

ZÜRCHER HOCHSCHULE FÜR ANGEWANDTE WISSENSCHAFTEN
DEPARTEMENT LIFE SCIENCES UND FACILITY MANAGEMENT
INSTITUT UNR

10 Jahre Bio: Entwicklung der Bodenfruchtbarkeit nach 10 Jahren Verzicht auf chemisch synthetische Hilfsstoffe



Bachelorarbeit

Von

Florian Peyer

Bachelorstudiengang Umweltingenieurwesen 2018
Studienrichtung Biologische Landwirtschaft und Hortikultur

Abgabedatum: 7. Juli 2022

Fachkorrektur:

Prof. Jürg Boos & Dr. Beatrice Kulli Honauer

ZHAW Life Sciences und Facility Management
Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen
Grüntal, 8820 Wädenswil

Impressum

Titelbild

Illustration der Kirschenanlage an der ZHAW, CH-8820 Wädenswil (Peyer 2021).

Schlagworte

Arbuskuläre Mykorrhizapilze · Bait Lamina · Basalatmung · Biologische Bewirtschaftung · biologische Bodenaktivität · Bodenfruchtbarkeit · Integrierte Bewirtschaftung · Kirschenanlage · Kressetest · mikrobielle Biomasse · organische Bodensubstanz · qCO₂ · Regenwürmer

Zitiervorschlag

Peyer, F. (2022). *10 Jahre Bio: Entwicklung der Bodenfruchtbarkeit nach 10 Jahren Verzicht auf chemisch synthetische Hilfsstoffe*. Bachelorarbeit. Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW), Wädenswil. (unveröffentlicht)

Institut

Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften ZHAW
Life Sciences und Facility Management LFSM
Institut für Umwelt und natürliche Ressourcen IUNR
Sekretariat, Grüental Postfach
CH-8820 Wädenswil

Kontakt

Florian Peyer

Zusammenfassung

In dieser Arbeit wurde die Bodenfruchtbarkeit in einer Schweizer Kirschenanlage untersucht, die während 10 Jahren je zur Hälfte nach biologischer (BIO) und integrierter Produktionsform (IP) bewirtschaftet wurde. Der wesentliche Unterschied bestand im Verzicht auf chemisch synthetische Hilfsstoffe sowie der mechanischen Pflege des Baumstreifenbewuchs bei BIO, wohingegen bei IP der Baumstreifen mit Herbizid behandelt und Mineraldünger eingesetzt wurde. Eine optimale Versorgung der Bäume bei BIO setzte ein intaktes Bodenleben voraus, dass durch den Abbau von organischem Material Nährstoffe mobilisiert und gleichzeitig den Humusaufbau begünstigt, der ein wichtiger Indikator für die Bodenfruchtbarkeit ist.

Ziel war es herauszufinden, ob sich der Boden im Baumstreifen in Bezug auf die Bodenfruchtbarkeit zwischen BIO und IP unterschied, und welche erhobenen Parameter dafür besonders sensitiv waren. Mittels Profilansprache und laboranalytischen Methoden wurden die standortspezifischen Bodeneigenschaften sowie der Gesamtstickstoffgehalt (N_{tot}) und die organische Bodensubstanz (C_{org}) erfasst. Zur Überprüfung der biologischen Bodenaktivität wurde die Basalatmung (BA) erhoben und die mikrobielle Biomasse (C_{mik}) berechnet, woraus sich der Kohlenstoffquotient ($C_{\text{mik}}:C_{\text{org}}$) und der metabolische Quotient ($q\text{CO}_2$) ableiten liessen. Zudem wurde die Population der Regenwürmer und deren Gesamtfrassleistung (GFL) mittels Köderstreifen bestimmt und die Böden in einem Topfversuch auf die Infektionsrate von arbuskulären Mykorrhizapilzen (AMP) untersucht. Unter nährstoffarmen Bedingungen wurde untersucht, ob AMP das Pflanzenwachstum beeinflussten. Ein Kressestest wurde zur Überprüfung der allgemeinen Wachstumsbedingungen durchgeführt.

Bei BIO wurde ein höherer pH-Wert, ein lockeres Bodengefüge, mehr C_{org} und ein signifikant höherer Gesamtstickstoffgehalt gemessen. Beide Parzellenhälften waren nicht verdichtet und wiesen tiefgründige Böden auf, mit der Bodenart Lehm bei BIO und sandiger Lehm bei IP. Die Werte der BA, C_{mik} und des $C_{\text{mik}}:C_{\text{org}}$ waren bei BIO signifikant höher und der $q\text{CO}_2$ tiefer als bei IP. Unterschieden hatte sich auch die Regenwurmpopulation, die bei BIO leichter war als bei IP, jedoch eine signifikant höhere Abundanz und GFL aufwies. AMP wurden bei beiden Bewirtschaftungsformen gefunden, unterschieden sich nicht im Infektionspotential, begünstigten aber eine höhere Biomasseproduktion bei BIO. Die Wachstumsbedingungen für Kresse waren bei IP signifikant schlechter und der Schimmelpilzbefall stärker als bei BIO.

Diese Ergebnisse deuten darauf hin, dass die Lebensbedingungen für Bodenorganismen bei BIO besser waren als bei IP, was sich positiv auf den Humusgehalt auswirkte, und somit auch auf die Bodenfruchtbarkeit. Als sensitive Verfahren zur Einschätzung der Bodenfruchtbarkeit stellten sich die beiden Pflanzenwachstumstests heraus, da sämtliche erhobene Parameter einen Einfluss darauf hatten. Ein Vergleich mit der Literatur zeigte, dass die Bodenfruchtbarkeit der Kirschenanlage mit anderen Schweizer Obstanlagen vergleichbar ist und damit für die Produktionsfunktion ausreicht.

Abstract

In this study, soil fertility was investigated in a cherry orchard in Switzerland, which was cultivated for 10 years according to organic (BIO) and integrated production (IP) management. The main difference between the two management systems is that according to BIO, treatments with mineral fertilizer and synthetic pesticides are not allowed and weed control in the tree strip was done mechanically, whereas in IP the tree strip is treated with herbicides and mineral fertilizers are used. Optimal nutrient supply under BIO requires an intact soil life that mobilizes nutrients by decomposing organic material and at the same time increases soil organic matter, which is an important indicator of soil fertility.

The aim of this study was to find out if soil fertility in the tree strip was different under BIO and IP and which collected parameters were particularly sensitive to this. By examining soil profiles and laboratory-analytical methods, the site-specific soil properties as well as the total nitrogen content (N_{tot}) and the soil organic carbon (C_{org}) were recorded. To record biological soil activity, basal respiration (BR) was investigated, and microbial biomass (C_{mic}) was calculated, as well as the carbon quotient ($C_{\text{mic}}:C_{\text{org}}$) and metabolic quotient ($q\text{CO}_2$). In addition, the population of earthworms and feeding activity (FA) were determined by using bait lamina, and root colonization of arbuscular mycorrhizal fungal (AMF) were quantified. Under nutrient-poor conditions, the effect of AMF on plant growth was investigated. Further growing conditions in general was examined by performing a cress test.

In BIO, higher pH, lower bulk density, improved C_{org} level and significantly higher total nitrogen were measured. No compaction was found, but different soil texture with loam in BIO, and sandy loam in IP, both with high soil depths. BR, C_{mic} and $C_{\text{mic}}:C_{\text{org}}$ were significantly higher under BIO and $q\text{CO}_2$ was lower than IP. The earthworm population had also differed, being lighter under BIO, but having significantly higher abundance and FA. AMP were found in both management systems and did not differ in infectivity potential, but favored higher biomass production under BIO. Cress growth conditions were substantially worse and mold infestation higher under IP than BIO.

These results indicate that the living conditions for soil organisms were better under BIO than IP, which had a positive effect on soil organic matter and thus on soil fertility. The two plant growth tests turned out to be sensitive methods for assessing soil fertility, since all the parameters collected had an impact. Literature review showed that the soil fertility in the cherry orchard is comparable with other Swiss orchards and thus sufficient for the production function.

Inhalt

1	Einleitung	7
1.1	Fragestellungen und Zielsetzung	8
1.2	Standortbeschrieb	9
2	Untersuchungsmethoden	11
2.1	Versuchsdesign & Ablauf.....	11
2.2	Bodenkundliche Profilansprache.....	12
2.3	Probenahme und -aufbereitung	12
2.4	Physikalische und chemische Bodenparameter.....	13
2.4.1	Bestimmung Korngrößenverteilung.....	13
2.4.2	Bestimmung der Lagerungsdichte.....	14
2.4.3	Grobporenvolumen.....	15
2.4.4	Bestimmung pH-Wert.....	15
2.4.5	CHN- und C _{org} -Analyse.....	15
2.4.6	Humusgehalt und C:N Verhältnis.....	16
2.4.7	Trockensubstanz	16
2.4.8	Maximale Wasserhaltekapazität.....	16
2.4.9	Bestimmung Feststoffvolumen	17
2.5	Biologische Bodenparameter	17
2.5.1	Biologischer Sauerstoffbedarf.....	17
2.5.2	Mikrobielle Biomasse	18
2.5.3	Kohlenstoffquotient	18
2.5.4	Metabolischer Quotient.....	19
2.5.5	Köderstreifentest	19
2.5.6	Regenwurmtest.....	20
2.5.7	Kressetest	21
2.5.8	Mykorrhiza-Infektionspotential.....	22
2.5.9	Wachstumsreaktion.....	23
2.6	Datenanalyse	24
3	Resultate.....	25
3.1	Bodenmorphologie, physikalische und chemische Bodenparameter.....	25
3.2	Biologische Bodenparameter	28
4	Diskussion.....	34
4.1	Beantwortung der Fragestellungen.....	34
4.2	Bodenprofil, physikalische und chemische Bodenparameter.....	35
4.3	Biologische Bodenparameter	37
4.4	Fazit	40
5	Literatur	43
	Abbildungsverzeichnis	48
	Tabellenverzeichnis.....	49
	Anhang.....	50

Glossar

<i>AMP</i>	Arbuskuläre Mykorrhizapilze
<i>ANOVA</i>	Varianzanalyse
<i>BA</i>	Basalatmung ($\text{mg CO}_2 (\text{kg TS h})^{-1}$)
<i>BIO</i>	Biologische Produktion
<i>BM_L</i>	Biomasse Lauch (g)
<i>BoA</i>	Bodenatmung ($\text{mg O}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ TS}$)
<i>C:N</i>	Organischer Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis
<i>CHN</i>	Totalgehalte von Kohlenstoff, Wasserstoff und Stickstoff
<i>C_{mik}</i>	Mikrobielle Biomasse ($\text{mg C}_{\text{mik}} (\text{kg TS})^{-1}$)
<i>C_{mik}:C_{org}</i>	Kohlenstoffquotient, Verhältnis mikrobiell gebundener Kohlenstoff zum organischen Kohlenstoff ($\text{mg C}_{\text{mik}} \text{ g}^{-1} \text{ C}_{\text{org}}$)
<i>C_{org}</i>	Organischer Kohlenstoff (%)
<i>C_{tot}</i>	Gesamtkohlenstoff (%)
<i>DOK-Versuch</i>	Langzeit-Feldversuch zum Vergleich biodynamischer (D), bio-organischer (O) und konventioneller (K) Anbausysteme
<i>FS_k</i>	Frischsubstanz vom Sprossgewicht der Kresse (g)
<i>GFL</i>	Gesamtfrassleistung (%)
<i>GFL_t</i>	Tägliche Gesamtfrassleistung (%)
<i>GPV</i>	Grobporenvolumen (Vol.-%)
<i>IP</i>	Integrierte Produktion
<i>L_d</i>	Lagerungsdichte
<i>L_deff</i>	Effektive Lagerungsdichte
<i>max. WHK</i>	Maximale Wasserhaltekapazität
<i>MIP</i>	Mykorrhiza-Infektionspotential (%)
<i>MW_R</i>	Mykorrhiza-Wachstumsreaktion
<i>NABO</i>	Nationale Bodenbeobachtung
<i>N_{tot}</i>	Gesamtstickstoff (%)
<i>qCO₂</i>	Metabolischer Quotient, Verhältnis der Basalatmung zur mikrobiellen Biomasse ($\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ C}_{\text{mik}}$)
<i>REF</i>	Referenzsubstrat
<i>SL_L</i>	Sprosslänge Lauch (cm)
<i>TS</i>	Trockensubstanz (g)
<i>TS_{Spross}</i>	Trockensubstanz vom Lauchspross (g)
<i>TS_{Wurzel}</i>	Trockensubstanz von der Lauchwurzel (g)
<i>VFL</i>	Verteilung der Frassleistung (%)
<i>VFL_t</i>	Verteilung der täglichen Frassleistung (%)
<i>WL_k</i>	Wurzellänge der Kresse (cm)
<i>ZHAW</i>	Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften

1 Einleitung

Die Kirschenanlage der Zürcher Fachhochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW) in Wädenswil wurde vor rund 10 Jahren in zwei Hälften aufgeteilt. Seither wurde die eine Hälfte der Anlage nach Bio Suisse Richtlinien (Bio Suisse, 2022), die andere Hälfte nach IP Suisse Standards (IP-SUISSE, 2022) bewirtschaftet. Der wesentliche Unterschied der beiden Bewirtschaftungsformen lag darin, dass nur noch bei IP chemisch-synthetische Pestizide und Düngemittel in den Boden gelangten und bei BIO ein Unterbewuchs im Baumstreifen aufkam, der durch Hacken und Mulchen gepflegt wurde.

Vor einem Jahr wurde die subjektive Beobachtung gemacht, dass der Laubbau in der BIO Parzelle, im Unterschied zur IP Parzelle, weiter fortgeschritten war. Dies wurde zum Anlass genommen, die Kirschanlage genauer auf die Bodenfruchtbarkeit zu überprüfen.

Die Bodenfruchtbarkeit ist in der Schweiz in der Verordnung über Belastungen des Bodens (VBBo, 1998) definiert. Ein fruchtbarer Boden muss eine standortspezifische Bodenzusammensetzung aufweisen, die Lebensbedingungen schafft, in welcher biologische Auf- und Abbauprozesse ungestört ablaufen können, um das typische Wachstum von Pflanzen zu ermöglichen, und der Verzehr von pflanzlichen Erzeugnissen sowie dem Boden selbst nicht gefährlich für Mensch und Tier sind (VBBo, 1998).

Aus dieser Definition ergibt sich, dass physikalische, chemische und biologische Prozesse in einem Boden die Bodenfruchtbarkeit beeinflussen (Flisch et al., 2017). Mit der Nahrungsmittelproduktion für Mensch und Tier werden natürliche Bodenprozesse durch verschiedene Bewirtschaftungsformen gestört. Diese Störung gilt es so gering zu halten, dass der natürliche Bodenaufbau und -Abbau nicht beeinträchtigt wird, aber dennoch genügend Nahrungsmittel produziert werden können (Bender et al., 2016). Intensive Landwirtschaftspraktiken erzielen mit chemisch-synthetischen Pestiziden und Düngemittel hohe landwirtschaftliche Erträge. Dies kann jedoch mit Bodendegradation und Verlust von Biodiversität einhergehen, da das Bodenleben zu stark gestört wird (Bender et al., 2016; Bünemann et al., 2006; Dequiedt et al., 2011; Riedo et al., 2021; van Geel et al., 2015). Ohne Bodenleben kann der Humusgehalt in Böden kaum erhöht werden und dieser gilt als wichtiger Indikator für die Bodenfruchtbarkeit (Bender et al., 2016; Bongiorno, 2020; Flisch et al., 2017; Gregorich et al., 1994; Melero et al., 2006). Im Schweizer Langzeitversuch DOK wurde festgestellt, dass die Störung des Bodenlebens unter biologischen Bewirtschaftungspraktiken geringer war als bei konventionellen Bewirtschaftungsformen. Dadurch veränderten sich auch die chemischen Bodeneigenschaften positiv (Birkhofer et al., 2008; Hartmann et al., 2015; Honegger et al., 2014; Mäder et al., 2000, 2002). Andere Studien stellten fest, dass biologische Bewirtschaftungsformen auch in Obstanlagen fördernde Effekte auf die chemischen Bodeneigenschaften hatten, aber auch die physikalische Bodenbegebenheiten verbesserten (Canali et al., 2009; Demir, 2020; Demir, 2020; Deurer et al., 2010; Fründ et al., 2006; Merwin et al., 1994; Sanchez et al., 2003; Vogeler et al., 2006).

Aufgrund erwähnter Unterschiede zwischen biologischen und konventionellen Bewirtschaftungsformen in der Literatur, sowie der Beobachtung des besseren Laubbbaus in der BIO Parzellenhälfte der Kirschenanlage, ergaben sich die Fragestellungen und Hypothesen im folgenden Kapitel.

1.1 Fragestellungen und Zielsetzung

Fragestellungen

- i. Unterscheidet sich die Bodenfruchtbarkeit in der Kirschanlage an der ZHAW aufgrund der unterschiedlichen Bewirtschaftungsweise der letzten 10 Jahren?
H0: Die Bodenfruchtbarkeit der «IP»- und «BIO» Bewirtschaftungsweise ist identisch.
H1: Die Bodenfruchtbarkeit der Bewirtschaftungsform «IP» ist schlechter als die von «Bio».
- ii. Unterscheidet sich die biologische Bodenaktivität der Bewirtschaftungsform «BIO» von der integrierten Produktion «IP» in der Kirschenanlage?
H0: Die biologische Bodenaktivität der Bewirtschaftungsform «Bio» unterscheidet sich nicht von «IP».
H1: Die biologische Bodenaktivität der Bewirtschaftungsform «Bio» ist höher als von «IP».
- iii. Findet sich ein sensitives Verfahren, mit dem die Bodenfruchtbarkeit in Kirschenanlagen untersucht werden kann?
H0: Es wird kein sensitives Verfahren eruiert, mit dem die Bodenfruchtbarkeit in Kirschenanlagen beurteilt werden kann.
H1: Es gibt ein oder mehrere sensitive Verfahren, mit denen die Bodenfruchtbarkeit in Kirschenanlagen beurteilt werden kann.

Zielsetzung

Das Ziel dieser Arbeit war, die Bodenfruchtbarkeit der Kirschenanlage an der ZHAW anhand verschiedener kombinierter Parameter zu erfassen, und zu eruieren, ob sich dabei besonders sensitive Methoden herausstellen, die zur Einschätzung der Bodenfruchtbarkeit dienen.

Um das Ziel zu erreichen, wurden die standorttypischen Bodeneigenschaften mittels Profilansprache und laboranalytischen Methoden erfasst, sowie der Bodenzustand auf Verdichtungen überprüft. Zur Erfassung der biologischen Aktivität, wurde die Basalatmung (BA) erhoben und die Methoden Köderstreifentest und Mykorrhiza-Infektionspotential (MIP) angewendet. Die Menge an Bodenorganismen wurde einerseits mittels Berechnung der mikrobiellen Biomasse (C_{mik}) erfasst und andererseits mit der Abundanz und Biomasse an Regenwürmern erhoben. Zuletzt wurden die Wachstumsbedingungen für Pflanzen mit einem Kressetest und einer Wachstumsreaktion von Lauch in einer nährstoffarmen Umgebung überprüft.

Zur Einschätzung der untersuchten Parameter dienten unter anderem die Messwerte im Referenzmessnetz der Nationalen Bodenbeobachtung der Schweiz (NABO), welche jährlich erhoben werden, um die Entwicklung der Bodenfruchtbarkeit von Schweizer Böden zu beobachten (Gubler et al., 2015; Hug et al., 2018; Maurer-Troxler et al., 2009; Oberholzer & Scheid, 2007).

1.2 Standortbeschreibung

Als Probestandort diente die Kirschenanlage an der Zürcher Fachhochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW) in Wädenswil. Die 15 Aren grosse «Demo-Anlage» wurde im Jahr 2005 für Schulungs- und Forschungszwecke erstellt und anfangs 2022 gerodet. In drei Reihen wurden die Sorten Kordia und Regina auf der Unterlage Gisela 5 in den Baumformen Spindel, Ovalspindel und Drapeau-Marchand angebaut. Im Jahr 2009 wurde die Anlage mit der Sorte Christiana auf der Unterlage Gisela 6 erweitert. Die BIO Parzelle mit 42 Bäumen befand sich auf der Hangseite, die IP Parzelle mit 45 Bäumen lag im flachen Teil der Kirschenanlage.

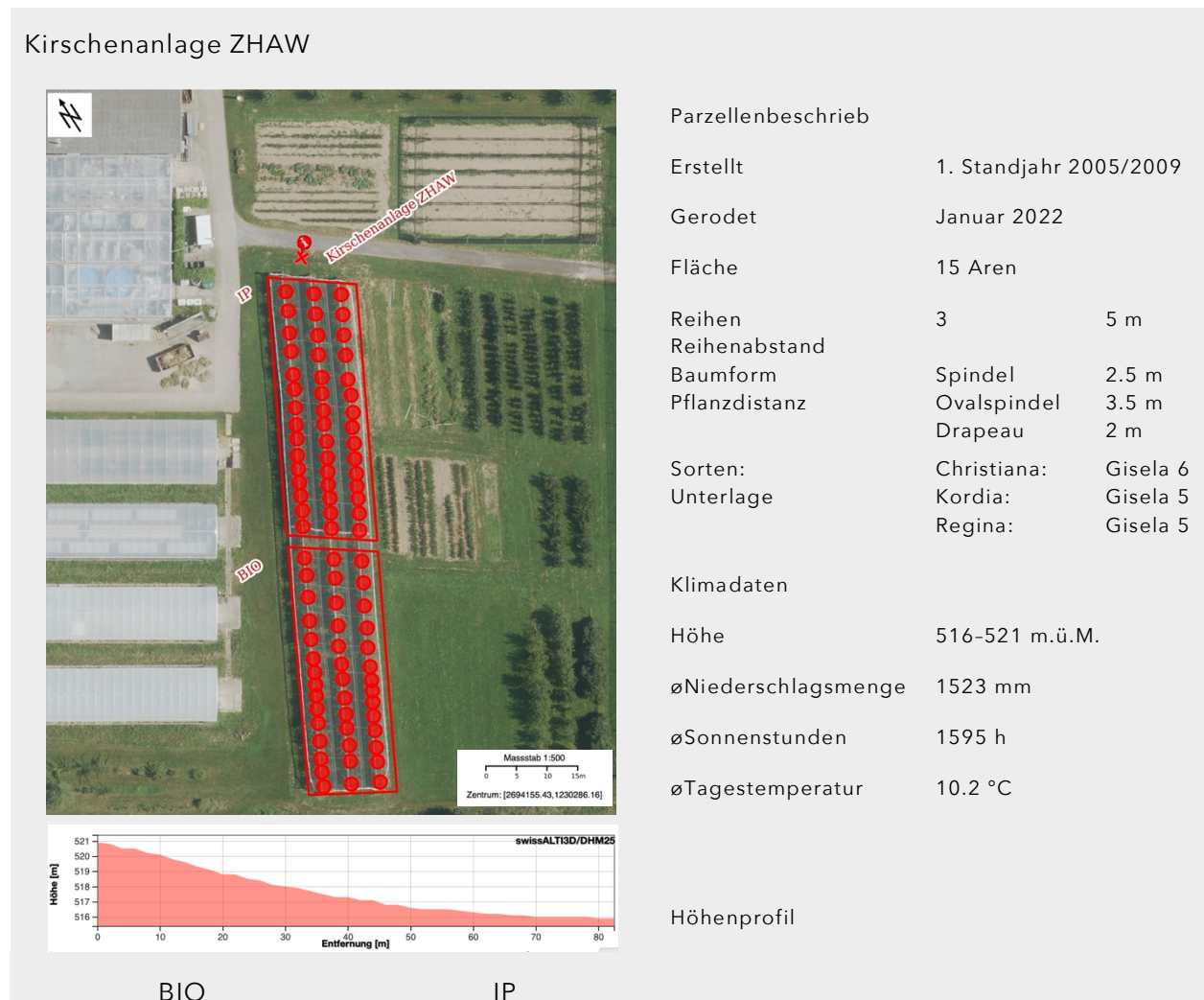


Abbildung 1: Standortsituation und Parzellenbeschreibung der Kirschenanlage an der ZHAW (GIS-ZH, 2022; Stacher & Schmid, 2020).

Die gesamte Parzelle wurde alle zwei Jahre mit einer Kompostgabe von 15 m³/ha sowie ab 2018 mit zusätzlichen 300 kg/ha Hühnermist (Landor Vita) gedüngt. Die BIO-Parzelle erhielt zudem ab 2017 jährlich zwischen 250 - 500 kg/ha Federmehl (Azoplum, N_{tot}=13%) und die IP-Parzelle ab 2015 jährlich zwischen 120 - 240 kg/ha Bor-Ammonsalpeter (N_{tot}=26%). Daneben wurde ab 2015 auf der gesamten Parzelle eine jährliche Kalkung von 400 kg/ha Dolomit ausgebracht. In Tabelle 1 sind die summierten Pflanzenschutzbehandlungen der letzten fünf Standjahre aufgeführt.

Tabelle 1: Zusammenfassung der Pflanzenschutzmassnahmen während den Standjahren 2017-2021. Die angewendeten Mengen über die fünf Standjahre wurden zusammengerechnet. Nicht jedes Pflanzenschutzmittel wurde jährlich ausgebracht. Rot = nicht mehr auf der Betriebsmittelliste (FiBL, 2022) für den Biolandbau für erlaubte Hilfsstoffe auffindbar.

*Die Bewilligung für den Verkauf dieses Hilfsstoffes wurde widerrufen oder ist ausgelaufen (BLV, 2022).

Pflanzenschutzmittel	IP-Parzelle	kg oder l/ha (2017-2021)	BIO-Parzelle	kg oder l/ha (2017-2021)
Fungizide	Kupfer	12.4	Kupfer	12.4
	Netzschwefel	5	Netzschwefel	56.1
	Prolectus	2.4	Prolectus	1.2
	Captan	9.6	Armicarb	3.2
	Delan	7.52	Myco-Sin	120
	Flint	2.8	Vitisan	5
	Slick	3.52		
	Teldor	1.6		
Insektizide & andere	Parafinöl	50	Parafinöl	50
	Weissöl	120	Weissöl	100
	Bion	1.06	Bion	0.06
	Audienz	0.32	Audienz	0.32
	Neem Azal	4.8	Neem Azal	13.1
	Pyrethrum	2.4	Pyrethrum	2.4
	Zinflow	1	Zinflow	1
	Bor	4.5	Bor	1.5
	Kalksalpeter	10	Mangan	1
	Alanto*	1.36	Vacciplant	4.5
	Gazelle	0.32		
	Movento SC	0.96		
	Teppeki	0.16		
Herbizide	Basta*	17.5	keine	
	Duplosan KV	3		
	Etafix	0.2		
	Firebird	0.46		
	Fireoil	0.24		
	Glifonex*	25		
	Glyphosat	6		
	Plüsstar*	2		
	Surflan*	6		

Da der Herbizideinsatz im Biolandbau verboten ist, wurde der Baumstreifen der BIO-Parzelle jeweils im Frühjahr zweimal mit einem Hackgerät (Ladurner) und im Sommer einmal mit einem Mulchgerät (Greenmaster) bearbeitet. Bei IP wurde der Unterwuchs im Baumstreifen jeweils im Frühjahr (April/Mai) und im Herbst (September/Oktober) mit Herbizid beseitigt.

2 Untersuchungsmethoden

2.1 Versuchsdesign & Ablauf

Zur Durchführung der Messungen wurden in beiden Bewirtschaftungssystemen BIO und IP je drei Plots mit einer Fläche von 8 m² (2 m x 4 m) innerhalb des Baumstreifens bestimmt. Die Plots wurden gemäss Abbildung 2 räumlich so angelegt, dass sich darin mindestens zwei Bäume befanden und alle Neigungen innerhalb der Bewirtschaftungsformen abgedeckt waren.

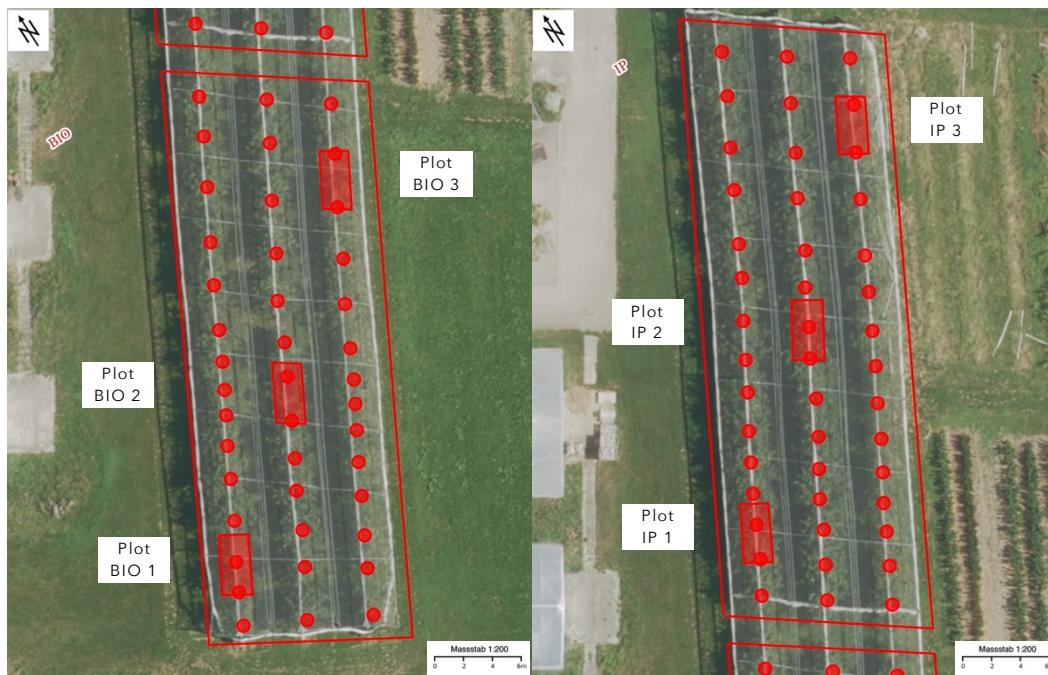


Abbildung 2: Situationsübersicht der einzelnen Plots in der Kirschenanlage, ZHAW CH-8820 Wädenswil. Links die drei gewählten Plots in der «BIO-Parzelle», rechts die drei gewählten Plots in der «IP-Parzelle» (GIS-ZH, 2022).

Die GPS-Koordinaten aller Bäume wurden manuell und mittels Orthofotos erfasst (Genauigkeit 2 m). Als Einmessungspunkt der Plots diente der südlichere Baum. Stammseitig in Richtung Hang wurde jeweils 1 m nach links und rechts vermessen und dann 4 m in Richtung Ebene erweitert.

Der Ablauf der gewählten Methoden ist in Tabelle 2 aufgeführt.

Tabelle 2: Zeittabelle der angewendeten Methoden in der Kirschenanlage, ZHAW CH-8820 Wädenswil.

Durchgeführte Methode	Zeitpunkt	Gemessener Parameter	Einheit
Köderstreifentest	29.9. - 20.10.2021	Frassaktivität	(%)
Regenwurmtest	14.10.2021	Regenwürmer	(n) oder (g)
Bodenprobenahme 1	7.11.2021		
Pario	8.11. - 17.11.2021	Korngrößenverteilung	(%)
pH-Messung		pH-Wert	-
Sandersatzmethode		Lagerungsdichte	(g cm ⁻³)
TruSpec® Makro Analyser		CHN	(%)
		C _{org}	(%)
OxiTop®	24.11. - 3.12.2021	Biologischer Sauerstoffbedarf	(mg O ₂ (kg TS h) ⁻¹)

Bodenprobenahme 2	21.1.2022		
Mykorrhiza-Infektionspotential Wachstumsreaktion	25.1. - 28.3.2022	Mykorrhizierungsrate Biomasse	(%) (g)
Kressetest	31.1. - 7.2.2022	Wachstumsrate	(%)
Profilansprache	8.2.2022	Bodenmorphologie	-

2.2 Bodenkundliche Profilansprache

In den Bewirtschaftungssystemen wurde nach der Rodung der Kirschenanlage im mittleren Plot (BIO2, IP2) ein Bodenprofil mit einem Bagger gegraben. Zur Ansprache wurden die Handbücher «Klassifikation der Böden der Schweiz» (Bodenkundliche Gesellschaft Schweiz, 2010) und «Kartieren und Beurteilen von Landwirtschaftsböden» (Brunner et al., 1997) verwendet. Zur Berechnung der Pflanzennutzbaren Gründigkeit wurde die «Revision Teilprojekt 1A der Klassifikation der Böden der Schweiz» (Bodenkundliche Gesellschaft Schweiz, 2005) beigezogen.

Auf eine Feldschätzung der Korngrößenverteilung und der organischen Substanz wurde verzichtet, da diese Parameter, nach den in Kapitel 2.4 beschriebenen Methoden, im Labor untersucht wurden. Die im gemessenen Laborwerte wurden direkt im Profilblatt eingetragen oder ergänzt. Bei den Werten handelt es sich um die Mittelwerte der drei Plots in der jeweiligen Bewirtschaftungsform.

2.3 Probenahme und -aufbereitung

Probenahme

Zur Bestimmung der Korngrößenverteilung, des pH-Werts, der CHN- und C_{org}-Analyse sowie der Bodenatmung wurde eine Mischprobe auf jedem Plot gezogen. Mit einem Hohlmeissel wurden in den obersten 25 cm des Bodens zwischen 25 und 40 Einstiche gemacht (gemäss Kuster et al., 2017). Um Kontaminationen zwischen der Haut und den einzelnen Plots zu vermeiden, wurde das Werkzeug vor jeder Beprobung gereinigt und mit sterilen Handschuhen gearbeitet.

Um einen Gasaustausch zu ermöglichen, wurden die entnommenen Mischproben in gelochte Beutel abgefüllt. Die Probebeutel wurden gekühlt ins Labor transportiert und bis zur weiteren Verwendung bei 3 - 6° Celsius gelagert.

Zur Durchführung der Topfversuche Kressetest, Mykorrhiza-Infektionspotential und Wachstumsreaktion wurde zu einem späteren Zeitpunkt erneut eine Mischprobe aus jedem Plot nach dem oben genannten Vorgehen gezogen.

Verwendete Materialien:

- Hohlmeissel, Ø2 cm
- Küchenmesser
- Sammelbehälter für Probematerial
- Probebeutel gelocht, 2 l
- Wasserfester Stift
- Nitril-Einweghandschuhe

- Styroporbox mit Kühlelementen
- Kühlschrank, 3 - 6°C

Probenaufbereitung

Der Feinerdeanteil (≤ 2 mm) der Mischproben wurde im Labor durch Siebung gewonnen. Zur Messung der Bodenatmung wurden die feldfeuchten Proben mit einem Spachtel von Hand durch ein Sieb mit Maschenweite 2 mm gepresst. Rund 500 g der feuchtgesiebten Proben wurden in gelochten Beuteln bis zur Weiterverwendung gelagert. Zur Ermittlung der übrigen Parameter wurde der Rest der Mischproben bei 40°C in Aluminiumschalen bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und anschliessend mit einem Siebgerät gesiebt. Diese gesiebten Proben wurden in luftdichten Beuteln bis zur Analyse trocken gelagert.

Die Mischproben für die Topfversuche wurden feldfeucht auf 5 mm gesiebt und bis zur Verwendung bei 3 - 6°C in gelochten Beuteln gelagert.

Die Siebe und die Auffangschale wurden vor jeder neuen Bodenprobe gewaschen und mit Alkohol abgesprüht, um Kontaminationen zwischen den einzelnen Plots zu vermeiden.

Verwendete Materialien:

- Sieb mit Auffangschale, 2 mm und 5 mm
- Stahlspachtel, 80 mm
- Präzisionswaage (ML1602T, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.01 g
- Wärmeschrank (FD 115, BINDER), 40°C
- Aluminiumschalen, 1 l
- Siebgerät (AS 200, Retsch)
- Probebeutel gelocht und luftdicht, 2 l
- Wasserfester Stift
- Nitril-Einweghandschuhe
- Kühlschrank, 3 - 6°C

2.4 Physikalische und chemische Bodenparameter

2.4.1 Bestimmung Korngrößenverteilung

Die Kornfraktionen der Proben wurden in zwei Teilschritten gemessen und mit PARIO Control ausgewertet. Die Ton- und Schlufffraktion wurde mittels PARIO Plus bestimmt. Dabei berechnet das PARIO-Messgerät die Druckänderung des suspendierten Schluffanteils, die durch die Sinkgeschwindigkeit der Fraktion entsteht. Diese Methode beruht auf dem Stoke'schen Gesetz. In einem weiteren Schritt wurde die Sandfraktion mittels Siebanalyse gemäss «Referenzmethode KOM» der Agroscope ermittelt (2020d). Neben den durchgeführten Messungen musste für die Auswertung mit PARIO Control ausserdem der Humusgehalt der Proben bestimmt werden.

Um organisches Material aus den Proben zu entfernen, wurden 25 g trockene Feinerde in eine 1 l Schottflasche gefüllt, mit 30 ml Reinstwasser gelöst und mit 30 ml H₂O₂ (30%) versetzt. Nach 24 h wurden die Proben in einem Wasserbad auf 40° C erhitzt, bis die Schaumbildung aufhörte (ca. 2 h). Die Feinerde wurde danach dispergiert, indem 100 ml einer 50 g l⁻¹ Natrium-Hexa-Metaphosphat (NaPO₃)₆ Lösung zur Suspension gegeben wurde. Das Dispergierungsmittel dient dazu, Feinerde-Aggregate in Einzelkörner zu überführen. Der Blindwert des Dispergierungsmittel musste für die Auswertung bestimmt werden. Danach

wurden 250 ml Reinstwasser in die Schottflaschen hinzugegeben und für 1-2 h auf den Rotationsschüttler gestellt (Frequenz 180-200 Hz). Anschliessend wurde die Bodenproben-Dispersion in den 1 l Sedimentationszylinder von PARIO überführt und die Messung gemäss «User Manual» durchgeführt (METER Group AG, 2021). Die gesiebte Sandfraktion und der abgelassene Tonanteil wurden bei 105°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und die kombinierte Trockenmasse von Partikel und Dispergierungsmittel mit einer Analysewaage gewogen.

Die Versuche fanden in einem temperaturregulierten Raum statt, damit die Proben-Dispersionen und das Reinstwasser dieselbe Temperatur wie das PARIO-Messsystem hatten. Pro Plot wurde eine Messung durchgeführt.

Verwendete Materialien:

- Analysewaage (CPA64, Sartorius), Messtoleranz 0.001 g
- Wägeschalen
- Polylöffel
- Schottflaschen, 1 l
- Reinstwasser
- Wasserstoffperoxid (H₂O₂), 30%
- Wasserbad (TW20, Julabo), 40°C
- Dispergierungsmittellösung Natrium-Hexa-Metaphosphat (NaPO₃)₆, 5%
- Rotationsschüttler (LABOSHAKE RO500, Gerhardt), 180-200 Hz
- Sedimentationszylinder (PARIO, METER Group AG)
- PARIO Plus (METER Group AG)
- Aluminiumschalen, 0.5 l
- Sieb, 50 µm
- Wärmeschrank (FD 115, BINDER), 105°C

2.4.2 Bestimmung der Lagerungsdichte

Die Lagerungsdichte wurde mit der Sandersatzmethode bestimmt. Pro Plot wurden drei Wiederholungen gemacht. Mit einer Pflanzenschaufel wurden aus den obersten 20 cm des Bodens mindesten 0.5 l Boden entnommen und in luftdichte Beutel überführt, um später im Labor bei 105°C zu trocknen und zu wägen. Danach wurde das Loch mit einem Allzweckbeutel ausgekleidet und mit Sand aus einem Kunststoffzylinder gefüllt. Das Lochvolumen ergibt sich aus der Differenz des vollen Zylinders (bekanntes Volumen) und dem verbliebenen Sand im Zylinder, nachdem das Loch gefüllt wurde. Der Skelettgehalt wurde durch Nasssiebung ermittelt und das Volumen mit der Annäherung von 1 dm³=2.65 kg aus der Masse berechnet.

Mit folgender Formel konnte die Lagerungsdichte (Ld) berechnet werden:

$$Ld = \frac{M_{trocken} - M_{Skelett}}{V_{total} - V_{Skelett}}$$

Zur Bestimmung der effektiven Lagerungsdichte (Ld_{eff}) wurde zudem eine Tonkorrektur gemäss Buchter und Häulser vorgenommen (2009):

$$Ld_{eff} = Ld + 0.009 \cdot Tongehalt_{Massenanteil \text{ in } \%}$$

Verwendete Materialien:

- Pflanzenschaufel
- Probebeutel luftdicht, 2 l

- Allzweckbeutel
- Kunststoffzylinder, 2 l
- Quarzsand, $\rho_d=1.47 \text{ g cm}^{-1}$
- Wärmeschrank (FD 115, BINDER), 105°C
- Präzisionswaage (ML1602T, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.01 g
- Sieb, 2 mm
- Aluminiumschalen, 1 l

2.4.3 Grobporenvolumen

Um Aussagen über den Lufthaushalt im Boden der Kirschenalage zu treffen, wurde das Grobporenvolumen (GPV) aus der Lagerungsdichte und der effektiven Lagerungsdichte berechnet.

$$GPV = \left(1 - \frac{Ld}{Ld_{eff}}\right) \cdot 100 \text{ (Vol.-%)}$$

2.4.4 Bestimmung pH-Wert

Mit der «Referenzmethode pH-C» der Agroscope wurde der pH-Wert von jedem Plot doppelt bestimmt (2020e).

Von der getrockneten Feinerde wurden 12 g mit 30 ml CaCl_2 -Lösung (0.01M) in 50 ml Testtubes zusammengemischt, gut geschüttelt und 24 h stengelassen. Mit einer kalibrierten Messsonde wurde der pH im Überstand der Suspension gemessen. Vor der Messung wurden die Testtubes erneut gut geschüttelt.

Verwendete Materialien:

- Präzisionswaage (ML1602T, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.1 g
- Testtubes, 50 ml
- Polylöffel
- Reinstwasser
- CaCl_2 , 0.01M
- Portables 2-Kanal Multimeter (HQ40D, HACH Lange GmbH)
- pH-Glaselektrode (Intellical PHC201, HACH Lange GmbH)
- Pufferlösungen, pH 4 und 7

2.4.5 CHN- und C_{org} -Analyse

Der Nachweis der totalen Kohlenstoff-, Wasserstoff- und Stickstoffgehalte (CHN), sowie dem organischen Kohlenstoffgehalt (C_{org}) der Mischproben wurde mit dem Gerät «TruSpec® Makro Analyser» erbracht und gemäss gleichnamigen Protokoll durchgeführt (Forschungsgruppe Bodenökologie, 2020). In einer Schutzatmosphäre kann das Gerät durch Verbrennung die Stoffe in ihrer gasförmigen Phase nachweisen. Die CHN-Analyse erfolgt bei 950°C, der C_{org} -Nachweis bei 550°C. Pro Plot wurde eine Doppelbestimmung gemacht.

Rund 20 g der getrockneten Feinerde wurden in einer Schwingmühle für 2 Minuten bei 25 Hz pulverförmig gemahlen. Exakt 0.1000 g (bis max. 0.1099 g) der Probe wurde in tarierte Zinnfolienbecher eingewogen, zu einem Tropf verschlossen und das Gewicht in der Software des TruSpec® eingetragen. Danach wurde der Proberevolver des Analysegeräts mit den Proben zur Messung befüllt. Vor der Messung muss das Gerät mit Blank- und Driftmessungen (EDTA) geeicht werden.

Verwendete Materialien:

- Schwingmühle (MM400, Retsch)
- Polylöffel
- Trichter
- Mahlbecher Zirkonoxid (Retsch)
- Analysewaage (CPA64, Sartorius), Messtoleranz 0.0001 g
- Apothekerspatel
- Zinnfolienbecher (Tin foil cups, SÄNTIS Analytical)
- Pinzette
- TruSpec® Makro (LECO Instrumente GmbH)

2.4.6 Humusgehalt und C:N Verhältnis

Zur Bestimmung des prozentualen Humusanteil kann der C_{org} Gehalt mit dem Faktor 1.725 multipliziert werden. Es handelt sich dabei um eine Annäherung an den tatsächlichen Humusgehalt (Flisch et al., 2017).

Das Verhältnis von Kohlenstoff zu Stickstoff lässt sich wie folgt ermitteln:

$$\frac{C}{N} = \frac{C_{org}(\%)}{N_{tot}(\%)}$$

2.4.7 Trockensubstanz

Zur Berechnung der maximalen Wasserhaltekapazität und des biologischen Sauerstoffbedarfs wird die Trockensubstanz (TS) benötigt. Die Trockensubstanz ist in diesem Fall das prozentuale Verhältnis der feuchtgesiebten Feinerde zum Wassergehalt der Probe. Die «TS» wurde gemäss der gleichnamigen Referenzmethode der Agroscope bestimmt (2020f). Pro Plot wurde eine Einfachbestimmung durchgeführt.

Rund 25 g der feldfeuchten Feinerde wurden in tarierten Aluschalen eingewogen, bei 105°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und wieder ausgewogen. Die Trockensubstanz wurde wie folgt berechnet:

$$TS (\%) = \left(\frac{Probe_{getrocknet} - TARA_{Aluschale}}{Probe_{feucht} - TARA_{Aluschale}} \right) \cdot 100$$

Verwendete Materialien:

- Analysewaage (ME204TE, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.01 g
- Aluminiumschalen, 0.5 l
- Wärmeschrank (FD 115, BINDER), 105°C

2.4.8 Maximale Wasserhaltekapazität

Die maximale Wasserhaltekapazität (max. WHK) der feldfeuchten Feinerde wird zur Bestimmung des biologischen Sauerstoffbedarfs benötigt. Die Einfachbestimmung pro Plot wurde mit der «Referenzmethode B-WHK» der Agroscope durchgeführt (2020c).

In tarierte Stahlzylinder mit einem Maschennetz (60µm) wurde ca. 60 g feldfeuchte Feinerde eingewogen, in einem Becken mit Wasser gesättigt und für 1 Stunde stengelassen. Das Wasser wurde bis 1 cm über der Schütthöhe in den Zylindern aufgefüllt. In einem

weiteren Schritt wurden die Stahlzylinder in einem wassergesättigten Sandbad während 4 Stunden drainiert und anschliessend ausgewogen. Die max. WHK konnte folgendermassen berechnet werden:

$$\text{max. WHK} \left(\frac{g(H_2O)}{g(TS_{\text{Boden}})} \right) = \frac{AW - \left(EW \cdot \frac{TS}{100} \right)}{\left(EW \cdot \frac{TS}{100} \right)}$$

AW (g) = Zylinder + drainierte Probe - TARA
 EW (g) = Zylinder + feldfeuchte Probe - TARA
 TARA (g) = Zylinder

Verwendete Materialien:

- Analysewaage (ME204TE, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.1 g
- Stahlzylinder mit Maschennetz, 60 µm
- Polylöffel
- Wasserbecken
- Sandbad mit Feinsand, Schütthöhe min. 6 cm

2.4.9 Bestimmung Feststoffvolumen

Zur Berechnung des biologischen Sauerstoffbedarfs wird das Bodenvolumen benötigt (Platen & Sommer, 1997).

Von der getrockneten Feinerde wurden genau 25 g in einen 50 ml Messkolben geschüttet, der mit 15 ml Reinstwasser befüllt war. Die verdrängte Menge Wasser entspricht dem Feststoffvolumen. Pro Plot wurde eine Messung durchgeführt.

Verwendete Materialien:

- Analysewaage (ME204TE, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.01 g
- Messkolben, 50 ml
- Reinstwasser
- Polylöffel

2.5 Biologische Bodenparameter

2.5.1 Biologischer Sauerstoffbedarf

Zur Bestimmung des biologischen Sauerstoffbedarfs wurde gemäss «Bestimmung der Atmungsaktivität von Böden und Feststoffen mit dem Messsystem OxiTop- Control» von WTW (1999) vorgegangen.

Feldfeuchte Feinerde wurde auf 50% ihrer max. WHK eingestellt. In 1 l Schottflaschen wurden 100 g der Probe eingewogen und mit einem gefetteten Dichtring und Adapterdeckverschluss verschlossen. Das Adaptergefäss wurde mit 4 ml Absorptionsmittel (NaOH, 1M) beladen. Darauf wurden die Schottflaschen mit OxiTop®-Messköpfen dicht verschlossen und bei 20°C für 10 Tage inkubiert. Durch den Sauerstoffverbrauch der Bodenorganismen entsteht in den Schottflaschen eine Druckabnahme, über die anschliessend die Bodenatmung berechnet werden kann.

$$BoA = \frac{M_R(O_2)}{R \cdot T} \cdot \frac{V_{fr}}{m_{Bt}} \cdot \Delta p$$

BoA (mg O_2 kg^{-1} TS)	= Bodenatmung
$M_R(O_2)$ (mg mol^{-1})	= Molmasse Sauerstoff (32'000)
V_{fr} (l)	= freies Gasvolumen
R (l mbar mol^{-1} K^{-1})	= allgemeine Gaskonstante (83.14)
T (K)	= Messtemperatur (273.15)
m_{Bt} (kg TS)	= Masse Bodentrockensubstanz
Δp (mbar)	= Druckabnahme im Messansatz

Zum Schluss wurde stöchiometrisch die Basalatmung (BA) in mg CO_2 -C kg^{-1} TS \cdot h $^{-1}$ berechnet.

Verwendete Materialien:

- Präzisionswaage (ML1602T, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.1 g
- Schottflaschen, 1 l
- Polylöffel
- Vaseline
- Adapterverschluss mit Absorptionsmittelgefäss für OxiTop®-Messkopf (OxiTop® AD/SK, Xylem Analytics Germany Sales GmbH)
- NaOH, 1M
- OxiTop®-Messköpfe (Xylem Analytics Germany Sales GmbH)
- Thermostatenschrank (TS606/2, WTW), 20°C

2.5.2 Mikrobielle Biomasse

Der Referenzwert der C_{mik} wurde mit den erfassten Parametern Tongehalt, pH-Wert und C_{org} Gehalt gemäss Maurer-Troxler et al. berechnet (2009). Die Regressionsformel der «Substratinduzierten Respiration» (SIR) für die Nutzungskategorie «Grünland» lautet:

$$LN(SIR) = 3.606 + 0.916 \ln(C_{org}) + 0.2848 pH + 0.17 \ln(Ton)$$

Dieses Modell stützt sich auf gemessene Werte bei einer Beprobungstiefe von 0 - 10 cm. Es eignet sich nur für Böden mit folgenden Werten:

Tongehalt	10 - 40%	ph (CaCl ₂)	4.3 - 7.5	C_{org}	1 - 4%
-----------	----------	-------------------------	-----------	-----------	--------

Die mikrobielle Biomasse wird in mg C_{mik} (kg TS) $^{-1}$ ausgedrückt. C_{mik} wurde nicht im Labor gemessen, da Oberholzer und Scheid (2007) zur Erkenntnis kamen, dass die gemessenen Werte eine gute Übereinstimmung mit den berechneten Werten für Obstanlagen zeigten.

2.5.3 Kohlenstoffquotient

Mit der berechneten mikrobiellen Biomasse und dem gemessenen organischen Kohlenstoffgehalt wurde der Kohlenstoffquotient berechnet:

$$\frac{C_{mik}}{C_{org}} = \frac{mg C_{mik} (kg TS)^{-1}}{g C_{org} (kg TS)^{-1}}$$

Der Kohlenstoffquotient gibt Hinweise über die Verfügbarkeit von C_{org} für das Bodenleben.

2.5.4 Metabolischer Quotient

Die Energetische Effizienz von Bodenorganismen wurde mit dem metabolischen Quotienten (q_{CO_2}) überprüft, der aus den zwei berechneten Parameter BA und C_{mik} abgeleitet werden konnte:

$$q(CO_2) = \frac{mg\ CO_2(kg\ TS\ h)^{-1}}{g\ C_{mik}(kg\ TS)^{-1}}$$

2.5.5 Köderstreifentest

Die Frassaktivität der wirbellosen Bodenlebewesen wurde mit Bait Sticks™ von Terra Protecta untersucht. Als Orientierung zur Methoden Anwendung diente der Beschrieb von Kratz (1998) und zur Auswertung die Studie von Vorobeichik und Bergman (2021). Bei den Bait Sticks™ handelt es sich um 16 cm lange PVC-Stäbchen mit 16 Löchern ($\varnothing 1.5\ mm$), die jeweils 5 mm voneinander entfernt sind (Abbildung 3a). Vor dem Test wurden die Stäbchen gemäss Terra Protecta GmbH mit 70 Gew.-% Zellulosepulver, 27 Gew.-% Weizenkleie ($<500\ \mu m$) und 3 Gew.-% Aktivkohle befüllt (2021). Die Rezeptur muss mit wenig Wasser vermischt werden. Nach Trocknung bei $40^\circ C$ wurden die Stäbchen ein zweites Mal befüllt und erneut getrocknet.



Abbildung 3: Neun befüllte Köderstreifen a) wurden mithilfe einer Schablone und Metallstäbchen b) im Boden platziert. Pro Plot von BIO c) und IP d) wurden innerhalb von 2 m drei Wiederholungen angelegt.

Pro Plot wurden drei Wiederholungen mit jeweils neun Köderstreifen durchgeführt (Abbildung 3c,d). Die Wiederholungen wurden in der Mitte der Plots innerhalb von 2 m angelegt. Mithilfe von Metallstäbchen und einer Schablonenvorlage wurden die Köderstreifen vertikal in den Boden eingesetzt (Abbildung 3b). Dabei war zu beachten, dass das erste Loch der Köderstreifen exakt 5 mm unter der Erdoberfläche zu liegen kam. Nach 21 Tagen wurden die Köderstreifen vorsichtig entnommen, pro Wiederholung in einen Beutel verpackt

und in einer gekühlten Styroporbox ins Labor transportiert. Pro Plot wurden zwei Temperaturlogger (vakuumverpackt) in einer Tiefe von ca. 6 cm platziert.

Zur Auswertung der Köderstreifen wurde die Frassleistung für jedes der 16 Löchern mit einer 3-Punkte-Skala bewertet. Dabei wurde überprüft, ob das Ködersubstrat ganz durchgefressen (1), durchgefressen (0.5) oder noch befüllt (0) war. Die Frassleistung wird durch den prozentualen Anteil der ganz durchgefressenen und durchgefressenen Löcher von einem Köderstreifen ausgedrückt. Zum Vergleich der Frassaktivität innerhalb der Kirschenanlage wurde die Gesamtfrassleistung (GFL) der einzelnen 81 Köderstreifen pro Bewirtschaftungsform berechnet. Zum Überprüfen, wie die Frassleistung im Bodenprofil verteilt war (VFL), wurde pro Bewirtschaftungsform die Frassleistung der 81 Köderstreifen in der entsprechenden Tiefe berechnet und die Werte anschliessend miteinander verglichen. Zudem wurde die tägliche Gesamtfrassleistung (GFLt) und deren Verteilung (VFLt) zum Vergleich mit anderen Studien berechnet, indem die GFL und VFL durch die Versuchsdauer von 21 Tagen geteilt wurde.

Verwendete Materialien:

- Köderstreifen (Bait Sticks™, Art. 2410b, Terra Protecta GmbH)
- Zellulosepulver (Avicel® PH-101, Art. 11363-250G, Lot. BCBM4701V, Fluka Analytical)
- Weizenkleie (BIO, Migros)
- Aktivkohle Pulver (Art. 02060, Windaus-Labortechnik GmbH)
- Schwingmühle (MM400, Retsch)
- Mahlbecher Zirkonoxid (Retsch)
- Präzisionswaage (ML1602T, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.01 g
- Wärmeschrank (FD 115, BINDER), 40°C
- Schablone
- Metallstäbchen
- Hammer, Zange
- Beutel, luftdicht, 2 l
- Temperaturlogger (iButton DS1921G, Maxim)
- Vakuumiergerät
- Styroporbox mit Kühlelementen

2.5.6 Regenwurmtest

Die Anzahl und Biomasse an Regenwürmer wurde gemäss Referenzmethode «B-RW-H» zweimal pro Plot bestimmt (Agroscope, 2020b).

Dazu wurde ein Loch mit einer Fläche von 50 cm x 25 cm und einer Tiefe von 25 cm gegraben und der Aushub auf eine Plastikplane gelegt. Das Aushubmaterial wurde sorgfältig nach Regenwürmern durchsucht und die gefundenen Tiere in eine mit Erde befüllte Aluminiumschale gelegt.

Im Labor wurden die Regenwürmer nach ihrem Lebensformtyp sortiert und anschliessend gezählt und gewogen. Dabei wurde zwischen epigäischen Arten (Streubewohner), endogäischen Arten (Flachgräber) und anözischen Arten (Tiefgräber) unterschieden. Als Bestimmungsschlüssel diente das interne Protokoll von Fontana «Bestimmung von Lebensform und ökG-Typ der Regenwürmer» (Mathis & Fontana, 2017).

Verwendete Materialien:

- Doppelmeter
- Gärtterspaten

- Plastikplane
- Nitril-Einweghandschuhe
- Pinzette
- Präzisionswaage (XS4001S, Mettler Toledo), Messtoleranz 0.1 g

2.5.7 Kressetest

Mit dem Kressetest wurde die oberirdische (offener Test) und unterirdische (geschlossener Test) Wachstumsrate von Kresse auf feldfeuchten Bodenproben (<5 mm) der jeweiligen Plots mit einem handelsüblichen Anzuchtsubstrat als Referenz verglichen. Der Kressetest erfolgte gemäss «Pflanzenverträglichkeitstests» von Fuchs et al. (2010). Pro Plot und Variante (offen und geschlossen) wurden drei Wiederholungen angesetzt, ebenso für das Referenzsubstrat (REF). Die Zusammensetzung vom REF ist im Anhang A zu finden. Der Versuch fand im Gewächshaus bei 18°C statt. Die Lüftung war auf 24°C eingestellt.

Mit den Bodenproben und dem REF wurden für den offenen Kressetest 9er Kunststoff-Pflanztöpfe bis ca. 1 cm unter den Rand befüllt, die Oberfläche angedrückt und mit Wasser angegossen, bis der Sättigungspunkt gerade überschritten wurde. Dann wurden die Kressesamen mittels 1.5 ml Eppendorf®-Tube 1 ml (entspricht ca. 1.25 g) gleichmässig ausgesät. Während der Versuchsdauer wurden die Töpfe nicht mehr gegossen. Nach 7 Tagen wurde die Kresse unmittelbar auf der Substratoberfläche geschnitten und das Sprossfrischgewicht (FS_K) geschnitten. Die Wachstumsrate von FS_K wurde als prozentualer Anteil zum durchschnittlichen Sprossfrischgewicht des REF ($\varnothing FS_R$) ausgedrückt:

$$\text{Wachstumsrate } FS_K (\%) = \frac{FS_K}{\varnothing FS_R} \cdot 100$$

Für den geschlossenen Test wurden 500 ml der Bodenproben und vom REF in Verpackungs Dosen gefüllt. Das REF wurde vorgängig mit Wasser befeuchtet, bis es in etwa den feldfeuchten Mischproben entsprach. Anschliessend wurden wiederum 1 ml Kressesamen pro Dose gleichmässig ausgesät. Es wurde darauf geachtet, dass sich auch am Rand genügend Samen befanden, um später das Wurzelwachstum zu messen. Mit einer Spritzflasche wurden die Samen leicht befeuchtet und die Dose luftdicht verschlossen. Nach 7 Tagen wurde die mittlere Wurzellänge (WL_K) aus 10 Wurzeln berechnet und als Wachstumsrate prozentual zur mittleren Wurzellänge im REF (WL_R) ausgedrückt:

$$\text{Wachstumsrate } WL_K (\%) = \frac{WL_K}{WL_R} \cdot 100$$

Vor dem Versuch wurde das Saatgut auf seine Keimfähigkeit geprüft.

Verwendete Materialien:

- Anzuchtsubstrat (Floradur® Block Bio, Floragard)
- 9er-Rundtöpfe, Øoben 9 cm - Øunten 6 cm - Höhe 6 cm
- Verpackungsdose mit Innendichtung (Weithalsdose PETG transp. Art. 3039, Semadeni AG), 1 l
- Kressesamen Sorte «Einfache» (Art. 10.3001.02, Lot. 4348923 unbebeizt, Bigler Samen AG)
- Eppendorf® Tube, 1.5 ml
- Spritzflasche
- Doppelmeter
- Petrischale

2.5.8 Mykorrhiza-Infektionspotential

Die Aktivität von AMP in den Mischproben wurde nach der Referenzmethode «B-MIP» überprüft (Agroscope, 2020a). Damit konnte untersucht werden, ob in der Kirschenanlage AMP vorkam und wie hoch das Mykorrhiza-Infektionspotential (MIP) auf Pflanzenwurzeln sein könnte. Als Indikatorpflanze wurde Lauch (*Allium porrum*) verwendet. Die Versuchsdauer betrug 62 Tage und pro Plot wurden 5 Wiederholungen angelegt. Der Versuch baut sich in drei Teilen auf: *Biotest*, *Wurzelanfärbung* und *Bestimmung der Infektionsrate*. Die Wurzelanfärbung erfolgte nach der Methode von Vierheilig et al. (1998). Zur Bestimmung der Infektionsrate wurde die Gitternetz-Methode nach McGongile et al. angewendet (1990).

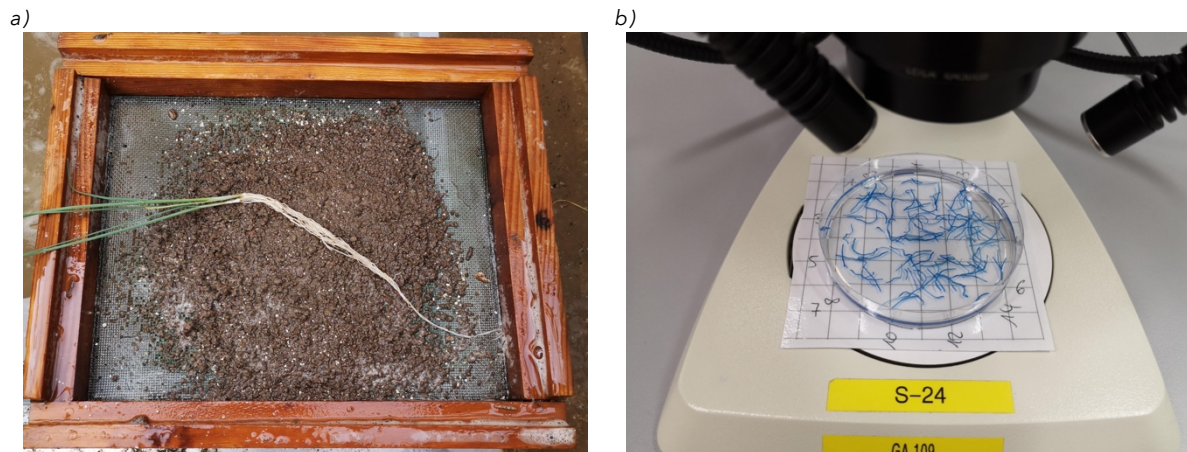


Abbildung 4: Die Erde um die Lauchwurzeln wurde vor der Wurzelanfärbung abgospült a), um später unter dem Stereomikroskop die Wurzelkolonisierung mit Arbuskulären Mykorrhizapilzen zu untersuchen b).

Biotest

Ein 9er-Pflanztopf wurde mit feldfeuchter Erde bis 1 cm unter den Rand befüllt, angedrückt und wassergesättigt gegossen. Es wurden 12 Lauchsamen regelmässig auf der Oberfläche verteilt und mit 5 mm Vermiculit überdeckt. Nach 2 Wochen wurde der Topf bis auf 4 Pflanzen ausgedünnt und während der ganzen Versuchszeit laufend Fremdpflanzen entfernt. Nach 62 Tagen wurden die Pflanzen inklusive Wurzeln über einem 2 mm Sieb mit Wasser gespült, um sämtliche Erde zu entfernen (Abbildung 4a). Die Wurzeln wurden vom Spross getrennt, in 1.5 - 2 cm grosse Stücke zerschnitten und in einer Petrischale mit Wasser aufgeschwemmt. Der Versuch fand im Gewächshaus statt bei 18°C (Lüftung auf 24°C eingestellt) und die Pflanzen wurden während dem ganzen Versuchszeit nach Bedarf gegossen. Sie wurden nicht gedüngt.

Wurzelanfärbung

Die Wurzeln wurden ohne Wasser in ein 15 ml Zentrifugenröhrchen überführt und mit Kaliumhydroxid (KOH, 10%) bis zur 8 ml Marke überspült. Nach 20 min im Wasserbad (60°C) wurde die Flüssigkeit ausgeschüttet und wiederum bis zur 8 ml Marke mit normalem Wasser gefüllt. Auf dem Vortex wurde die Tube geschüttelt, das Wasser ausgeschüttet und der Spülvorgang wiederholt. Danach wurden die Wurzeln mit Essigsäure (10%) bis zur 8 ml Marke überdeckt und für 5 min angesäuert. In einem weiteren Schritt wurde die Essigsäure entfernt, mit der Färbelösung bis zur 8 ml überdeckt und für 20 min im Wasserbad (60°C) angefärbt. Es folgte ein zweimaliger Spülvorgang mit Wasser, um die Wurzeln leicht zu entfärben. Abschliessend wurde das Zentrifugenröhrchen inklusive Wurzeln mit saurer Glycerinlösung gefüllt und bis zur Auszählung darin gelagert.

Bestimmung der Infektionsrate

Die Wurzelstücke wurden mit saurer Glycerinlösung in eine Petrischale transferiert und über einem Gitternetz unter dem Stereomikroskop (6x Zoom) positioniert (Abbildung 4b). Zuerst wurde allen horizontalen Linien vom Gitternetz gefolgt und, immer wenn ein Wurzelstück die Linie vom Gitternetz schnitt, entschieden, ob die Wurzel exakt über der Linie Pilzhyphen aufwies oder nicht. Dasselbe wurde mit den vertikal verlaufenden Linien gemacht, bis mindestens 150 Ja/Nein-Entscheidungen vorlagen. Daraus liess sich die potentielle Mykorrhiza-Infektionsrate berechnen:

$$\text{Infektionsrate (\%)} = \frac{\text{Anzahl Hyphen (Ja - Entscheidung)}}{\text{Anzahl Kreuzungen (Ja + Nein - Entscheidungen)}} \cdot 100$$

Verwendete Materialien:

- 9er-Rundtöpfe, Øoben 9 cm - Øunten 6 cm - Höhe 6 cm
- *Allium porrum* (Dubouchet Selektion Z, Zollinger)
- Vermiculit
- Sieb, 2 mm
- Zentrifugenröhrchen (430790 CentriStar™, Corning™)
- Wasserbad (TW20, Julabo), 60°C
- Reagenzglasschüttler (Vortex-Genie® 2T, Scientific Industries)
- Kaliumhydroxid (KOH), 10%
- Essigsäure (CH₃COOH), 10%
- Färbelösung, Essigsäure (10%) - Baumwollblau
- Saure Glycerinlösung, 500 ml Glycerin, 50 ml HCl (1%), 450 ml H₂O
- Petrischale
- Gitternetz-Schablone
- Stereomikroskop (MZ6, Leica)
- Pinzette
- Nitril-Einweghandschuhe

2.5.9 Wachstumsreaktion

Zum Überprüfen, ob die AMP einen Einfluss auf das Pflanzenwachstum hatte, wurde eine Mykorrhiza-Wachstumsreaktion (MW_R) mit Lauch in einer nährstoffarmen Umgebung durchgeführt. Als Orientierung diene die Studie von Veiga et al. (2011). Die Proben wurden jedoch nicht mit einem Mykorrhiza-Inokulum versetzt. Pro Plot wurden fünf Wiederholungen gemacht.

Der Versuch wurde gleich aufgebaut und unter denselben Bedingungen durchgeführt wie der beschriebene Biotest in Kapitel 2.5.8, mit Ausnahme, dass der Topf mit einem Teil feuchter Bodenprobe und drei Teilen Quarzsand befüllt wurde. Da es für die Berechnung der MW_R eine Null-Probe ohne Mykorrhiza-Pilze brauchte, wurden zudem 5 Wiederholungen mit dem im Kressetest erwähnten Referenzsubstrat (REF) angelegt - ebenfalls gemischt mit Quarzsand im Verhältnis 1:3.

Vor der Ernte der Lauchpflanzen wurde die Länge der Sprosse (SL_L) in einem Topf gemessen und zur Auswertung gemittelt. Nach der Ernte wurden die Sprosse und Wurzeln getrennt und deren Frischsubstanzen (FS_S und FS_W) gewogen. Es wurden alle Pflanzen von einem Topf zusammengewogen, da nicht immer alle 4 Pflanzen pro Topf überlebt hatten. Danach wurden die Pflanzenteile für 60 Stunden bei 70°C getrocknet und anschliessend erneut gewogen, um die Trockensubstanz der Sprosse (TS_{Spross}) und Wurzeln (TS_{Wurzel}) zu ermitteln.

Für die Auswertung wurden die gewogenen FS- und TS-Werte durch die Anzahl im Topf gewachsenen Pflanzen geteilt. Die Biomasse der Lauchpflanzen (BM_L) setzt sich zusammen aus dem Gehalt $TS_{Spross} + TS_{Wurzel}$.

Zur Berechnung der MW_R wurde davon ausgegangen, dass im Referenzsubstrat (REF) keine oder nur wenig Mykorrhiza-Pilze vorhanden waren. Die Biomasse der im REF gewachsenen Pflanzen, wurden deshalb als «Nicht-Mykorrhiziert» (REF-NM) deklariert. Der Effekt, der in den Bodenproben gefundenen Arbuskulären Mykorrhizapilze (AMP), auf das Wachstum der Pflanze, wurde mit den folgenden Formeln berechnet:

$$\text{Wenn } \varnothing_{REF-NM} < AMP, \text{ Dann } MW_R(\%) = \left(1 - \left(\frac{\varnothing_{REF-NM}}{AMP} \right) \right) \cdot 100$$

$$\text{Wenn } \varnothing_{REF-NM} > AMP, \text{ Dann } MW_R(\%) = \left(-1 + \left(\frac{AMP}{\varnothing_{REF-NM}} \right) \right) \cdot 100$$

Ein positiver MW_R -Wert bedeutet, dass die Pflanze von den vorhanden AMP in der Probe profitiert hat. Ein negativer MW_R -Wert drückt aus, dass das Pflanzenwachstum durch AMP gehemmt wird.

Verwendete Materialien:

- Anzuchtsubstrat (Floradur® Block Bio, Floragard)
- Quarzsand, $\rho_d = 1.47 \text{ g cm}^{-3}$
- 9er-Rundtöpfe, $\varnothing_{\text{oben}} 9 \text{ cm}$ - $\varnothing_{\text{unten}} 6 \text{ cm}$ - Höhe 6 cm
- *Allium porrum* (Dubouchet Selektion Z, Zollinger)
- Vermiculit
- Sieb, 2 mm
- Doppelmeter
- Wärmeschrank (FD 115, BINDER), 70°C
- Präzisionswaage (AZ313 M-Power, Sartorius), Messtoleranz 0.001 g
- Pinzette
- Nitril-Einweghandschuhe

2.6 Datenanalyse

Die Rohdaten wurden mit Microsoft Excel 2018 (Mac) erfasst. Für die statistische Datenauswertung wurde die Software RStudio (Version 1.2.5033) verwendet (RStudio Team, 2019). Das Koeffizientenintervall betrug für alle Prüfungen 95% und der α -Wert 5% (p-Wert). Die Überprüfung der Normalverteilung und Varianzhomogenität erfolgte mit dem Paket «DHARMA» (Hartig, 2022). War die Normalverteilung der Residuen und Homogenität der Varianzen gegeben, wurden die Bewirtschaftungsformen mit einer einfaktoriellen ANOVA verglichen. Wenn die ANOVA eine Signifikanz aufwies, wurde eine post-hoc Analyse mit dem Tukey-Test gemacht. Die Datenvisualisierung erfolgte als Boxplot oder Balkendiagramm mit dem Paket «ggplot2» (Wickham, 2016). Signifikante Unterschiede wurden als Buchstaben mit dem Paket «multcompView» dargestellt (Graves et al., 2019). Ausserdem wurde mit dem Paket «corrplot» (Wei & Simko, 2021) die Korrelation zwischen allen gemessenen Parameter nach «Pearson» berechnet und visualisiert (Anhang B). Als Stichprobenzahl ($n=6$) dienten die gemittelten Ergebnisse pro Plot.

3 Resultate

In diesem Kapitel werden die Ergebnisse der angewendeten Methoden zu den chemischen, physikalischen und biologischen Bodenparameter aufgeführt und die Werte anhand der Literatur eingeordnet. Ausserdem wurde überprüft, ob es anhand der Parameter Unterschiede zwischen den beiden Bewirtschaftungsformen gab. Im Anhang B sind die Gesamtergebnisse der beiden Bewirtschaftungsformen mit Mittelwert, Standardabweichung, Minimal- und Maximalwert, sowie dem exakten p-Wert der statistischen Vergleiche tabellarisch zusammengefasst. Wenn nicht anders erwähnt, wurden jeweils die Ergebnisse aller drei Plots der einen Bewirtschaftungsform mit den Ergebnissen der drei Plots der anderen Bewirtschaftungsform zusammengefasst und miteinander verglichen. Die zusammengefassten Rohdaten sind im Anhang C zu finden. Die p-Werte sind folgendermassen zu interpretieren:

<i>Nicht signifikant</i>	=	$p > 0.05$
<i>Signifikant</i>	=	$p < 0.05^*$
<i>Hochsignifikant</i>	=	$p < 0.01^{**}$
<i>Höchstsignifikant</i>	=	$p < 0.001^{***}$

Signifikante Unterschiede wurden in den Grafiken zusätzlich mit Buchstaben gekennzeichnet. Unterscheiden sich die Buchstaben, ist der Unterschied zwischen den Werten signifikant.

3.1 Bodenmorphologie, physikalische und chemische Bodenparameter

Bodenmorphologie, Körnung und pH



Die Bodenprofilansprachen der beiden Bewirtschaftungsformen ergaben nur minimale Unterschiede (Tabelle 3). Der Auflagehorizont (Ah) war bei BIO mit 11 cm leicht grösser als bei IP mit 8 cm. Ein Grund dafür könnte die Begrünungsdauer sein. Diese war bei BIO merklich länger als bei IP, da die Begrünung nur im Frühjahr durch Hacken gestört - und ansonsten stehen gelassen wurde. Hingegen wurde bei IP vor dem Sommer und Winter der Unterwuchs mit Herbizid beseitigt. Damit lässt sich der leicht höhere Gehalt an organischem Kohlenstoff, und dem damit verbundenen Humusgehalt erklären. Der mittlere C_{org} Gehalt bei BIO mit 2.5%, sowie der Wert bei IP mit 2.3% liegen im oberen Bereich der gemessenen Werte von Spezialkulturen (Obst, Gemüse, Reben) im Referenzmessnetz von NABO (1.1%-3.9%, Gubler et al., 2015). Die Humusgehalte der Kirschenanlage sind als «schwach humos» einzustufen (Flisch et al., 2017).

Die Mächtigkeit des A-Horizontes war mit 40 cm (BIO) bzw. 41 cm (IP) identisch. Der B-Horizont war bei IP mächtiger, was sich mit der Lage der beiden Bewirtschaftungsformen im Gelände erklären lässt. Bei BIO war die durchschnittliche Neigung ca. 12%, bei IP 5%. Als Körnungsklasse wurde bei BIO «Lehm» und bei IP «sandiger Lehm» festgestellt. Dieser Unterschied könnte auf die Hanglage der BIO Parzelle zurückzuführen sein, wobei die mechanische Bodenbearbeitung die Bodenverlagerung zusätzlich begünstigte. Rund 70% der Böden im NABO Referenzmessnetz weisen einen Tongehalt zwischen 15% und 30% auf (Oberholzer & Scheid, 2007). Der pH-Wert, in Abbildung 5 zu sehen, war bei BIO (Median = 6.3) um 0.3 pH-Einheiten höher als bei IP (Median = 6.0). Der Grund dafür ist unbekannt, da beide Bewirtschaftungsformen gleichermassen mit Kalk versorgt wurden und kein zusätzlicher Karbonatgehalt in der Profilsprache festgestellt wurde. Das pH bei BIO und IP

liegen im unteren Bereich der gemessenen Werte von Spezialkulturen bei NABO (Median = 7.2, Gubler et al., 2015).

Die pflanzennutzbare Gründigkeit war bei IP «sehr tiefgründig» (102 cm) und bei BIO «tiefgründig» (91 cm) (Bodenkundliche Gesellschaft Schweiz, 2010). Dies ist auf die unterschiedliche Lage im Gelände zurückzuführen, sowie auf den höheren Skelettanteil bei BIO. Vernässungen wurden bei beiden Bewirtschaftungsformen keine festgestellt.

Table 3: Profilsprache der beiden Bewirtschaftungsformen in der Kirschenanlage an der ZHAW. Die mit * gekennzeichneten Werte wurden im Labor gemessen und beziehen sich auf die obersten 25 cm. Wenn nicht anders angegeben, handelt es sich um Durchschnittswerte aller gemessenen Plots in der jeweiligen Bewirtschaftungsform. Die Werte sind typisch für schwach saure Braunerden in der Schweiz. Die Mächtigkeit des A-Horizonts von IP wurde durch die Bildanalyse nachträglich korrigiert (siehe Pfeil). Die Profilblätter sind im Anhang E aufgeführt.

Versuchsflächen Bewirtschaftungsform	BIO	IP
Bodenprofil		
Mächtigkeit		
	Ah-Horizont 11 cm	8 cm
	A-Horizont 40 cm	41 cm
Bodentyp	Lehm	sandiger Lehm
Körnung*		
	Ton 21.7%	15.7%
	Schluff 34.6%	47.0%
	Sand 43.7%	37.3%
Skelettanteil*	15.4 Vol.-% - kieshaltig	13.5 Vol.-% - kieshaltig
Organische Substanz*	2.5%	2.3%
Humusgehalt*	4.3%	4.0%
pH CaCl ₂ (Median)*	6.3	6.0
L _{eff}	1.3 g cm ⁻³	1.5 g cm ⁻³
Grobporenvolumen	6.5 Vol.-%	3.2 Vol.-%
Kalkgehalt	-	-
Vernässung	-	-
Pflanzennutzbare Gründigkeit	91 cm - tiefgründig	102 cm - sehr tiefgründig

Lagerungsdichte und Grobporenvolumen

Sowohl die L_d als auch die $L_{d\text{eff}}$ war bei BIO signifikant tiefer als bei IP (Abbildung 5). Beide Böden lagen aber unter dem Richtwert von 1.7 g cm^{-3} (Buchter & Häusler, 2009). Einen Einfluss darauf könnten die unterschiedlichen Skelettanteile und Tongehalte haben. Beim GPV wurde ebenfalls eine Signifikanz festgestellt. Das grössere GPV bei BIO kann einerseits auf die L_d zurückgeführt werden, andererseits könnte auch die mechanische Bodenbearbeitung ein erhöhtes Porenvolumen begünstigt haben (Fisch et al., 2017).

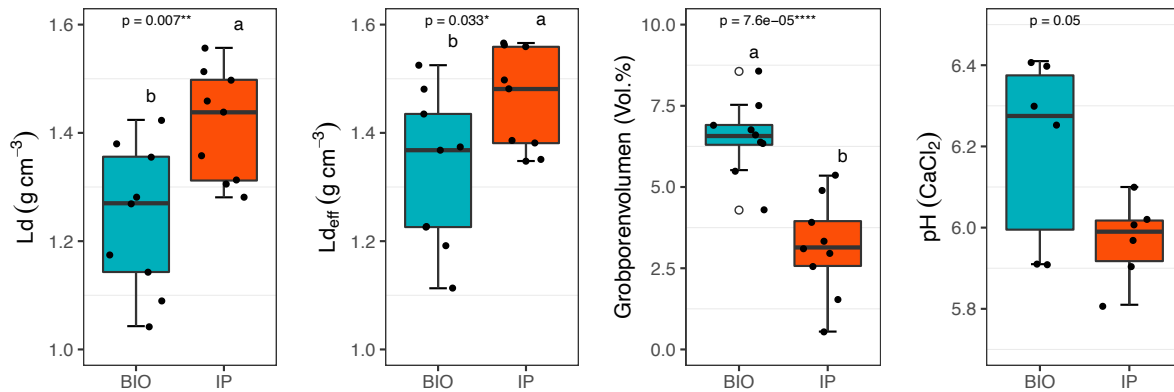


Abbildung 5: Darstellung der eruierten Werte Lagerungsdichten (L_d + $L_{d\text{eff}}$), Grobporenvolumen und pH-Wert. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.

C_{tot} , C_{org} , N_{tot} und C:N-Verhältnis

In Abbildung 6 sind die Ergebnisse der chemischen Analyse aufgeführt. C_{tot} wie auch C_{org} waren bei BIO höher als bei IP, unterschieden sich aber nicht signifikant voneinander. Die gemessenen C_{org} Werte in beiden Bewirtschaftungsformen wiesen unter Berücksichtigung der Tongehalte auf eine «gute» potentielle Stickstoffnachlieferung hin (Fisch et al., 2017). Die mittleren C_{org} Gehalte beider Bewirtschaftungsformen liegen über dem Mittelwert der gemessenen Spezialkulturen bei NABO ($1.1\text{--}3.9\%$, $\bar{\sigma}=2.2\%$, Gubler et al., 2015).

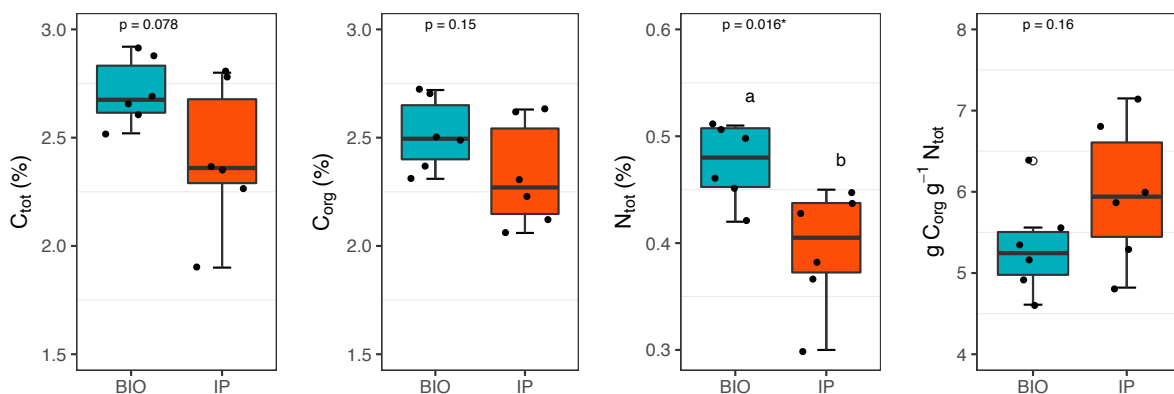


Abbildung 6: Ergebnisse der chemischen Bodenparameter C_{tot} , C_{org} , N_{tot} und C:N-Verhältnis. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.

N_{tot} unterschied sich signifikant zwischen den beiden Bewirtschaftungsformen. Trotz gleichen Düngungsnormen war der Gesamtstickstoffgehalt bei BIO mit 4.8 g/kg Feinerde höher als bei IP mit 4 g/kg. Damit liegen die Gesamtstickstoffgehalte der Kirschenanlage im Bereich der gemessenen Werte für Grasland bei NABO (3.1-6.4 g/kg, $\bar{\sigma}$ =4.5 g/kg, Gubler et al., 2015). Das C:N-Verhältnis war bei beiden Bewirtschaftungsformen sehr eng und der Unterschied nicht signifikant.

3.2 Biologische Bodenparameter

Basalatumung, C_{mik} , Kohlenstoffquotient, $q\text{CO}_2$

Der biologisch bewirtschaftete Boden wies eine bedeutend höhere BA auf als der IP Boden. Auch der potentielle C_{mik} Gehalt war signifikant höher bei BIO. Beide Parameter deuten auf eine höhere Aktivität der Mikroorganismen (MO) im BIO Boden hin. Ebenfalls hochsignifikant war der Unterschied beim Kohlenstoffquotient, welcher bei BIO grösser war als bei IP. Dieser weist darauf hin, dass die MO bei BIO mehr organische Substanz nutzen konnten zum Aufbau und Erhaltung ihrer Biomasse (Oberholzer & Scheid, 2007). Nicht signifikant war der Unterschied beim $q\text{CO}_2$. Im Schnitt konnten aber die MO den BIO Boden besser inkorporieren und veratmeten weniger davon zu CO_2 . Die energetische Effizienz der MO im BIO Boden war also besser (Oberholzer & Scheid, 2007).

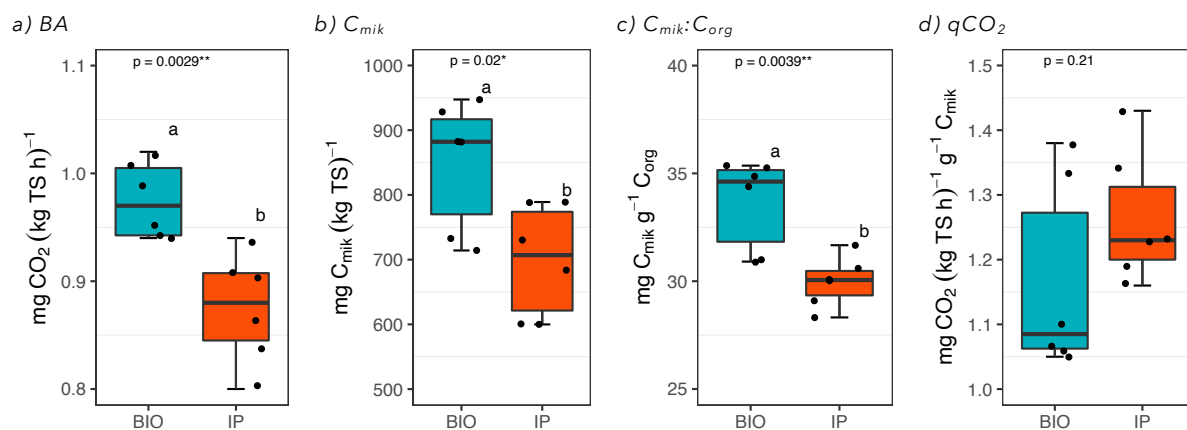


Abbildung 7: Auswertung der mikrobiellen Aktivität der beiden Bewirtschaftungsformen anhand der Parameter: a) Basalatumung, b) mikrobielle Biomasse, c) Kohlenstoffquotient, d) metabolischer Quotient. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.

Der Median der BA von BIO (0.97) und IP (0.88) liegen im unteren Bereich der Referenzwerte von Obstanlagen bei NABO (Median: 1.31, Min: 0.86, Max: 2.24, Oberholzer & Scheid, 2007). Die berechneten Medianwerte von C_{mik} liegen bei BIO (879) und IP (666) im Referenzwertebereich von Obstanlagen bei NABO (Median: 1222, Min: 628, Max: 2146, Oberholzer & Scheid, 2007). Die Kohlenstoffquotienten sind unterdurchschnittlich (Referenzwerte NABO $\bar{\sigma}$ =42.71, Min: 27.87, Max: 56.06), die mittleren $q\text{CO}_2$ -Werte liegen im Bereich der gemessenen Werte von Schweizer Obstanlagen (NABO $\bar{\sigma}$ =1.18, Min: 1.07, Max: 1.37, Oberholzer & Scheid, 2007).

Köderstreifentest

Die Ergebnisse der GFL und GFLt aus dem Köderstreifentest sind als Prozentsatz der Anzahl ausgefressener Löcher in Abbildung 8 (a,b) abgebildet. Der Unterschied zwischen den Bewirtschaftungsformen war hochsignifikant. Die mittlere GFLt bei BIO war mit 2.4% höher

als die bei IP mit 1.7%. Höchstsignifikant war die Frassleistung, betrachtet auf die Verteilung in den obersten 8 cm. Die signifikanten Unterschiede traten in einer Tiefe zwischen 4.5 cm und 7.5 cm auf (Abbildung 8c). Bei 8 cm war der Unterschied nicht mehr signifikant. Die höhere VFLt in den obersten 0.5 - 2.5 cm ist typisch für die Frassaktivität von Bodenorganismen, da die Meso- und Makrofauna dort am meisten Pflanzenrückstände zum Zersetzen finden (Graenitz & Bauer, 2000).

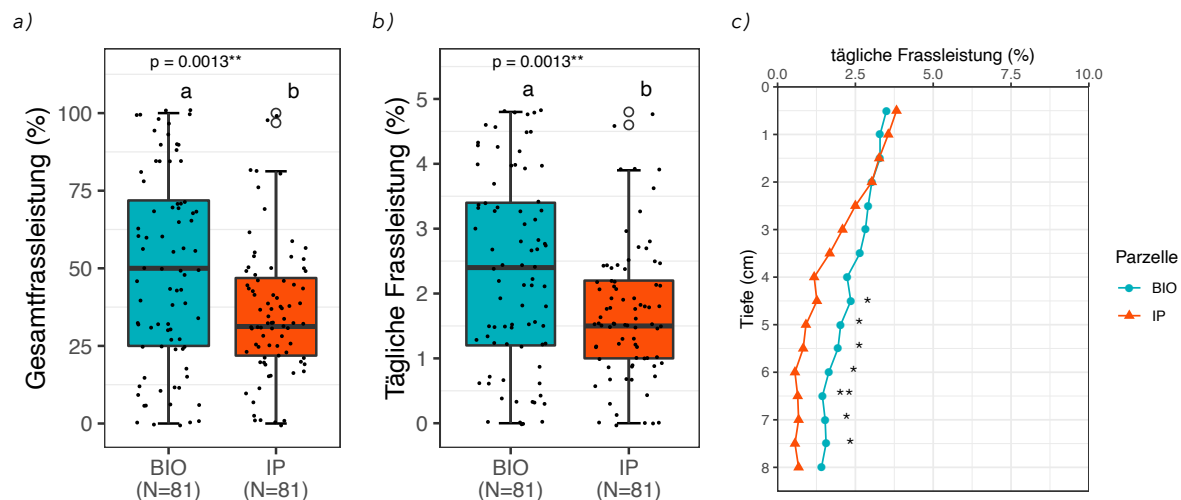


Abbildung 8: Gesamtfressleistung a) und tägliche Fressleistung b) der Bodenorganismen sowie deren Frassaktivität im Profilverlauf c) in den zwei Bewirtschaftungsformen. In (a) und (b) stellt der Balken in der Box den Median dar. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar. In c) sind die Mittelwerte in der jeweiligen Tiefe als Punkt bei BIO und als Dreieck bei IP dargestellt. Zur besseren Lesbarkeit wurde auf die Abbildung der Standardabweichung verzichtet.

Die Resultate des Köderstreifentest können nur bedingt mit der Literatur verglichen werden, da nicht immer dasselbe Ködermaterial verwendet wird und die Frassaktivität stark mit der Temperatur und Bodenfeuchte korreliert (Graenitz & Bauer, 2000; Marwitz et al., 2014). Kratz (1998) geht von einer Frassleistung zwischen 10% - 40% innerhalb von 10 Tagen aus, welche gemäss verschiedenen Studien realistisch ist (André et al., 2009; Campiche et al., 2015; Marwitz et al., 2014). Die in dieser Arbeit gemessenen Frassleistungen entsprechen den zu erwartenden Werten.

Regenwurmtest

In Abbildung 9 (a,b) sind die nachgewiesene Abundanz der Regenwürmer und deren Biomassen dargestellt. Die Anzahl Regenwürmer war zwischen den Bewirtschaftungsformen signifikant. BIO wies eine mittlere Siedlungsdichte von 144 Tieren pro m^2 auf, bei IP waren es 74 Tiere pro m^2 . Massgeblich war dabei die signifikant höhere Anzahl an Flachgräber (endogäische) bei BIO. Die endogäischen Arten kommen vorwiegend in der Rhizosphäre vor. Da bei IP der Bewuchs durch Herbizid entfernt wurde und somit keine intakte Rhizosphäre mehr vorlag, kamen entsprechend weniger Flachgräber vor.

Die mittlere Regenwurm-Biomasse war bei IP (80.3 g m^{-2}) höher als bei BIO (73.6 g m^{-2}). Dies ist damit zu erklären, dass bei IP mehr Tiefgräber (anözische) gefunden wurden, welche durch ihre Körpergrösse viel schwerer sind als die Flachgräber.

Im Vergleich mit der Literatur ist die Abundanz und Biomasse an Regenwürmer als tief einzustufen ($250\text{-}400 \text{ n m}^{-2}$, $\varnothing 301 \text{ g m}^{-2}$, Stähli et al., 1997). In deutschen Obstanlagen wurden per Handauslese (ohne Senfpulver oder Formaldehyd) Werte von $67\text{-}632 \text{ n m}^{-2}$ mit $24\text{-}115 \text{ g m}^{-2}$ erfasst (Fründ et al., 2006), was die in dieser Arbeit gemessenen Werte etwas

relativiert, da die Auswertung der Regenwürmer auch ohne Applikation von Senfpulver oder Formaldehyd erfolgte.

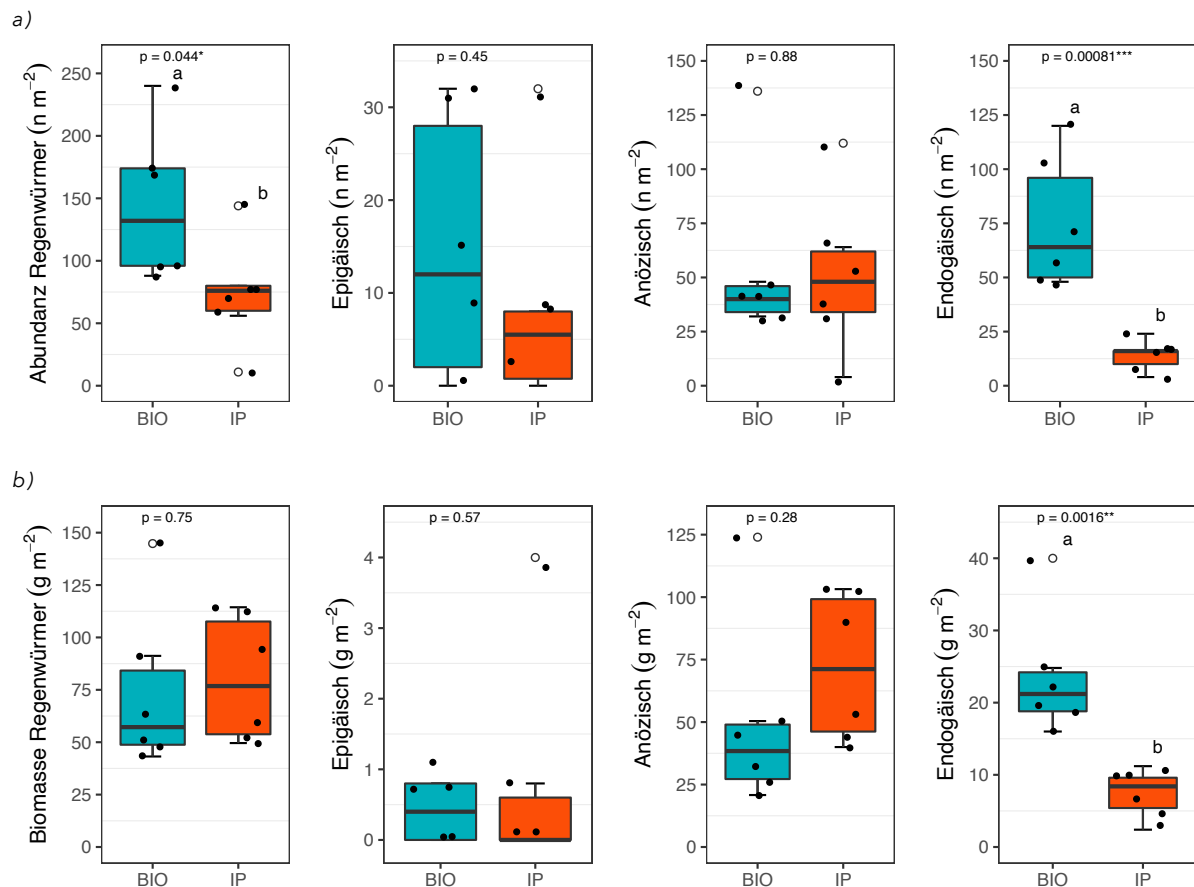


Abbildung 9: Abundanz a) und Biomasse b) der gefunden Regenwürmer in der Kirschenanlage, aufgeschlüsselt nach den verschiedenen Lebensstyp-Arten. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar. Wo keine Whisker ersichtlich sind, fallen diese mit oberen/unteren Quartil zusammen.

Kressetest

Beim Kressetest erzielte BIO sowohl bei der FS_k , als auch bei der WL_k signifikant, respektive höchstsignifikant bessere Werte als IP. Entsprechend unterschieden sich auch die Wachstumsraten FS_k und WL_k höchstsignifikant von BIO zu IP (Abbildung 10).

Der offene Kressetest (Abbildung 11a,b) zeigte, dass bei IP weniger Samen gekeimt sind und das Sprosswachstum kürzer war, was zur geringeren FS_k führte im Vergleich zu BIO. Die FS_k von beiden Bewirtschaftungsformen waren signifikant geringer zur FS_{REF} . Dies erklärt sich damit, dass das Substrat REF für optimale Anzuchtbedingungen zusammengesetzt ist.

Beim geschlossenen Kressetest (Abbildung 11c,d) war bei BIO und IP ein Schimmelpilzbefall zu sehen. Dieser war ausgeprägter bei IP, was sich wiederum auf das Wurzelwachstum auswirkte. Bei BIO waren im Vergleich zu IP mehr Samen gekeimt. Die Schimmelpilzbildung ist als normal einzustufen, da die Bodenproben nicht hygienisiert wurden. Bei REF wurde kein Pilzbefall festgestellt. Der unterschiedliche Befall zwischen BIO und IP kann auf einen unterschiedlichen Wassergehalt der Proben hinweisen. Möglicherweise ist die Phytotoxizität im IP Boden ist höher als bei BIO, was wiederum die geringere Keimzahl bei IP erklären

würde. Bei REF wirkt eine Probe auch phytotoxisch. Diese wurde von der Datenbewertung ausgeschlossen.

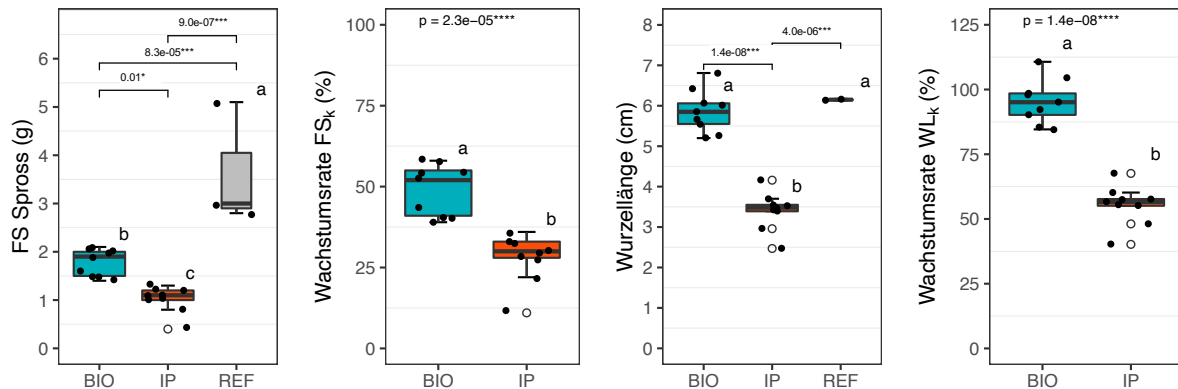


Abbildung 10: Die Bewirtschaftungsform BIO erzielte bei allen gemessenen Werten vom Kresstest signifikant höhere Werte als IP. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.

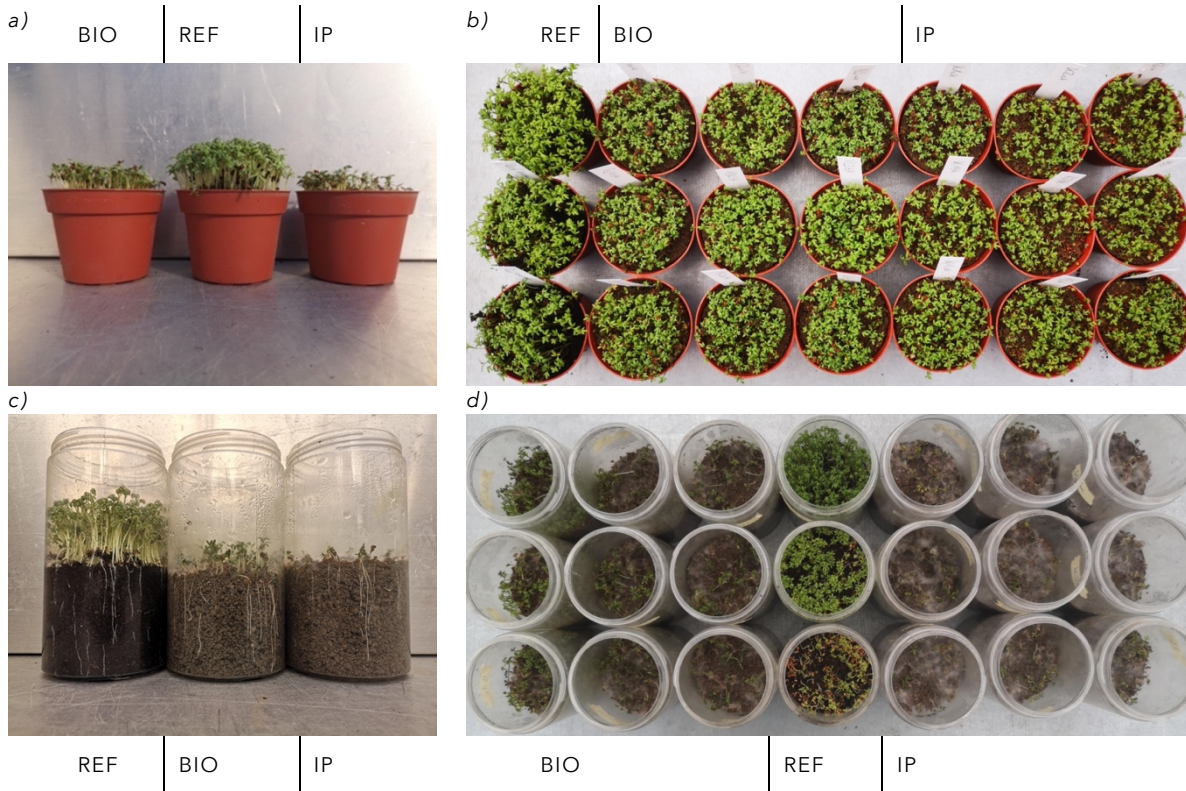


Abbildung 11: Illustration vom offenen (a,b) und geschlossenen (c,d) Kresstest. Die Kresse im Anzuchtsubstrat REF ist am besten gewachsen gefolgt vom Boden der Bewirtschaftungsform BIO und IP.

Mykorrhiza-Infektionspotential und Wachstumsreaktion

In beiden Bewirtschaftungsformen wurden Hyphen von AMP gefunden (Abbildung 12d). Der Unterschied der mittleren potentiellen Infektionsraten mit AMP war nicht signifikant. Die potentiellen Infektionsraten betragen 28% bei BIO und 26% bei IP und sind im Vergleich mit der Literatur als tief einzustufen (35-90%, Jansa et al., 2009).

Signifikant unterschieden sich die Resultate der Wachstumsreaktion. Die Lauchpflanzen wuchsen bei BIO besser als bei IP und REF, was im Spross- und Wurzelgewicht, sowie in der Gesamtbiomasse ersichtlich ist (Abbildung 12a,c).

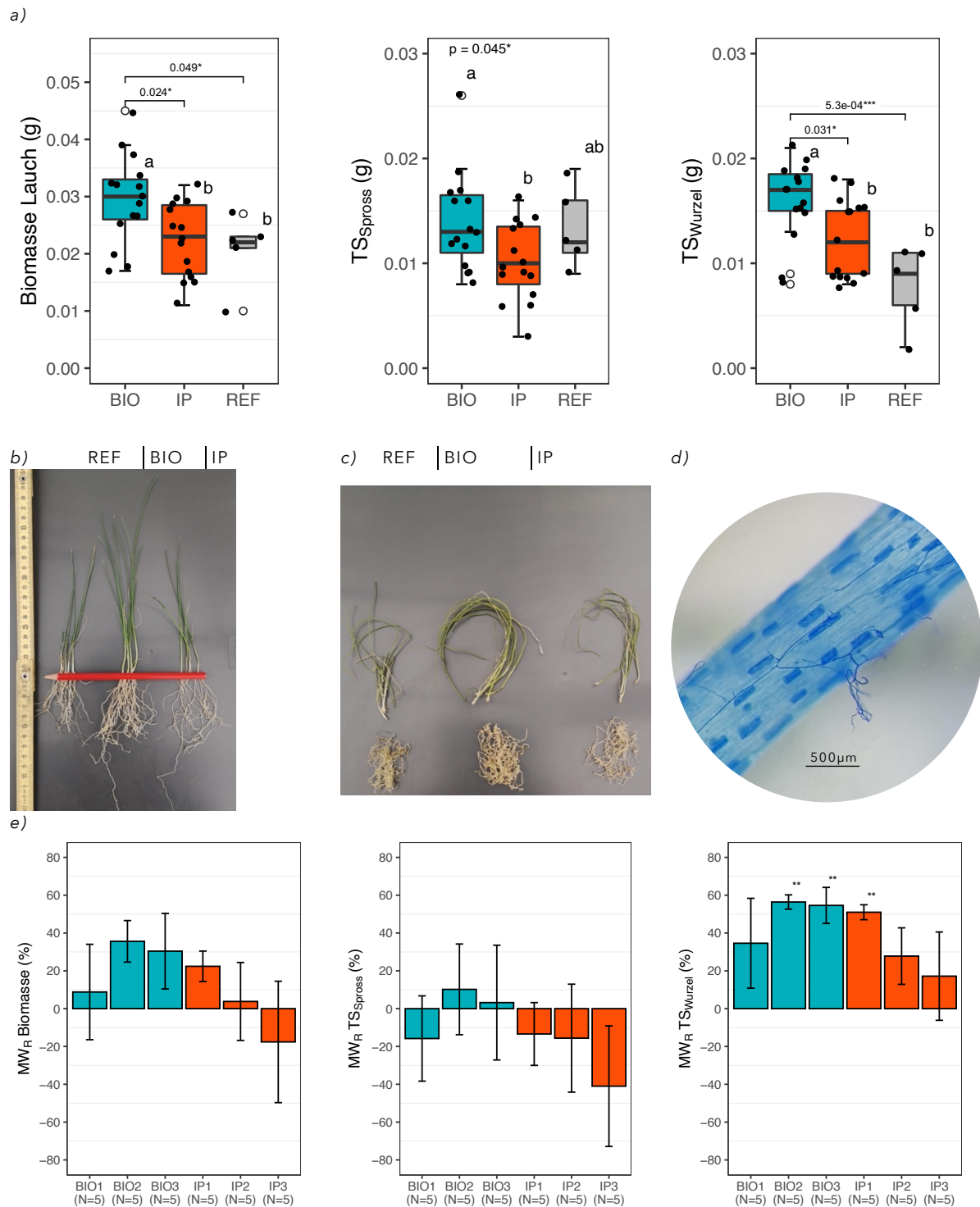


Abbildung 12: Die Biomasse (a) bei BIO war sowohl in der Sprossmasse wie auch in der Wurzelmasse signifikant höher als bei IP (c). Nicht signifikant war der Unterschied in der Sprosslänge (b), wobei das Längenwachstum bei BIO mit $\varnothing 13.1$ cm am grössten war. Bei der Auswertung der Pilzhyphen (d) wurde kein signifikanter Unterschied festgestellt. Die Mykorrhizierung wirkte sich jedoch positiv auf das Wurzelwachstum aus und auch auf die Gesamtbiomasse (e). Das Sprosswachstum wurde von AMP besonders bei IP gehemmt. In (a) stellt der Balken in der Box den Median dar. Die Whisker über dem Balken stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar. In e) liegt der Mittelwert vom Balkendiagramm am Ende der Balken, die Streuungsbalken stehen für die Standardabweichung und die Asterisks für eine signifikante Abweichung zu Null.

Bei allen drei Varianten hatte das Wurzelwachstum den grössten Einfluss. Bei beiden Bewirtschaftungsformen war die Gesamtbiomasse und Wurzelbiomasse schwerer im Vergleich zu REF - bei BIO sogar signifikant bezüglich Gesamtbiomasse, und höchstsignifikant bei der Wurzelbiomasse. Dies ist einerseits mit der MW_R erklärbar: Die AMP förderten das Wurzelwachstum bei beiden Bewirtschaftungsformen (Abbildung 12e). Die negativen Balken bei der MW_R von TS_{Spross} zeigten hingegen eine Hemmung des Sprosswachstums bei IP. Andererseits könnte auch die Nährstoffversorgung der Lauchpflanzen unterschiedlich gewesen sein. Denn die Wachstumsbedingungen für die Lauchpflanzen waren durch die Mischung mit Sand nährstoffarm und die Nährstoffgehalte vom Anzuchtsubstrat (REF) bereits gering. Entsprechend hatten die Lauchpflanzen im REF Substrat am wenigsten Nährstoffe zur Verfügung.

Die Biomasseproduktion von TS_{Spross} bei BIO (52.3 mg pro Topf) und IP (42.1 mg pro Topf) ist im Vergleich mit den gemessenen Werten von Jansa et al. (15-80 mg pro Topf) als hoch einzustufen (2009). Der positive Wachstumseffekt von Mykorrhiza auf Lauch, durch zusätzliche Phosphoraufnahme, wurde in verschiedenen Studien nachgewiesen (Fusconi et al., 2005; Jansa et al., 2008; Köhl et al., 2016).

4 Diskussion

Im folgenden Kapitel werden die Fragestellungen der Arbeit aufgrund der Resultate beantwortet. Ausserdem werden die erfassten Bodenparameter und deren Zusammenhänge anhand der Literatur diskutiert. Zuletzt folgt ein Fazit wie es um die Bodenfruchtbarkeit in der Kirschanlage steht und inwiefern sich die untersuchten Parameter zur Einschätzung der Bodenfruchtbarkeit geeignet haben.

Die genauen Korrelationskoeffizienten (r) der Zusammenhänge zwischen den einzelnen Parameter werden in diesem Kapitel nicht erwähnt. Mögliche Zusammenhänge erfolgten als Textbeschrieb. Die Korrelationsmatrix mit dazugehörigen Werten finden sich im Anhang B.

4.1 Beantwortung der Fragestellungen

- i. Unterscheidet sich die Bodenfruchtbarkeit in der Kirschanlage an der ZHAW aufgrund der unterschiedlichen Bewirtschaftungsweise der letzten 10 Jahren?

H0: Die Bodenfruchtbarkeit der «IP»- und «Bio» Bewirtschaftungsweise ist identisch.

H1: Die Bodenfruchtbarkeit der Bewirtschaftungsform «IP» ist schlechter als die von «Bio».

Die H0 Hypothese wird verworfen, da sich die beiden Bewirtschaftungsformen - bis auf die Bodenmorphologie, über alle Bodenparameter hinweg unterschieden. Trotz vergleichbaren Standorteigenschaften (wie Bodenart, pH, pflanzennutzbare Gründigkeit, Topographie und Klima) hat die Bewirtschaftungsform IP in sämtlichen erhobenen Bodenparameter schlechter abgeschnitten als BIO. Zudem wurde bei BIO ein besseres Pflanzenwachstum in den Topfversuchen festgestellt. Somit wird die H1 Hypothese angenommen.

- ii. Unterscheidet sich die biologische Bodenaktivität der Bewirtschaftungsform «BIO» von der integrierten Produktion «IP» in der Kirschanlage?

H0: Die biologische Bodenaktivität der Bewirtschaftungsform «Bio» unterscheidet sich nicht von «IP».

H1: Die biologische Bodenaktivität der Bewirtschaftungsform «Bio» ist höher als von «IP».

Nicht nur die erhobene Basalatmung im Labor, sondern auch die Feldmethoden Köderstreifen- und Regewurmtest zeigten einen signifikanten Unterschied zwischen den beiden Bewirtschaftungsformen. Die H0 Hypothese wird somit verworfen. Da die Werte bei BIO höher waren, kann die H1 Hypothese angenommen werden.

- iii. Findet sich ein sensitives Verfahren, mit dem die Bodenfruchtbarkeit in Kirschanlagen untersucht werden kann?

H0: Es wird kein sensitives Verfahren eruiert, mit dem die Bodenfruchtbarkeit in Kirschanlagen beurteilt werden kann.

H1: Es gibt ein oder mehrere sensitive Verfahren, mit denen die Bodenfruchtbarkeit in Kirschanlagen beurteilt werden kann.

Mit den angewendeten Methoden wurde versucht, den Zustand des Bodens zu beschreiben und daraus abzuleiten, wie es um die Bodenfruchtbarkeit steht. Die Erfassung der Bodenmorphologie mittels Profilansprache zeigte sich dabei als unabdingbar. Die gängigen Methoden zur Erfassung von Nährstoffgehalten, mikrobiellem Kohlenstoffgehalt, Basalatmung sowie Regenwurmdichte und Frassaktivität, waren durchaus sensitive Verfahren. Deshalb wird die H0 Hypothese verworfen. Die Methoden waren jedoch zeitintensiv und die Erfassung eines einzelnen Parameters reichte nicht aus, um die Fruchtbarkeit des Bodens einzuschätzen. Daneben brauchte es zur Einordnung der Resultate einen Literaturvergleich. Dieser war aber nicht immer einfach, da die Standorteigenschaften einen hohen Einfluss auf die Bodenfruchtbarkeit hatten. Als einziger biologischer Parameter der nicht signifikant mit der Bodenart korrelierte, stellte sich der metabolische Quotient heraus. Da sich dieser aber nicht signifikant zwischen den beiden Bewirtschaftungsformen unterschied, wird er in Bezug auf diese Arbeit nicht als genug sensitiv beurteilt.

Mit der Wachstumsreaktion von Lauch in einer nährstoffarmen Umgebung, sowie dem offenen und geschlossenen Kressetest wurden mehrere Einflussgrößen der Bodenfruchtbarkeit kombiniert betrachtet. Die kombinierten Ergebnisse der beiden Methoden korrelierten stark mit allen anderen gemessenen Parametern. Das Pflanzenwachstum in den beiden Tests zeigte deutlich, dass ein Unterschied der Bodenfruchtbarkeit zwischen den beiden Bewirtschaftungsformen vorlag. Die Resultate konnten unter Einbezug der Kontrollgruppe zudem unmittelbar optisch, als auch durch einfache Messmethoden ausgewertet werden. Unter Miteinbezug von gängigen Standorteigenschaften mittels Profilansprache und Laboanalysen gab es mit der Wachstumsreaktion bei nährstoffarmen Verhältnissen und dem Kressetest zwei sensitive Verfahren, die eine Beurteilung zum Bodenfruchtbarkeitszustand in der Kirschenanlage zuließen. Daher wird die H1 Hypothese angenommen.

4.2 Bodenprofil, physikalische und chemische Bodenparameter

Bodenart

Die Bodenart in der Kirschenanlage unterschied sich zwischen den Bewirtschaftungsformen. Bei BIO wurde die Bodenart Lehm - bei IP sandiger Lehm festgestellt. Dass die Bodenart die Bodenfruchtbarkeit beeinflusste - insbesondere in Bezug auf die biologische Aktivität - ist nicht auszuschliessen (Hug et al., 2018). Denn es wurde in dieser Arbeit eine signifikante Korrelation zwischen dem Tongehalt und dem pH-Wert, dem Grobporenvolumen, den Gehalten an C_{tot} , C_{org} , N_{tot} , der BA und C_{mik} , dem Kohlenstoffquotienten, der GFL, den endogäisch lebenden Regenwürmer, und den Ergebnissen aus dem Kressetest und der Wachstumsreaktion mit Lauch festgestellt. All diese Werte waren bei BIO höher als bei IP, was auf eine bessere Bodenfruchtbarkeit bei BIO hindeutet (Verordnung über Belastungen des Bodens, 1998).

Gemäss Flisch et al. (2017) haben Lehmböden eine bessere Nährstoffspeicherung und eine höhere Wasserspeicherung als sandige-Lehmböden, was das Vorkommen von Bodenorganismen begünstigt (Pätzold & Brümmer, 2004; Siebert et al., 2019). Signifikante Korrelationen zwischen dem Tongehalt und der bodenbiologischen Aktivität wurden auch im Referenzmessnetz NABO festgestellt (Hug et al., 2018; Oberholzer & Scheid, 2007).

L_{eff} und GPV

Die Messung der L_{eff} hat gezeigt, dass die mechanische Unkrautbekämpfung bei BIO zumindest im Baumstreifen zu keinen Verdichtungen führte. Auch bei IP konnten keine Verdichtungen nachgewiesen werden. Deshalb wird ausgeschlossen, dass Verdichtungen die

übrigen gemessenen Parameter in Bezug auf die Bodenfruchtbarkeit beeinflussen. Das grössere GPV unter biologischer Bewirtschaftung wurde in anderen Studien mit dem C_{org} Gehalt in Verbindung gebracht, der bei einem bewachsenen Baumstreifen höher war als unter Ausbringung von Herbizid (Deurer et al., 2010; Merwin et al., 1994; Vogeler et al., 2006). Auch Regenwürmer fördern das GPV (Zaller et al., 2014). Das GPV korrelierte signifikant mit dem pH-Wert, C_{tot} , N_{tot} , der BA, C_{mik} , dem Kohlenstoffquotienten, der GFL, der Anzahl Regenwürmer sowie den Ergebnissen aus dem Kresstest. Der bessere Gasaustausch durch das grössere GPV bei BIO begünstigte sowohl die bodenbiologische Aktivität, als auch das Pflanzenwachstum der Kresse.

pH-Wert

Der pH-Wert war bei BIO um 0.3 pH-Einheiten höher als bei IP. Dies deckt sich mit der Literaturstudie von Jung & Schmidtke (2019), welche in biologischen Bewirtschaftungssystemen einen um 0.4 pH-Einheiten höheren pH-Wert im Vergleich zu konventionellen Bewirtschaftungssystemen eruierten. Ein höherer pH-Wert wird in Verbindung mit einer erhöhten bodenbiologischen Aktivität gebracht (Brzezińska et al., 2018; Dequiedt et al., 2011; Hug et al., 2018; Jung & Schmidtke, 2019; Oberholzer & Scheid, 2007; Riedo et al., 2021). Dies erklärt die signifikante Korrelation vom pH-Wert mit C_{mik} , der GFL und der Abundanz von Regenwürmern. Der tiefere pH-Wert bei IP könnte auf die chemisch-synthetischen Stickstoffdüngung zurückgeführt werden, welche mit Versauerung der Erde in Verbindung gebracht wird (Bünemann et al., 2006).

C_{tot} , C_{org} , N_{tot} und C:N-Verhältnis

Auch die übrigen chemischen Parameter C_{tot} , C_{org} und N_{tot} Gehalte waren zwischen den Bewirtschaftungsformen unterschiedlich. Obschon die beiden Bewirtschaftungsformen mit derselben Düngungsnorm gedüngt wurden, konnten bei BIO höhere Kohlenstoff- und Stickstoffgehalte, wie auch mehr organische Substanz festgestellt werden. Diese Erkenntnis deckt sich mit dem Schweizer Langzeitversuch DOK auf Ackerflächen, wobei der Unterschied an C_{tot} , C_{org} und N_{tot} zwischen der biologischen und der integrierten Bewirtschaftungsform mit Kompostgabe wesentlich geringer war im Vergleich mit der konventionellen Bewirtschaftung ohne Kompostgabe (Birkhofer et al., 2008; Hartmann et al., 2015). Doch auch die in Obstanlagen durchgeführten Studien wiesen bei einer biologischen Bewirtschaftung mit Baumstreifenbewuchs und Mulchen höhere Gehalte an C_{tot} , C_{org} und N_{tot} auf im Vergleich zu unkrautfreien Baumstreifen (Canali et al., 2009; Demir, 2020; Hoagland et al., 2008; Mia et al., 2020; Montanaro et al., 2017; Sanchez et al., 2003; Zoppolo et al., 2011). Eine Kompostgabe erhöhte die Kohlenstoff- und Stickstoffgehalte zusätzlich (Sanchez et al., 2003). Zudem ist bekannt, dass einfache Kohlenstoffverbindungen durch tote Biomasse und Wurzelausscheidungen in den Boden gelangen, dort von MO als Futterquelle genutzt werden und durch die Zersetzungsprozesse der C_{org} Gehalt im Boden steigt (Bender et al., 2016; Bongiorno, 2020; Dotaniya & Meena, 2015; Peyer, 2021). In weiteren Studien, wurden höhere Gehalte an C_{tot} , C_{org} und N_{tot} mit einem grösseren und ausgewogenerem Bodenmikrobiom (Hartmann et al., 2015; Honegger et al., 2014), höherem Gehalt an C_{mik} (Birkhofer et al., 2008; Canali et al., 2009), stärkerer BA (Canali et al., 2009; Demir, 2020; Hoagland et al., 2008) sowie höhere Abundanz an Nematoden (Bongiorno, 2020; Hoagland et al., 2008; Sanchez et al., 2003; Zoppolo et al., 2011) in Verbindung gebracht. Diese Tatsache bestätigt die teils signifikante Korrelation der chemischen Parameter C_{tot} , C_{org} und N_{tot} mit den gemessenen bodenbiologischen Parametern in dieser Arbeit - mit Ausnahme von MIP.

Der signifikant höhere Gehalt an N_{tot} bei BIO kann zudem auf die Düngung mit Federmehl deuten. Dieser Stickstoffdünger ist im Gegensatz zum chemischen Dünger bei IP nur

langsam pflanzenverfügbar, da er zuerst von MO zersetzt werden muss (Choi & Nelson, 1996). Der höhere Gehalt an MO (C_{mik}) bei BIO könnte ausserdem die Stickstoffauswaschung verringert haben (Bender & Heijden, 2015; Tully & Ryals, 2017). Eine erhöhte N-Auswaschung wurde dagegen bei einer grösseren Regenwurmpopulation von Tiefgräbern festgestellt, da diese den Stickstoff mineralisierten (Wolters & Joergensen, 1993). Anözi-sche Arten wurden bei IP mehr nachgewiesen als bei BIO, deshalb könnte auch die Stickstoffauswaschung höher gewesen sein.

Die engen C:N-Verhältnisse beider Bewirtschaftungsformen wiesen auf eine gute Stickstoffmineralisierung und Abbau von C_{org} durch MO hin (Daelemans et al., 2022; Fuchs et al., 2010).

4.3 Biologische Bodenparameter

Basalatmung, C_{mik} , Kohlenstoffquotient, qCO_2

Die Bewirtschaftungsform BIO wies im Vergleich zu IP, in den vier Parametern BA, C_{mik} , Kohlenstoffquotient und qCO_2 bessere Werte auf. Die effektiven C_{mik} Gehalte in der Kirschenanlage wurden in dieser Arbeit nicht erfasst, da diese Werte in einer Reihe von Studien eine signifikante lineare Beziehung aufwiesen (Brzezińska et al., 2018; Canali et al., 2009; Hug et al., 2018; Oberholzer & Scheid, 2007). Die berechneten C_{mik} Gehalte von beiden Bewirtschaftungsformen sind gemäss Oberholzer & Scheid (2007) tiefer einzuschätzen als die effektiven Werte. Da die gemessene BA mit den berechneten C_{mik} Gehalten signifikant korrelierten, wurden die C_{mik} Werte und die daraus resultierenden Quotienten als repräsentativ für die Kirschenanlage angesehen und diskutiert. Die Parameter BA, C_{mik} und Kohlenstoffquotient korrelierten signifikant positiv untereinander und signifikant negativ mit dem qCO_2 . Diese Zusammenhänge wurden auch im DOK-Versuch festgestellt (Mäder et al., 2002). Mäder et al. (2002) erklärten dies damit, dass im Vergleich zu konventionell bewirtschafteten Böden eine vielfältigere Gemeinschaft an MO in biologisch bewirtschafteten Böden vorliegt, welche mehr nichtzersetztes Pflanzenmaterial vorfindet und dieses vollständiger abbaut, um eigene Biomasse aufzubauen. Durch solche Umwandlungsprozesse von organischem Material in C_{mik} , wird der Gehalt von C_{org} beeinflusst, da C_{mik} der lebende Bestandteil von C_{org} ist und mit diesem korreliert (J. P. E. Anderson & Domsch, 1980; Gregorich et al., 1994). Dies bestätigt die Ergebnisse in dieser Arbeit, da sowohl C_{mik} als auch C_{org} bei BIO höher waren als bei IP und die beiden Parameter miteinander korrelierten. Der grössere Kohlenstoffquotient ($C_{mik}:C_{org}$) bei BIO deutet darauf hin, dass nicht nur mehr C_{org} für die MO in der Bewirtschaftungsform BIO zu Verfügung stand, sondern dass diese den C_{org} Gehalt auch besser zum Aufbau ihrer Biomasse nutzen konnten - im Gegensatz zu den MO im IP Boden (Melero et al., 2006; Oberholzer & Scheid, 2007). Entsprechend war die BA höher bei BIO, denn die MO mussten ihren Energiebedarf steigern, um den höheren Umsatz an organischem Material zu verstoffwechseln. Diese Erkenntnis wurde auch in der Studie von Canali et al. (2009) festgestellt, in welcher organisch und konventionell bewirtschaftete Zitronenplantagen verglichen wurden. Abschliessend können die Unterschiede von C_{mik} , Kohlenstoffquotient und BA zwischen den beiden Bewirtschaftungsformen mit dem metabolischen Quotienten (qCO_2) zusammenfassend erklärt werden. Der qCO_2 ist in biologisch bewirtschafteten Böden oft tiefer als bei konventioneller Bewirtschaftung (Canali et al., 2009; Mäder et al., 2002; Melero et al., 2006; Probst et al., 2008). Die Bewirtschaftungsform BIO wies im Vergleich zu IP einen höheren verfügbaren Gehalt an C_{org} auf, der durch das engere C:N-Verhältnis besser von den MO als «Futterquelle» genutzt werden konnte, was in einer erhöhten BA resultierte. Der tiefere qCO_2 bei BIO weist darauf hin, dass der Abbau von C_{org} nicht hauptsächlich der Erhaltung der MO

diente, sondern diese den C_{org} auch besser zum Aufbau eigener Biomasse (C_{mik}) nutzen konnten im Vergleich zu IP. Studien zeigten, dass ein tiefer qCO_2 auf eine vielfältigere Bodengemeinschaft hindeutet, die besser in der Lage ist den C_{org} zum Aufbau von C_{mik} zu nutzen und längerfristig den Humusaufbau eher begünstigt (T.-H. Anderson & Domsch, 1990; Canali et al., 2009; Melero et al., 2006; Oberholzer & Scheid, 2007; Probst et al., 2008).

GFL, Regenwürmer

Laut Graenitz & Bauer (2000) und Siebert et al. (2019) locken Köderstreifen vorwiegend Milben, Collembolen, Enchytraeiden und Regenwürmer an. Dies bestätigt die signifikante Korrelation in dieser Arbeit zwischen der Frassleistung und der Anzahl endogäisch lebenden Regenwürmer. Fründ et al. (2006) untersuchten in zwei deutschen Obstanlagen mit integrierter und biologischer Produktion die Regenwurmpopulation sowie die Frassaktivität bei verschiedenen Düngungsvarianten. Wie in dieser Arbeit wurden trotz gleicher Düngungsnormin der biologischen Bewirtschaftungsform deutlich mehr Regenwürmer, insbesondere endogäische, sowie eine höhere Frassaktivität festgestellt. Die erhöhte Abundanz an Regenwürmern und somit Frassaktivität erklärten sich Fründ et al. (2006) mit einem höheren Nahrungsangebot für endogäisch lebende Regenwürmer in Form von einem signifikant höheren C_{mik} Gehalt im Vergleich zur integriert bewirtschafteten Obstanlage. Dass der Kohlenstoffgehalt die Frassaktivität beeinflusst, wurde auch in der Transsektstudie von Joschko et al. (2008) nachgewiesen. In der Studie wurde der Köderstreifentest auf einer 100 m langen Line durchgeführt und der Boden alle 4 m mit Wasser und einfach verfügbaren Kohlenstoffverbindungen in Form von Cellulose und Traubenzucker stimuliert. Die Frassaktivität war an den stimulierten Stellen signifikant höher. Siebert et al. (2019) stellten ihrerseits fest, dass neben einem geringen C_{mik} Gehalt auch ein tiefer pH-Wert limitierend auf die Frassaktivität wirkte. Im Vergleich zu den intensiv und extensiv bewirtschafteten IP-Äcker wurden auf Schweizer Ackerflächen über mehrere Jahre signifikant höhere Werte von endogäisch lebenden Regenwürmer auf dem Bio-Acker festgestellt (Zihlmann et al., 2012). Der C_{mik} Gehalt war jedoch beim Bio-Acker jeweils tiefer als in den IP Bewirtschaftungsformen. Dabei ist zu erwähnen, dass die Probenahmen zu unterschiedlichen Zeitpunkten erfolgten: Die C_{mik} Gehalte wurden im Frühjahr erhoben und die Regenwurmpopulation im Herbst. Zihlmann et al. (2012) erklärten sich die grössere Regenwurmpopulation beim Bio-Acker mit einem erhöhten Unkrautdruck und damit grösseren Futterangebot für die Regenwürmer. Dies deutet darauf hin, dass, aufgrund der besseren Lebensbedingungen für endogäische Regenwürmer - höherer pH-Wert sowie grösseres Nahrungsangebot durch Baumstreifenbewuchs und höherem C_{mik} Gehalt - die GFL in der Kirschenanlage bei BIO grösser war als bei IP. Eine höhere Abundanz an Regenwürmern in den biologischen Bewirtschaftungsformen wurden auch im DOK-Versuch (Mäder et al., 2002), sowie in der Literaturstudie von Jung & Schmidtke (2019) festgestellt. Da aber die Bodenfeuchte in der Kirschenanlage nicht untersucht wurde, könnte die GFL bei IP auch niedrigerer ausgefallen sein, weil es aufgrund des fehlenden Baumstreifenbewuchs trockener war. Es kann ausgeschlossen werden, dass die Herbizidanwendung die GFL bei IP beeinflusste (Campiche et al., 2015; Marwitz et al., 2014). Allerdings kann der Wirkstoff Glyphosat einen Einfluss auf die Biomasse und Aktivität von Regenwürmer haben (Zaller et al., 2014). In der Studie von Zaller et al. (2014) wurde festgestellt, dass anözisch lebende Regenwürmer unter Anwendung von Glyphosat träger und schwerer wurden, wenn Arbuskuläre Mykorrhizapilze in ihrem Lebensraum vorkamen. Damit ist die höhere Regenwurmbiomasse im IP Boden, insbesondere von anözischen Arten, allenfalls auf die Herbizidanwendung zurückzuführen, da auch AMP im IP Boden gefunden wurden. Allerdings haben gemäss Literatur anözische Arten generell den grössten Anteil an der Gesamtbiomasse von Regenwürmern im Boden, gefolgt von endogäischen und epigäischen Arten (Jäggi et al., 2002; Stähli et al., 1997;

Zihlmann et al., 2012). Die Abundanz an Regenwürmer muss in dieser Arbeit stärker gewichtet werden wie die Biomasse, da die GFL bei BIO signifikant höher war als bei IP. Durch die höhere GFL bei BIO Von der Individuenzahl kommen endogäische Arten am Häufigsten vor, gefolgt von anözischen und epigäischen Arten (Jäggi et al., 2002). Sprich die erhobene Regenwurmpopulation in der Kirschenanlage kann also als repräsentativ angeschaut werden.

Kressetest

Die Ergebnisse aus dem Kressetest konnten nicht mit der Literatur verglichen werden, da keine ähnlichen Studien gefunden wurden. Alle Kressetestergebnisse korrelierten signifikant mit Ton- und Sandgehalt, dem Grobporenvolumen, dem pH, N_{tot} , der Basalrespiration und C_{mik} , dem Kohlenstoffquotient, der Gesamtfrassleistung und der Abundanz von Regenwürmern. Einen signifikanten negativen Zusammenhang konnte bei der effektiven Lagerungsdichte und dem Schluffgehalt nachgewiesen werden.

Einerseits könnte das bessere Wachstum der Kresse bei BIO auf den höheren Gesamtstickstoffgehalt zurückgeführt werden (Mäder et al., 2002). Andererseits könnten auch die biologischen Bodenparameter das Wachstum beeinflusst haben (Bongiorno et al., 2019; Brookes et al., 1984).

Eine mögliche Erklärung für das bessere Wachstum bei BIO im geschlossenen Test lieferte die Studie von Manici et al. (2003). In der Studie wurde in einem Topfversuch die Keimung von Apfelsämlingen mit Erde aus biologisch und integriert bewirtschafteten Apfelplantagen im Südtirol untersucht. Dabei stellten Manici et al. (2003) fest, dass in der Bio-Erde die Keimrate der Sämlinge höher, und das Wurzelwachstum kräftiger war. Zudem wurde eine grössere Pilzpopulation im Bio-Boden festgestellt. Den besseren Wachstumseffekt begründeten Manici et al. (2003) damit, dass die grössere Pilzpopulation den Konkurrenzdruck in der Bio-Erde erhöhte und damit die Wurzelkolonisierung mit pathogenen Pilze (*Rhizoctonia* und *Pythium*) verringert wurde. Dies erklärt den geringeren Schimmelpilzbefall und das bessere Wurzelwachstum bei BIO im geschlossenen Kressetest. Das der C_{mik} Gehalt die Suppressivität von Böden gegenüber Pflanzenpathogenen beeinflusst, stellten auch Bongiorno et al. (2019) mit einem Pythium-Kressetest im Schweizer DOK-Versuch fest.

Weiter beeinflusste auch das grössere GPV bei BIO das Kressewachstum im geschlossenen Test positiv, da mehr Sauerstoff für die Keimung und Aktivität der aeroben MO zur Verfügung stand als bei IP. Ob nun N_{tot} oder C_{mik} limitierender war, müsste in weiteren Untersuchungen geklärt werden.

MIP, MW_R

Im Schweizer Langzeitversuch DOK wurde in Topfversuchen festgestellt, dass die Wurzelkolonisierung mit AMP von verschiedenen Ackerfrüchten signifikant höher war bei Bio Böden im Vergleich zu IP Böden (Mäder et al., 2000). Dieser signifikante Unterschied wurde beim MIP in dieser Arbeit nicht festgestellt, allerdings war die Mykorrhizierungsrate bei BIO höher als bei IP. Da im Vergleich zum konventionellen Anbau in biologischen Apfelanlagen auch eine signifikant höhere Mykorrhizierung auftrat, kann ausgeschlossen werden, dass der Effekt kulturbedingt war (Meyer et al., 2015; van Geel et al., 2015). Vielmehr zeigten die Studien, dass eine geringere Mykorrhizierungsrate mit einem höheren pflanzenverfügbaren Phosphorgehalt im Boden, tiefem pH-Wert und intensiver Bewirtschaftungsweise zusammenhängte (Honegger et al., 2014; Mäder et al., 2000; Meyer et al., 2015; Oehl et al., 2003; Riedo et al., 2021; van Geel et al., 2015). Um dies in Bezug auf die Kirschenanlage zu überprüfen, müsste in künftigen Untersuchungen der pflanzenverfügbare Phosphorgehalt im Boden ermittelt werden. Nicht auszuschliessen ist zudem der Effekt von Pestiziden

(z.B. Captan oder Kupfer) auf die Mykorrhizierungsrate von Pflanzenwurzeln (Bünemann et al., 2006; Jansa et al., 2009; Riedo et al., 2021). Um Aussagen über die Bodenfruchtbarkeit bezüglich des Vorkommens von AMP zu machen, wären deshalb Untersuchungen von Pestizidrückständen in Kirschenanlagen sinnvoll.

Das MIP in dieser Arbeit korrelierte negativ mit den Ergebnissen aus dem MW_R Test. Eine negative Korrelation zwischen der Wurzelkolonisierungsrate und der oberirdischen Biomasse wurde auch in anderen Studien festgestellt (Jansa et al., 2009; Thirkell et al., 2022). Jansa et al. (2008) erklärten sich diese Ursache damit, dass nicht zwingend die Wurzelkolonisierung entscheidend war für das bessere Pflanzenwachstum mit AMP, sondern die Anzahl AMP Hyphen im Boden. Ein weiterer Grund könnte sein, dass das MIP in beiden Bewirtschaftungsformen im Vergleich zu REF nicht entscheidend war für das bessere Wachstum der Lauchpflanzen, weil das Nährstoffdepot der beiden Böden der Kirschenanlage allenfalls höher als bei REF. Dies wurde nicht weiter untersucht. Zusätzlich kann es sein, dass die Wachstumsperiode und Wachstumsbedingungen nicht ausreichend waren, um die volle Wurzelkolonisierung der AMP zu entdecken (Jansa et al., 2009). Darüber hinaus wäre es sinnvoller gewesen, das MIP im gleichen Topfversuch zu untersuchen wie die MW_R . Denn es kann in dieser Arbeit nicht ausgeschlossen werden, dass die Wurzelkolonisierung in beiden Topfversuchen (MIP und MW_R) gleich war. Um auszuschliessen, dass andere Effekte als AMP das Lauchwachstum beeinflussten, wäre als Kontrolle besser gewesen, beide Böden zu hygienisieren und mit einem Mykorrhiza-Inokulat zu versetzen, statt ein Vergleich mit dem REF Substrat zu machen. Aus diesen Gründen sind die besseren Wachstumseffekte bei BIO im Vergleich zu IP eher mit denselben Einflussgründen zu erklären als beim Kresstest - höhere Bodenaktivität und höherer N_{tot} Gehalt - als mit der Wurzelkolonisierung durch AMP. Trotzdem weisen die grössere Wurzeloberfläche (Abbildung 12) mit starken Verzweigungen, sowie die signifikant höhere Wurzelbiomasse bei BIO darauf hin, dass die AMP einen grösseren Effekt auf das Wachstum der Lauchpflanzen hatten als bei IP (de Vries et al., 2021). Dies könnte damit zusammenhängen, dass die Vielfalt an AMP in biologisch bewirtschafteten Systemen grösser ist als bei konventioneller Bewirtschaftung (Verbruggen et al., 2010).

4.4 Fazit

Bodenfruchtbarkeit der Kirschenanlage

Mit der vorliegenden Arbeit konnte gezeigt werden, dass die Bodenfruchtbarkeit der Kirschenanlage in Bezug auf C_{org} und N_{tot} vergleichbar ist mit Schweizer Obstanlagen im NABO Referenzmessnetz und somit für die Produktionsfunktion ausreichend ist (Gubler et al., 2015; Hug et al., 2018). Die biologische Aktivität und Biomasse ist tendenziell tiefer wie im NABO Referenzmessnetz und den übrigen gefundenen Studien. Dies ist unter anderem auf die tiefen pH-Werte in der Kirschenanlage zurückzuführen. Der gerechnete C_{mik} Gehalt verfälscht jedoch die Resultate, da dieser bei einer Messung eher höher ausgefallen wäre (Oberholzer & Scheid, 2007). Dennoch hat sich gezeigt, dass die Lebensbedingungen für Bodenorganismen in der Bewirtschaftungsform BIO besser waren als bei IP. Der Eintrag an organischem Material ist wegen dem begrüneten Baumstreifen bei BIO höher. Vom Sommer bis im Frühjahr konnten die Bodenorganismen in der Bewirtschaftungsform BIO über Wurzelausscheidungen und mit abgestorbenen Pflanzenmaterial ernährt werden, wohingegen bei IP der Unterbewuchs gänzlich mit Herbizid abgetötet wurde und somit kaum ein zusätzlicher Eintrag an organischem Material in den Boden erfolgte. Das breite Nahrungsangebot für Bodenorganismen bei BIO führte zu einer höheren biologischen Aktivität, was in einem höheren Humusgehalt und somit besseren Stickstoffspeicherung resultierte. Ausserdem

wies der geringere Schimmelpilzbefall im Kresstest darauf hin, dass im BIO Boden phytopathogene Pilze weniger günstige Lebensbedingungen hatten als bei IP. Ob eine vielfältigere Gemeinschaft an MO dafür verantwortlich war, müsste mit molekularbiologischen Methoden untersucht werden. Daneben wäre eine Erweiterung des Kresstests mit *Pythium* eine Möglichkeit, Böden von Obstanlagen auf Suppressivität gegenüber Pflanzenpathogenen zu untersuchen (Bongiorno et al., 2019).

Eignung der gewählten Parameter

Die Bodenprofilansprache und die laboranalytischen Auswertungen der physikalischen und chemischen Parameter lieferten Informationen, die zur Einschätzung der Bodenfruchtbarkeit unabdingbar waren. Laut Hug et al. (2018) sollten zur Erklärung von biologischen Bodenparametern mindestens «die Körnung, der pH-Wert, der C_{org} Gehalt und das C:N-Verhältnis» erfasst werden, was in dieser Arbeit gemacht wurde. Bezüglich dem C_{org} Gehalt, wäre laut Bongiorno (2020) eine Untersuchung der einfach verfügbaren Kohlenstoffverbindungen mittels Permangantoxidation (Weil et al., 2003) interessant, da sich diese Kohlenstofffraktion stark zwischen verschiedenen Bewirtschaftungsformen unterscheidet. Zudem beeinflusst sie den Nährstoffkreislauf, die Kohlenstoffsequestrierung sowie die biologische Gemeinschaft. Der Vergleich mit der Literatur hat ausserdem gezeigt, dass der pflanzenverfügbare Phosphorgehalt als Interpretationshilfe für die bodenbiologische Aktivität wichtig ist und daher untersucht werden sollte (Mäder et al., 2002; van Geel et al., 2015).

Gemäss NABO sollten bei der Erfassung der Bodenfruchtbarkeit anhand biologischer Bodenparameter die Aktivität, Quantität sowie Qualität erfasst werden (Hug et al., 2018). Bei der Überprüfung der Aktivität eigneten sich sowohl die Messung der Bodenatmung, als auch die Messung der Gesamtfrassleistung. Zum Vergleich mit anderen Studien zeigte die Messung der BA jedoch als sinnvoller. Die Überprüfung des Mykorrhiza-Infektionpotentials hat sich nicht geeignet, da sich dieses zwischen den Bewirtschaftungsformen kaum unterschied und schwach mit den übrigen Parametern korrelierte.

Die Erfassung der Regenwurmpopulation und der berechnete C_{mik} Gehalt lieferten in dieser Arbeit Informationen zur Quantität der biologischen Bodeneigenschaften. Der Regenwurmtest überzeugte durch seine Einfachheit und gleichzeitiger Erfassung der Qualität mit der Einteilung der Regenwürmer in ihren Lebensformtyp. Dennoch fanden sich nicht viele Studien, welche die Regenwurmpopulation in Obstanlagen wie den C_{mik} Gehalt untersuchten. Dieser liess sich zudem auch sehr einfach über das Regressionsmodell von Maurer-Troxler et al. (2009) berechnen. Auch wenn der berechnete Gehalt signifikant mit der BA korrelierte, hätten der Genauigkeit halber die C_{mik} Gehalte gemessen werden müssen. Als Alternative zur Erfassung von Basalatmung und C_{mik} Gehalt hat die Literatur gezeigt, dass auch Nematoden als sensibler bodenbiologischer Parameter in Obstanlagen untersucht werden könnten (Bongiorno, 2020; Hoagland et al., 2008; Sanchez et al., 2003; Zoppolo et al., 2011). Ob sich dieser Parameter auch für Kirschenanlagen eignet, müsste untersucht werden.

Zum besseren Vergleich der Parameter BA und C_{mik} , sowie deren Quotienten mit den Referenzwerten von NABO, hätten die Untersuchungen im Frühjahr vor den ersten Kulturmassnahmen erfolgen müssen, weil dann die bodenbiologische Aktivität am höchsten ist (Hug et al., 2018). Der Zeitpunkt zur Anwendung des Regenwurmtest war ideal, da sich im Herbst sich auch die anözischen Arten eher im Oberboden befanden (Jossi et al., 2001).

Die Qualität der bodenbiologischen Parameter wurde in dieser Arbeit nicht optimal überprüft, da die Artenzusammensetzung einzig bei der Regenwurmpopulation erfolgte und dort nur in Bezug auf den Lebensformtyp. Gemäss Hug et al., 2018 würden sich hierfür

molekularbiologische Methoden eignen. Dafür lieferten die Ergebnisse aus dem Kresstest und die Wachstumsreaktion mit Lauch Hinweise auf das Zusammenspiel von physikalischen, chemischen und biologischen Bodenparameter und damit erste Indizien zum Bodenfruchtbarkeitszustand der Kirschenanlage in den zwei Bewirtschaftungsformen. Bei weiteren Untersuchungen würde sich empfehlen, beim Kresstest zusätzlich die mineralischen Stickstoffgehalte (Ammonium und Nitrat) zu überprüfen, um den pflanzenverfügbaren Stickstoff zu bewerten.

In dieser Arbeit wurden erste Vergleichswerte und Anhaltspunkte zur Untersuchung der Bodenfruchtbarkeit in Kirschenanlagen der Schweiz erarbeitet. Damit wurden ergänzende Werte zu den drei vorhandenen Obstbau Standorten im NABO Referenzmessnetz erzielt. Weitere Studien in Kirschenanlagen müssen die Ergebnisse allerdings bestätigen. Künftig ist es wichtig, die Bodenfruchtbarkeit nicht nur in der Kirschenanlage selbst zu ermitteln, sondern auch eine ungestörte Referenzfläche am selben Standort zu untersuchen. Damit könnte verglichen werden, ob die gemessenen Parameter auch den standorttypischen Eigenschaften entsprechen.

5 Literatur

- Agroscope. (2020a). *B-MIP: Bestimmung des Mykorrhiza-Infektionspotentials in Landwirtschaftsböden*. (Version 1.2; Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope, S. 5). Agroscope. <https://ira.agroscope.ch/de-CH/publication/46232>
- Agroscope. (2020b). *B-RW-H: Extraktion der Regenwürmer mit Handauslese*. (Version 1.1; Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope, S. 3). Agroscope.
- Agroscope. (2020c). *B-WHK: Bestimmung der maximalen Wasserhaltekapazität* (Version 1.2; Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope, S. 3). Agroscope. <https://ira.agroscope.ch/de-CH/publication/46289>
- Agroscope. (2020d). *KOM: Bestimmung der Körnung im mineralischen Anteil der Feinerde* (Version 3.1; Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope, S. 7). Agroscope. <https://ira.agroscope.ch/de-CH/publication/46196>
- Agroscope. (2020e). *PH-C: pH-Wert einer CaCl₂-Suspension (1:2.5)* (Version 1.1; Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope, S. 3). Agroscope. <https://ira.agroscope.ch/de-CH/publication/46210>
- Agroscope. (2020f). *TS: Bestimmung der Trockensubstanz in Bodenproben* (Version 1.2; Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope, S. 2). Agroscope. <https://ira.agroscope.ch/de-CH/publication/46197>
- Anderson, J. P. E., & Domsch, K. H. (1980). Quantities of plant nutrients in the microbial biomass of selected soils. *Soil Science*, 130(4), 211-216.
- Anderson, T.-H., & Domsch, K. H. (1990). Application of eco-physiological quotients (qCO₂ and qD) on microbial biomasses from soils of different cropping histories. *Soil Biology and Biochemistry*, 22(2), 251-255. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(90\)90094-G](https://doi.org/10.1016/0038-0717(90)90094-G)
- André, A., Antunes, S. C., Gonçalves, F., & Pereira, R. (2009). Bait-lamina assay as a tool to assess the effects of metal contamination in the feeding activity of soil invertebrates within a uranium mine area. *Environmental Pollution*, 157(8), 2368-2377. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2009.03.023>
- Bender, S. F., & Heijden, M. G. A. van der. (2015). Soil biota enhance agricultural sustainability by improving crop yield, nutrient uptake and reducing nitrogen leaching losses. *Journal of Applied Ecology*, 52(1), 228-239. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12351>
- Bender, S. F., Wagg, C., & van der Heijden, M. G. A. (2016). An Underground Revolution: Biodiversity and Soil Ecological Engineering for Agricultural Sustainability. *Trends in Ecology & Evolution*, 31(6), 440-452. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2016.02.016>
- Bio Suisse. (2022). *Richtlinien für die Erzeugung, Verarbeitung und den Handel von Knospe-Produkten*. Bio Suisse. <https://www.bio-suisse.ch/de/unser-verband/verbandsintern/richtlinien.html>
- Birkhofer, K., Bezemer, T. M., Bloem, J., Bonkowski, M., Christensen, S., Dubois, D., Ekelund, F., Fließbach, A., Gunst, L., Hedlund, K., Mäder, P., Mikola, J., Robin, C., Setälä, H., Tatin-Froux, F., Van der Putten, W. H., & Scheu, S. (2008). Long-term organic farming fosters below and aboveground biota: Implications for soil quality, biological control and productivity. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(9), 2297-2308. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2008.05.007>
- BLV, B. für L. und V. (2022). *Zurückgezogene Pflanzenschutzmittel mit Ausverkaufs- und Verwendungsfristen*. <https://www.blv.admin.ch/blv/de/home/zulassung-pflanzenschutzmittel/anwendung-und-vollzug/zurueckgezogene-pflanzenschutzmittel.html>
- Bodenkundliche Gesellschaft Schweiz. (2005). *Klassifikation der Böden der Schweiz (KLABS), Revision Teilprojekt 1A, Arbeitspapier Nr. 1, In der Kartierungspraxis verwendete Definitionsergänzungen*. Bodenkundliche Gesellschaft Schweiz. https://www.soil.ch/cms/fileadmin/Medien/klass/klass_klabs_Arbeitspap02_Definitionsergaenzungen.pdf
- Bodenkundliche Gesellschaft Schweiz. (2010). *Klassifikation der Böden der Schweiz*. Bodenkundliche Gesellschaft Schweiz (BGS). https://www.soil.ch/cms/fileadmin/Medien/klass/klass_03_2010.pdf
- Bongiorno, G. (2020). *Novel Soil Quality Indicators for the Evaluation of Agricultural Management Practices: A Biological Perspective* [Ph.D.]. <https://www.proquest.com/docview/2564078781/abstract/19259769BAAC4CCEPQ/1>
- Bongiorno, G., Postma, J., Bünemann, E. K., Brussaard, L., de Goede, R. G. M., Mäder, P., Tamm, L., & Thuerig, B. (2019). Soil suppressiveness to *Pythium ultimum* in ten European long-term field experiments and its relation with soil parameters. *Soil Biology and Biochemistry*, 133, 174-187. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2019.03.012>
- Brookes, P. C., Powlson, D. S., & Jenkinson, D. S. (1984). Phosphorus in the soil microbial biomass. *Soil Biology and Biochemistry*, 16(2), 169-175. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(84\)90108-1](https://doi.org/10.1016/0038-0717(84)90108-1)
- Brunner, J., Jäggli, F., Nievergelt, J., & Peyer, K. (1997). *Kartieren und Beurteilen von Landwirtschaftsböden*. FAL. https://www.nabodat.ch/images/dokumente/Kartieranleitungen/Kartieranleitung_KartierenBeurteilenLandwirtschaftsboeden.pdf
- Brzezińska, M., Lipiec, J., Frąc, M., Oszust, K., Szarlip, P., & Turski, M. (2018). Quantitative interactions between total and specific enzyme activities and C and N contents in earthworm-affected pear orchard soil. *Land Degradation & Development*, 29(10), 3379-3389. <https://doi.org/10.1002/ldr.3100>

- Buchter, B., & Häusler, S. (2009). *Arbeitshilfe zur Erfassung und Beurteilung von Bodenschadverdichtungen*. 12.
- Bünemann, E. K., Schwenke, G. D., Zwieten, L. V., Bünemann, E. K., Schwenke, G. D., & Zwieten, L. V. (2006). Impact of agricultural inputs on soil organisms—A review. *Soil Research*, 44(4), 379-406. <https://doi.org/10.1071/SR05125>
- Campiche, S., Grand, É., Aquillon, C. G., Homazava, N., Vermeirssen, E., Werner, I., Ferrari, B. J. D., Maurer, C., Chervet, A., Sturny, W. G., & Schlaepfer, R. (2015). Messung der biologischen Aktivität am Dauerbeobachtungsstandort «Oberacker» anhand des Köderstreifentests. *VBB Bulletin BSA*, 16, 9.
- Canali, S., Di Bartolomeo, E., Trinchera, A., Nisini, L., Tittarelli, F., Intrigliolo, F., Rocuzzo, G., & Calabretta, M. L. (2009). Effect of different management strategies on soil quality of citrus orchards in Southern Italy. *Soil Use and Management*, 25(1), 34-42. <https://doi.org/10.1111/j.1475-2743.2008.00191.x>
- Choi, J.-M., & Nelson, P. V. (1996). Developing a Slow-release Nitrogen Fertilizer from Organic Sources: II. Using Poultry Feathers. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 121(4), 634-638. <https://doi.org/10.21273/JASHS.121.4.634>
- Daelemans, R., Hulsmans, E., & Honnay, O. (2022). Both organic and integrated pest management of apple orchards maintain soil health as compared to a semi-natural reference system. *Journal of Environmental Management*, 303, 114191. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2021.114191>
- de Vries, J., Evers, J. B., Kuyper, T. W., van Ruijven, J., & Mommer, L. (2021). Mycorrhizal associations change root functionality: A 3D modelling study on competitive interactions between plants for light and nutrients. *New Phytologist*, 231(3), 1171-1182. <https://doi.org/10.1111/nph.17435>
- Demir, Z. (2020). The evaluation of basal respiration and some chemical properties of soils under cover crop treatments in a cherry orchard. *Eurasian Journal of Soil Science*, 9(2), 151-164. <https://doi.org/10.18393/ejss.706686>
- Demir, Z. (2020). Quantifying some physical properties and organic matter of soils under different management systems in cherry orchard. *EURASIAN JOURNAL OF SOIL SCIENCE (EJSS)*, 9, 208-221. <https://doi.org/10.18393/ejss.726906>
- Dequiedt, S., Saby, N. P. A., Lelievre, M., Jolivet, C., Thioulouse, J., Toutain, B., Arrouays, D., Bispo, A., Lemanceau, P., & Ranjard, L. (2011). Biogeographical patterns of soil molecular microbial biomass as influenced by soil characteristics and management. *Global Ecology and Biogeography*, 20(4), 641-652. <https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2010.00628.x>
- Deurer, M., Grinev, D., Young, I., Clothier, B., & Müller, K. (2010). *The impact of orchard management on macro-pore topology and function*. 4.
- Dotaniya, M. L., & Meena, V. D. (2015). Rhizosphere Effect on Nutrient Availability in Soil and Its Uptake by Plants: A Review. *Proceedings of the National Academy of Sciences, India Section B: Biological Sciences*, 85(1), 1-12. <https://doi.org/10.1007/s40011-013-0297-0>
- FiBL. (2022). *Betriebsmittelliste 2022 - für den biologischen Landbau in der Schweiz*. <https://www.betriebsmittelliste.ch/>
- Flisch, R., Neuweiler, R., Kuster, T., Oberholzer, H., Huguenin-Elie, O., & Richner, W. (2017). 2/ Bodeneigenschaften und Bodenanalysen / GRUD 2017. *Agrarforschung Schweiz*, 8(6), 34.
- Forschungsgruppe Bodenökologie. (2020). *TruSpec Makro Analyser* (Version 2.0; S. 6). Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW).
- Fründ, H.-C., Dierend, W., Schacht, H., & Schütt, C. (2006). Biologische Bodeneigenschaften in Obstbau- und Baumschulbetrieben bei ökologischer und integrierter Bewirtschaftung und verschiedener organischer N-Düngung. *Erwerbs-Obstbau*, 48, 130-138. <https://doi.org/10.1007/s10341-006-0024-6>
- Fuchs, J., Galli, U., & Schleiss, K. (2010). Pflanzenverträglichkeitstests. In Educompost (Hrsg.), *Aufbaukurs „Qualität der Endprodukte“* (4. Aufl., S. Kapitel 4-5). Educompost.
- Fusconi, A., Lingua, G., Trotta, A., & Berta, G. (2005). Effects of arbuscular mycorrhizal colonization and phosphorus application on nuclear ploidy in Allium porrum plants. *Mycorrhiza*, 15(5), 313-321. <https://doi.org/10.1007/s00572-004-0338-x>
- GIS-ZH. (2022, März 11). *Orthofoto ZH 2014-2021*. GIS-Browser. <https://maps.zh.ch/>
- Graenitz, J., & Bauer, R. (2000). The effect of fertilization and crop rotation on biological activity in a 90 year long-term experiment. *Undefined*. <https://www.semanticscholar.org/paper/The-effect-of-fertilization-and-crop-rotation-on-in-Graenitz-Bauer/e9b9ebf7c4bb93b3d576d91bb1f74c1213347b9a>
- Graves, S., Piepho, H.-P., & Selzer, L. (2019). *multcompView: Visualizations of Paired Comparisons* (0.1-8) [Computer software].
- Gregorich, E. G., Carter, M. R., Angers, D. A., Monreal, C. M., & Ellert, B. H. (1994). Towards a minimum data set to assess soil organic matter quality in agricultural soils. *Canadian Journal of Soil Science*, 74(4), 367-385. <https://doi.org/10.4141/cjss94-051>
- Gubler, A., Schwab, P., Wächter, D., Meuli, R. G., & Keller, A. (2015). Ergebnisse der Nationalen Bodenbeobachtung (NABO) 1985-2009: Zustand und Veränderungen der anorganischen Schadstoffe und Bodenbegleitparameter. *Umwelt-Zustand*, 1507, 1-81.
- Hartig, F. (2022). *DHARMa: Residual Diagnostics for Hierarchical (Multi-Level / Mixed) Regression Models*. (R package version 0.4.5.) [Computer software]. <http://florianhartig.github.io/DHARMa/>
- Hartmann, M., Frey, B., Mayer, J., Mäder, P., & Widmer, F. (2015). Distinct soil microbial diversity under long-term organic and conventional farming. *The ISME Journal*, 9(5), 1177-1194.

- <https://doi.org/10.1038/ismej.2014.210>
- Hoagland, L., Carpenter-Boggs, L., Granatstein, D., Mazzola, M., Smith, J., Peryea, F., & Reganold, J. P. (2008). Orchard floor management effects on nitrogen fertility and soil biological activity in a newly established organic apple orchard. *Biology and Fertility of Soils*, 45(1), 11. <https://doi.org/10.1007/s00374-008-0304-4>
- Honegger, A., Wittwer, R., Hegglin, D., Oberholzer, H.-R., de Ferron, A., & Jeanneret, P. (2014). Auswirkungen langjähriger biologischer -Landwirtschaft. *Agrarforschung Schweiz*, 8.
- Hug, A.-S., Gubler, A., Gschwend, F., Widmer, F., Oberholzer, H., Frey, B., & Meuli, R. G. (2018). *Ergebnisse 2012-2016 Handlungsempfehlungen und Indikatoren*. 63, 55.
- IP-SUISSE. (2022). *Richtlinien IP-Suisse Steinobst, Hochstamm Suisse & IP-Suisse Steinobst*. <https://www.ip-suisse.ch/richtlinien-steinobst/>
- Jäggi, W., Weisskopf, P., Oberholzer, H.-R., & Zihlmann, U. (2002). Die Regenwürmer zweier Ackerböden. *Agrarforschung*, 10(9), 446-451.
- Jansa, J., Oberholzer, H.-R., & Egli, S. (2009). Environmental determinants of the arbuscular mycorrhizal fungal infectivity of Swiss agricultural soils. *European Journal of Soil Biology*, 45(5), 400-408. <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2009.07.004>
- Jansa, J., Smith, F. A., & Smith, S. E. (2008). Are there benefits of simultaneous root colonization by different arbuscular mycorrhizal fungi? *New Phytologist*, 177(3), 779-789. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02294.x>
- Joschko, M., Oehley, J., Gebbers, R., Wiemer, M., Timmer, J., & Fox, C. A. (2008). A spatial approach to soil-ecological experimentation at landscape scale. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 171(3), 338-343. <https://doi.org/10.1002/jpln.200700088>
- Jossi, W., Valenta, A., Zihlmann, U., Dubois, D., Tschachtli, R., & Pfiffner, L. (2001). Anbausysteme auf Regenwurmfauna. *Agrarforschung*, 8(2), 60-65.
- Jung, R., & Schmidtke, K. (2019). Ausgewählte Parameter zur Bodenfruchtbarkeit: Ökologische und konventionelle Bewirtschaftung im Vergleich. In D. Mühlrath, J. Albrecht, M. R. Finckh, U. Hamm, J. Heß, U. Knie- rim, & D. Möller (Hrsg.), *Innovatives Denken für eine nachhaltige Land- und Ernährungswirtschaft. Beiträge zur 15. Wissenschaftstagung Ökologischer Landbau, Kassel, 5. Bis 8. März 2019*. Verlag Dr. Köster. <https://orprints.org/id/eprint/36221/>
- Köhl, L., Lukasiewicz, C. E., & van der Heijden, M. G. A. (2016). Establishment and effectiveness of inoculated arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural soils. *Plant, Cell & Environment*, 39(1), 136-146. <https://doi.org/10.1111/pce.12600>
- Kratz, W. R. (1998). The bait-lamina test. *Environmental science and pollution research international*, 5, 94-96. <https://doi.org/10.1007/BF02986394>
- Kuster, T., Eicher, O., Leumann, L., Müller, U., Poulet, J., Rutishauser, R., & Agroscope. (2017). 13/ Düngung im Obstbau. *Agrarforschung Schweiz*, 8(6), 20.
- Mäder, P., Edenhofer, S., Boller, T., Wiemken, A., & Niggli, U. (2000). Arbuscular mycorrhizae in a long-term field trial comparing low-input (organic, biological) and high-input (conventional) farming systems in a crop rotation. *Biology and Fertility of Soils*, 31(2), 150-156. <https://doi.org/10.1007/s003740050638>
- Mäder, P., Fliessbach, A., Dubois, D., Gunst, L., Fried, P., & Niggli, U. (2002). Soil Fertility and Biodiversity in Organic Farming. *Science*, 296(5573), 1694-1697. <https://doi.org/10.1126/science.1071148>
- 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(2), 315-324. <https://doi.org/10.1023/A:1026103001592>
- Marwitz, A., Ladewig, E., & Märlander, B. (2014). Response of soil biological activity to common herbicide strategies in sugar beet cultivation. *European Journal of Agronomy*, 54, 97-106. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2013.12.003>
- Mathis, A., & Fontana, S. (2017). *Bestimmung von Lebensform und öKG-Typ der Regenwürmer* (Regenwurm - Extraktionsmethode bei Bodenuntersuchung, S. 6). Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW).
- Maurer-Troxler, C., von Rohr, G., Oberholzer, H.-R., Rossier, N., Mäder, P., von Arx, R., & Okopnik, F. (2009). *Arbeitshilfe zur Anwendung und Interpretation bodenbiologischer Parameter*. Arbeitsgruppe Vollzug Bodenbiologie (VBB/BSA).
- McGonigle, T. P., Miller, M. H., Evans, D. G., Fairchild, G. L., & Swan, J. A. (1990). A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-Arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 115(3), 495-501. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1990.tb00476.x>
- Melero, S., Porrás, J. C. R., Herencia, J. F., & Madejon, E. (2006). Chemical and biochemical properties in a silty loam soil under conventional and organic management. *Soil and Tillage Research*, 90(1), 162-170. <https://doi.org/10.1016/j.still.2005.08.016>
- Merwin, I. A., Stiles, W. C., & Es, H. M. van. (1994). Orchard Groundcover Management Impacts on Soil Physical Properties. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 119(2), 216-222. <https://doi.org/10.21273/JASHS.119.2.216>
- METER Group AG. (2021). *PARIO User Manual*. METER Group AG. https://metergroup.de/environment/downloads/?related_product=pario
- Meyer, A. H., Wooldridge, J., & Dames, J. F. (2015). Effect of conventional and organic orchard floor

- management practices on arbuscular mycorrhizal fungi in a 'Cripp's Pink'/M7 apple orchard soil. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 213, 114-120. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2015.07.026>
- Mia, M. J., Monaci, E., Murri, G., Massetani, F., Facchi, J., & Neri, D. (2020). Soil Nitrogen and Weed Biodiversity: An Assessment under Two Orchard Floor Management Practices in a Nitrogen Vulnerable Zone in Italy. *Horticulturae*, 6(4), 96. <https://doi.org/10.3390/horticulturae6040096>
- Montanaro, G., Tuzio, A. C., Xylogiannis, E., Kolimenakis, A., & Dichio, B. (2017). Carbon budget in a Mediterranean peach orchard under different management practices. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 238, 104-113. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2016.05.031>
- Oberholzer, H.-R., & Scheid, S. (2007). Bodenmikrobiologische Kennwerte. Erfassung des Zustands landwirtschaftlicher Böden im NABO-Referenzmessnetz anhand biologischer Parameter (NABObio). *Umwelt-Wisser*, 0723, 76.
- Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Mäder, P., Boller, T., & Wiemken, A. (2003). Impact of Land Use Intensity on the Species Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agroecosystems of Central Europe. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(5), 2816-2824. <https://doi.org/10.1128/AEM.69.5.2816-2824.2003>
- Pätzold, S., & Brümmer, G. W. (2004). Bedeutung von Regenwurmröhren für die Verlagerung des Herbizids Diuron in Böden von Obstanlagen. *Erwerbs-Obstbau*, 46(3), 74-80. <https://doi.org/10.1007/s10341-004-0024-3>
- Peyer, F. (2021). Wurzelschweiss – ein Shrub-Cocktail für Rhizosphärenbewohner*innen. *Eat Grow Change*. <https://blog.zhaw.ch/eat-grow-change/2021/07/30/wurzelschweiss-ein-shrub-cocktail-fur-rhizospharenbewohnerinnen/>
- Platen, H., & Sommer, I. (1997). Bestimmung der Atmungsaktivität von Böden. *TerraTech*, 3, 23-25.
- Probst, B., Schüler, C., & Joergensen, R. G. (2008). Vineyard soils under organic and conventional management—Microbial biomass and activity indices and their relation to soil chemical properties. *Biology and Fertility of Soils*, 44(3), 443-450. <https://doi.org/10.1007/s00374-007-0225-7>
- Riedo, J., Wettstein, F. E., Rösch, A., Herzog, C., Banerjee, S., Büchi, L., Charles, R., Wächter, D., Martin-Laurent, F., Bucheli, T. D., Walder, F., & van der Heijden, M. G. A. (2021). Widespread Occurrence of Pesticides in Organically Managed Agricultural Soils—the Ghost of a Conventional Agricultural Past? *Environmental Science & Technology*, 55(5), 2919-2928. <https://doi.org/10.1021/acs.est.0c06405>
- RStudio Team. (2019). *RStudio: Integrated Development for R* (1.2.5033) [Computer software]. RStudio Inc. <http://www.rstudio.com/>
- Sanchez, J. E., Edson, C. E., Bird, G. W., Whalon, M. E., Willson, T. C., Harwood, R. R., Kizilkaya, K., Nugent, J. E., Klein, W., Middleton, A., Loudon, T. L., Mutch, D. R., & Scrimger, J. (2003). Orchard Floor and Nitrogen Management Influences Soil and Water Quality and Tart Cherry Yields. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 128(2), 277-284. <https://doi.org/10.21273/JASHS.128.2.0277>
- Siebert, J., Sünemann, M., Auge, H., Berger, S., Cesarz, S., Ciobanu, M., Guerrero-Ramírez, N. R., & Eisenhauer, N. (2019). The effects of drought and nutrient addition on soil organisms vary across taxonomic groups, but are constant across seasons. *Scientific Reports*, 9(1), 639. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-36777-3>
- Stacher, D., & Schmid, M. (2020). *Betriebsführer 2020/2021: Agroscope Versuchsbetrieb - Obstbau Wädenswil*. Agroscope. <https://doi.org/10.34776/AT319G>
- Stähli, R., Cuendet, G., & Suter, E. (1997). *Die Regenwurm-Fauna von Dauergrünland des Schweizer Mittellandes: Synthesebericht ; Vergleichswerte als Interpretationsgrundlage für Regenwurmerhebungen*. Dokumentationsdienst, BUWAL.
- Terra Protecta GmbH. (2021). *Köderstreifen*. <http://www.terra-protecta.de/koederstreifen.html>
- Thirkell, T. J., Grimmer, M., James, L., Pastok, D., Allary, T., Elliott, A., Paveley, N., Daniell, T., & Field, K. J. (2022). Variation in mycorrhizal growth response among a spring wheat mapping population shows potential to breed for symbiotic benefit. *Food and Energy Security*. <https://doi.org/10.1002/fes3.370>
- Tully, K., & Ryals, R. (2017). Nutrient cycling in agroecosystems: Balancing food and environmental objectives. *Agroecology and Sustainable Food Systems*, 41(7), 761-798. <https://doi.org/10.1080/21683565.2017.1336149>
- van Geel, M., Ceustermans, A., van Hemelrijck, W., Lievens, B., & Honnay, O. (2015). Decrease in diversity and changes in community composition of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of apple trees with increasing orchard management intensity across a regional scale. *Molecular Ecology*, 24(4), 941-952. <https://doi.org/10.1111/mec.13079>
- Verordnung über Belastungen des Bodens (VBBo), Pub. L. No. SR 814.12 (1998). https://www.fedlex.admin.ch/eli/cc/1998/1854_1854_1854/de
- Veiga, R. S. L., Jansa, J., Frossard, E., & Heijden, M. G. A. van der. (2011). Can Arbuscular Mycorrhizal Fungi Reduce the Growth of Agricultural Weeds? *PLOS ONE*, 6(12), e27825. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0027825>
- Verbruggen, E., Röling, W. F. M., Gamper, H. A., Kowalchuk, G. A., Verhoef, H. A., & van der Heijden, M. G. A. (2010). Positive effects of organic farming on below-ground mutualists: Large-scale comparison of mycorrhizal fungal communities in agricultural soils. *New Phytologist*, 186(4), 968-979. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03230.x>
- Vierheilig, H., Coughlan, A. P., Wyss, U., & Piché, Y. (1998). Ink and Vinegar, a Simple Staining Technique for Arbuscular-Mycorrhizal Fungi. *Applied and Environmental Microbiology*, 64(12), 5004-5007.

- <https://doi.org/10.1128/AEM.64.12.5004-5007.1998>
- Vogeler, I., Cichota, R., Sivakumaran, S., Deurer, M., Mclvor, I., Vogeler, I., Cichota, R., Sivakumaran, S., Deurer, M., & Mclvor, I. (2006). Soil assessment of apple orchards under conventional and organic management. *Soil Research*, 44(8), 745-752. <https://doi.org/10.1071/SR06096>
- Vorobeichik, E. L., & Bergman, I. E. (2021). Bait-lamina test for assessment of polluted soils: Rough vs. Precise scales. *Ecological Indicators*, 122, 107277. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2020.107277>
- Wei, T., & Simko, V. (2021). R package „corrplot“: Visualization of a Correlation (0.92) [Computer software]. <https://github.com/taiyun/corrplot>
- Weil, R., Stine, M., Gruver, J., & Samson-Liebig, S. (2003). Estimating active carbon for soil quality assessment: A simplified method for laboratory and field use. *American Journal of Alternative Agriculture*, 18, 3-17. <https://doi.org/10.1079/AJAA200228>
- Wickham, H. (2016). *ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis*. Springer Verlag. <https://ggplot2.tidyverse.org>
- Wolters, V., & Joergensen, R. G. (1993). Wirkung von *Lumbricus terrestris* auf den mikrobiellen N-Umsatz in der Sukzessionsreihe Acker-Brache-Wald. *Deutsche Bodenkundliche Gesellschaft (DBG)*, 69, 147-150.
- WTW. (1999). *Bestimmung der Atmungsaktivität von Böden und Feststoffen mit dem Messsystem OxiTop- Control*.
- Zaller, J. G., Heigl, F., Ruess, L., & Grabmaier, A. (2014). Glyphosate herbicide affects belowground interactions between earthworms and symbiotic mycorrhizal fungi in a model ecosystem. *Scientific Reports*, 4(1), 5634. <https://doi.org/10.1038/srep05634>
- Zihlmann, U., Jossi, W., Oberholzer, H.-R., Weisskopf, P., Richner, W., Krebs, H., Tschachtli, R., Nussbaumer, A., & Burgrain, L. (2012). Bedeutung des Bodens im Anbausystemversuch Burgrain. *Agrarforschung Schweiz*, 8.
- Zoppolo, R. J., Stefanelli, D., Bird, G. W., & Perry, R. L. (2011). Soil properties under different orchard floor management systems for organic apple production. *Organic Agriculture*, 1(4), 231-246. <https://doi.org/10.1007/s13165-011-0018-z>

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Standortsituation und Parzellenbeschrieb der Kirschenanlage an der ZHAW (GIS-ZH, 2022; Stacher & Schmid, 2020).....	9
Abbildung 2: Situationsübersicht der einzelnen Plots in der Kirschenanlage, ZHAW CH-8820 Wädenswil. Links die drei gewählten Plots in der «BIO-Parzelle», rechts die drei gewählten Plots in der «IP-Parzelle» (GIS-ZH, 2022).....	11
Abbildung 3: Neun befüllte Köderstreifen a) wurden mithilfe einer Schablone und Metallstäbchen b) im Boden platziert. Pro Plot von BIO c) und IP d) wurden innerhalb von 2 m drei Wiederholungen angelegt.....	19
Abbildung 4: Die Erde um die Lauchwurzeln wurde vor der Wurzelanfärbung abgespült a), um später unter dem Stereomikroskop die Wurzelkolonisierung mit Arbuskulären Mykorrhizapilzen zu untersuchen b).....	22
Abbildung 5: Darstellung der eruierten Werte Lagerungsdichten (Ld + Ldeff), Grobporenvolumen und pH-Wert. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.....	27
Abbildung 6: Ergebnisse der chemischen Bodenparameter Ctot, Corg, Ntot und C:N-Verhältnis. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.	27
Abbildung 7: Auswertung der mikrobiellen Aktivität der beiden Bewirtschaftungsformen anhand der Parameter: a) Basalatmung, b) mikrobielle Biomasse, c) Kohlenstoffquotient, d) metabolischer Quotient. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.....	28
Abbildung 8: Gesamtfressleistung a) und tägliche Fressleistung b) der Bodenorganismen sowie deren Fressaktivität im Profilverlauf c) in den zwei Bewirtschaftungsformen. In (a) und (b) stellt der Balken in der Box den Median dar. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar. In c) sind die Mittelwerte in der jeweiligen Tiefe als Punkt bei BIO und als Dreieck bei IP dargestellt. Zur besseren Lesbarkeit wurde auf die Abbildung der Standardabweichung verzichtet.....	29
Abbildung 9: Abundanz a) und Biomasse b) der gefunden Regenwürmer in der Kirschenanlage, aufgeschlüsselt nach den verschiedenen Lebensstyp-Arten. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar. Wo keine Whisker ersichtlich sind, fallen diese mit oberen/unteren Quartil zusammen.....	30
Abbildung 10: Die Bewirtschaftungsform BIO erzielte bei allen gemessenen Werten vom Kressetest signifikant höhere Werte als IP. In der Box wird der Median als Balken dargestellt. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar.	31
Abbildung 11: Illustration vom offenen (a,b) und geschlossenen (c,d) Kressetest. Die Kresse im Anzuchtsubstrat REF ist am besten gewachsen gefolgt vom Boden der Bewirtschaftungsform BIO und IP.	31
Abbildung 12: Die Biomasse (a) bei BIO war sowohl in der Sprossmasse wie auch in der Wurzelmasse signifikant höher als bei IP (c). Nicht signifikant war der Unterschied in der Sprosslänge (b), wobei das Längenwachstum bei BIO mit $\varnothing 13.1$ cm am grössten war. Bei der Auswertung der Pilzhyphen (d) wurde kein signifikanter Unterschied festgestellt. Die Mykorrhizierung wirkte sich jedoch positiv auf das Wurzelwachstum aus und auch auf die Gesamtbiomasse (e). Das Sprosswachstum wurde von AMP besonders bei IP gehemmt. In (a) stellt der Balken in der Box den Median dar. Die Whisker (oder Balken) ausserhalb der Box stellen die Streuung der Werte unter bzw. über dem unteren und oberen Quartil dar. In e) liegt der Mittelwert vom Balkendiagramm am Ende der Balken, die Streuungsbalken stehen für die Standardabweichung und die Asterisks für eine signifikante Abweichung zu Null.	32
D.1: Abbildung 13: Korrelationsmatrix mit den Korrelationen (nach Pearson; * $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$) zwischen den erhobenen Parameter. Blaue Quadrate = positive Korrelationen, Rote Quadrate = negative Korrelationen, weiss = keine bzw. schwache Korrelationen. Je intensiver die Farbe ist, desto stärker ist der Korrelationskoeffizient (r).	55

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Zusammenfassung der Pflanzenschutzmassnahmen während den Standjahren 2017-2021. Die angewendeten Mengen über die fünf Standjahre wurden zusammengerechnet. Nicht jedes Pflanzenschutzmittel wurde jährlich ausgebracht. Rot = nicht mehr auf der Betriebsmittelliste (FiBL, 2022) für den Biolandbau für erlaubte Hilfsstoffe auffindbar. *Die Bewilligung für den Verkauf dieses Hilfsstoffes wurde widerrufen oder ist ausgelaufen (BLV, 2022).....	10
Tabelle 2: Zeittabelle der angewendeten Methoden in der Kirschenanlage, ZHAW CH-8820 Wädenswil.....	11
Tabelle 3: Profilsprache der beiden Bewirtschaftungsformen in der Kirschenanlage an der ZHAW. Die mit * gekennzeichneten Werte wurden im Labor gemessen und beziehen sich auf die obersten 25 cm. Wenn nicht anders angegeben, handelt es sich um Durchschnittswerte aller gemessenen Plots in der jeweiligen Bewirtschaftungsform. Die Werte sind typisch für schwach saure Braunerden in der Schweiz. Die Mächtigkeit des A-Horizonts von IP wurde durch die Bildanalyse nachträglich korrigiert (siehe Pfeil). Die Profilblätter sind im Anhang E aufgeführt.	26
Tabelle 4: Statistische Auswertung der erhobenen Parameter in den zwei Bewirtschaftungsformen BIO & IP sowie dem Referenzsubstrat REF. Dargestellt sind die Mittelwerte (M), Standardabweichungen (SD), Minimalwerte (Min), Maximalwerte (Max) und die Resultate aus der Einfaktoriellen ANOVA (p-Werte) der verglichenen Gruppen.....	52
Tabelle 5: Zusammenfassung der erhobenen Rohdaten in den jeweiligen Plots der Kirschenanlage.	54
D.2: Tabelle 6: Korrelationskoeffizienten (nach Pearson; * $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$) der Korrelationsmatrix zwischen den erhobenen Parameter. 1 = starke positive Korrelationen, -1 = starke negative Korrelationen, 0 = keine bzw. schwache Korrelationen.	56

Anhang

- A** Datenblatt Referenzsubstrat
- B** Statistische Auswertung der Resultate
- C** Zusammenfassung der Rohdaten
- D** D.1 Korrelationsmatrix
 D.2 Korrelationskoeffizienten
- E** E.1 Profilblatt BIO
 E.2 Profilblatt IP

Plagiatserklärung

Anhang A

Datenblatt Referenzsubstrat





Floradur Block Bio

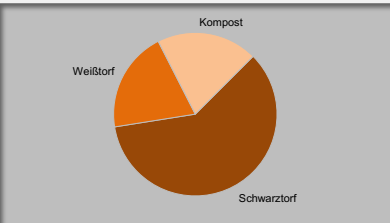
Rezeptur: 10334

Anwendungsbereich:
 Presstopfsubstrat für die Anzucht von Gemüsejungpflanzen.

- Trays
 Anzucht allgemein, Presstopfe
 Growbag
 Kübel
 Ampel
 Pflanzerde
 Rasen
 Topfen, Topfgröße:
 7-9 cm
 8-11 cm
 8-14 cm
 >12 cm
 Cont. >1 l
 Cont. >3 l
 kundenspezifisch

Technische Daten:

Zusammensetzung



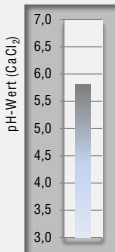
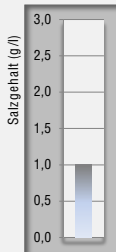
enthält Netzmittel (Instant Plus)
 enthält Ton
 enthält Sand

Chemische Eigenschaften (zum Zeitpunkt der Herstellung)

pH-Wert * (CaCl₂)	5,8
Salzgehalt * (g/l)	1,0
N-Stickstoff * (CaCl₂)	150 mg/l
P₂O₅-Phosphat * (CAL)	150 mg/l
K₂O-Kallium * (CAL)	420 mg/l
Struktur	fein

Dem Substrat wurden Nährstoffe org.-mln. Form zugeführt.

enthält Langzeitdünger

* Schwankungsbreite gemäß Gütebestimmungen für Substrate der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V.

Ausgangsstoffe und Zusätze

Wirkung im Substrat

Stark zersetzter Hochmoortorf (Schwarztorf)	erhöht die Wasserspeicherfähigkeit und verbessert die Wasseraufnahme
Wenig bis mäßig zersetzter Hochmoortorf (Weißtorf)	erhöht die Luftkapazität und verbessert die Strukturstabilität
Gütegesicherter Grünschnittkompost	trägt zur Nährstoffversorgung der Pflanzen bei, belebt das Substrat und sorgt für eine optimale Wasseraufnahme
Kohlensaurer Kalk	stimmt den pH-Wert optimal auf die jeweiligen Pflanzenbedürfnisse ab
Flora Bio-Mix (Naturdünger)	sichert eine schnelle und naturgemäße Nährstoffversorgung und aktiviert das Bodenleben
Organischer Dünger	versorgt die Pflanzen mit organisch gebundenem Stickstoff

Hinweise:

Produkt möglichst trocken und kühl sowie geschützt vor direkter Sonneneinstrahlung lagern. Wir empfehlen, das Produkt möglichst schnell zu verarbeiten. Bei längerer Lagerung sollte vor der Verwendung eine Substratanalyse durchgeführt werden. Die Ausgangsstoffe und Zusätze des Produktes entsprechen der Verordnung (EG) Nr. 834/2007 über die ökologische/biologische Produktion mit ihrer Ausführungs-Verordnung (EG) Nr. 889/2008. Das Produkt ist RAL-gütesichert nach den Gütebestimmungen der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V.. Bei Fragen zum Produkt treten Sie gern in Kontakt zu Ihrem Vertriebsmitarbeiter oder zur Fachabteilung der Firma Floragard unter Tel. +49 441 2092-0.

Anhang B

Tabelle 4: Statistische Auswertung der erhobenen Parameter in den zwei Bewirtschaftungsformen BIO & IP sowie dem Referenzsubstrat REF. Dargestellt sind die Mittelwerte (M), Standardabweichungen (SD), Minimalwerte (Min), Maximalwerte (Max) und die Resultate aus der Einfaktoriellen ANOVA (p-Werte) der verglichenen Gruppen.

Parameter	Einheit	ID	M	SD	Min	Max	p-Wert	Gruppenvergleich
Ld	g cm ⁻³	BIO	1.21	0.134	1.04	1.42	0.007**	IP-BIO
		IP	1.41	0.102	1.28	1.56		
Ld _{eff}	g cm ⁻³	BIO	1.33	0.143	1.11	1.52	0.033*	IP-BIO
		IP	1.46	0.093	1.35	1.57		
GPV	%	BIO	6.54	1.19	4.29	8.56	8.E-05***	IP-BIO
		IP	3.15	1.51	0.55	5.35		
pH	CaCl ₂	BIO	6.2	0.23	5.91	6.41	0.050	IP-BIO
		IP	5.97	0.101	5.81	6.1		
C _{tot}	%	BIO	2.71	0.158	2.52	2.92	0.078	IP-BIO
		IP	2.41	0.339	1.9	2.8		
C _{org}	%	BIO	2.52	0.167	2.31	2.72	0.155	IP-BIO
		IP	2.33	0.246	2.06	2.63		
Humus	%	BIO	4.34	0.289	3.98	4.69	0.151	IP-BIO
		IP	4.01	0.422	3.55	4.53		
N _{tot}	%	BIO	0.475	0.0373	0.42	0.51	0.016*	IP-BIO
		IP	0.395	0.0568	0.3	0.45		
C:N	g C _{org} g ⁻¹ N _{tot}	BIO	5.33	0.612	4.61	6.83	0.159	IP-BIO
		IP	5.99	0.880	4.82	7.15		
BoA	mg O ₂ (kg TS h) ⁻¹	BIO	2.67	0.074	2.61	2.76	0.003**	IP-BIO
		IP	2.42	0.145	2.22	2.61		
BA	mg CO ₂ (kg TS h) ⁻¹	BIO	1	0.030	0.98	1.04	0.003**	IP-BIO
		IP	0.905	0.056	0.83	0.98		
C _{mik}	mg C _{mik} (kg TS) ⁻¹	BIO	848	99.8	714	947	0.020*	IP-BIO
		IP	699	85.8	600	789		
C _{mik} :C _{org}	mg C _{mik} g ⁻¹ C _{org}	BIO	33.6	2.10	30.9	35.4	0.004**	IP-BIO
		IP	30	1.16	28.3	31.7		
qCO ₂	mg CO ₂ g ⁻¹ :C _{mik}	BIO	1.31	0.108	1.2	1.49	0.178	IP-BIO
		IP	1.2	0.153	1.06	1.41		
GFL	%	BIO	49.4	30.9	0	100	0.001**	IP-BIO
		IP	35.7	21.2	0	100		
GFLt	%	BIO	2.35	1.47	0	4.8	0.001**	IP-BIO
		IP	1.7	1.02	0	4.8		
VFLt	%	BIO	2.35	1.21	0	4.76	9.E-06***	IP-BIO
		IP	1.7	1.24	0	4.76		
Wurm	n m ⁻²	BIO	144	60.9	88	240	0.044*	IP-BIO
		IP	73.8	43.1	11	144		
Wurm	g m ⁻²	BIO	73.6	38.9	43.2	145	0.747	IP-BIO
		IP	80.3	30.2	49.6	114		
Epi	n m ⁻²	BIO	14.7	14.7	0	32	0.445	IP-BIO
		IP	8.5	12.1	0	32		
Epi	g m ⁻²	BIO	0.4	0.44	0	0.8	0.577	IP-BIO
		IP	0.8	1.60	0	4		

Anö	n m ⁻²	BIO	54.7	40.3	32	136	0.883	<i>IP-BIO</i>
		IP	51.3	36.3	4	112		
Anö	g m ⁻²	BIO	49.6	38.1	20.8	124	0.282	<i>IP-BIO</i>
		IP	72	29.6	40	103		
Endo	n m ⁻²	BIO	74.7	30.6	48	120	0.004**	<i>IP-BIO</i>
		IP	14	7.04	4	24		
Endo	g m ⁻²	BIO	23.6	8.60	16	40	0.002**	<i>IP-BIO</i>
		IP	7.47	3.34	2.4	11.2		
FS_k	g	BIO	1.79	0.285	1.4	2.1	0.010*	IP-BIO
		IP	1.01	0.271	0.4		8.E-05***	REF-BIO
		REF	3.63	1.27	2.8	5.1	9.E-07***	REF-IP
FS_k	%	BIO	49.2	7.87	39	58	2.E-05***	IP-BIO
		IP	27.9	7.47	11	36	8.E-05***	REF-BIO
		REF	100	34.8	77	140	8.E-07***	REF-IP
WL_k	cm	BIO	5.87	0.527	5.2	6.81	1.E-08***	IP-BIO
		IP	3.41	0.471	2.47	4.16	0.748	REF-BIO
		REF	6.15	0.028	6.13	6.17	4.E-06***	REF-IP
WL_k	%	BIO	95.5	8.56	84.6	111	1.E-08***	IP-BIO
		IP	55.4	7.64	40.2	67.6	0.747	REF-BIO
		REF	100	0.424	99.7	100	4.E-06***	REF-IP
MIP	%	BIO	27.7	10.5	11	43	0.489	IP-BIO
		IP	25.5	6.8	12	33		
BM_L	g	BIO	0.030	0.008	0.017	0.045	0.023*	IP-BIO
		IP	0.022	0.007	0.011	0.032	0.049	REF-BIO
		REF	0.021	0.006	0.01	0.027	0.875	REF-IP
TS_{Spross}	g	BIO	0.014	0.005	0.008	0.026	0.043*	IP-BIO
		IP	0.010	0.004	0.003	0.016	0.967	REF-BIO
		REF	0.013	0.004	0.009	0.019	0.287	REF-IP
TS_{Wurzel}	g	BIO	0.016	0.004	0.008	0.021	0.031*	IP-BIO
		IP	0.012	0.004	0.008	0.018	0.001***	REF-BIO
		REF	0.008	0.004	0.002	0.011	0.065	REF-IP
SL_L	cm	BIO	13.1	2.34	9.7	17.5	0.279	IP-BIO
		IP	11.9	1.72	8.7	14.9	0.084	REF-BIO
		REF	10.8	1.40	9.7	12.5	0.513	REF-IP
MW_R BM_L	%	BIO	24.9	21.8	-18	53	0.055	IP-BIO
		IP	2.87	26.8	-49	36	0.109	REF-BIO
		REF	-2	28.7	-51	24	0.925	REF-IP
MW_R TS_{Spross}	%	BIO	-0.8	26.5	-43	49	0.074	IP-BIO
		IP	-23.33	27.8	-79	18	0.984	REF-BIO
		REF	-3.2	26.8	-35	30	0.333	REF-IP
MW_R TS_{Wurzel}	%	BIO	48.53	17.2	5	63	0.163	IP-BIO
		IP	32	20.9	2	58	4.E-04***	REF-BIO
		REF	-5.4	45.8	-77	33	0.014*	REF-IP

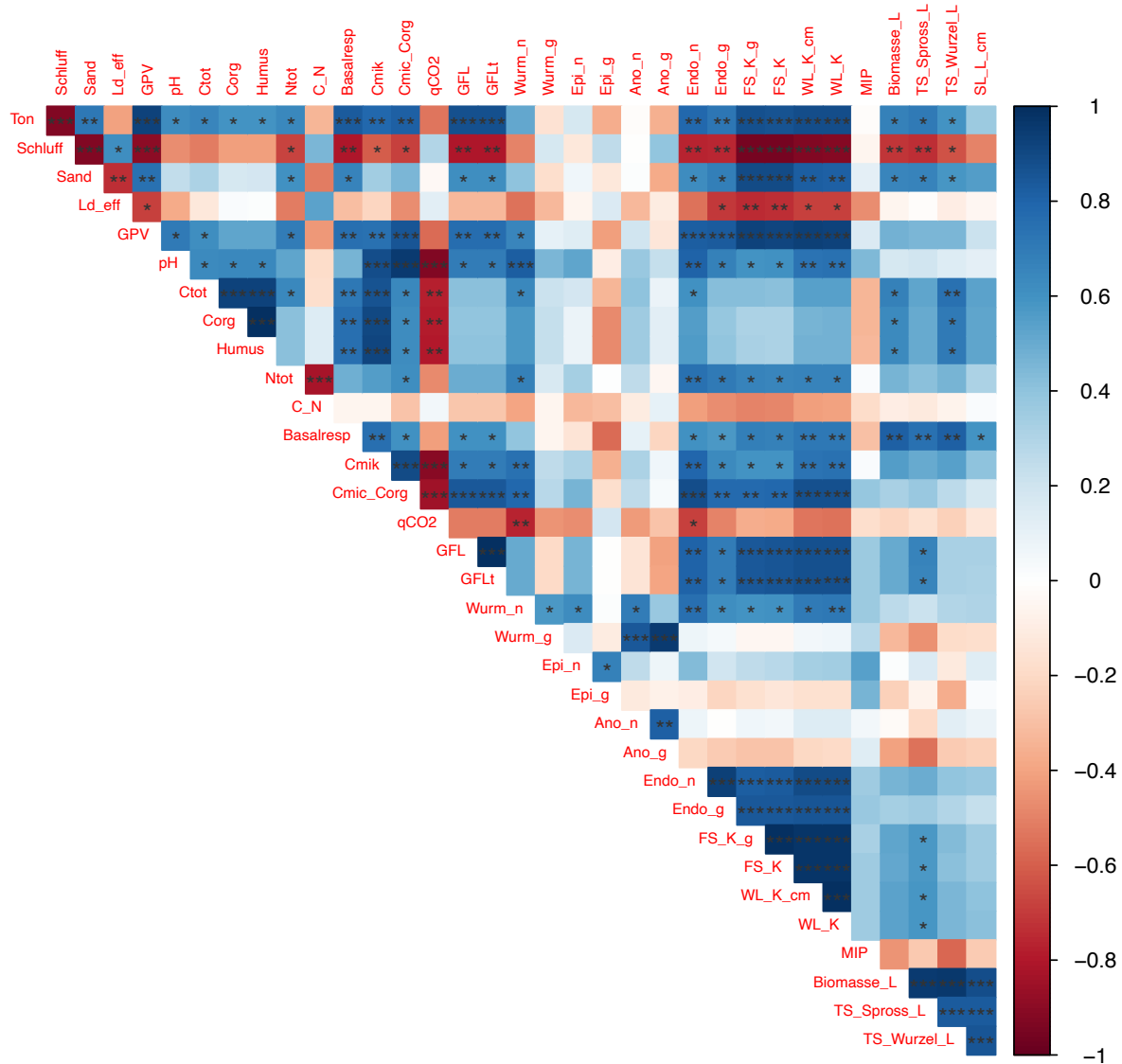
Anhang C

Tabelle 5: Zusammenfassung der erhobenen Rohdaten in den jeweiligen Plots der Kirschenanlage.

Parameter	ID	Ton	Schluff	Sand	Ld	Ld _{eff}	GPV	pH	C _{tot}	C _{org}	Humus	N _{tot}	C:N	BoA	BA	C _{mik}	C _{mik} :C _{org}	qCO ₂	GFL	GFLt
Einheit		%	%	%	g cm ⁻³	g cm ⁻³	%	CaCl ₂	%	%	%	%	g C _{org} g ⁻¹ N _{tot}	mg O ₂ (kg TS h) ⁻¹	mg CO ₂ (kg TS h) ⁻¹	mg C _{mik} (kg TS) ⁻¹	mg C _{mik} g ⁻¹ C _{org}	mg CO ₂ g ⁻¹ :C _{mik}	%	%
WH pro Plot (N)		1	1	1	3	3	3	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	81	81
BIO.1.1	20.49	36.36	43.15	1.14	1.22	7.03	6.41	2.66	2.49	4.3	0.45	5.56	2.5	0.94	882	35.4	1.07	49.5	2.36	
BIO.1.2							6.4	2.69	2.5	4.32	0.51	4.92	2.5	0.94	883	35.2	1.06			
BIO.2.1	23.62	34.68	41.7	1.39	1.48	6.35	6.3	2.92	2.72	4.69	0.51	5.34	2.65	0.99	947	34.9	1.05	55.3	2.63	
BIO.2.2							6.25	2.88	2.7	4.66	0.42	6.38	2.72	1.02	928	34.4	1.1			
BIO.3.1	20.93	32.81	46.27	1.2	1.28	6.27	5.91	2.6	2.31	3.98	0.5	4.61	2.54	0.95	714	31	1.33	43.3	2.06	
BIO.3.2							5.91	2.52	2.37	4.09	0.46	5.15	2.69	1.01	733	30.9	1.38			
IP.1.1	15.66	47.04	37.3	1.42	1.47	3.27	6.01	2.8	2.63	4.53	0.45	5.88	2.43	0.91	788	30	1.16	31.4	1.49	
IP.1.2							6.02	2.78	2.62	4.52	0.38	6.81	2.5	0.94	789	30.1	1.19			
IP.2.1	13.99	47.81	38.2	1.45	1.48	1.69	5.81	1.9	2.12	3.66	0.3	7.15	2.28	0.86	601	28.3	1.43	38.1	1.81	
IP.2.2							5.9	2.27	2.06	3.55	0.43	4.82	2.14	0.8	600	29.1	1.34			
IP.3.1	17.33	46.27	36.4	1.37	1.43	4.4	5.97	2.35	2.23	3.85	0.37	6	2.24	0.84	684	30.6	1.23	37.7	1.8	
IP.3.2							6.1	2.37	2.31	3.98	0.44	5.3	2.39	0.9	730	31.7	1.23			

Parameter	ID	Wurm	Wurm	Epi	Epi	Anö	Anö	Endo	Endo	FS _k	FS _k	WL _k	WL _k	MIP	BM _L	TS _{Spross}	TS _{Wurzel}	SLL	MW _r	BM _L	MW _r	TS _{Spross}	MW _r	TS _{Wurzel}
Einheit		n m ⁻²	g m ⁻²	n m ⁻²	g m ⁻²	n m ⁻²	g m ⁻²	n m ⁻²	g m ⁻²	g	%	cm	%	%	g	g	g	cm	%	%	%	%	%	%
WH pro Plot (N)		2		2	2	2	2	2	2	3	3	3	3	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
BIO.1.1	240	144.8	32	0.8	136	124	72	20	1.9	52.29	6.43	104.61	37	0.024	0.011	0.013	12.485	9	-16	35				
BIO.1.2	176	91.2	16	0.8	40	50.4	120	40																
BIO.2.1	168	51.2	32	0.8	32	25.6	104	24.8	1.7	46.79	5.81	94.42	24	0.033	0.016	0.017	13.463	36	10	56				
BIO.2.2	96	48	8	0	32	32	56	16																
BIO.3.1	88	63.2	0	0	40	44.8	48	18.4	1.8	48.62	5.38	87.43	22	0.031	0.014	0.017	13.2	30	3	55				
BIO.3.2	96	43.2	0	0	48	20.8	48	22.4																
IP.1.1	144	112	8	0	112	102.4	24	9.6	0.9	24.77	3.39	55.18	19	0.027	0.011	0.016	13.162	22	-13	51				
IP.1.2	80	94.4	0	0	64	89.6	16	4.8																
IP.2.1	11	52	3	0.8	4	44	4	7.2	1	28.44	3.28	53.28	31	0.022	0.011	0.011	12.41	4	-16	28				
IP.2.2	80	59.2	32	4	40	52.8	8	2.4																
IP.3.1	56	49.6	8	0	32	40	16	9.6	1.1	30.28	3.55	57.72	26	0.018	0.008	0.01	10.255	-18	-41	17				
IP.3.2	72	114.4	0	0	56	103.2	16	11.2																
REF										3.6	100	6.15	100		0.021	0.013	0.008	10.78	34	4	57			

Anhang D



D.1: Abbildung 13: Korrelationsmatrix mit den Korrelationen (nach Pearson; *p < 0.05; **p < 0.01; ***p < 0.001) zwischen den erhobenen Parameter. Blaue Quadrate = positive Korrelationen, Rote Quadrate = negative Korrelationen, weiss = keine bzw. schwache Korrelationen. Je intensiver die Farbe ist, desto stärker ist der Korrelationskoeffizient (r).

D.2: Tabelle 6: Korrelationskoeffizienten (nach Pearson; * $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$) der Korrelationsmatrix zwischen den erhobenen Parameter. 1 = starke positive Korrelationen, -1 = starke negative Korrelationen, 0 = keine bzw. schwache Korrelationen.

Parameter	Ton	Schluff	Sand	Ld _{eff}	GPV	pH	Ctot	Corg	Humus	Ntot	C:N	BA	Cmik	Cmik:Corg	qCO ₂	GFL	GFLt	
Ton	1																	
Schluff	-0.92***	1																
Sand	0.71**	-0.93***	1															
Ld _{eff}	-0.4	0.62*	-0.73**	1														
GPV	0.92***	-0.90***	0.75**	-0.69*	1													
pH	0.63*	-0.47	0.24	-0.37	0.70*	1												
Ctot	0.65*	-0.52	0.32	-0.12	0.61*	0.63*	1											
Corg	0.59*	-0.41	0.18	0.02	0.52	0.64*	0.92***	1										
Humus	0.60*	-0.41	0.18	0.02	0.53	0.65*	0.92***	1.00***	1									
Ntot	0.64*	-0.68*	0.61*	-0.51	0.70*	0.53	0.64*	0.63*	0.63*	1								
C:N	-0.33	0.46	-0.51	0.54	-0.44	-0.18	-0.17	0.15	0.15	-0.83***	1							
BA	0.83***	-0.81**	0.66*	-0.3	0.76**	0.46	0.71**	0.76**	0.76**	0.49	-0.05	1						
Cmik	0.78**	-0.60*	0.34	-0.22	0.75**	0.88***	0.87***	0.91***	0.91***	0.56	-0.06	0.76**	1					
Cmik:Corg	0.82**	-0.68*	0.46	-0.46	0.86***	0.96***	0.65*	0.63*	0.63*	0.62*	-0.29	0.61*	0.89***	1				
qCO ₂	-0.54	0.3	-0.03	0.13	-0.57	-0.92***	-0.78**	-0.79**	-0.79**	-0.48	0.06	-0.41	-0.90***	-0.84***	1			
GFL	0.88***	-0.80**	0.62*	-0.32	0.76**	0.69*	0.42	0.4	0.4	0.5	-0.27	0.60*	0.69*	0.84***	-0.51	1		
GFLt	0.88***	-0.80**	0.62*	-0.33	0.77**	0.70*	0.42	0.4	0.4	0.5	-0.28	0.60*	0.69*	0.84***	-0.52	1.00***	1	
Wurm (n)	0.51	-0.5	0.41	-0.54	0.65*	0.83***	0.65*	0.57	0.57	0.68*	-0.39	0.4	0.74**	0.79**	-0.77**	0.51	0.51	
Wurm (g)	-0.16	0.18	-0.17	-0.32	0.11	0.45	0.21	0.23	0.23	0.17	-0.05	-0.06	0.26	0.27	-0.44	-0.2	-0.2	
Epi (n)	0.17	-0.13	0.07	-0.06	0.14	0.52	0.19	0.09	0.09	0.33	-0.32	-0.15	0.31	0.46	-0.46	0.46	0.46	
Epi (g)	-0.36	0.26	-0.13	0.15	-0.42	-0.1	-0.33	-0.48	-0.48	0.01	-0.31	-0.57	-0.35	-0.17	0.19	0	0	
Anö (n)	-0.01	0	0.02	-0.33	0.2	0.37	0.41	0.36	0.35	0.26	-0.11	0.1	0.32	0.25	-0.42	-0.14	-0.14	
Anö (g)	-0.36	0.39	-0.37	-0.1	-0.14	0.24	0.09	0.12	0.12	-0.05	0.1	-0.21	0.07	0.03	-0.28	-0.4	-0.4	
Endo (n)	0.79**	-0.76**	0.63*	-0.55	0.83***	0.81**	0.60*	0.56	0.56	0.74**	-0.42	0.61*	0.80**	0.88***	-0.69*	0.80**	0.80**	
Endo (g)	0.72**	-0.76**	0.68*	-0.70*	0.83***	0.67*	0.43	0.39	0.39	0.70*	-0.47	0.58*	0.63*	0.77**	-0.5	0.69*	0.70*	
FS _k (g)	0.87***	-0.96***	0.90***	-0.74**	0.92***	0.59*	0.42	0.32	0.32	0.66*	-0.49	0.69*	0.60*	0.78**	-0.37	0.84***	0.84***	
FS _k (%)	0.87***	-0.95***	0.89***	-0.74**	0.91***	0.61*	0.41	0.31	0.32	0.65*	-0.49	0.67*	0.60*	0.79**	-0.37	0.86***	0.86***	
WL _k (cm)	0.89***	-0.92***	0.82**	-0.69*	0.93***	0.74**	0.54	0.47	0.47	0.67*	-0.41	0.71**	0.74**	0.87***	-0.54	0.88***	0.88***	
WL _k (%)	0.88***	-0.92***	0.82**	-0.69*	0.93***	0.74**	0.54	0.47	0.48	0.67*	-0.41	0.71**	0.74**	0.88***	-0.55	0.88***	0.88***	
MIP	-0.01	-0.06	0.12	-0.46	0.16	0.45	-0.33	-0.33	-0.32	0.02	-0.18	-0.3	0.02	0.39	-0.18	0.36	0.37	
BM _L	0.67*	-0.72**	0.65*	-0.05	0.47	0.17	0.67*	0.64*	0.64*	0.46	-0.09	0.82**	0.55	0.33	-0.21	0.51	0.5	
TS _{Spross}	0.70*	-0.74**	0.66*	-0.01	0.45	0.19	0.53	0.51	0.51	0.41	-0.11	0.74**	0.51	0.37	-0.17	0.66*	0.66*	
TS _{Wurzel}	0.59*	-0.64*	0.59*	-0.09	0.46	0.14	0.74**	0.71*	0.70*	0.47	-0.07	0.82**	0.55	0.27	-0.23	0.33	0.32	
SL _L	0.36	-0.5	0.55	-0.05	0.22	0.11	0.53	0.53	0.53	0.31	0.11	0.60*	0.41	0.17	-0.14	0.32	0.32	
	Wurm (n)	Wurm (g)	Epi (n)	Epi (g)	Anö (n)	Anö (g)	Endo (n)	Endo (g)	FS _k (g)	FS _k (%)	WL _k (cm)	WL _k (%)	MIP	BM _L	TS _{Spross}	TS _{Wurzel}	SL _L	
Wurm (n)	1																	
Wurm (g)	0.58*	1																
Epi _n	0.63*	0.16	1															
Epi (g)	0.02	-0.11	0.67*	1														
Anö (n)	0.69*	0.84***	0.25	-0.11	1													
Anö (g)	0.37	0.95***	0.07	-0.07	0.82**	1												
Endo (n)	0.75**	0.08	0.44	-0.1	0.08	-0.21	1											
Endo (g)	0.61*	0.05	0.19	-0.22	0	-0.25	0.93***	1										
FS _k (g)	0.60*	-0.04	0.25	-0.16	0.06	-0.29	0.83***	0.84***	1									
FS _k (%)	0.60*	-0.04	0.28	-0.14	0.05	-0.29	0.83***	0.84***	1.00***	1								
WL _k (cm)	0.71*	0.06	0.34	-0.17	0.14	-0.2	0.90***	0.86***	0.98***	0.98***	1							
WL _k (%)	0.71**	0.06	0.34	-0.16	0.15	-0.19	0.90***	0.86***	0.97***	0.98***	1.00***	1						
MIP	0.36	0.27	0.55	0.47	0.05	0.13	0.35	0.38	0.33	0.36	0.36	0.36	1					
BM _L	0.27	-0.33	0.01	-0.23	-0.03	-0.41	0.46	0.34	0.52	0.51	0.54	0.54	-0.45	1				
TS _{Spross}	0.22	-0.46	0.16	-0.06	-0.2	-0.55	0.49	0.36	0.58*	0.58*	0.58*	0.58*	-0.27	0.95***	1			
TS _{Wurzel}	0.29	-0.18	-0.11	-0.37	0.12	-0.25	0.4	0.3	0.43	0.42	0.46	0.46	-0.57	0.96***	0.83***	1		
SL _L	0.31	-0.17	0.14	0.02	0.08	-0.24	0.37	0.23	0.36	0.36	0.4	0.41	-0.26	0.88***	0.83***	0.86***	1	

Anhang E

E.1 Profilblatt BIO

Situation			Topographie / Geologie					Titeldaten							
								Daten-schlüssel	Projekt-Nr.	Profil-art	Pedologe	Datum	Profil-bezeichnung		
								1	2	3	4	5	6	7	
								E		P	2x16	8 2 2022	U 2		
8 Polit. Gem. Wädenswil						9 Kanton		10		Gem. Nr. 8820					
11 Ort						12 Blatt-Nr. 1:25'000		Koordinaten		13	14	15			
16 Bemerkungen						17 Bodenbezeichnung									
[] = Laborwert (1. 2. oben) 25cm						Bodentyp		16	B		17				
						Untertyp		E 1 G 2 PK H 0				18			
						Skelettgehalt		19	5	16		20			
						Feinerdekorung		21	6	-		22			
						Wasserhaushaltsgruppe /				b		23			
						Pflanzennutzbare Gründigkeit		cm	51		24				
Neigung		25	12%		Geländeform f		26								
Profilskizze															
27	28	29/30	31/32		33/34	35/36	37/38	39/40	41 (43)	42	44/45	46/47	48 - 55	56	
Horizont		Profilskizze		Gefüge	organ. Sub. %	Ton %	Schluff %	Sand %	Kies (0.2-5) Vol. %	Steine (>5cm) Vol. %	Kalk CaCO ₃ %	pH CaCl ₂	Farbe (Munsell)	Proben Bemerkungen	
Nr.	Tiefe	Bezeichnung													
	0														
	11	Ah	A Ah K _r		2.52		21.7	34.6	43.7	1	-	0	5.6	[6 2]	
	40	AB	A B 1						6	2	0	5.6			
	66	Bw	B 3						10	6	0	5.8			
	170	C	C 4						30	12	0	6			
Profiltiefe		57													
120 cm															
Standort						Bewertung / Eignung									
Höhe ü. M. m	Exposition	Klima-eignungszone	Vegetation aktuell	Ausgangsmaterial	Landsch. element	Nutzungs-gebiet	Stufe	Boden-punktzahl	Eignung	Eignungs-klasse					
58	59	60	61	62/63	64	65	73	74	75	76					
515.1	NE	BS	So	Mo 4	H 4	3	2	80-85	-	5					
Nutzungsbeschränkungen / Meliorationen															
Krumenzustand		Limitierungen		Nutzungsbeschränkung		Meliorationen festgestellte		empfohlene		Düngereinsatz fest		flüssig			
66		67		68		69		70		71		72			
1															
Wald															
Humus-form	Bestand		Baumhöhe, m gem. gesch.		Vorrat, m ³ /ha gem. gesch.		Alter, J gem. gesch.		Gesell-schaft		Geeignete Baumarten		Prod.-fähigkeit Stufe	Punkte	
100	101	102	103	104	105	106	107	108	109		110	111			
-	a	-	b	-	-	-	-	-	-		-	-			

Agroscope FAL Reckenholz, Eidgenössische Forschungsanstalt für Agrarökologie und Landbau, CH-8046 Zürich, © 2005

E.2 Profilblatt IP

Situation		Topographie / Geologie		Titeldaten											
				Daten-schlüssel	Projekt-Nr.	Profil-art	Pedologe	Datum		Profil-bezeichnung					
				1	2	3	4	5	6	7					
				8	9		10		11		12				
				Polit. Gem. Kanton		Gem. Nr.									
				Ort		Flurname									
				Blatt-Nr. 1:25'000		Koordinaten		13	14	15	16	17			
				Kartierungs-code											
Bemerkungen		Bodenbezeichnung													
						Bodentyp		16	17						
				[] = Laborwert (Ø) in Boden		Untertyp		18		19		20			
				25cm		Skelettgehalt		21		22		23			
						Feinerdekorung		24		25		26			
						Wasserhaushaltsgruppe /		27		28		29			
						Pflanzennutzbare Gründigkeit		30		31		32			
						Neigung		33	34	35	36		37		
						Geländeform		38		39		40			
Profilskizze															
27	28	29/30	Profilskizze		31/32	33/34	35/36	37/38	39/40	41 (43)	42	44/45	46/47	48 - 55	56
Nr.	Tiefe	Bezeichnung			Gefüge	organ. Sub. %	Ton %	Schluff %	Sand %	Kies (0.2-5) Vol. %	Steine (>5cm) Vol. %	Kalk CaCO ₃ %	pH CaCl ₂	Farbe (Munsell)	Proben Bemerkungen
1	0-10	Ah	[Hand-drawn profile sketch]												
2	10-30	A	[Hand-drawn profile sketch]												
3	30-70	Bw	[Hand-drawn profile sketch]												
4	70-120	C	[Hand-drawn profile sketch]												
Profiltiefe															
57															
120cm															
Standort										Bewertung / Eignung					
Höhe ü. M.	Exposition	Klima-eignungszone	Vegetation aktuell	Ausgangsmaterial	Landsch. element	Nutzungs- gebiet			Stufe	Boden-punktzahl	Eignung	Eignungs- klasse			
58	59	60	61	62/63	64	65			73	74	75	76			
5162	NE	BS	SO	MO4	4F	3			2	85-90	-	5			
Nutzungsbeschränkungen / Meliorationen															
Krumenzustand		Limitierungen		Nutzungsbeschränkung		Meliorationen festgestellte		Meliorationen empfohlene		Düngereinsatz fest		Düngereinsatz flüssig			
66		67		68		69		70		71		72			
A															
Wald															
Humus- form	Bestand	Baumhöhe, m gem.		Vorrat, m ³ /ha gesch.		Alter, J gem.		Gesell- schaft	Geeignete Baumarten			Prod.-fähigkeit Stufe Punkte			
100	101	102	103	104	105	106	107	108	109			110	111		
-	a	-	b	-	-	-	-	-	-			-	-		

Agroscope FAL Reckenholz, Eidgenössische Forschungsanstalt für Agrarökologie und Landbau, CH-8046 Zürich, © 2005

Plagiatserklärung

Erklärung betreffend das selbständige Verfassen einer Semesterarbeit im Departement Life Sciences und Facility Management

Mit der Abgabe dieser Bachelorarbeit versichert der Studierende, dass er die Arbeit selbständig und ohne fremde Hilfe verfasst hat.

Die unterzeichnende Studierende erklärt, dass alle verwendeten Quellen (auch Internetseiten) im Text oder Anhang korrekt ausgewiesen sind, d.h. dass die Bachelorarbeit keine Plagiate enthält, also keine Teile, die teilweise oder vollständig aus einem fremden Text oder einer fremden Arbeit unter Vorgabe der eigenen Urheberschaft bzw. ohne Quellenangabe übernommen worden sind.

Bei Verfehlungen aller Art treten Paragraph 39 und Paragraph 40 der Rahmenprüfungsordnung für die Bachelor- und Masterstudiengänge an der Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften vom 29. Januar 2008 sowie die Bestimmungen der Disziplinarmaßnahmen der Hochschulordnung in Kraft.

Ort, Datum:

Unterschrift:

Wädenswil, 07.07.2022

.....