
G	O	*	**	**	**	O		**	**	*	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O	**	O	**	**	*
H	**	**	**	O	**	O	**		O	**	O	**	O	O	*	**	O	**	O	**	O	**	O	**	**
I	**	**	O	*	**	**	**	O	**	**	O	**	O	O	O	O	O	**	O	**	O	**	**	**	**
J	O	O	**	O	**	O	*	**	**		O	**	O	**	**	**	**	**	O	**	O	**	O	**	**
K	*	O	**	O	**	O	**	O	**	O		**	O	**	O	**	**	**	O	*	**	O	*	**	**
L	**	**	O	**	**	**	**	**	O	**	**		**	**	**	**	**	**	O	O	**	O	**	**	**
M	*	O	**	O	**	O	**	**	O	O	**		**	**	**	**	**	**	O	O	**	O	**	**	**
N	**	**	O	*	**	**	**	O	O	**	**	*	**		O	O	O	*	**	O	**	O	**	O	**
O	**	**	*	O	**	**	**	O	O	**	**	**	O	**		O	*	O	**	O	**	O	**	O	**
P	**	**	O	*	**	**	**	O	O	**	**	*	**	O	O		O	O	*	**	O	**	O	**	**
Q	**	**	O	**	**	**	**	*	O	**	**	O	**	O	O		O	O	**	**	O	**	O	**	**
R	**	**	O	**	**	**	**	O	**	**	**	O	**	*	O	O		**	**	O	**	O	**	**	**
S	O	O	**	O	**	O	**	O	**	O	O	**	O	*	O	*	**	**		O	**	O	**	O	**
T	O	O	**																						
U	**	**	O	*	**	**	**	O	**	**	**	O	**	O	O	O	O	O	**	**		**	**	**	**
V	O	O	**																						
W	**	**	**	O	**	**	O	*	**	O	**	**	O	O	O	**	**	**	O	**	**	**	**	**	**
X	**	**	**	**	O	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O
Y	O	**	**	**	O	**	*	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	**	O

Abbildung 29: Unterschiede im Wurzelgewicht nach Games-Howell (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; O = kein signifikanter Unterschied; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, X/Y Kontrolle)

In Abbildung 30 wird das unterschiedliche Wurzelgewicht der Tomatenpflanzen in den biologisch und den konventionell bewirtschafteten Böden und der Kontrollgruppe dargestellt. Der Mittelwert, der Median und der Maximalwert sind beim biologischen Anbau am niedrigsten und in den Kontrollen am höchsten. Dazwischen liegt der konventionelle Anbau. Nur beim Minimalwert liegen die Wurzelgewichte der Kontrollpflanzen knapp über den der biologisch bewirtschafteten Böden und deutlich unter denen der konventionell bewirtschafteten Böden.

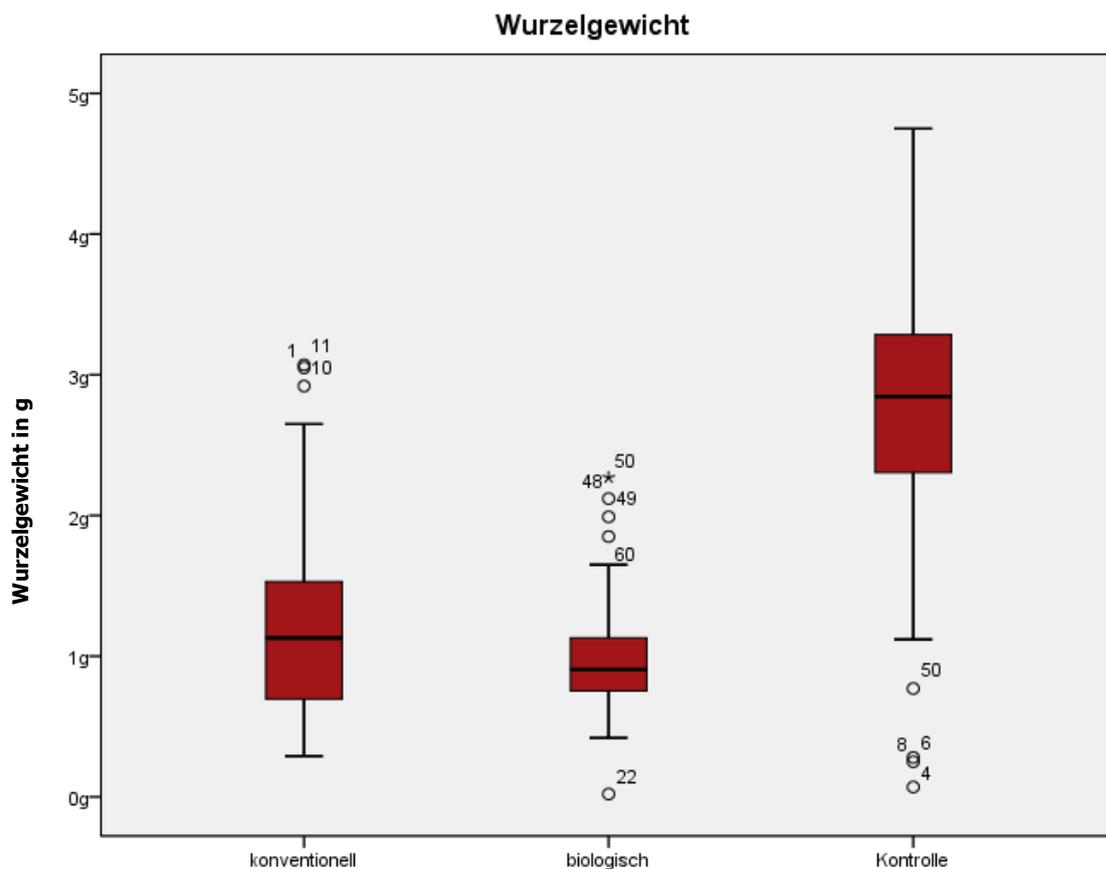


Abbildung 30: Wurzelgewicht der Tomatenpflanzen in g (n biologisch=390, n konventionell=300, n Kontrolle=60)

Der Unterschied im Wurzelgewicht zwischen in biologisch und konventionell bewirtschafteten Böden gezogenen Tomaten ist mit einer mittleren Differenz von 0,87 hochsignifikant ($p < 0,001$).

Das Wurzelgewicht korreliert mit Sand, Schluff, Kalium, Phosphor und der FDA positiv und mit dem pH Wert und der TTC negativ. Humus und Ton zeigen keine signifikanten Korrelationen (Abbildung 31).

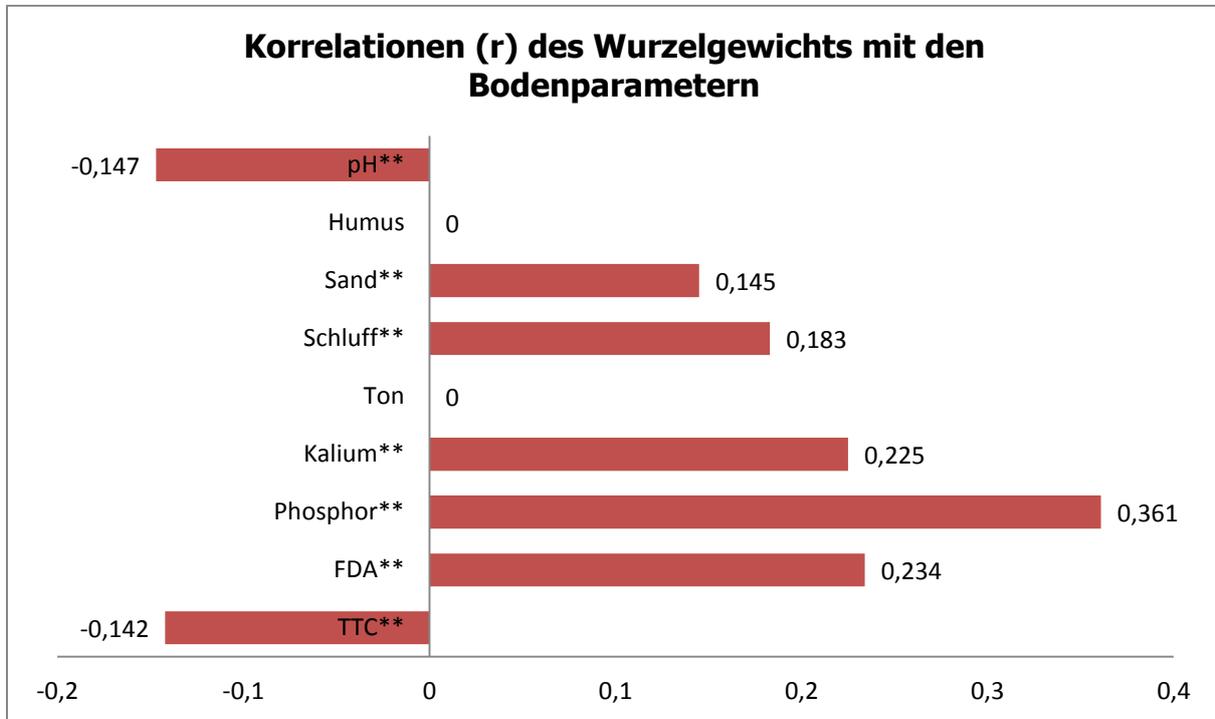


Abbildung 31: Korrelationen des Wurzelgewichts mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho (** $p \leq 0,001$; * $p < 0,05$; 0= keine signifikanten Korrelationen)

4.2 Bodenparameter

Bei den Bodenparametern wurde auf eine Varianzanalyse verzichtet, da pro Boden nur 3 Messwerte vorhanden waren.

4.2.1 pH Wert

Die pH Mittelwerte der konventionell bewirtschafteten Böden reichen von 5,79 bis 7,14, wobei nur der Boden F diesen auffallend niedrigen Wert aufweist. Die pH Werte der biologisch bewirtschafteten Böden zeigen mit Werten zwischen 6,88 bis 7,38 deutlich geringere Schwankungen (Abbildung 32).

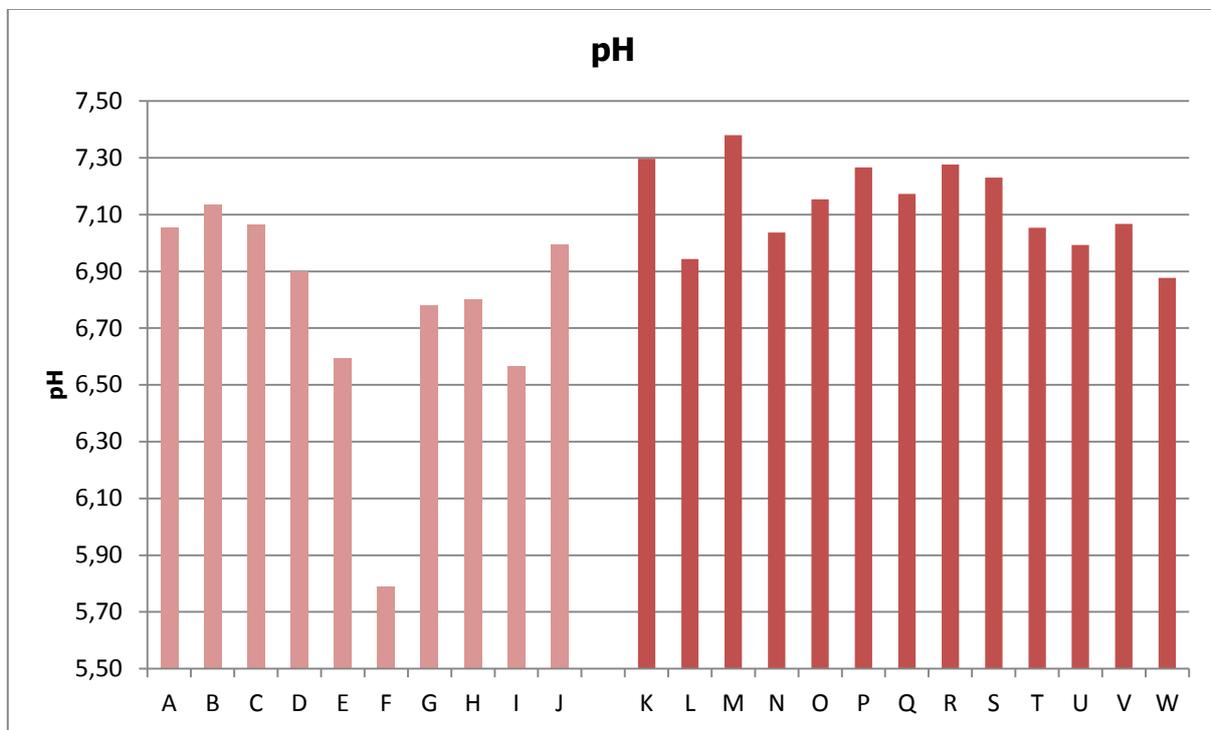


Abbildung 32: pH Wert (Mittelwerte; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, n=3)

Die biologisch bewirtschafteten Böden zeigen deutlich höhere Mittel-, Median- Minimal- und Maximalwerte als die konventionell bewirtschafteten Böden. Sowohl die Standardabweichung als auch die Spannweite ist bei den Bioböden niedriger als bei den konventionell bewirtschafteten Böden (Abbildung 33).

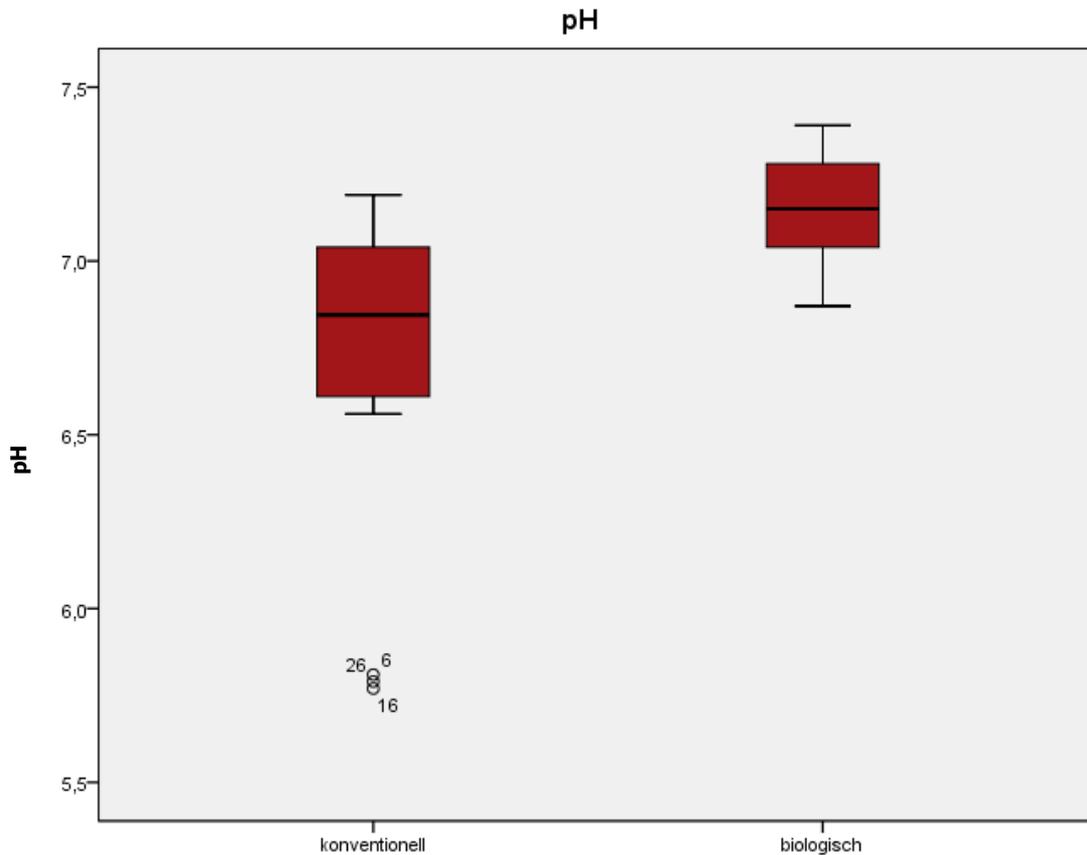


Abbildung 33: pH Wert (n biologisch=39, n konventionell=30)

Die mittlere Differenz zwischen den konventionell und den biologisch bewirtschafteten Böden ist mit 0,37 hochsignifikant ($p < 0,001$).

4.2.2 Humus

Die Humusgehalte der konventionell bewirtschafteten Böden schwanken zwischen 3,9 % und 7,0 %, die der biologisch bewirtschafteten Böden zwischen 4,2 % bis 5,4 %. Auffallend hohe Humuswerte erreicht der Boden A mit 7 % (Abbildung 34).

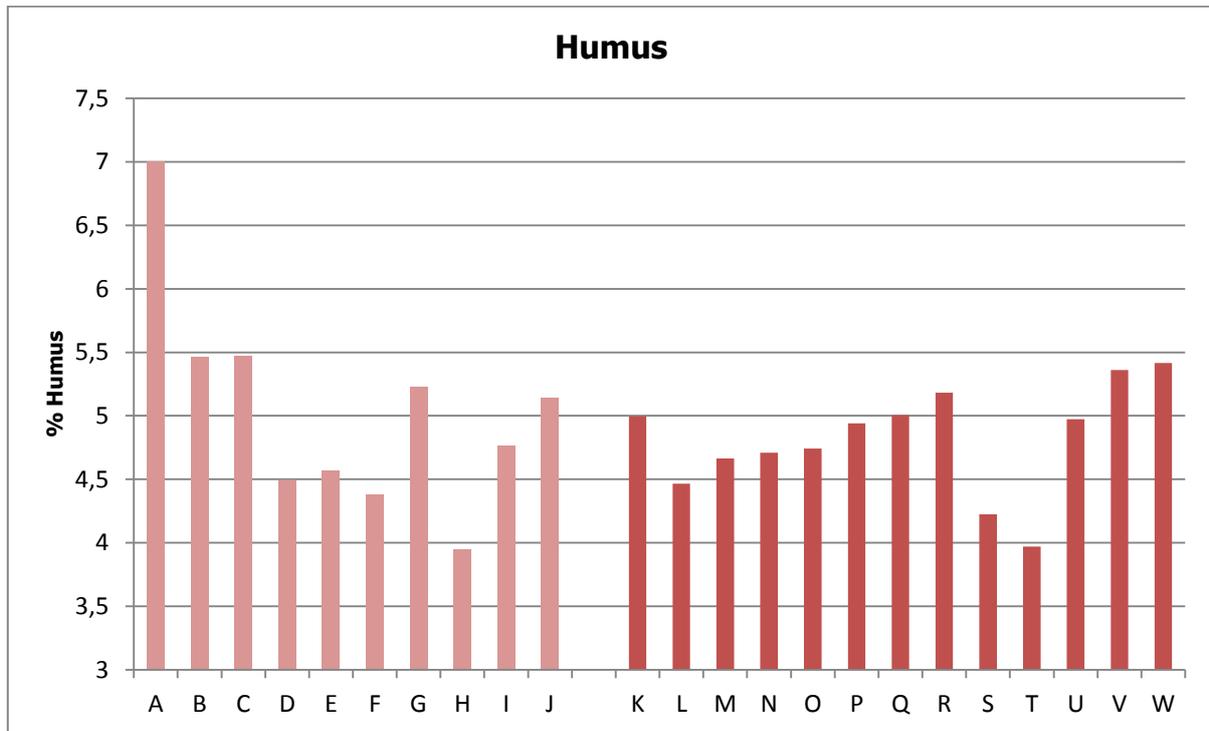


Abbildung 34: Humusgehalt in % (Mittelwerte; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, n=3)

Beim Vergleich zwischen den 2 Bewirtschaftungsformen zeigen die konventionell bewirtschafteten Böden mit 5,04 % etwas höhere Mittelwerte als die Bioböden mit 4,82 %. Die Medianwerte dagegen sind gleich hoch. Auf Grund des hohen Humusgehalts des Bodens A ist die Spannweite und die Standardabweichung der konventionell bewirtschafteten Böden deutlich größer (Abbildung 35).

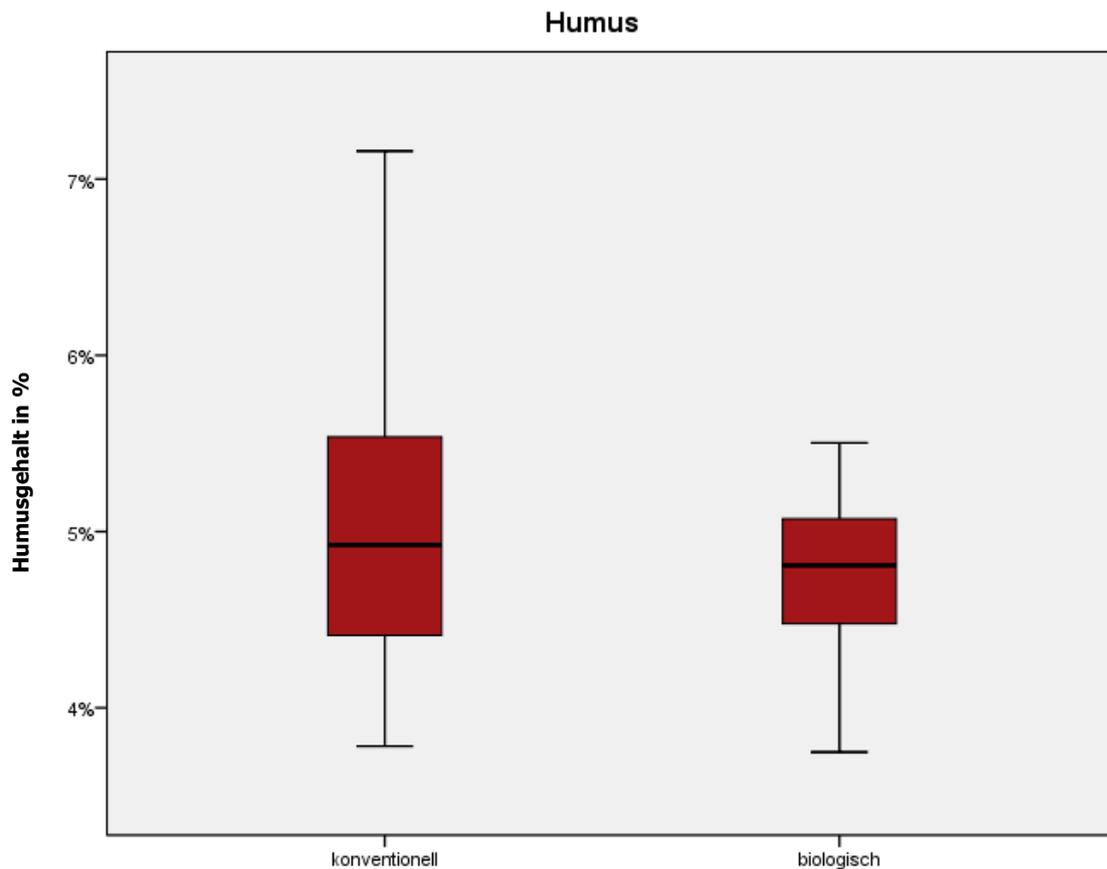


Abbildung 35: Humusgehalt in % (n biologisch=39, n konventionell=30)

Der Mittelwertsunterschied im Humusgehalt zwischen den zwei Bewirtschaftungsformen ist mit 0,23 hochsignifikant ($p < 0,001$).

4.2.3 Bodenart

Tabelle 8 enthält die Sand- Schluff- und Tonanteile (in %) der Bodenproben

Tabelle 1: Bodenart (% Sand, % Schluff, % Ton)

A-J: konventionelle Böden

Boden	Sand	Schluff	Ton
A	29,0	69,4	1,6
B	29,0	68,1	2,9
C	31,1	65,5	3,5
D	27,7	52,4	19,9
E	18,9	63,0	18,2
F	19,3	61,6	19,1
G	16,3	65,8	17,9
H	18,1	62,0	19,9
I	20,7	61,2	18,1
J	22,3	59,7	18,0

K-W: biologische Böden

Boden	Sand	Schluff	Ton
K	24,1	59,9	16,1
L	21,6	57,3	21,2
M	22,0	59,8	18,2
N	26,1	54,0	19,9
O	22,1	61,2	16,7
P	31,0	53,4	15,6
Q	22,3	58,9	18,8
R	26,9	62,1	11,0
S	24,7	55,4	19,9
T	22,3	57,9	19,8
U	21,8	74,7	3,5
V	28,0	68,5	3,6
W	26,5	66,7	6,8

Mittlere Differenz Sand	Mittlere Differenz Schluff	Mittlere Differenz Ton
1,33 p<0,001	-2,11 p<0,001	0,78 p=0,037

Die biologisch bewirtschafteten Böden enthalten geringfügig höhere Sand- und Tonanteile, aber geringere Schluffgehalte als die konventionell bewirtschafteten Böden.

In Abbildung 36 wird die Bodenart der Probenflächen im Texturdreieck dargestellt. Biologisch bewirtschaftete Flächen werden durch braune Punkte und konventionell bewirtschaftete Böden durch grüne Punkte markiert.

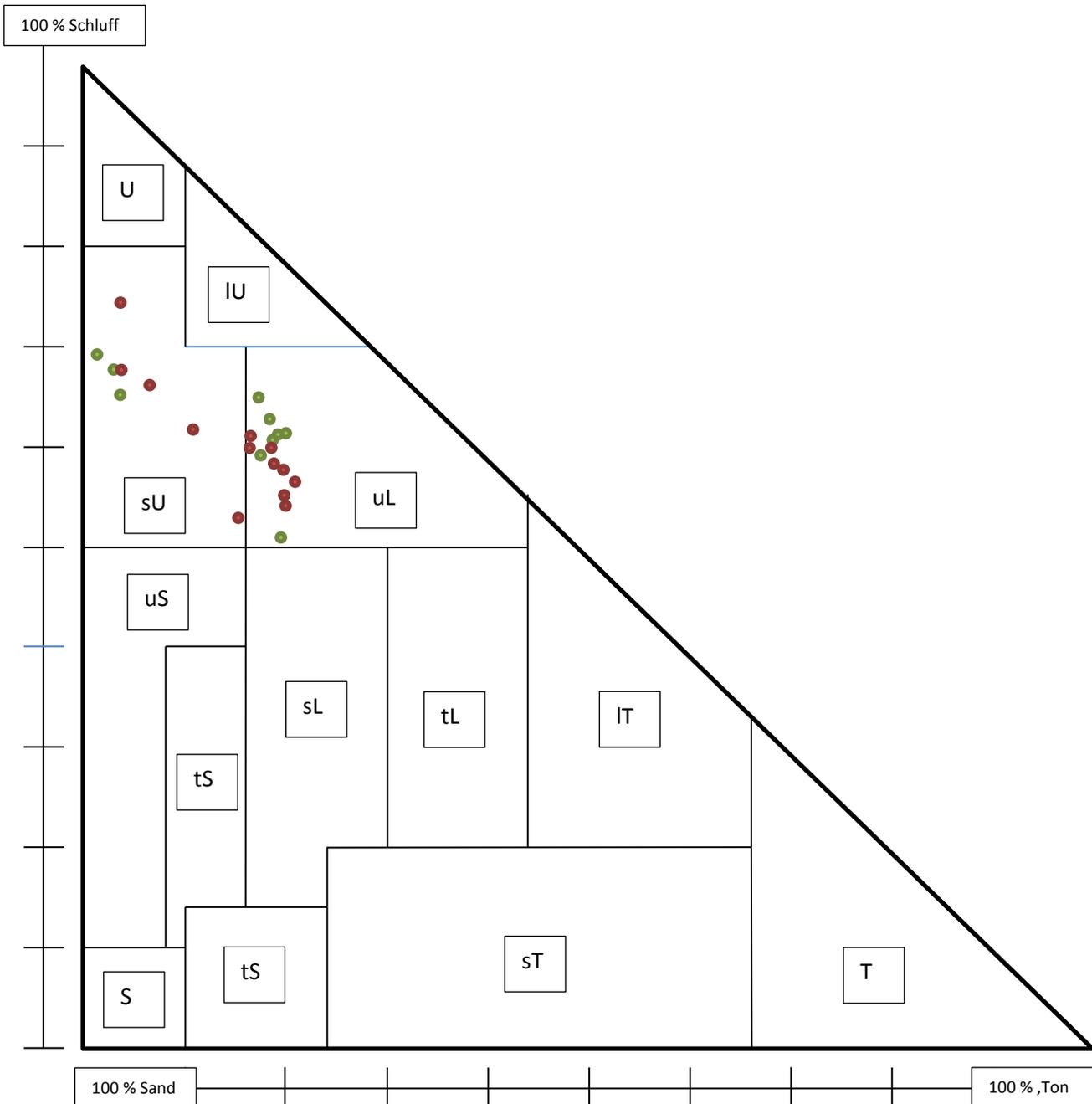


Abbildung 36: Texturdreieck Bodenart

Bei der Bodenart der 23 Ackerflächen handelt es sich um sandigen Schluff oder schluffigen Lehm, die hohe Sand- und Schluffanteile, aber relativ geringe Tonanteile enthält. Es sind leichte bis mittelschwere Böden, die eine niedrige bis mittlere Sorptionskraft für Nährstoffe besitzen (Galler, 2008).

4.2.4 Kalium

Die Mittelwerte des austauschbaren Kaliums reichen bei den konventionell bewirtschafteten Böden von 5,9 mg bis 193,6 mg Kalium, wobei der auffallend hohe Kaliumgehalt nur im Boden E enthalten ist. Die Kaliumgehalte der Bioböden schwanken von 0 mg bis 40 mg Kalium (Abbildung 37).

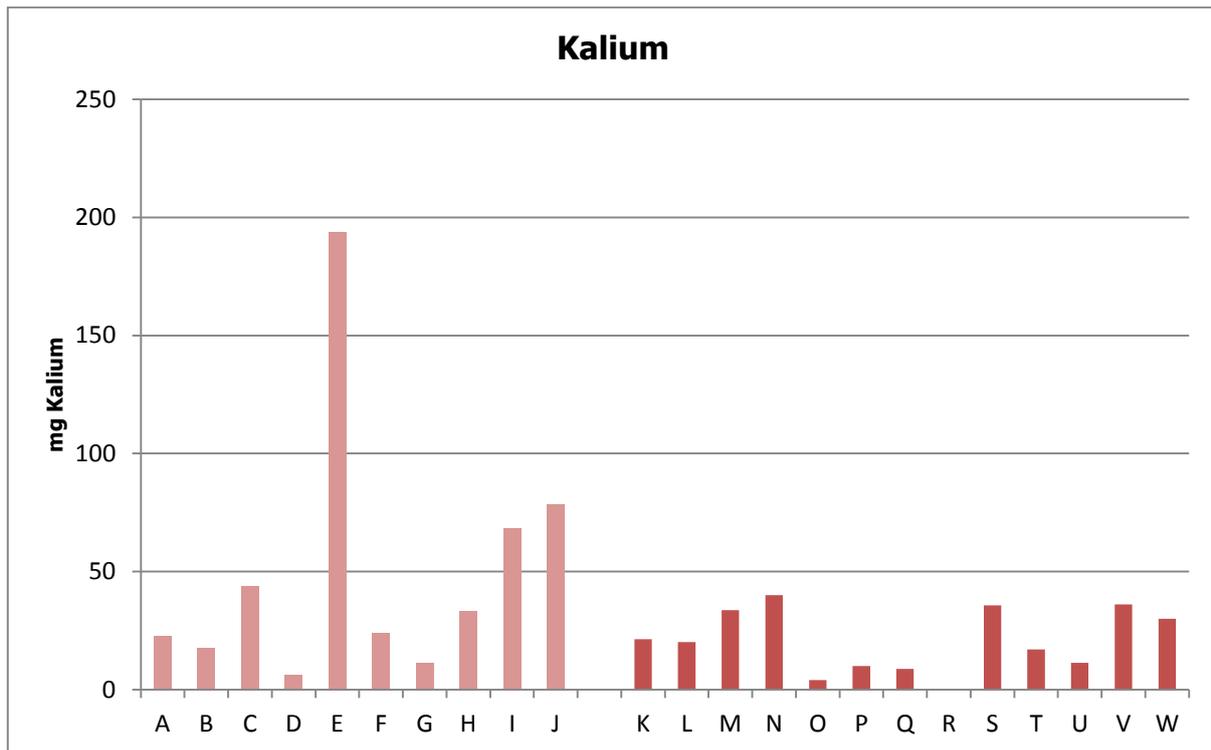


Abbildung 37: Kaliumgehalt in mg/100g Boden (Mittelwerte; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, n=3)

Bei den Kaliumwerten erreichen die konventionell bewirtschafteten Böden mit 49,79 mg deutlich höhere Mittelwerte als die Bioböden mit 20,59 mg. Beim Medianwert sind die Unterschiede mit 20,13 zu 28,62 mg Kalium deutlich geringer. Auf Grund des sehr hohen Kaliumwertes des Bodens E ist die Standardabweichung und die Spannweite der konventionell bewirtschafteten Böden sehr groß. (Abbildung 38).

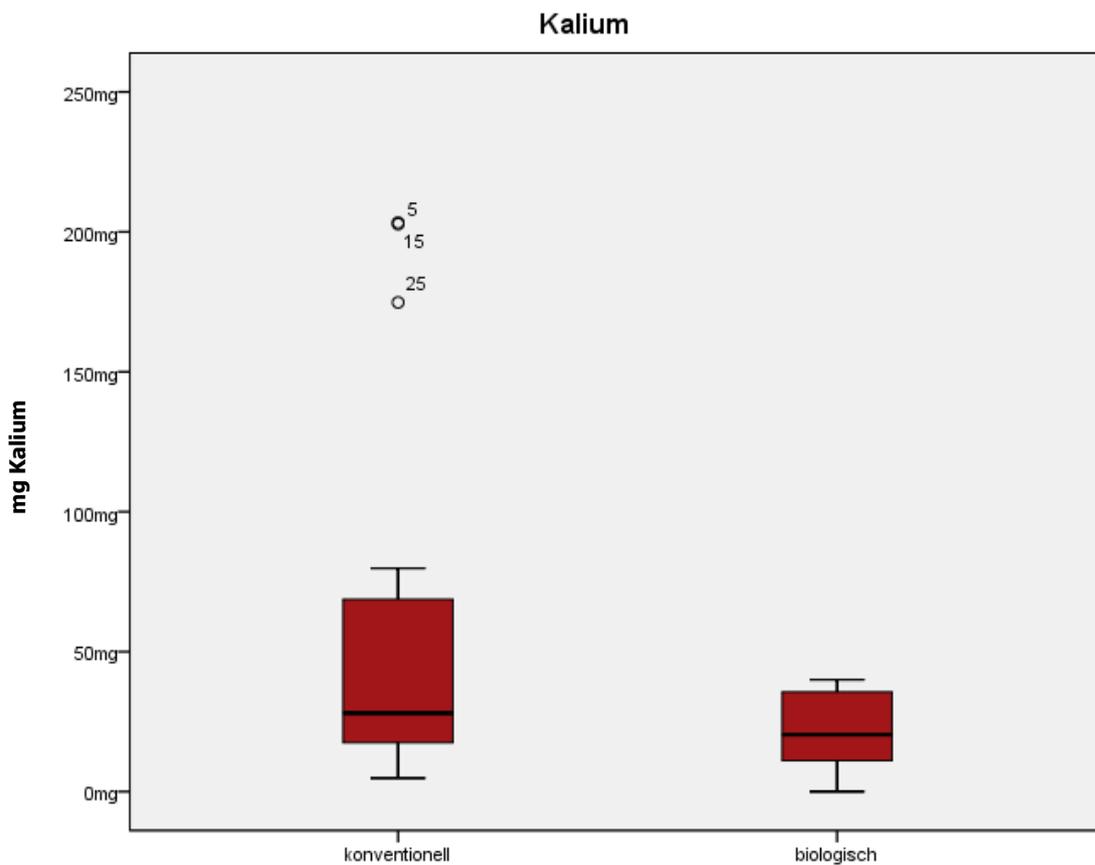


Abbildung 38: Kaliumgehalt in mg/100g Boden (n biologisch=39, n konventionell=30)

Die mittlere Differenz zwischen den konventionell und den biologisch bewirtschafteten Böden ist mit 29,2 hochsignifikant.

4.2.5 Phosphor

Die mittleren Phosphorgehalte der konventionell bewirtschafteten Böden reichen von 23,2 mg beim Boden F bis 57,8 mg beim Boden E. Dagegen enthalten die biologisch bewirtschafteten Böden zwischen 11,2 mg Phosphor beim Boden O, und 49,5 mg beim Boden V. Auch der Boden M weist sehr niedrige Phosphorgehalte auf (Abbildung 39).

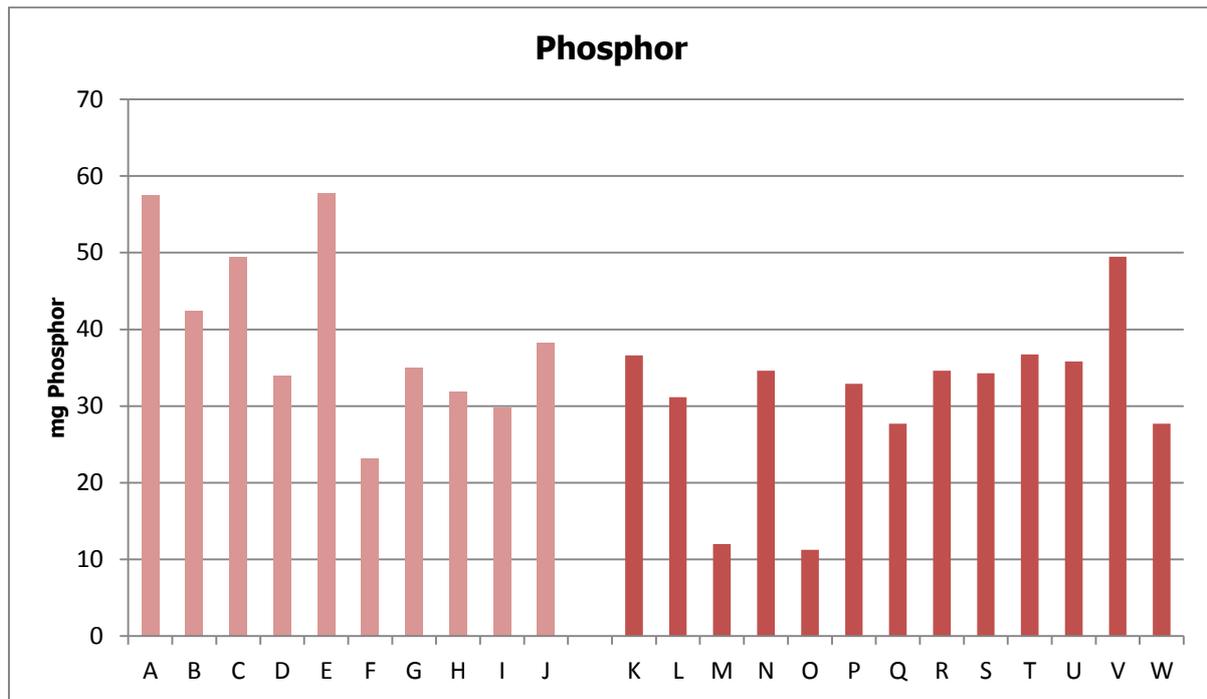


Abbildung 39: Phosphorgehalt in mg/100g Boden (Mittelwerte; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, n=3)

Die Phosphorwerte sind im Mittel-, Median- Minimal- und Maximalwert in den konventionell bewirtschafteten Böden höher als bei den biologisch bewirtschafteten Böden (Abbildung 40).

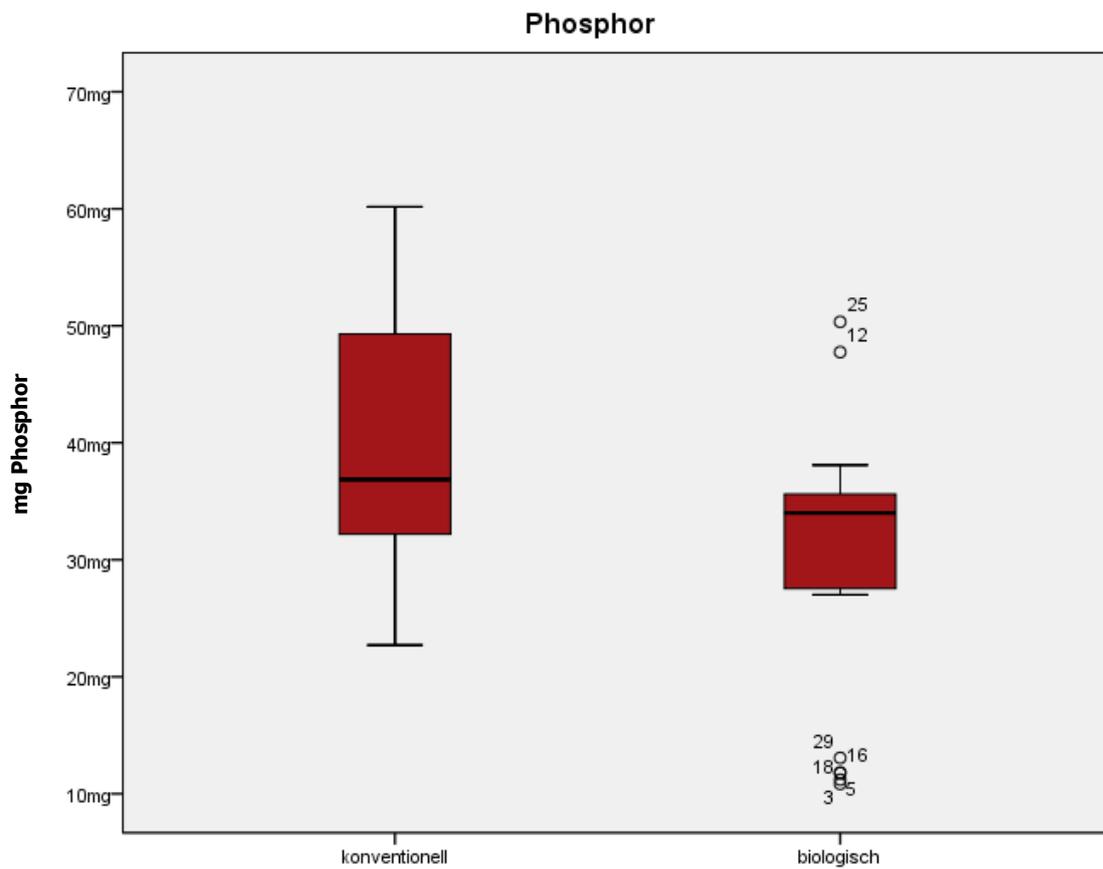


Abbildung 40: Phosphorgehalt in mg/100g Boden % (n biologisch=39, n konventionell=30)

Die mittlere Differenz im Phosphorgehalt zwischen den 2 Bewirtschaftungsformen ist mit 8,76 hochsignifikant.

4.2.6 Mikrobielle Aktivität

4.2.6.1 Hydrolyse von Fluoreszeindiacetat – FDA

In den konventionell bewirtschafteten Böden reichen die Mittelwerte der FDA von 0,38 bis 1,21 μg Fluoreszein/g TS/h. In den biologisch bewirtschafteten Böden erreicht die FDA 0,43 μg bis 0,88 μg Fluoreszein/g TS/h (Abbildung 41).

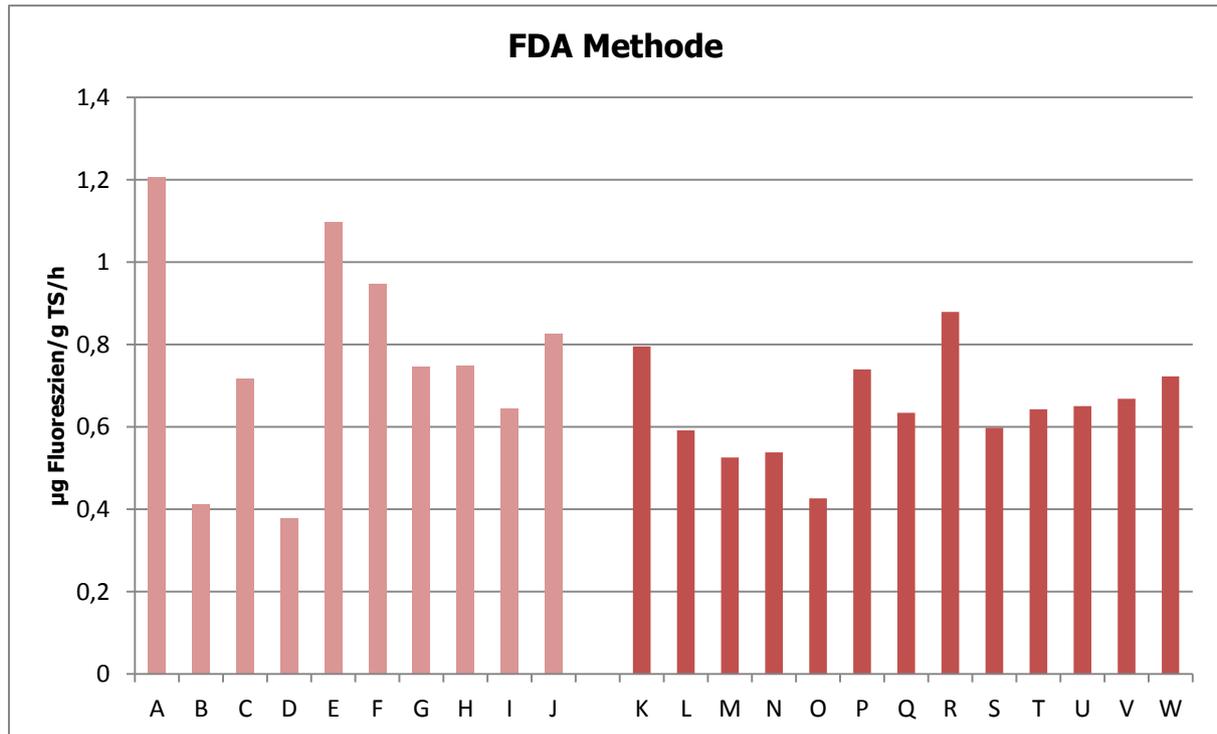


Abbildung 41: FDA Methode in μg Fluoreszein/g TS/h (Mittelwerte; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, n=3)

Die Hydrolyse von Fluoreszeindiacetat zeigt bei den Böden mit biologischem Anbau etwas niedrigere Mittel- und Medianwerte als bei den konventionellen Böden. Der Minimalwert liegt bei den Bioböden höher, der Maximalwert bei den konventionell bewirtschafteten Böden. (Abbildung 42).

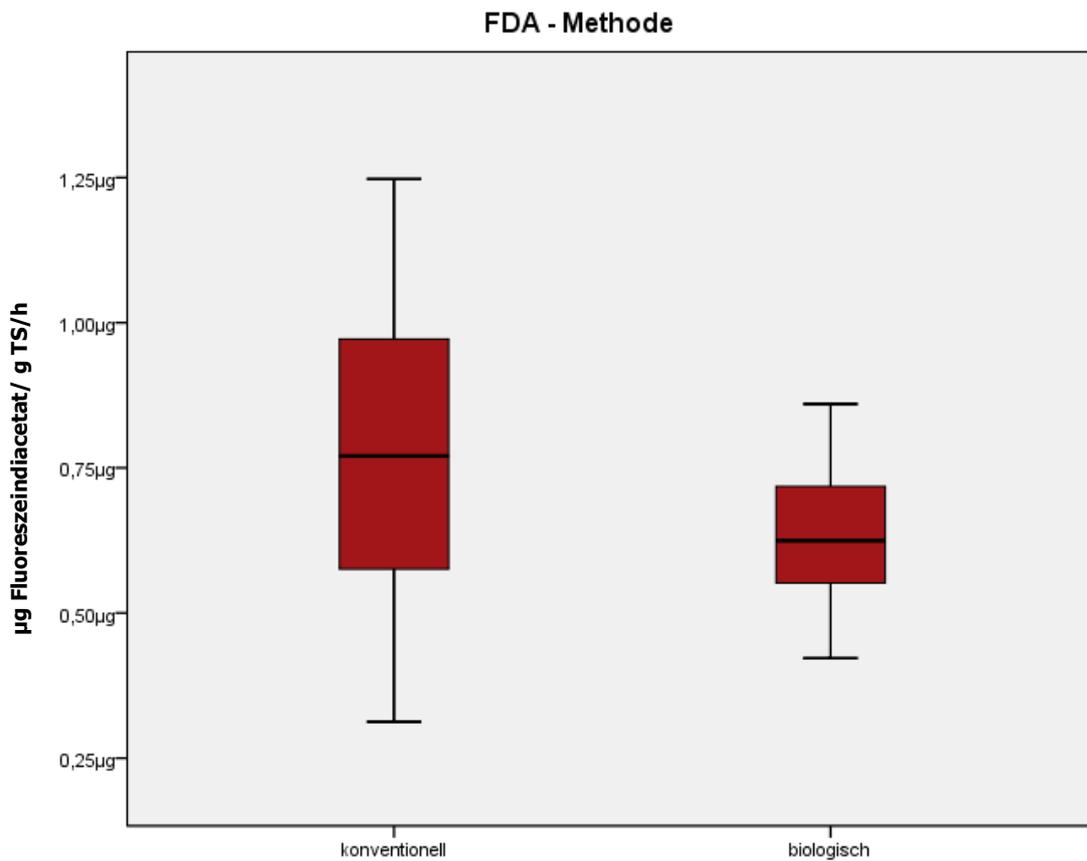


Abbildung 42: Fluoreszeindiacetat in $\mu\text{g/g}$ Trockensubstanz/h (n biologisch=39, n konventionell=30)

Die mittlere Differenz der FDA Hydrolyse zwischen den konventionell und den biologisch bewirtschafteten Böden ist mit 0,12 hochsignifikant.

4.2.6.2 Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC) – Methode

Die Böden der konventionell bewirtschafteten Böden erreichen bei der TTC-Methode Mittelwerte zwischen 0 und 14,01 µg TPF. Die Gehalte der biologisch bewirtschafteten Böden liegen zwischen 4,9 µg und 21,71 µg TPF. Diesen auffallend hohen Wert weist Boden M auf (Abbildung 43).

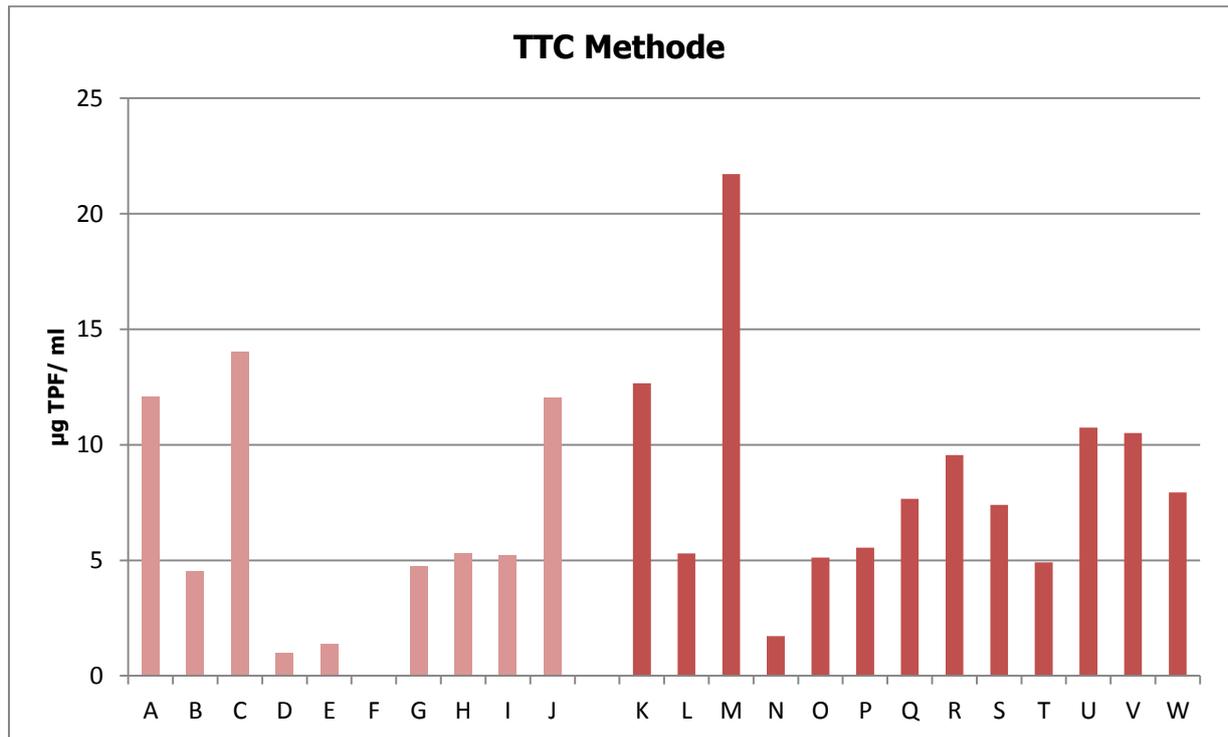


Abbildung 43: TTC-Methode in µg TPF/ml (Mittelwerte; A-J konventionelle Flächen, K-W biologische Flächen, n=3)

Im Gegensatz zur FDA Methode zeigt die TTC bei den biologisch bewirtschafteten Böden höhere Mittel-, Median- Minimal- und Maximalwerte (Abbildung 44).

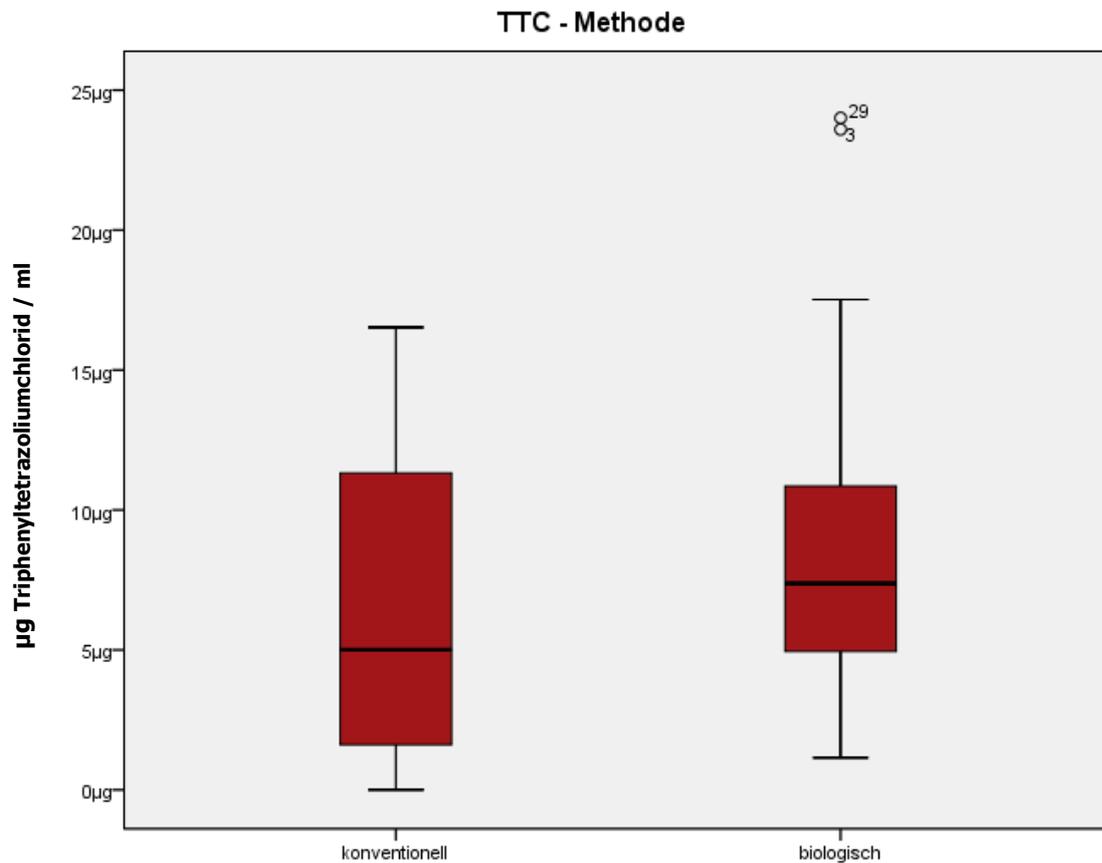


Abbildung 44: TTC-Methode in µg TPF/ml (n biologisch=39, n konventionell=30)

Die mittlere Differenz der Dehydrogenase Aktivität zwischen den konventionell und den biologisch bewirtschafteten Böden ist mit 2,5 hochsignifikant.

4 Diskussion

Von den Tomatenpflanzen der landwirtschaftlichen Flächen zeigten nur 8 von 690 Pflanzen einen Fusariumbefall, wohingegen in der Vergleichsgruppe mit der autoklavierten Einheitserde knapp die Hälfte der Pflanzen mit Fusarium infiziert waren. Auch die Infektionsstärke war mit einem Maximum von 33,8 % der Sprosslänge in den Proben der Ackerböden deutlich niedriger als in den Proben der autoklavierten Einheitserde, die Infektionen bis 100 % der Sprossachse aufwiesen, aber trotzdem noch nicht abgestorben waren und auch keine Welkeerscheinungen zeigten. Der Unterschied im Fusariumbefall zwischen einem gärtnerischem Kultursubstrat und dem lebenden System Ackerboden ist hochsignifikant.

Daher konnte mit dieser Versuchsanordnung die Suppressivität der Walser Ackerböden für Tomaten eindeutig bewiesen werden, obwohl diese dort noch nie angepflanzt wurden. Ein wichtiger Teil dieser Pathogenabwehr beruht auf der generellen Suppressivität, die von den komplexen Interaktionen von Pflanze, Boden und Mikroorganismen beeinflusst wird und deren wichtigste Funktionalität die Fungistase oder Mykostatase ist (Garbeva et al., 2011). Diese wird durch die Gesamtheit der Bodenmikroorganismen aufrecht gehalten, deren mikrobiologische Aktivität durch die Ergebnisse der FDA und der TTC nachgewiesen werden konnte. Auch die hohen Humusgehalte, als Nahrungsgrundlage der Mikroorganismen, lassen auf eine gut funktionierende Bodenflora schließen. Leider können aber auf Grund der divergierenden Ergebnisse der FDA und der TTC keine Vergleiche über die Höhe der mikrobiologischen Aktivität der einzelnen Flächen gemacht werden.

Auch die abiotischen Parameter, wie der pH Wert, die Bodenart und die Nährstoffe spielen in der Suppressivität eine entscheidende Rolle. Bezüglich seiner Ökologie zieht *Fusarium oxysporum* leichte, sandige Böden vor, die schluffigen Ackerböden boten sicher keine optimalen Wachstumsvoraussetzungen. Zusätzlich bevorzugt Fusarium pH Werte unter 6,5 (Crüger, 1991), daher wies die Einheitserde mit ihrem saurerem Milieu (5,5-6) deutlich bessere Entwicklungsbedingungen für den Pilz auf, als die pH neutralen Ackerböden. Allerdings hatte die Fläche F einen pH Wert von 5,8, trotzdem trat dort kein Fusariumbefall auf.

Trotz der für Fusarium optimalen pH Werte und der leichten, humosen Pflanzerde lag auch in der autoklavierten Einheitserde der Fusariumbefall nur bei knapp 47 %. Dobbs und Gash (1965) bezeichnen dieses Phänomen als Restsuppressivität, die bedingt durch das Zusammenspiel der abiotischen Faktoren erhalten wird. Zusätzlich kommen natürlich auch Abwehrreaktionen der Pflanzen ganz wesentlich zum Tragen.

Ursprüngliches Ziel dieser Versuchsanordnung war es das Auftreten der Fusariumwelke in den 23 Flächen mit den Bodenparametern zu korrelieren. Da aber ein so geringer Fusariumbefall auftrat, konnten keine Zusammenhänge zu den Bodenparametern errechnet werden.

Nur 1,03 % der Tomatenpflanzen die in biologisch bewirtschafteten Flächen gezogen wurden zeigten eine Fusariumbefall, wobei die durchschnittliche Befallsintensität bei 0,97 % der Sprosslänge lag. Die Tomaten der konventionell bewirtschafteten Böden wiesen eine geringfügig höhere Befallshäufigkeit (1,33 %), dafür aber mit 0,18 % Sprossbefall eine noch geringere Befallsintensität auf. Statistisch konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen biologisch und konventionell bewirtschafteten Flächen berechnet werden.

Die Ergebnisse der Forschung zur Suppressivität von Böden zwischen biologischer und konventioneller Bewirtschaftung divergieren je nach verwendetem Pathogen und Boden. Die Mehrheit der Studien deutet darauf hin, dass die biologische Bewirtschaftungsweise mit einer Erhöhung der Bodenqualität und dadurch mit einer Erhöhung der Suppressivität einhergeht (van Bruggen et al., 2015, Drinkwater et al., 1995, Yogev et al., 2011, Hiddink et al., 2005).

Das Bodenmanagement der biologischen Landwirtschaft unterscheidet sich von der konventionellen durch das Fehlen synthetischer Pestizide und Mineraldünger und dem verstärkten Einsatz von organischem Dünger, wie Kompost, Mist und Gründünger (Drinkwater et al., 1995). Biologische Landwirte benutzen zumeist weite Fruchtfolgen. Dadurch können Pathogenpopulationen klein gehalten und die antagonistische Aktivität anderer Mikroorganismen gefördert werden. Außerdem betreiben sie weniger intensive Bodenbearbeitung (Kurle et al., 2001a).

Die Managementpraxis und die Bodenqualität der biologischen wie der konventionellen Landwirtschaft variieren jedoch beträchtlich (Finckh, 2015). Um eventuelle Unterschiede der Bodenqualität bei den Walser Böden beurteilen zu können, müssen die einzelnen Bodenparameter genauer betrachtet werden.

Bis auf die Fläche F, mit einem pH Wert von 5,79, lagen alle pH Werte zwischen 6,5 und 7,4. Diese Ergebnisse werden durch die Bodenkartierung des Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft (1981) im Untersuchungsgebiet bestätigt. Der pH Wert ist für Ackerflächen relativ hoch und bietet für die Entwicklung von *Fusarium oxysporum*, der pH Werte unter 6,5 bevorzugt, ziemlich ungünstige Voraussetzungen (Crüger, 1991). Im Gegenzug dazu steigen bei höheren pH Werten die Gesamtzahlen der Bakterien und Actinomyceten steil an. Daher haben die untersuchten Böden gute Voraussetzungen für antagonistische Mikroorganismen

(Topp, 1981). Für diesen pH Bereich fanden auch Höper et al. (1995) eine optimal hohe Suppressivität für *Fusarium oxysporum* f.sp. *lini*. Auch Rishbeth (1957) fand dieselben Ergebnisse bei der Fusariumwelke von Banane, wobei die Suppressivität bei niedrigeren oder höheren pH Werten wieder abnahm.

Der mittlere pH Wert der biologisch bewirtschafteten Flächen lag über dem der konventionell bewirtschafteten Böden. Der Einsatz von Stickstoffdüngern in der konventionellen Landwirtschaft verstärkt die natürliche Bodenversauerung (Scheffer und Schachtschabel, 2010). Auch Bobul'ská et al. (2015) und Lopes et al. (2011) fanden beim Vergleich zwischen konventioneller und biologischer Bewirtschaftung, höhere Boden pH Werte in der biologischen Landwirtschaft.

Es gab nur geringe Unterschiede in der Bodenart bei den biologisch und konventionell bewirtschafteten Böden. Bei 15 Bodenproben handelte es sich um schluffigen Lehm, bei 8 Proben um sandigen Schluff. *Fusarium oxysporum* bevorzugt sandige Böden (Crüger, 1991) die durch den hohen Schluffanteil in allen untersuchten Böden nicht gegeben waren.

Die biologisch bewirtschafteten Böden enthielten geringfügig höhere Sand- und Tonanteile und geringere Schluffanteile als die konventionell bewirtschafteten Flächen. Durch die Kleinräumigkeit des Probengebiets und dem einheitlichen geologische Untergrund fielen diese Ergebnisse wie erwartet aus. Da die Bodenart durch die Bewirtschaftungsform nicht beeinflusst werden kann, war diese enge Amplitude der Korngröße ein wichtiges Kriterium bei der Standortwahl.

Die Humuswerte der Probenflächen lagen zwischen 4 und 7 % und sind daher als stark humos einzustufen (Juritsch und Wiener, 1993). Die Humusgehalte werden durch die Bodenkartierung des Bundesministerium für Land-und Forstwirtschaft (1981) für dieses Gebiet bestätigt. Die Humuswerte der konventionell bewirtschafteten Flächen wiesen höhere Werte auf als die biologisch bewirtschafteten Felder. Da die biologische Landwirtschaft mit organischer Düngung arbeitet, wären höhere Humusgehalte in den biologisch bewirtschafteten Flächen zu erwarten gewesen.

Da die organische Substanz die Lebensgrundlage der Bodenorganismen darstellt, besteht eine enge Beziehung zwischen Menge und Qualität des Humus und Art und Häufigkeit der vorkommenden Bodenorganismen, die wiederum die generelle Suppressivität gewährleisten (Juritsch und Wiener, 1993). Senechkin et al. (2014) fanden einen eindeutigen Zusammenhang zwischen Zugabe von organischer Substanz und der Unterdrückung von *Fusarium oxysporum* f.sp. *lini*.

Die beste Wirkung zeigte sich bei komplexen Kohlenhydratquellen wie der Kombination von Kompost, Gülle und Mist. In der organischen Ingwerproduktion konnten Smith et al. (2011)

durch reduzierte Bodenbearbeitung und Einsatz von organischem Dünger eine erhöhte Suppressivität der Böden gegen *Fusarium oxysporum* f. sp. *zingiberi* feststellen.

Eng mit dem Humusgehalt verknüpft ist die mikrobiologische Aktivität zu deren Messung zwei Methoden verwendet wurden. Erstens die Hydrolyse von Fluoreszeindiacetat zu Fluoreszin (FDA) und die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität mit Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC). Beide Methoden brachten divergierende Ergebnisse. Bei der FDA erreichten die biologisch bewirtschafteten Böden signifikant niedrigere Werte und bei der TTC die konventionell bewirtschafteten Flächen.

Die Hydrolyse der FDA erfolgt durch freie und membrangebundene Enzyme, wie Esterasen, Proteasen und Lipasen, die zur Zersetzung von Gewebe notwendig sind. Da 90% der Energieflüsse durch mikrobielle Zersetzung stattfindet, kann die Messung der Aktivität der Destruenten eine gute Einschätzung der gesamten mikrobiellen Aktivität darstellen (Adam und Duncan, 2001).

Im Gegensatz zur FDA erfasst die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität durch die Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC) Methode alle lebenden Zellen. Dehydrogenasen sind wichtige Enzyme der Atmungskette und dienen der Elektronenübertragung und sind nur in intakten Zellen aktiv. Die TTC kann zur Messung der Zelldichte von Mikroorganismen sehr gut eingesetzt werden (Friedel et al., 1994).

Nach Stubberfield und Shaw (1990) korrelieren sowohl die FDA und als auch die TTC mit der Anzahl der Mikroorganismen. Warum in den Bodenproben der Walser Böden divergierende Ergebnisse zwischen beiden Methoden aufgetreten sind, konnte leider nicht geklärt werden. Beide Methoden sind temperaturempfindlich, die TTC auch lichtempfindlich und waren möglicherweise noch nicht ausreichend optimiert um lineare Ergebnisse zu erhalten. Daher müssen alle Zusammenhänge zwischen FDA und TTC mit anderen Parametern in Frage gestellt werden, obwohl Zusammenhänge zwischen der mikrobiologischen Aktivität und der Suppressivität in sehr vielen Studien nachgewiesen werden konnte (Workneh et al., 1993, Peng et al., 1999, van Os und van Ginkel, 2001).

Die stärksten Unterschiede zwischen den Bewirtschaftungsformen waren beim Kaliumgehalt ersichtlich. Bei den konventionell bewirtschafteten Flächen wies nur die Fläche G sehr niedrige Kaliumwerte auf, Fläche E war eindeutig mit Kali übertersorgt und bei den restlichen Feldern waren ausreichend bis sehr hohe Werte zu finden. Dagegen wies der Kaliumgehalt der biologisch gedüngten Flächen bei 8 Feldern sehr niedrige bis ausreichende Werte auf, nur 5 Flächen waren laut Galler (2008) als hoch einzustufen.

Auch beim Phosphor sind die biologisch bewirtschafteten Flächen signifikant schlechter versorgt als die konventionell bewirtschafteten, aber alle Phosphorwerte liegen nach Galler (2008) im ausreichenden bis sehr hohen Bereich.

Ergebnisse der Nährstoffbilanzen zwischen biologischer und konventioneller Bewirtschaftung variieren beträchtlich. Während Clark et al. (1998) höhere Kalium und Phosphoreinträge in der biologischen Landwirtschaft nachweisen konnte, fand Gigler (2001) in ihren Untersuchung über die Hoftorbilanzen österreichischer Betriebe, dass die meisten untersuchten biologisch bewirtschafteten Betriebe auf Dauer defizitäre Bilanzen für Stickstoff, Phosphor und Kalium aufwiesen. Dies scheint auch bei den untersuchten Flächen der Walser Biobauern der Fall zu sein. Vor allem da die Kaliumwerte bei den Landwirten, die schon vor längerer Zeit auf biologische Landwirtschaft umgestellt hatten, deutlich niedriger waren als bei den Betrieben die in jüngerer Zeit umgestellt hatten. Da bei Kalium die Versorgung auch stark vom Ausgangsgestein abhängig ist, könnte der geringe Kaliumgehalt des quartären Schotters (Bayerisches Landesamt für Umwelt, 2008) die negativen Kaliumbilanzen der biologisch wirtschaftenden Betriebe noch erhöht haben.

Offenbar hatten die Unterschiede im Nährstoffangebot, wie auch bei Manici et al. (2003) und Mazzola und Gu (2002), keinen Einfluss auf die Infektion durch *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*.

Da die Probennahme für die Bodenanalysen nur einmal erfolgte, handelt es sich um eine Momentaufnahme des Düngerstatus.

Arbuskuläre Mykorrhiza besiedeln 80 % aller Gefäßpflanzen und haben durch ihr ubiquitäres Vorkommen eine weite ökologische Amplitude und eine geringe Wirtsspezifität (Smith und Read, 2008). Daher konnte die Besiedlung der Tomatenpflanzen durch arbuskuläre Mykorrhiza in den Walser Böden stattfinden, obwohl diese Kulturpflanze dort noch nie angepflanzt wurde.

Die Tomatensorte „Kremser Perle“ lässt sich nach Steinkellner et al. (2012) sehr gut mit Mykorrhizapilzen besiedeln, zeigt aber bei gleichzeitiger Fusariuminfektion abnehmende Mykorrhizierungsgrade, die durchschnittlich bei 17 % liegen. Auch im Versuch mit den Walser Böden lag die durchschnittliche Mykorrhizierung bei 17,3 %. Allerdings weisen die Pflanzen, die in biologisch bewirtschafteten Böden gezogen wurden, mit durchschnittlich 26 % deutlich höhere Mykorrhizierungsgrade auf als die Tomatenpflanzen die in konventionell bewirtschafteten Böden kultiviert wurden, mit durchschnittlich 9 %.

Innerhalb der Bewirtschaftungsformen divergiert die Mykorrhizierung zwischen den Flächen und innerhalb der Betriebe stark. Besonders auffallend ist dies im Betrieb von Johann

Feldinger, dem „Walser Biopionier“, bei dem sowohl die niedrigsten als auch die höchsten Mykorrhizierungsraten aller Bioböden gemessen wurden, obwohl nach 21 Jahren Biobetrieb konstantere Mykorrhizierungsgrade zu erwarten gewesen wären. Vor allem bei den Tomaten des Bodens S war die Mykorrhizierung so gering, dass kein Unterschied zu den Kontrollgruppen errechnet werden konnte, bei denen durch die Autoklavierung, wie erwartet, keine Mykorrhizierung festgestellt werden konnte.

Säle et al. (2015) und Bedini et al. (2013) fanden in ihren Studien, dass die Diversität und die Anzahl an Sporen von arbuskulärer Mykorrhiza in der biologischen Landwirtschaft deutlich höher war als in der konventionellen Landwirtschaft. Je nach Dauer der biologischen Bewirtschaftung traten mehr und auch seltene arbuskuläre Mykorrhizapilze auf, die sonst nur in natürlichen Ökosystemen zu finden waren (Oehl et al., 2004). Dies konnte auf die organische Düngung und die reduzierte Bodenbearbeitung zurückgeführt werden. Intensives Pflügen zerstört das Mykorrhizanetzwerk des Bodens, wodurch eine Kolonisation der neuen Kulturpflanze erschwert wird. Zusätzlich werden die Mykorrhizapilze durch den stark reduzierten Einsatz von Fungiziden geschont (Smith und Read, 2008).

Die Kolonisation der Wurzel mit arbuskulärer Mykorrhiza hängt nicht nur von der Sporendichte sondern auch wesentlich vom Nährstoffgehalt des Bodens ab. Die schlechtere Nährstoffverfügbarkeit in vielen biologisch bewirtschafteten Böden und die geringeren Phosphorapplikationen führen zu einer stärkeren Mykorrhizierungsrate. Nach Smith und Read (2008) sinkt die Mykorrhizierungsrate bei hohen Phosphorgehalten im Boden. In den Versuchen mit den Walser Böden konnten negative Korrelationen der Mykorrhizierung nicht nur mit Phosphor sondern auch mit Kalium bei gleichem Signifikanzniveau nachgewiesen werden. Wahrscheinlicher Hintergrund dafür ist, dass Kalium in den Walser Böden als **„Minimumelement“ bezeichnet werden muss.**

Ob die geringere Mykorrhizierung der Tomatenpflanzen in den konventionell bewirtschafteten Böden auf Grund der geringeren Sporendichte erfolgte oder durch die höheren Nährstoffgehalte müsste in weiteren Untersuchungen geklärt werden.

Die Tomatensorte „Kremser Perle“ reagiert bei Mykorrhizierung mit einer Abnahme des Fusariumbefalls (Steinkellner et al., 2012). Trotz der deutlichen Unterschiede im Mykorrhizierungsgrad sind keine Unterschiede im Fusariumbefall bei den Tomaten beider Bewirtschaftungsformen aufgetreten. Vierheilig et al. (2008) beschreiben, dass die Schutzfunktion der arbuskulären Mykorrhiza, außer von der Wirtspflanze und dem Mykorrhizierungsgrad, auch von der Art des Mykorrhizapilzes abhängt, der in diesem Versuch nicht bestimmt wurde. Da es in diesem Versuch so gut wie keinen Fusariumbefall gab, ist anzunehmen, dass in erster Linie die Schutzfunktion der generellen Suppressivität für die

Fusariumabwehr gesorgt hat, sodass die unterschiedliche Mykorrhizierung keinen Einfluss mehr auf das Ausmaß der Fusariuminfektion hatte.

Obwohl arbuskuläre Mykorrhizapilze die Pflanzen mit Nährstoffen versorgen, hatten die unterschiedlichen Mykorrhizierungsgrade keine Auswirkungen auf das Wachstum. Die stärker mykorrhizierten Tomatenpflanzen der biologisch bewirtschafteten Flächen blieben in ihrem Wachstum deutlich hinter den Pflanzen in konventionell bewirtschafteten Böden zurück. Auch Steinkellner et al. (2012) beobachteten, dass eine stärkere Mykorrhizierung nicht immer mit einer Erhöhung der Biomasse einhergeht. Eine höhere Mykorrhizierungsrate bedeutet nicht zwangsläufig eine bessere Nährstoffaufnahme (Smith und Read, 2008).

Vielleicht vermitteln Cavagnaro et al. (2006) eine neue Denkrichtung zur Bedeutung von **Mykorrhizapilzen. In ihrem Versuch kultivierten sie „normale“ Tomatenpflanzen gemeinsam** mit Tomatenpflanzen, die durch eine Mutation keine Mykorrhiza ausbilden konnten, in biologischer Anbauweise. Bei der Auswertung ergaben sich keine Unterschiede in der Biomasse der Pflanzen und der Früchte. Erst bei der Nährstoffauswertung der Sprosse und Früchte wiesen die mykorrhizierten Pflanzen beträchtlich höhere Phosphor und Zinkwerte auf als die nicht mykorrhizierten Pflanzen.

In allen 3 Wachstumsparametern (Sprosslänge, Sprossgewicht, Wurzelgewicht) erreichten die Tomatenpflanzen, die in biologisch bewirtschafteten Böden gezogen wurden, die geringsten Mittelwerte. Sie zeigten 16 % geringere Sprosslängen, 30 % weniger Sprossgewicht und ein 20 % geringeres Wurzelgewicht als die Pflanzen in konventionell bewirtschafteten Böden. Seufert et al. (2012) beschreiben 13 % Ernteverlust bei bester ökologischer Bewirtschaftung und 34 % bei vergleichbaren Bedingungen zwischen biologischer und konventioneller Landwirtschaft.

Zwischen den 23 Böden verlaufen die Ergebnisse der 3 Wachstumsparameter ziemlich identisch.

Es gab signifikante Zusammenhänge zwischen dem Wachstum und der mikrobiellen Aktivität, die auf Grund der divergierenden Ergebnisse der FDA und der TTC in Frage gestellt werden müssen. Hochsignifikante Korrelationen konnten zwischen den Wachstumsparametern und den Nährstoffen Kalium und Phosphor ermittelt werden. Da in den Walser Böden wenig Kalium im Ausgangsgestein enthalten ist (Juritsch und Wiener, 1993), könnte dieser Nährstoff ein limitierender Faktor im Pflanzenwachstum gewesen sein. Tomaten brauchen im Jugendstadium zuerst eine Kalium betonte Düngung und anschließend eine Phosphor betonte (Fritz, 1989). Besonders augenfällig ist dies bei den konventionell bewirtschafteten

Böden E und J, die sich als einzige im Wachstum nicht von den Kontrollgruppen unterschieden. Beide Böden wiesen die höchsten Kaliumwerte auf.

Warum die Tomaten der Böden S und T ein signifikant höheres Wachstum zeigten als die andern Bioböden oder warum der Boden C auffallend geringeres Wachstum im Vergleich den anderen konventionell bewirtschafteten Böden aufwies, kann nicht über die vorhandenen Nährstoffanalysen erklärt werden. Möglicherweise gibt es Zusammenhänge mit dem wichtigsten Nährstoff im Pflanzenwachstum, nämlich Stickstoff. Dieser wurde nicht gemessen, da einmalige Analysen über austauschbare N-Gehalte nur ungenügende Aussagen liefern, da sie zu sehr von der augenblicklichen Intensität des Stoffkreislaufes abhängen.

Die zugesetzte Nährlösung konnte die unterschiedliche Ausgangslage der Nährstoffe offensichtlich nicht kompensieren, denn die Tomatenpflanzen der Kontrollgruppe in der optimal gedüngten Einheitserde wurden deutlich größer und schwerer als die Tomatenpflanzen der Bioböden und der konventionellen Böden. In der Kontrollgruppe waren allerdings auch die kleinsten Pflanzen zu finden, wobei diese Pflanzen starke Infektionen mit Fusarium aufwiesen und dadurch im Wachstum behindert wurden.

Da Tomaten in Bezug auf die Bodenverhältnisse eher tolerant sind dürften die hohen Schluffanteile der Ackerböden das Wachstum nicht beeinträchtigt haben (Krug, 2002).

5 Schlussfolgerung und Ausblick

In dieser Untersuchung konnte gezeigt werden wie hocheffektiv ein funktionierendes Bodenökosystem ein bodenbürtiges Pathogen wie *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* abwehren kann. Die Suppressivität der Böden war sowohl bei der biologischen wie der konventionellen Bewirtschaftung so hoch, dass keine Unterschiede im Fusariumbefall bei Tomate festgestellt werden konnten, wobei die Bodenparameter, wie pH Wert, Humusgehalt und die Bodenart, bei beiden Bewirtschaftungsformen auf ähnlichem Niveau befanden. Die größten Unterschiede zeigten sich im Kalium und Phosphorgehalt, wobei die biologischen Böden deutlich schlechter versorgt waren. Dagegen waren die Mykorrhizierungsraten der Tomatenwurzeln der Bioböden durchschnittlich höher. Trotzdem zeigten die biologisch bewirtschafteten Böden deutlich geringe Biomasse, offenbar konnte die Mykorrhizierung die niedrigeren Nährstoffgehalte nicht ausgleichen.

In Hinblick auf eine nachhaltige Landwirtschaft sollten Themen wie Suppressivität und Mykorrhizierung als wichtige Bestandteile der Bodenqualität weiter untersucht werden. Eine Verlängerung der Versuchsdauer auf 12 Wochen könnte deutlichere Ergebnisse herausdifferenzieren. Möglicherweise würde dann die stärkere Mykorrhizierung sowohl beim Fusariumbefall als auch beim Wachstum zum Tragen kommen. Zusätzlich zur Kontrollgruppe in Einheitserde sollte auch autoklavierter Ackerboden verwendet werden. Damit könnte der Einfluss der abiotischen Faktoren vereinheitlicht und die Auswirkung der Mikrobiologie besser untersucht werden. Dazu müssten aber die Methoden zur Messung der mikrobiologischen Aktivität, die FDA und die TTC, optimiert werden. Beide Methoden sind sehr temperatur- und lichtempfindlich und die Methodik müsste so lange kalibriert werden bis die Ergebnisse linear verlaufen.

6 Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit wurden die Unterschiede in der Suppressivität, der Mykorrhizierung und des Pflanzenwachstums zwischen Ackerböden mit biologischer und konventioneller Landwirtschaft untersucht.

Dazu wurden Bodenproben von 23 Feldern des Walserfeldes, einem kleinen Agrargebiet westlich der Stadt Salzburg, entnommen. Davon waren 13 Proben aus biologisch und 10 aus konventionell bewirtschafteten Flächen. In einem Gewächshausversuch wurden in diesen Bodenproben Tomaten kultiviert, die mit *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, einem bodenbürtigen Pilz, infiziert wurden. Als Kontrollgruppe dienten Tomatenpflanzen in autoklavierter Einheitserde, die ebenfalls mit *Fusarium* infiziert wurden. Nach 8 Wochen wurden die Sprosslängen, das Sprossgewicht, das Wurzelgewicht, der Fusariumbefall und die Mykorrhizierung der Wurzeln ermittelt. Als Bodenparameter wurden der pH Wert, der Humusgehalt, die Bodenart, der Kalium- und der Phosphorgehalt und die mikrobiologische Aktivität (FDA, TTC) analysiert.

Hinsichtlich des Fusariumbefalls konnten hochsignifikante Unterschiede zwischen den Tomatenpflanzen der Ackerböden und denen der autoklavierten Einheitserde festgestellt werden. Nur ca. 1 % der Tomatenpflanzen der Ackerböden wiesen Fusariumbefall auf. Zwischen biologischer und konventioneller Bewirtschaftung bestand kein Unterschied. Daher gab es auch keine Korrelationen zwischen dem Fusariumbefall und den Bodenparametern. Ausschlaggebend für die hohe Suppressivität dürften die hohen pH Werte, die hohen Schluffgehalte und die hohen Humuswerte der Ackerflächen gewesen sein. *Fusarium oxysporum* bevorzugt pH Werte unter 6,5 und sandige Böden. Außerdem boten die hohen Humusgehalte optimale Voraussetzungen für antagonistische Mikroorganismen.

Die biologisch bewirtschafteten Böden zeigten im Durchschnitt höhere Mykorrhizierungsgrade als die konventionell bewirtschafteten Böden. Dies dürfte auf die deutlich niedrigeren Phosphor und Kalium Gehalte zurückzuführen sein. Allerdings hatte die stärkere Mykorrhizierung keine Auswirkung auf den Fusariumbefall und das Wachstum. Die Tomaten in den biologisch bewirtschafteten Böden wiesen auf Grund der geringeren Nährstoffgehalte eine signifikant niedrigere Biomasse sowohl bei der Sprosslänge, dem Sprossgewicht und dem Wurzelgewicht auf.

Die Ergebnisse dieser Untersuchung zeigen wie hocheffektiv ein funktionierendes Bodenökosystem Pathogene abwehren kann. Obwohl die stärkere Mykorrhizierung der Tomatenpflanzen in biologisch bewirtschafteten Böden keine erkennbaren Auswirkungen hatte, ist sie ein wichtiges Kriterium der Bodenqualität. Daher sollte die Mykorrhizaforschung

in Hinblick auf eine nachhaltige Landwirtschaft und eine hohe Nahrungsmittelqualität in Zukunft viel Beachtung finden.

8 Verzeichnisse

8.1 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Beginnender Fusariumbefall der Wurzelspitze	8
Abbildung 2: Einseitig verfärbte Blätter.....	9
Abbildung 3: Mykorrhizierung von Wurzeln mit arbuskulärer Mykorrhiza.....	13
Abbildung 4: Walsersfeld.....	14
Abbildung 5: Braunerdehorizonte.....	15
Abbildung 6: Lage der Probenflächen.....	16
Abbildung 7: Tomatenpflanzen.....	18
Abbildung 8: Auswertung des Pflanzversuchs.....	20
Abbildung 9: Auszählung des Mykorrhizierungsgrades.....	21
Abbildung 10: Mit Essigtinte blau gefärbte arbuskuläre Mykorrhiza der Tomatenwurzeln.....	21
Abbildung 11: TTC Bestimmung.....	28
Abbildung 12: FDA Bestimmung.....	29
Abbildung 13: Fusariumbefall in % Sprosslänge.....	31
Abbildung 14: Unterschiede im Fusariumbefall nach Games-Howell.....	32
Abbildung 15: Boxplots des Fusariumbefalls der Tomatenpflanzen in % der Sprosslänge.....	33
Abbildung 16: Mykorrhizierung der Tomatenwurzeln.....	34
Abbildung 17: Unterschiede in der Mykorrhizierung nach Games-Howell.....	35
Abbildung 18: Boxplots der Mykorrhizierung der Tomatenwurzeln in %.....	36
Abbildung 19: Korrelationen der Mykorrhizierung mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho	37
Abbildung 20: Sprosslänge der Tomaten in cm	38
Abbildung 21: Unterschiede in der Sprosslänge nach Games-Howell	39
Abbildung 22: Boxplots der Sprosslänge der Tomatenpflanzen in cm.....	40
Abbildung 23: Korrelationen der Sprosslänge mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho	41
Abbildung 24: Sprossgewicht der Tomatenpflanzen	42
Abbildung 25: Unterschiede im Sprossgewicht nach Games-Howell	43
Abbildung 26: Boxplots des Sprossgewichts der Tomatenpflanzen in g	44
Abbildung 27: Korrelationen des Sprossgewichts mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho	45
Abbildung 28: Wurzelgewicht in g.....	46
Abbildung 29: Unterschiede im Wurzelgewicht nach Games-Howell.....	47
Abbildung 30: Wurzelgewicht der Tomatenpflanzen in g.....	48

Abbildung 31: Korrelationen des Wurzelgewichts mit den Bodenparametern nach Spearman-Rho	49
Abbildung 32: pH Wert.....	50
Abbildung 33: pH Wert.....	51
Abbildung 34: Humusgehalt in %	52
Abbildung 35: Humusgehalt in %	53
Abbildung 36: Texturdreieck Bodenart	55
Abbildung 37: Kaliumgehalt in mg/100g Boden.....	56
Abbildung 38: Kaliumgehalt in mg/100g Boden.....	57
Abbildung 39: Phosphorgehalt in mg/100g Boden	58
Abbildung 40: Phosphorgehalt in mg/100g Boden %	59
Abbildung 41: FDA Methode in μg Fluoreszein/g TS/h	60
Abbildung 42: Fluoreszeindiacetat in μg /g Trockensubstanz/h	61
Abbildung 43: TTC-Methode in μg TPF/ml.....	62
Abbildung 44: TTC-Methode in μg TPF/ml.....	63

8.2 Literaturverzeichnis

- ADAM, G. & DUNCAN, H. 2001. Development of a sensitive and rapid method for the measurement of total microbial activity using fluorescein diacetate (FDA) in a range of soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 33, 943-951.
- AGRIOS, G. N. 2009. *Plant pathology*, Amsterdam [u.a.], Elsevier Acad. Press.
- ALABOUVETTE, C., ROUXEL, F. & LOUVET, J. 1979. Characteristics of Fusarium wilt-suppressive soils and prospects for their utilization in biological control. In: SCHIPPERS, B. (ed.) *Soil-borne plant pathogens [proceedings of the Fourth International Symposium on Factors Determining the Behaviour of Plant Pathogens in Soil, held at the Technische Universität, München, Federal Republic of Germany, 16-23 August 1978, in conjunction with the Third International Congress of Plant Pathology]*. London [u.a.]: Acad. Press.
- ALLEN, M. F. 1991. *The ecology of mycorrhizae*, Cambridge [u.a.], Cambridge Univ. Pr.
- AZCON-AGUILAR, C. & BAREA, J. 1996. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil borne plant pathogens - A overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza*, 6, 457-464.
- BAKER, K. F. & COOK, R. J. 1982. *Biological control of plant pathogens*, St. Paul, Minn., American Phytopathological Society.
- BAKER, K. F. & COOK, R. J. 1983. *The nature and practice of biological control of plant pathogens*, St. Paul, Minn., The American Phytopathological Society.
- BAYERISCHES LANDESAMT FÜR UMWELT. 2008. *Quartärschotter mit vorwiegend karbonatischer Zusammensetzung* [Online]. Available: http://www.lfu.bayern.de/geologie/hydrogeologie_daten/hydrogeochemische_hintergrundwerte/nach_einheiten/doc/alpenvorland_quartaerschotter_karbonatische_zusammensetzung.pdf [Accessed 22. August 2015].
- BEDINI, S., AVIO, L., SBRANA, C., TURRINI, A., MIGLIORINI, P., VAZZANA, C. & GIOVANNETTI, M. 2013. Mycorrhizal activity and diversity in a long-term organic Mediterranean agroecosystem. *Biology and Fertility of Soils*, 49, 781-790.
- BFW. 2015. *eBOD* [Online]. Available: <http://bfw.ac.at/rz/bfwcms.web?dok=7066> [Accessed 5. August 2015].
- BLANCARD, D. 1991. *colour atlas of tomato diseases: observe, identify, control*, London, Wolfe.
- BOBUL'SKÁ, L., FAZEKAŠOVÁ, D., ANGELOVIČOVÁ, L. & KOTOROVÁ, D. 2015. Impact of ecological and conventional farming systems on chemical and biological soil quality indices in a cold mountain climate in Slovakia. *Biological Agriculture & Horticulture*, 31, 205-218.
- BONFANTE, P. & PEROTTO, S. 1995. Tansley Review No. 82 Strategies of Arbuscular Mycorrhizal Fungi when Infecting Host Plants. *New Phytologist*, 130, 3-21.

- BUNDESMINISTERIUM FÜR LAND-UND FORSTWIRTSCHAFT 1981. *Kartierungsbereich Salzburg - Süd, Salzburg Österreichische Bodenkartierung*, Wien.
- BUNDRETT, M. 2008. *Methods for identifying mycorrhizas* [Online]. Available: <http://mycorrhizas.info/method.html> [Accessed 16. November 2015].
- CAVAGNARO, T. R., JACKSON, L. E., SIX, J., FERRIS, H., GOYAL, S., ASAMI, D. & SCOW, K. M. 2006. Arbuscular Mycorrhizas, Microbial Communities, Nutrient Availability, and Soil Aggregates in Organic Tomato Production. *Plant and Soil*, 282, 209-225.
- CHUANKUN, X., MINGHE, M., LEMING, Z. & KEQIN, Z. 2004. Soil volatile fungistasis and volatile fungistatic compounds. *Soil Biology and Biochemistry*, 36, 1997-2004.
- CLARK, M. S., HORWATH, W. R., SHENNAN, C. & SCOW, K. M. 1998. Changes in soil chemical properties resulting from organic and low-input farming practices. *Agronomy Journal*, 90, 662-671.
- COOK, R. J., THOMASHOW, L. S., WELLER, D. M., FUJIMOTO, D., MAZZOLA, M., BANGERA, G. & KIM, D.-S. 1995. Molecular mechanisms of defense by rhizobacteria against root disease. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 92, 4197-4201.
- CRÜGER, G. 1991. *Pflanzenschutz im Gemüsebau*, Stuttgart, Ulmer.
- DEIGELE, C. 2009. *Ökologische Rolle von Pilzen: Rundgespräch am 23. März 2009 in München*, München, Pfeil.
- DOBBS, C. G. & GASH, M. J. 1965. Microbial and Residual Mycostasis in Soils. *Nature*, 207, 1354.
- DOBBS, C. G. & HINSON, W. H. 1953. A Widespread Fungistasis in Soils. *Nature*, 172, 197.
- DRINKWATER, L., LETOURNEAU, D., WORKNEH, F., VANBRUGGEN, A. & SHENNAN, C. 1995. Fundamental differences between conventional and organic tomato agroecosystems in California. *Ecol. Appl.*, 1098.
- FELLER, C., BLEIHOLDER, H., BUHR, L., HACK, H., HESS, M., KLOSE, R., MEIER, U., STAUSS, R., VAN DEN BOOM, T. & WEBER, E. 1995. Phänologische Entwicklungsstadien von Gemüsepflanzen: II. Fruchtgemüse und Hülsenfrüchte. *Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes*, 47, 217-232.
- FINCKH, M. R. 2015. *Plant diseases and their management in organic agriculture*, St. Paul, Minn., APS Press.
- FRAVEL, D., OLIVAIN, C. & ALABOUVETTE, C. 2003. *Fusarium oxysporum* and its biocontrol. *New Phytol.*
- FRIEDEL, J., MÖLTER, K. & FISCHER, W. 1994. Comparison and improvement of methods for determining soil dehydrogenase activity by using triphenyltetrazolium chloride and iodionitrotetrazolium chloride. *Biology and Fertility of Soils*, 18, 291-296.
- FRITZ, D. 1989. *Gemüsebau [mit] 102 Tabellen*, Stuttgart, Ulmer.

- GALLER, J. 2008. Auswertung Bodenuntersuchung Düngung und Eutrophierung ; Praxisratgeber. 1. Aufl. ed. Salzburg: Landwirtschaftskammer Salzburg.
- GARBEVA, P., HOL, W. H. G., TERMORSHUIZEN, A. J., KOWALCHUK, G. A. & DE BOER, W. 2011. Fungistasis and general soil biostasis – A new synthesis. *Soil Biology and Biochemistry*, 43, 469-477.
- GARBEVA, P., POSTMA, J., VAN VEEN, J. A. & VAN ELSAS, J. D. 2006. Effect of above-ground plant species on soil microbial community structure and its impact on suppression of *Rhizoctonia solani* AG3. *Environ Microbiol*, 8, 233-46.
- GARRETT, S. D. 2011. Pathogenic root-infecting fungi. 1. paperback ed. ed. Cambridge [u.a.]: Cambridge Univ. Press.
- GIGLER, G. 2001. *Stickstoff-, Phosphor- und Kalium-Hoftorbilanzen von biologisch und konventionell wirtschaftenden Betrieben in den NUTS III Regionen Liezen und Weinviertel*.
- GIOVANETTI, M. & MOSSE, B. 1980. Evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infections in roots. *New Phytologist*, 84, 489-500.
- GRÜNWARD, N. J., HU, S. & VAN BRUGGEN, A. H. C. 2000a. Short-term cover crop decomposition in organic and conventional soils: Characterization of soil C, N, microbial and plant pathogen dynamics. *European Journal of Plant Pathology*, 106, 37-50.
- GRÜNWARD, N. J., HU, S. & VAN BRUGGEN, A. H. C. 2000b. Short-term cover crop decomposition in organic and conventional soils: Soil microbial and nutrient cycling indicator variables associated with different levels of soil suppressiveness to *Pythium aphanidermatum*. *European Journal of Plant Pathology*, 106, 51-65.
- HIDDINK, G. A., VAN BRUGGEN, A. H. C., TERMORSHUIZEN, A. J., RAAIJMAKERS, J. M. & SEMENOV, A. V. 2005. Effect of organic management of soils on suppressiveness to *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* and its antagonist, *Pseudomonas fluorescens*. *European Journal of Plant Pathology*, 113, 417-435.
- HOITINK, H. A. J. & BOEHM, M. J. 1999. BIOCONTROL WITHIN THE CONTEXT OF SOIL MICROBIAL COMMUNITIES: A Substrate-Dependent Phenomenon. *Annual Review of Phytopathology*, 37, 427.
- HÖPER, H., STEINBERG, C. & ALABOUVETTE, C. 1995. Involvement of Clay Type and Ph in the Mechanisms of Soil Suppressiveness to *Fusarium*-Wilt of Flax. *Soil Biology & Biochemistry*, 27, 955-967.
- HORST, R. K. 2008. *Westcott's plant disease handbook*, Berlin [u.a.], Springer.
- JANVIER, C., VILLENEUVE, F., ALABOUVETTE, C., EDEL-HERMANN, V., MATEILLE, T. & STEINBERG, C. 2007. Soil health through soil disease suppression: Which strategy from descriptors to indicators? *Soil Biology and Biochemistry*, 39, 1-23.
- JOHANSSON, J. F., PAUL, L. R. & FINLAY, R. D. 2004. Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS Microbiol Ecol*, 48, 1-13.

- JURITSCH, G. & WIENER, L. 1993. Salzburger Bodenzustandsinventur. Salzburg: Amt d. Salzburger Landesregierung, Abt. 4, Land- u. Forstwirtschaft.
- KRUG, H. (ed.) 2002. *Gemüseproduktion: ein Lehr- und Nachschlagewerk für Studium und Praxis ; mit 113 Tabellen*, Stuttgart: Ulmer.
- KURLE, J. E., GRAU, C. R., OPLINGER, E. S. & MENGISTU, A. 2001a. Tillage, crop sequence and cultivar effects on Sclerotinia stem rot incidence and yield in soybean. *Agronomy Journal*, 93, 973-982.
- KURLE, J. E., GRAU, C. R., OPLINGER, E. S. & MENGISTU, A. 2001b. Tillage, crop sequence, and cultivar effects on sclerotinia stem rot incidence and yield in soybean. *Agronomy Journal*, 93, 973-982.
- LOCKWOOD, J. L. 1977. Fungistasis in soil. *Biological Reviews*, 52, 1-43.
- LOPES, A. R., FARIA, C., PRIETO-FERNÁNDEZ, Á., TRASAR-CEPEDA, C., MANAIA, C. M. & NUNES, O. C. 2011. Comparative study of the microbial diversity of bulk paddy soil of two rice fields subjected to organic and conventional farming. *Soil Biology and Biochemistry*, 43, 115-125.
- MANICI, L. M., CIAVATTA, C., KELDERER, M. & ERSCHBAUMER, G. 2003. Replant problems in South Tyrol: role of fungal pathogens and microbial population in conventional and organic apple orchards. *Plant and Soil*, 256, 315-324.
- MAZZOLA, M. & GU, Y.-H. 2002. Wheat Genotype-Specific Induction of Soil Microbial Communities Suppressive to Disease Incited by *Rhizoctonia solani* Anastomosis Group (AG)-5 and AG-8. *Phytopathology*, 92, 1300-1307.
- OEHL, F., SIEVERDING, E., MADER, P., DUBOIS, D., INEICHEN, K., BOLLER, T. & WIEMKEN, A. 2004. Impact of long-term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Oecologia*, 138, 574-83.
- PENG, H. X., SIVASITHAMPARAM, K. & TURNER, D. W. 1999. Chlamydospore germination and Fusarium wilt of banana plantlets in suppressive and conducive soils are affected by physical and chemical factors. *Soil Biology & Biochemistry*, 31, 1363-1374.
- RASMUSSEN, P. H., KNUDSEN, I. M. B., ELMHOLT, S. & JENSEN, D. F. 2002. Relationship between soil cellulolytic activity and suppression of seedling blight of barley in arable soils. *Applied Soil Ecology*, 19, 91-96.
- RISHBETH, J. 1957. Fusarium wilt of bananas in Jamaica II. Some aspects of host-parasite relationships. *Annals of Botany*, 21, 215-245.
- ROVIRA, A. & WILDERMUTH, G. 1981. The nature and mechanisms of suppression. In: ASHER, M. J. C. (ed.) *Biology and control of take-all*. London [u.a.]: Academic Press.
- RUPNIK, G. 2003. Salzburger geographische Arbeiten. 11.1984 - ed. Salzburg: Geograph. Inst. d. Univ.

- SÄLE, V., AGUILERA, P., LACZKO, E., MÄDER, P., BERNER, A., ZIHLMANN, U., VAN DER HEIJDEN, M. G. A. & OEHL, F. 2015. Impact of conservation tillage and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biology and Biochemistry*, 84, 38-52.
- SCHEFFER, F. & SCHACHTSCHABEL, P. 2010. Lehrbuch der Bodenkunde. In: BLUME, H.-P. (ed.) 16. Aufl. / neu bearb. von Hans-Peter Blume ... ed. Heidelberg: Spektrum Akad. Verl.
- SCHLÖSSER, E. 1997. *Allgemeine Phytopathologie*, Stuttgart [u.a.], Thieme.
- SCHNURER, J. & ROSSWALL, T. 1982. Fluorescein Diacetate Hydrolysis as a Measure of Total Microbial Activity in Soil and Litter. *Applied and Environmental Microbiology*, 43, 1256.
- SCHÜLLER, H. 1969. Die CAL-Methode, eine neue Methode zur Bestimmung des pflanzenverfügbaren Phosphates im Boden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde*, 123, 48-63.
- SENECHKIN, I. V., VAN OVERBEEK, L. S. & VAN BRUGGEN, A. H. C. 2014. Greater Fusarium wilt suppression after complex than after simple organic amendments as affected by soil pH, total carbon and ammonia-oxidizing bacteria. *Applied Soil Ecology*, 73, 148-155.
- SEUFERT, V., RAMANKUTTY, N. & FOLEY, J. A. 2012. Comparing the yields of organic and conventional agriculture. *Nature*, 485, 229-32.
- SMITH, M. K., SMITH, J. P. & STIRLING, G. R. 2011. Integration of minimum tillage, crop rotation and organic amendments into a ginger farming system: Impacts on yield and soilborne diseases. *Soil and Tillage Research*, 114, 108-116.
- SMITH, S. E. & READ, D. 2008. Mycorrhizal symbiosis. 3. ed. ed. Amsterdam [u.a.]: Acad. Press, Elsevier.
- STEINKELLNER, S., HAGE-AHMED, K., GARCÍA-GARRIDO, J., ILLANA, A., OCAMPO, J. & VIERHEILIG, H. 2012. A comparison of wild-type, old and modern tomato cultivars in the interaction with the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* and the tomato pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. *Mycorrhiza*, 22, 189-194.
- STUBBERFIELD, L. C. F. & SHAW, P. J. A. 1990. A comparison of tetrazolium reduction and FDA hydrolysis with other measures of microbial activity. *Journal of Microbiological Methods*, 12, 151-162.
- THALMANN, A. 1968. Zur Methodik der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität im Boden mittels Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC). *Landwirtschaftliche Forschung*, 21, 249-258.
- THOM, C. & CHURCH, M. 1926. *The Aspergilli*, Baltimore, Williams & Wilkins.
- TOPP, W. 1981. Biologie der Bodenorganismen. Heidelberg: Quelle & Meyer.

- VAN BRUGGEN, A. H. C., SHARMA, K., KAKU, E., KARFOPOULOS, S., ZELENEV, V. V. & BLOK, W. J. 2015. Soil health indicators and Fusarium wilt suppression in organically and conventionally managed greenhouse soils. *Applied Soil Ecology*, 86, 192-201.
- VAN OS, G. J. & VAN GINKEL, J. H. 2001. Suppression of Pythium root rot in bulbous Iris in relation to biomass and activity of the soil microflora. *Soil Biology and Biochemistry*, 33, 1447-1454.
- VIERHEILIG, H., COUGHLAN, A. P., WYSS, U. & PICHE, Y. 1998. Ink and Vinegar, a Simple Staining Technique for Arbuscular-Mycorrhizal Fungi. *Applied and Environmental Microbiology*, 64, 5004-5007.
- VIERHEILIG, H., STEINKELLNER, S., KHAOSAAD, T. & GARCIA-GARRIDO, J. M. 2008. The biocontrol effect of mycorrhization on soilborne fungal pathogens and the autoregulation of the AM Symbiosis: One mechanism, two effects? In: VARMA, A. (ed.) *Mycorrhiza state of the art, genetics and molecular biology, eco-function, biotechnology, eco-physiology, structure and systematics*. 3. ed. Berlin [u.a.]: Springer.
- WELLER, D. M., RAAIJMAKERS, J. M., GARDENER, B. B. & THOMASHOW, L. S. 2002. Microbial populations responsible for specific soil suppressiveness to plant pathogens. *Annu Rev Phytopathol*, 40, 309-48.
- WORKNEH, F., VANBRUGGEN, A. H. C., DRINKWATER, L. E. & SHENNAN, C. 1993. Variables Associated with Corky Root and Phytophthora Root-Rot of Tomatoes in Organic and Conventional Farms. *Phytopathology*, 83, 581-589.
- YOGEV, A., LAOR, Y., KATAN, J., HADAR, Y., COHEN, R., MEDINA, S. & RAVIV, M. 2011. Does organic farming increase soil suppression against Fusarium wilt of melon? *Official journal of The International Society of Organic Agriculture Research*, 203.