



# Auswirkungen des pH-Wertes auf die Population der Bodenlebewesen in Buchenwäldern

YANNIS SCHWIEGER

25.10.17



**Auswirkungen des pH-Wertes auf die Population  
der Bodenlebewesen in Buchenwäldern**

Eine Maturitätsarbeit an der  
KANTONSSCHULE LIMMATTAL

vorgelegt von

**YANNIS SCHWIEGER**

Klasse M6b

im Fach Biologie

betreut von

**Michel Bochsler, Dipl. Naturwissenschaftler ETHZ**

# Inhalt

1. Zusammenfassung.....	1
2. Einleitung.....	2
3. Material und Methoden.....	4
3.1. Probenbeschaffung.....	4
3.2. Sieben der Bodenproben.....	6
3.3. Einwiegen der gesiebten Proben .....	7
3.4. Berlese.....	8
3.5. Analyse der Berlese .....	9
3.6. pH-Wert Messung.....	11
3.7. Trockengewichtsbestimmung .....	12
3.8. DNA-Analyse .....	13
3.8.1. Vorgehen zum Reinigen der DNA.....	13
3.8.2. Vorgehen beim qPCR:.....	15
3.8.3. Berechnungen.....	16
4. Resultate.....	18
4.1. Beobachtungen im Feld.....	18
4.2. Resultate der pH-Wert Messung.....	24
4.3. Resultate der Trockengewichtsbestimmung.....	26
4.4. Resultate der Berleseanalyse .....	27
4.5. Resultate der DNA-Analyse .....	31
5. Diskussion .....	33
5.1. Diskussion der pH-Werte.....	33
5.2. Diskussion der Trockengewichte.....	33
5.3. Diskussion der Resultate aus der Berlese .....	34
5.4. Neutrale Standorte.....	34
5.5. Saure Standorte .....	37
5.6. Meso- und Makrofauna .....	38
5.7. Bakterien und Pilze.....	48
5.8. Fazit .....	52
6. Schlusswort.....	53
8. Danksagung .....	54
9. Anhang.....	55
10. Quellen .....	81
11. Eigenständigkeitserklärung .....	85

## 1. Zusammenfassung

Im Rahmen meiner Maturitätsarbeit versuchte ich, die Auswirkungen des Boden-pH's auf Bodenlebewesen zu erforschen. Da zunehmende Bodenversauerung schon Pflanzen schadet, wollte ich wissen, wie genau sich ein tiefer pH-Wert auf die Population anderer Organismen auswirkt. Dabei untersuchte ich Tiere, welche mit einer Grösse von 0.2 bis 20 mm der Meso- und Makrofauna zugeschrieben werden <sup>[5],[6]</sup>, sowie Bodenbakterien und einzellige Pilze. Da sich die Bodenökologie in den verschiedenen Horizonten des Waldbodens stark unterscheidet, untersuchte ich nur Ah-Horizonte. Um genügend Daten für einen Vergleich zwischen hohen und tiefen pH-Werten zu haben, untersuchte ich vier saure und vier neutrale Standorte. Damit möglichst alle Lebewesen erfasst werden konnten, benutzte ich Berlesetrichter für die Suche nach kleinen Tieren und real-time qPCR für die Analyse auf Bakterien und Pilze. Da dieses Verfahren mit einem hohen Materialaufwand und Fachwissen verbunden ist, bin ich der WSL, der Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft, dankbar für ihre Hilfe. Da mir seitens der WSL die pH-Werte der Standorte von früheren Messungen schon vorlagen, konnte mit einer erneuten Messung auch die Bodenversauerung ermittelt werden, also wie stark sich der Boden-pH verändert hatte. Durch Recherche und Vergleichen verschiedener Quellen mit meinen Messergebnissen konnte ich einzelne Faktoren bestimmen, die von dem Boden-pH abhängen und sich auf Lebewesen auswirken. Die vier Hauptfaktoren, die auf die Meso- und Makrofauna wirken, sind: Versauerung, Nährstoffauswaschung, Aluminiumtoxizität und Wurzelschädigung. Die Versauerung an sich kann schon Zellschäden durch Säuren und Ionen hervorrufen. Die anderen drei Faktoren entstehen erst durch eine Senkung des Boden-pH's. Da alle vier Effekte in sauren Böden auftreten, werden dort Populationen von Bodenlebewesen dezimiert. Im Extremfall kann eine Art durch die Bodenversauerung sogar ausgerottet werden. Allerdings gibt es auch Tiere, welche nur in sauren Umgebungen vorkommen und deshalb Abwehrmassnahmen, gegen die negativen Effekte eines niedrigen Boden-pH's, entwickelt haben.

Im Gegensatz dazu werden Bakterien und Pilze nicht von dem pH-Wert ihrer Umgebung beeinflusst. Dies könnte mit der starken Anbindung an Pflanzen zusammenhängen, da Bakterien häufig in der Rhizosphäre um die Wurzeln leben und Pilze oft Symbiosen eingehen. Dadurch kann die Pflanze sie vor tödlichen Einflüssen des pH-Wertes beschützen und die Populationen dieser Lebewesen sind in sauren Böden deshalb nicht kleiner, als in neutralen. Obwohl ich nicht alle Aspekte der Bodenökologie anhand meiner Messungen erklären konnte, war es mir möglich, meine, zu Beginn der Arbeit gestellten, Fragen zu beantworten und meine Hypothesen zu korrigieren. Auch werfen die Resultate neue Fragen auf. Eine Frage ist, wie genau Lebewesen, die natürlicherweise in sauren Böden leben, mit den negativen Einflüssen ihrer Umgebung klarkommen. Da die vollständige Erforschung und Erklärung der komplexen Abläufe im Waldboden den Rahmen einer Maturitätsarbeit sprengen würden, konnte ich leider nicht alle Prozesse berücksichtigen und es bleiben zwangsläufig ungeklärte Fragen, denen man weiter nachgehen kann.

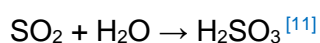
## 2. Einleitung

Rund ein Drittel der Schweiz ist bewaldet, was aufgrund der Alpen, in denen zu einem grossen Teil keine Bäume gedeihen können, schon ein beträchtlicher Anteil ist.<sup>[7]</sup> Diese komplexen und artenreichen Ökosysteme sind aber in Gefahr. Zwar wächst die Waldfläche in der Schweiz noch an, doch gibt es klare Unterschiede zwischen einem gesunden Wald, der funktioniert, und einem kranken Wald.<sup>[9]</sup> Um die Prozesse, welche im Boden zu Veränderungen führen, zu verstehen, bedarf es zunächst der Kenntnis des Bodenaufbaues.

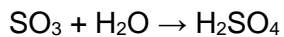
Der Waldboden wird grundsätzlich in verschiedene Schichten, die Horizonte, unterteilt. In meiner Maturitätsarbeit untersuchte ich nur die zweitoberste Bodenschicht, den A-Horizont, auch mineralischer Oberboden genannt, in welchem Humus gebildet wird. Auf dieser Schicht liegt der O-Horizont, welcher die organische Auflage, die sogenannte Streuschicht, darstellt. Da nicht immer eine Streuschicht vorliegt, kann dieser Horizont manchmal fehlen. Unter dem A-Horizont folgen üblicherweise der B- (mineralischer Unterboden) und der C-Horizont (mineralischer Untergrund), wobei es Böden gibt, in denen der C- direkt auf den A-Horizont folgt. Um Merkmale der Schichten besser zu beschreiben, wird hinter den Grossbuchstaben ein Kleinbuchstabe gesetzt, um klar zu kennzeichnen, wie der Horizont zusammengesetzt ist. Im Rahmen meiner Maturitätsarbeit beschränkte ich mich auf Ah-Horizonte, wobei das „h“ bedeutet, dass die Schicht über mehr als 15% Humusanteil verfügt. Gebildet wird dieser Humus aus Tierkadavern und Pflanzenteilen, welche von kleinen Tieren und Bakterien, den sogenannten Destruenten, zersetzt werden.<sup>[32]</sup>

Ein sehr wichtiges Merkmal von Böden ist der Boden-pH. Dieser Wert wird verwendet, um den Säure- und Basengehalt der Erde zu beschreiben. Grundlegend funktioniert er genau gleich wie der pH-Wert für Flüssigkeiten und ist demnach der negative Zehnerlogarithmus der Konzentration der Oxonium-Ionen (mathematisch:  $-\log_{10}(c(\text{H}_3\text{O}^+))$ ). Daraus folgt, dass ein saurer Boden mehr  $\text{H}_3\text{O}^+$ -Ionen enthält, als ein basischer, was durch einen tiefen Boden-pH dargestellt wird. Dabei gelten Werte unter 7 als „sauer“ und solche über 7 als „basisch“ oder „alkalisch“.<sup>[41]</sup>

Versauert ein Boden, passiert folgendes: Durch sogenannten Sauren Regen, also Niederschlag mit einem pH-Wert von circa 4.2 bis 4.8, gelangen  $\text{H}^+$ -Ionen in die Erde, welche dann zusammen mit Wasser, also  $\text{H}_2\text{O}$ , Oxonium-Ionen ( $\text{H}_3\text{O}^+$ ) bilden.<sup>[11]</sup> Da der pH-Wert der negative dekadische Logarithmus der Oxonium-Ionen-Konzentration ist, sinkt er, wenn mehr dieser Ionen hinzukommen. Zusätzlich werden beim Prozess der Bodenversauerung unterhalb eines pH-Wertes von 5.5 (meine Quellen unterschieden sich hier, da Werte von 5.0 bis 6.0 genannt werden) toxische Aluminiumkationen ( $\text{Al}^{3+}$ ) von den Pflanzen aufgenommen.<sup>[16],[12]</sup> Liegt der Boden-pH über diesem Wert, sind die Aluminium-Ionen an Silicate gebunden und somit nicht frei verfügbar. Die Bodenversauerung geschieht dadurch, dass durch eine hohe Konzentration an Schwefeltrioxid in der Luft im Regenwasser Schwefelsäure gebildet wird. Schwefeltrioxid ( $\text{SO}_3$ ) gelangt vor allem durch Verbrennungen von schwefelhaltigen Stoffen, wie zum Beispiel Kohle, in die Luft. Auch Schwefeldioxid ( $\text{SO}_2$ ) wird bei solchen Verbrennungen in Kohlekraftwerken freigesetzt, doch entsteht bei der Reaktion von Wasser mit  $\text{SO}_2$  nur schweflige Säure ( $\text{H}_2\text{SO}_3$ ), welche zwar die Bodenversauerung begünstigt, aber keine Aluminium-Ionen aus Silicatkomplexen lösen kann.<sup>[11]</sup>



Sobald dann aber Schwefelsäure in die Erde gelangt, entsteht mit den an Silicate gebundenen Aluminium-Ionen das Aluminiumhydroxysulfat.



Dann werden die  $\text{Al}^{3+}$ -Ionen von den Wurzeln aufgenommen, was die Pflanze angreift, indem die Wurzeln beschädigt und Aufnahmekanäle blockiert werden. Das Wachstum der Pflanze wird somit stark beeinträchtigt, sofern sie nicht aluminiumresistent ist. [16],[17] Zudem verdrängen Aluminium-Ionen wichtige Nährstoffe wie Natrium und Calcium von den Tonteilchen, worauf diese nicht mehr fixiert sind und daher ausgewaschen werden, was die Pflanzen schädigt, da sie keine wichtigen Nährstoffe mehr aufnehmen können. [14] Eine Resistenz oder Toleranz gegenüber Aluminium ist bei ein paar Pflanzen bekannt, wobei die toxischen Ionen unschädlich gemacht werden, indem diese entweder nicht aufgenommen oder durch Komplexbildung unschädlich gemacht werden. Eine weitere Möglichkeit der Neutralisierung ist die Speicherung in den Vakuolen der Zellen. [17] Allerdings können diese Massnahmen nicht die Nährstoffverdrängung durch Oxonium- und Aluminium-Ionen aufhalten.

Eine Funktion des Bodens ist es, die Versauerung bis zu einem gewissen Grad zu verhindern, also den Boden-pH konstant zu halten. Die sogenannte Pufferkapazität tauscht dabei bei einer Übersäuerung  $\text{H}_3\text{O}^+$ -Ionen gegen an die Tonteilchen gebundenen basischen Kationen aus. [14] Als basische Kationen zählen Calcium, Magnesium, Kalium und Natrium. Die Oxonium-Ionen binden dann im Gegenzug an die Tonteilchen und werden somit neutralisiert, das heisst, sie können den Boden-pH nicht mehr beeinflussen. Bei einer zu grossen Menge oder stetiger Zufuhr von Säuren sind die basischen Kationen irgendwann aufgebraucht, was zu einer Senkung des pH-Wertes führt, da keine  $\text{H}_3\text{O}^+$ -Ionen mehr neutralisiert werden können. Tritt dies ein, spricht man von einer Erschöpfung der Pufferkapazität. [35],[46] Derselbe Mechanismus funktioniert auch in die andere Richtung, wenn Basen neutralisiert werden müssen und daher  $\text{H}^+$ -Ionen abgegeben werden.

Da es soweit erwiesen ist, dass saurer Regen den Boden und die Pflanzen schädigt, ging ich einer anderen, weniger geklärten Frage nach. Schädigt eine Versauerung des Bodens auch Bodenlebewesen? Sind nur gewisse Arten betroffen? Sind dabei Lebewesen der Meso- und Makrofauna anders betroffen als Bakterien und Pilze der Mikrofauna? Und wie genau wirkt sich der pH-Wert auf Lebewesen aus? Welche Einflüsse wirken auf das Leben im Boden?

Um diese Fragen zu beantworten, analysierte ich die Anzahl an Lebewesen in Bodenproben mit einem Volumen von einem Liter und schaute dann, wie viele Organismen wo vorkamen und ob manche Arten nur in sauren oder nur in neutralen Böden zu finden sind. Um die Ergebnisse vergleichen zu können, wurden alle Proben neben Buchen gesammelt. Da es Tiere gibt, welche an das Vorkommen einer bestimmten Baumart gebunden sind, mussten die Probenstandorte mit Buchen bewachsen sein. Dadurch wurde sichergestellt, dass gewisse Arten nicht nur wegen einer Baumart in den Böden vorkamen.

Natürlich stellte ich Hypothesen zur Beantwortung der Fragen, denen ich nachgehen wollte, auf. Sie lauteten wie folgt:

Ich vermute, dass in den Böden mit einem tieferen pH-Wert weniger Lebewesen und weniger Arten zu finden sind, als in denen mit einem annähernd neutralen Wert. Zusätzlich hat es in Proben mit einem sauren pH-Wert wahrscheinlich weniger Bakterien und Pilze, als in Bodenproben mit einem neutralen Wert. Des Weiteren schätze ich, dass alle Lebewesen

gleich beeinflusst werden, also dass Tiere, Bakterien und Pilze von Boden-pH Veränderungen betroffen sind.

Um meine Bodenproben zu analysieren verwendete ich Berlesetrichter und real-time PCR. Da ein real-time PCR, eigentlich eine Art der DNA-Analyse, extrem aufwendig ist und sehr viel Material benötigt, half mir die Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft (WSL) bei diesem Arbeitsschritt sowie bei den Fahrten zu den Standorten der Probenentnahmen, die im Kanton Zürich verstreut lagen.

Um weiteres Wissen über Bodenlebewesen bei verschiedenen pH-Werten herauszufinden, suchte ich in der Zentralbibliothek fachspezifische Quellen, fand aber keine für die Arbeit passenden Bücher. Durch das Vergleichen verschiedener Zeitungsartikel und Webseiten und mit Hilfe des immensen Fachwissens meiner Ansprechpersonen an der WSL erlangte ich trotzdem ein gutes Verständnis für das Thema. Sehr nützlich war das Bestimmungsbuch (Bestimmung wirbelloser Tiere von Rudolf Bährmann <sup>[52]</sup>), da eine Bestimmung von Vertretern der Meso- und Makrofauna über das Internet sehr schwierig und ungenau sein kann.

### 3. Material und Methoden

#### 3.1. Probenbeschaffung

Material:

- Landkarten, Probenpunkte wurden markiert
- Auto (Modell: Subaru Forester)
- Hammer
- Burgerzylinder (2 Stück)
- Spaten
- Messer
- 8 grosse Plastikbeutel
- 8 kleine Plastikbeutel (Minigrip)
- Schnüre
- Fotoapparat zur Dokumentation

Vorgehen:

Um geeignete Bodenarten für die Arbeit zu finden, wurden in der Bodendatenbank der WSL aus einer Vielzahl an bereits untersuchten Böden acht ausgesucht, deren pH-Werte in den benötigten Bereichen lagen. Es wurden vier Standorte mit einem pH-Wert im sauren Bereich und vier mit einem annähernd neutralen Wert, also um 7.0 ausgewählt. Die vier sauren Standorte hatten laut der Datenbank die Werte 3.675, 3.37, 3.31 und 3.34. Die pH-Werte der neutralen Standorte betragen 7.065, 7.415, 7.48 und 6.83. Zusätzlich waren alle Standorte in Buchenwäldern, damit Unterschiede in der Bodenfauna nicht aufgrund der Durchwurzelung von verschiedener Baumarten entstanden. Nach der Auswahl der Standorte, mussten diese auf der Landkarte markiert werden, um später den exakten Ort mit dem Auto anfahren zu können. Die Koordinaten der Standorte waren auch in der Bodendatenbank angegeben, genauso wie die Tiefe, in der die pH-Messung durchgeführt wurde. Das Vergleichen der Bodenfaunen in verschiedenen Tiefen von verschiedenen

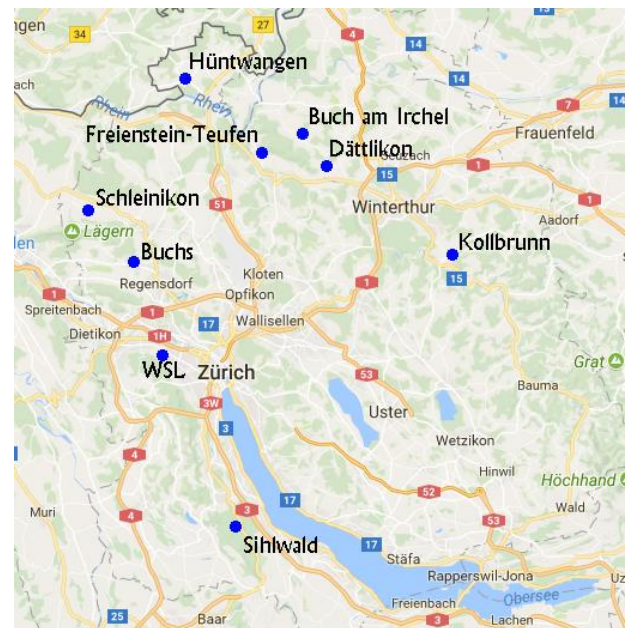


Abbildung 1: Die Standorte der Probenentnahme

Bodenarten wäre völlig irrelevant gewesen, da in verschiedenen Schichten des Bodens sowie andere Lebewesen vorkommen. [32] Daher wurden nur Proben der obersten Schicht, also des Ah-Horizontes gesammelt.

Das wirkliche Sammeln der Proben begann damit, dass erst der auf der Landkarte markierte Probenstandort angefahren und dann der Ort gesucht wurde, der in der Bodendatenbank der WSL vermerkt war. Meist erkannte man einen solchen Ort an einer kleinen Mulde, da teilweise ganze Bodenprofile herausgestochen wurden. Allerdings ist das Beprobieren des exakt gleichen Ortes nicht ideal, da oft die Bodenökologie noch gestört ist und die Resultate dadurch verfälscht werden würden. Daher wurden alle Proben ein paar Meter entfernt genommen, wo der Boden noch intakt vorlag.



Abbildung 2: Hereinschlagen des Burgerzylinders in den Waldboden

Nachdem der passende Ort gefunden war, musste geschaut werden, wie weit der Ah-Horizont in die Tiefe ging, damit nicht ausversehen die nächste Bodenschicht auch noch mitgenommen wurde. Durch ein Anstechen mit dem Spaten konnte dann bestimmt werden, ob der Burgerzylinder ganz versenkt werden konnte oder nicht. Bei allen acht Standorten war der Ah-Horizont aber dick genug. Darauf folgend wurde ein Burgerzylinder auf dem Waldboden positioniert. Wenn eine Streuschicht vorhanden war musste diese zuerst weggekehrt werden. Dann wurde mithilfe eines grossen Hammers der Zylinder bis zur oberen Kante in den Waldboden geschlagen. Der Nutzen dieses Burgerzylinders, benannt nach seinem Erfinder, liegt darin, dass sein Volumen genau einen Liter beträgt und damit das genaue Volumen des entnommenen Bodens bekannt ist. Um den Zylinder samt Inhalt wieder aus dem Boden zu bekommen, musste er wieder mit dem Spaten ausgegraben werden. Danach wurde nur der Inhalt des Zylinders in einen Plastikbeutel gegeben, der dann beschriftet und zugeschnürt wurde. Auf diese Weise konnten Proben für die Berlesetriecher gewonnen werden. Für die Bodenbeschaffung für das real-time PCR wurde aber eine andere Methode angewandt. Da für eine Bakterien- und Pilzbestimmung schon sehr kleine Mengen ausreichen, wurde einfach Erde des Ah-Horizontes mit dem Messer vom Äusseren des Burgerzylinders oder aus dem entstandenen Loch abgeschabt und in kleine Minigrip Plastikbeutel gegeben.

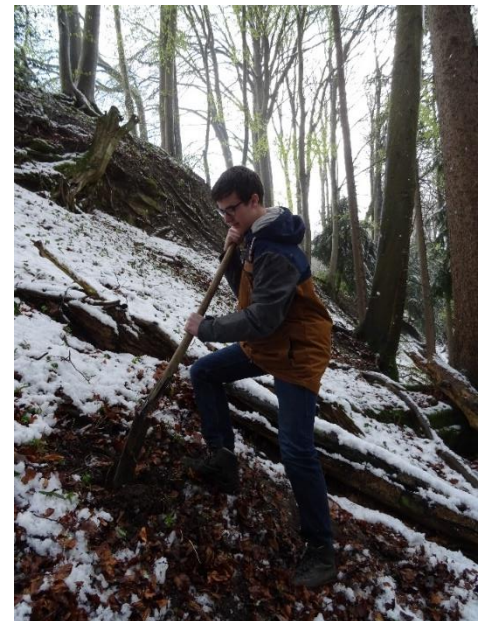


Abbildung 3: Ausgraben des Burgerzylinders



### 3.2. Sieben der Bodenproben

Material:

- 8 kleine Plastiksäcke (Minigrip)
- 2 Siebe (4 mm und 2 mm)
- Auffangbehälter
- weitere Minigrip
- Fotoapparat zur Dokumentation

Vorgehen:

In diesem Arbeitsschritt wurde die Erde aus den kleinen Minigripbeuteln für die DNA-Analyse vorbereitet. Denn für das real-time PCR musste die Erde sehr fein gesiebt, also ohne grosse Klumpen, Steine oder Wurzeln, vorliegen. Als erstes wurden zwei Siebe aufeinander gesetzt, sodass zwischen ihnen ein Zwischenraum war. Dann wurde eine Auffangschale mit Aluminiumfolie ausgekleidet und unter den Sieben befestigt. Um die Bodenproben zu sieben, musste natürlich jede einzeln gesiebt werden, damit sich die verschiedenen Erden nicht mischten, weshalb nach dem Sieben einer Probe auch die Siebe ausgewaschen werden mussten. Das Tragen von Handschuhen war obligatorisch, da die teils feuchte Erde von Hand durch die Siebe durchgerieben werden musste, und so sonst Bakterien von den Händen in die Proben gelangt wäre. Nach dem Sieben einer Probe wiesen die einzelnen Erdklumpen maximal einen Durchmesser von zwei Millimetern auf, wobei sowohl Steine als auch Wurzeln fast vollständig entfernt waren. Da die Auffangschale mit Aluminiumfolie ausgekleidet war, gestaltete sich das Umfüllen in Minigripbeutel viel einfacher, weil die Folie zu einer Art Ausguss gefaltet wurde. Die gesiebten Proben wurden daraufhin in DNA-Extraktionstubes eingewogen.



Abbildung 4: Die verschiedenen Siebe und die mit Folie ausgekleidete Auffangschale

### 3.3. Einwiegen der gesiebten Proben

Material:

- Minigrip, Proben auf 2 mm gesiebt
- Waage (Modell: Mettler Toledo: PB303-S)
- Polylöffel
- 24 DNA-Extraktionstubes
- Fotoapparat zur Dokumentation

Vorgehen:

Die vorab auf zwei Millimeter gesiebten Proben wurden in sogenannte DNA-Extraktionstubes eingefüllt, wobei immer ungefähr genau 250 Milligramm pro Tube eingewogen werden sollte. Das exakte Aufschreiben des Gewichtes war hier von grosser Bedeutung, um später die Anzahl Bakterien pro Gramm berechnen zu können. Mithilfe eines kleinen Polylöffels konnten sehr exakt kleine Mengen Erde in die Tubes gegeben werden. Da die Tubes schon ein Granulat und eine Lösung enthielten, welche von grosser Bedeutung für die DNA-Analyse waren (mehr dazu in Kapitel „3.8.1. Vorgehen zum Reinigen der DNA“), war es fast unmöglich, überschüssige Erde wieder aus den Tubes zu entfernen. Um die DNA-Analyse möglichst exakt zu machen, wurden von jedem Probestandort drei Tubes abgefüllt, insgesamt also 24 Extraktionstubes. Durch mehrfache Messung wird nämlich die Genauigkeit der Resultate erhöht. Die Tubes wurden dann in einer Schachtel in dem Gefrierfach des Labors bis zur DNA-Analyse aufbewahrt, damit später möglichst noch genauso viele Bakterien in der Erde vorhanden waren, wie bei der Probenentnahme. Durch das Einfrieren wurde nämlich der Stoffwechsel der Bakterien verlangsamt, sodass sich diese nicht mehr vermehrten. Die stetige Teilung der Bakterien hätte sonst die Ergebnisse verfälscht, da dann mehr Organismen in den Proben gewesen wären, als zum Zeitpunkt der Probenentnahme.

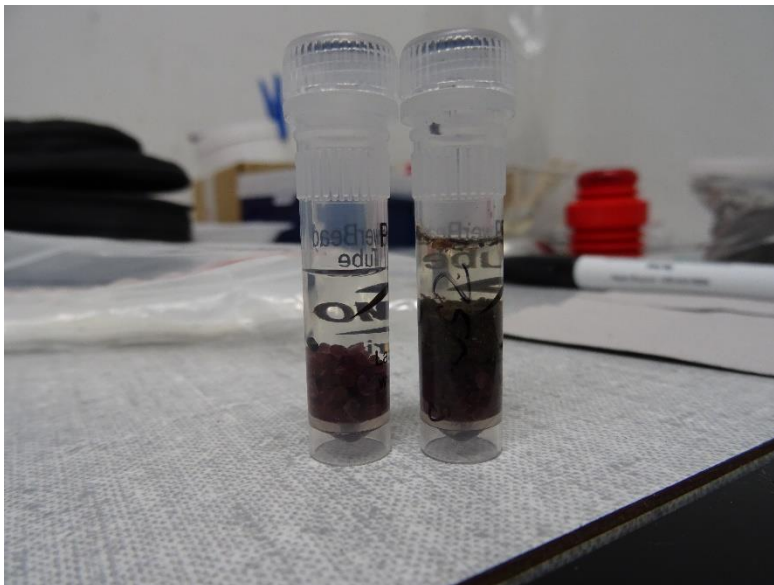


Abbildung 5: Zwei Extraktionstubes. Im Rechten ist die Bodenprobe schon eingefüllt



Abbildung 6: Einwiegen der Proben

### 3.4. Berlese

#### Material:

- Je ca. 1 kg Probenmaterial
- 8 Grundplatten
- 8 Stativstangen
- 8 Trichter
- 8 Trichterhalter
- 8 Siebe
- 6 Lampen
- 10 Universal-Doppelmuffen (bis D=16 mm, von Huberlab)
- 10 Dreifingerklemmen (Zinkdruckguss, von Huberlab)
- 11 Gläser mit Schraubverschluss
- Alkohol (70%)
- Fotoapparat zur Dokumentation

#### Vorgehen:

Mithilfe der Berlesemethode wurden die grösseren Lebewesen über einen Zeitraum von zwölf Stunden ausgetrieben. Aufgrund Materialmängel bei den Doppelmuffen und den Dreifingerklemmen, konnten nur maximal fünf Berleseaufbauten (siehe Abb. 8) gleichzeitig in Betrieb sein.

Das Konzept hinter dieser Methode ist eigentlich sehr einfach, da sie nur einen Trichter und eine leistungsfähige Lampe benötigt. Da die Lampe die Erde von oben her austrocknete, flohen die Lebewesen nach unten, fielen durch das Sieb in den Trichter und rutschten von dort in den bereitgestellten Alkohol, wo sie dann konserviert wurden. Dies hatte den Zweck, dass einerseits, auch nach einem längeren Zeitraum, keine Verwesung eintrat und andererseits Fleischfresser nicht die anderen Tiere auffressen. Für diesen Versuch wurde die Erde aus dem Burgerzylinder verwendet, welche nach dem Ablauf der zwölf Stunden unter der Lampe für die pH-Wertbestimmung verwendet wurde.

Um zu sehen, ob zwölf Stunden ausgereicht hatten, wurden drei der Proben nach Austausch der Auffangbehälter weitere zwölf Stunden unter der Lampe gelassen.

Abbildung 7: Aufbau einer Versuchsanordnung im Detail:

- 1: Lampe
- 2: Dreifingerklemme
- 3: Universal-Doppelmuffen
- 4: Sieb
- 5: Trichter
- 6: Trichterhalter
- 7: Stativstange
- 8: Glas mit Alkohol
- 9: Grundplatte

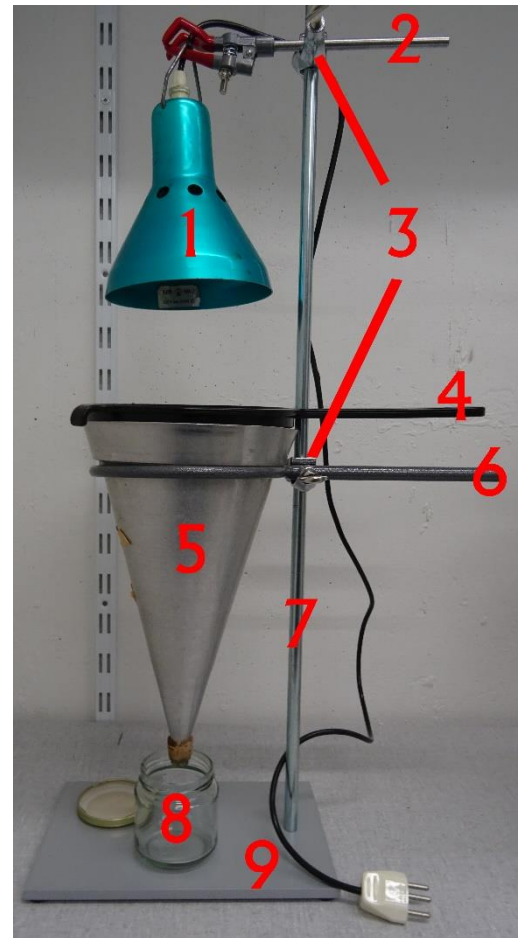


Abbildung 8: Aufbau der Berlesetrichter in einem Labor der WSL

### 3.5. Analyse der Berlese

Material:

- Gläser mit Schraubverschluss, Organismen in Alkohol
- Auflichtmikroskop (Modell: Olympus SZ51)
- Plastikschale
- Nadel
- Pinzette
- Pipette
- Bestimmungsbuch (Bestimmung wirbelloser Tiere von Rudolf Bährmann <sup>[52]</sup>)
- Lampe (Modell: LED-Flexlite, Art. Nr. LFX028 von Mikroskop Technik Diethelm GmbH)
- Laborjournal
- Fotoapparat zur Dokumentation

**Vorgehen:**

Sämtliche Lebewesen, die mithilfe der Berlesemethode ausgetrieben worden waren, wurden mit Alkohol in Gläsern konserviert. Um die Tiere genauer zu untersuchen und sie letztendlich möglichst genau zu bestimmen, wurden mithilfe einer Pipette ein paar Tiere dem Glas entnommen und in eine Plastikschaale unter dem Auflichtmikroskop gegeben. Mit Nadel und Pinzette war es möglich, das zu untersuchende Tier zu drehen und umher zu schieben, um zum Beispiel die Mundwerkzeuge besser zu sehen. Das Bestimmungsbuch war selbsterklärend, da sehr genau beschrieben wurde, auf was geachtet werden musste um bei der Bestimmung voranzukommen. Einzelne Tiere waren aber entweder zu klein, um gewisse entscheidende Merkmale zu sehen, oder verstümmelt, weshalb manche Merkmale ursprünglich schon dagewesen wären, zum Zeitpunkt der Bestimmung aber schon abgetrennt worden waren. Auch lies das Buch oft nur eine Bestimmung auf Familienebene zu, weshalb dann nicht die Art, sondern nur die Familie notiert wurde. Des Weiteren wurde immer jedes Individuum fotografiert, wobei die verwendete Vergrößerung des Mikroskops aufgeschrieben werden musste, um nachher nachvollziehen zu können, welche tatsächliche Grösse das Tier hatte. Auch die absolute Anzahl einer Art, also wie viele Vertreter dieser Art im Glas und somit in einem Volumen von 1 Liter des Waldbodens vorkamen, wurde protokolliert.

Ein bereits bestimmtes Tier wurde solange in der Plastikschaale unter dem Mikroskop gelassen, bis der gesamte Inhalt des Glases bestimmt war. Somit konnte ein versehentliches zweifaches Erfassen eines Individuums unterbunden werden. Enthielt das Glas keine Tiere mehr, waren alle Lebewesen der Bodenprobe bestimmt und der Inhalt der Plastikschaale konnte wieder zurück ins Glas gegeben werden. Von Zeit zu Zeit musste die dünne Schicht aus Alkohol in der Plastikschaale erneuert werden, da nach einem längeren Zeitraum schon viel des Ethanol verunstet war, was irgendwann dazu geführt hätte, dass die Organismen nicht mehr konserviert gewesen wären und die Verwesung eingesetzt hätte.



Abbildung 9: Aufbau zur Analyse der Berlese. Das Stativ vor dem Mikroskop diente zur Stabilisierung der Kamera für die Fotos zur Dokumentation

### 3.6. pH-Wert Messung

Material:

- Proben aus grossen Plastiksäcken, je 10 g
- Plastikzylinder
- Waage (Modell: PM600 von Mettler Toledo)
- Calciumchlorid ( $\text{CaCl}_2$ , 20 ml pro Zylinder)
- pH-Messgerät (Modell: 691 pH Meter von Metrohm)
- Magnetrührer
- Fotoapparat zur Dokumentation

Vorgehen:

Obwohl durch die Bodendatenbank der WSL eigentlich schon die pH-Werte bekannt waren, war es nötig, die genauen pH-Werte zu messen, da die Messungen für die Datenbank teilweise schon mehrere Jahre zurücklagen und sich in dieser Zeit der Boden-pH verändert haben könnte, was später zu falschen Schlüssen hätte führen können.

Als Probenmaterial für die pH-Wert Messung wurde dasselbe Material wie für die Berlesemethode verwendet, da das blosse Trocknen der Proben nicht den pH-Wert beeinflusste.

Als erstes wurde von jedem der acht Proben zehn Gramm Erde entnommen

und diese in Plastikzylinder gegeben. Um die Genauigkeit der Messung zu erhöhen wurde pro Probe der pH-Wert zweimal gemessen, was bedeutete, dass pro Probe zwei Zylinder mit je zehn Gramm Erde gefüllt wurden, insgesamt also 20 Gramm entnommen werden mussten. In jeden der sechzehn Zylinder wurden dann 20 Milliliter Calciumchlorid ( $\text{CaCl}_2$ ) gegeben. Dieser Schritt hat den Zweck, dass die Calciumchlorid-Ionen die  $\text{H}^+$ -Ionen von den Ionentauschern im Boden verdrängten, worauf dann mehr  $\text{H}^+$ -Ionen frei vorlagen, mehr  $\text{H}_3\text{O}^+$  gebildet wurde und der pH-Wert sank. Gemessen wurde hier also die aktuelle oder aktive Acidität, was eigentlich der Menge der  $\text{H}^+$ -Ionen in der Bodenlösung entspricht. Dieser aktiven Acidität sind auch alle Bodenlebewesen ausgesetzt, weshalb diese Art der pH-Messung perfekt für einen Vergleich zwischen pH-Wert und Anzahl Bodenlebewesen war.



Abbildung 10: Labor in der WSL, wo ich die pH-Werte mass. Links im Bild sind die Behälter mit  $\text{CaCl}_2$ . Rechts daneben sind die Zylinder mit dem Probenmaterial und rechts davon das pH-Wert-Messgerät

Nach dem Einfüllen von 20 Millilitern  $\text{CaCl}_2$  musste jeder Zylinder für circa eine Minute von Hand geschüttelt werden, damit sich die Erde gut mit der Flüssigkeit vermischte und eine Lösung entstand. Danach wurde alles eine halbe Stunde lang stehen gelassen damit sich die Feststoffe wieder setzten und man einen Überstand hatte, der denselben pH-Wert hatte wie der Boden. Nachdem das pH-Messgerät geeicht war, konnte unter ständigem Rühren der Flüssigkeit mithilfe eines Magnetrührers, die pH-Werte gemessen und notiert werden.



Abbildung 11: Nahaufnahme der Zylinder mit dem Probenmaterial. Zur Unterscheidung der einzelnen Proben sind sie beschriftet

### 3.7. Trockengewichtsbestimmung

Material:

- Probenmaterial
- 8 Aluminiumschalen
- Trockenschrank (von Binder)
- Waage (Modell: PM600 von Mettler Toledo)

Vorgehen:

Die Bestimmung des Trockengewichts war wichtig, um später die DNA Gehalte und Abundanz pro Gramm Boden zu bestimmen, wobei das Gewicht des in der Erde enthaltenen Wassers ein grosser Störfaktor gewesen wäre. Deshalb musste durch den Trockenschrank das Wasser zuerst verdunstet werden.

Als erstes mussten die Aluminiumschalen gewogen und das genaue Gewicht notiert werden. Dann wurde in jede Schale ein wenig Probenmaterial gegeben, und das Gewicht der Aluminiumschale plus das der Erde konnte aufgeschrieben werden. Dabei war es nicht wichtig, ob pro Schale gleich viel Erde war, sondern viel mehr, dass die Gewichte sehr genau notiert wurden. Durch das Subtrahieren des Gewichtes der Aluminiumschale von dem der Schale, welche Erde enthielt, konnte die Masse des Probenmaterials berechnet werden. Es wäre auch möglich gewesen, die Waage nach dem daraufsetzen der Schale neu zu tarieren, um nur das Gewicht der Erde zu wiegen, allerdings musste das Gewicht der Schale mit der Probe genau gewusst werden, da nach der Entnahme aus dem Trockenschrank das Probenmaterial nicht entfernt werden konnte, weil kleinste Reste in der Schale, die nicht mitgewogen worden wären, einen Messfehler verursacht hätten. Daher war die Methode mit dem Subtrahieren der beiden Werte besser und effizienter.



Abbildung 12: Der Trockenschrank mit den Proben

Nachdem in allen acht Schalen je eine genau bestimmte Menge einer Probe vorhanden war, wurden sie für drei Tage in den Trockenschrank gestellt. Dabei hatte der Schrank innen eine Temperatur von ca. 70°C, wobei das Wasser langsam und schonend verdunstete. Das Probenmaterial konnte danach nicht mehr für die DNA-Analyse verwendet werden. Nach Ablauf der drei Tage konnte das Gewicht der Aluminiumschalen mit den Bodenproben ermittelt werden. Der erhaltene Wert wurde dann von dem Gewicht der Schale mit der enthaltenen Probe vor dem Trocknen subtrahiert, was den Wassergehalt ergab. Der nach dem Trocknen erhaltene Wert minus das Gewicht der Aluminiumschale ergab die Masse des Bodens ohne jegliches Wasser. Dies wurde dann verwendet, um den Gehalt der DNA pro Gramm Boden zu bestimmen.

### 3.8. DNA-Analyse

Material:

-PowerSoil® DNA Isolation Kit: Lösung

Enthält:

- PowerBead Tubes (100 Stück)
- PowerSoil® Lösung C1 (6.6 ml)
- PowerSoil® Lösung C2 (28 ml)
- PowerSoil® Lösung C3 (22 ml)
- PowerSoil® Lösung C4 (144 ml)
- PowerSoil® Lösung C5 (2 x 30 ml)
- PowerSoil® Lösung C6 (12 ml)
- PowerSoil® Schleuderfilter (100 Stück)
- PowerSoil® 2ml Collection Tubes (400 Stück)

-Mikrozentrifuge (10'000 x g)

-Pipetten (50 µl -500µl)

-Vortex-Genie® 2 Vortex

-Vortex Adapter

-Handschuhe

\*Alles Material von MO BIO Laboratories, Inc.

-7500 Fast Real-Time PCR System von Applied Biosystems

#### 3.8.1. Vorgehen zum Reinigen der DNA

Da die Benutzung der Geräte und die Ausführung aller Schritte kompliziert und aufwendig waren, durfte ich diese Schritte leider nicht selbst ausführen. Freundlicherweise übernahm das Team der WSL dies und sendete mir dann die Ergebnisse per Mail zu. Der nachfolgende Arbeitsablauf basiert vollständig auf dem MO BIO PowerSoil® DNA Isolation Kit Instruction Manual. Um zu verstehen, was genau bei einer DNA-Isolation passiert und wie sie genau funktioniert, war diese Anleitung eine grosse Hilfe.

Die genauen Zusammensetzungen der verschiedenen Lösungen, welche für diesen Arbeitsschritt benötigt wurden, sind nicht bekannt und unterliegen MO BIO Laboratoires, Inc. Daher sind vor allem die Funktionen der unterschiedlichen Lösungen beschrieben.



Theoretisch knüpfte der mehrstufige Prozess der DNA-Isolation direkt an das Einwiegen der 250 Milligramm Erde in die PowerBead Tubes an. Wegen Zeitproblemen waren die Tubes kurze Zeit eingefroren, was die Ergebnisse aber nicht veränderte.

Wie schon im Arbeitsschritt des Einwiegens erwähnt, enthielten die Tubes eine Lösung und Granulat. Diese beiden Komponenten lösten eine Homogenisierung und eine Lyse der Zellen aus, wobei durch gewisse Substanzen einerseits Erdpartikel zersetzt und Huminsäuren zerstört wurden, andererseits Nucleinsäuren vor einer Zerstörung geschützt wurden. Als nächstes mussten die Tubes leicht geschüttelt werden, damit die Erdprobe



Abbildung 13: Labor in der WSL, in dem die DNA vorbereitet wurde

begann, sich aufzulösen. Dann wurde die Lösung C1 hinzugegeben, wobei erst sichergestellt werden musste, dass sich nichts in ihr abgesetzt hatte. Falls doch, musste sie auf 60°C erhitzt werden, bis sie wieder homogen war. Dies war nötig, da die Lösung C1 SDS (Natriumlaurylsulfat) enthielt, welches bei der Lyse einer Zelle mithilfe und bestimmte Fettsäuren zerstört, welche vor allem in den Zellmembranen vieler Organismen vorkommen.

<sup>[2]</sup> Wenn die Lösung C1 aber zu kalt wurde, setzte sich dieses SDS als weisser Belag unten ab. Das Erhitzen löste zwar das SDS, beschädigte es aber nicht. Auch weitere Zerstörungsfaktoren in dieser Lösung wurden nicht durch das Erhitzen beeinflusst. Nachdem pro Tube 60 µl Lösung C1 hinzugegeben waren, mussten die Tubes wieder vorsichtig geschüttelt werden und dann horizontal in dem Vortex Adapter eingebaut werden. Die Zentrifuge wurde dann für 10 Minuten auf maximaler Geschwindigkeit laufen gelassen. Hier wurden die Zellen nun durch mechanische Einwirkung zur Lyse gebracht. Danach konnte der entstandene Überstand in die 2 ml Collection Tubes gefüllt werden, wobei sich je circa 400 bis 500 µl gebildet hatten. Je nach Bestandteilen der Erde war der Überstand dunkler bis fast schwarz und enthielt noch ein wenig Erdpartikel. Ein Grossteil der folgenden Schritte diente nur dazu, die DNA von Verschmutzungen zu befreien.

Als nächstes wurde pro Tube 250 µl der Lösung C2 zugegeben, vorsichtig gemischt und dann alles für fünf Minuten bei 4°C gelagert. Die Lösung C2 enthielt ein Reagenz, welches Stoffe, die keine DNA waren, wie zum Beispiel Zelltrümmer, Proteine oder Huminsäuren, zerstörte. Damit die DNA möglichst rein vorlag, mussten sämtliche andere organische und anorganische Stoffe entfernt werden. Diese Zerstörungsfaktoren funktionieren am besten bei niedrigen Temperaturen, weshalb die Tubes für kurze Zeit kaltgestellt werden mussten. Damit sich die DNA von den abgebauten Stoffen trennte, wurden die Tubes dieses Mal für nur eine Minute bei 10'000 x g zentrifugiert und bis zu 600 µl des Überstandes in einen neuen 2 ml Collection Tube gegeben. Der Bodensatz bestand dabei aus organischen und anorganischen Stoffen

und es sollte tunlichst vermieden werden Teile dieses Bodensatzes mit in die frischen Tubes zu geben, da der Überstand sonst wieder verschmutzt gewesen wäre.

Der Ablauf der Zugabe der Lösung C3 und der Zweck dieser Lösung waren praktisch genau gleich wie bei der Lösung C2, allerdings wurden nur 200 µl von C3 hinzugegeben, dann aber auch gemischt und in den Kühlschrank gestellt. Nach einer erneuten Zentrifugation für eine Minute bei 10'000 x g wurden bis zu 750 µl des Überstandes in noch einen neuen 2 ml Collection Tube gefüllt.

Für den nächsten Schritt musste in jeden Tube 1.2 Milliliter der Lösung C4 gegeben werden und anschliessend alles wieder vorsichtig geschüttelt werden, um es besser zu durchmischen. Dabei wurde die Lösung C4, welche eigentlich eine hochkonzentrierte Salzlösung war, gut verteilt. Durch die massive Erhöhung der Salzkonzentration wurde folgender Effekt genutzt: Liegt DNA in einer Lösung mit hoher Salzkonzentration vor, bindet sie gut an Siliciumoberflächen. Diese benötigte Siliciumoberfläche war in den Schleuderfiltern, in die je 675 µl des Gemisches aus Lösung C4 und der DNA gegeben wurden, worauf die Tubes mit den Filtern für eine Minute bei 10'000 x g in die Zentrifuge eingespannt wurde. Während die DNA an die Siliciummembran des Filters gebunden wurde, flossen alle anderen Bestandteile durch den Filter hindurch. Das Zentrifugieren musste ganze drei Mal mit den Schleuderfiltern wiederholt werden, wobei immer der Überstand noch einmal gefiltert wurde, während abfiltriertes Material entsorgt werden konnte. Da aber immer noch Verschmutzungen vorhanden waren, wurden noch 500 µl der Lösung C5, eine auf Ethanol basierende Flüssigkeit, hinzugegeben und noch einmal für 30 Sekunden zentrifugiert. Nötig war dies, um Rückstände des Salzes und anderer Verschmutzungen zu beseitigen, während die DNA noch an der Membran gebunden blieb. Die Verschmutzungen wurden entsorgt, damit nur noch Reste der Lösung C5 die fast rein vorliegende DNA verunreinigten. Durch nochmaliges Zentrifugieren konnten dieser Störfaktor beseitigt werden, was wichtig war, da Rückstände der Lösung das PCR, also die Analyse beeinträchtigt hätte.

Nachdem die Filter mit der gebundenen DNA in neue 2 ml Collection Tubes gesetzt worden waren, wurden je 100 µl der Lösung C6 hinzugegeben. Als wieder für 30 Sekunden zentrifugiert wurde, löste die Lösung C6 die DNA von der Filtermembran, sodass sie wieder frei vorlag und dann bereit für das Real-time PCR war. Auch war es hier nicht schlimm, dass die Lösung C6 noch vorhanden war, da diese, anders als C5 die Analyse nicht beeinflusste. Das Problem der Lagerung wurde dadurch gelöst, dass die Tubes bei -20°C bis -80°C eingefroren wurden, was gemacht werden musste, da C6 kein EDTA (Ethylendiamintetraessigsäure) enthielt, welches sonst den Abbau von DNA verhindert hätte, indem es die Funktion der DN-asen unterbinden würde, wobei es die für den Abbau wichtigen Mg<sup>2+</sup>-Ionen in Komplexe eingebaut und somit unverfügbar gemacht hätte. <sup>[1]</sup> Ohne EDTA musste die DNA tiefgekühlt werden, um eine Zerstörung durch DN-asen zu verhindern. Für das real-time qPCR wurden dann 100 µl DNA von jedem Tube analysiert.

### 3.8.2. Vorgehen beim qPCR:

Um die DNA, welche nun weitestgehend rein vorlag, zu analysieren, wurde das Real Time Quantitative PCR verwendet. PCR steht dabei für „polymerase chain reaction“. Zwar war diese Analysemethode von einer Maschine durchführbar, um die Vorgänge in dieser Apparatur zu verstehen, war das Befassen mit dem Prinzip des PCR jedoch unumgänglich.

Um ein qPCR durchzuführen, musste zuerst die DNA-Probe mit Polymerasen, Primern und Basen vermischt werden. Dies war nötig, da die Doppelstränge der DNA vervielfältigt werden sollten, wofür Primer als Startpunkt für die Polymerasen, Nukleotide für den Aufbau und Polymerasen für das „Verknüpfen“ der Nukleotide benötigt wurden. Dabei stellte der Primer die OH-Gruppe zu Verfügung, welche die Polymerase zum Starten brauchte und band zusätzlich an eine spezifische Stelle, von der nachher das Gen, welches zur Bestimmung eingesetzt wurde, von der Polymerase reproduziert werden konnte. Damit der Primer ansetzte und die Basen der Nukleotide an die komplementären Basen eines DNA-Stranges binden konnten, mussten zuerst die beiden Stränge getrennt werden. Zur Auftrennung war es nötig, eine Temperatur von 90°C zu erreichen, bei welcher der Doppelstrang denaturierte und die komplementären Basen sich voneinander lösten. Durch eine Abkühlung auf 60°C lagerten sich Primer und Basen an die nun einsträngig vorliegende DNA an und bauten so wieder einen Doppelstrang auf. Danach konnte durch eine Erhitzung auf 70°C das Verknüpfen der Nukleotide durch die Polymerase erreicht werden. Nach der Vollendung eines solchen Zyklus, begann dasselbe von vorne, wobei nach jedem Zyklus noch mehr Doppelstränge vorlagen als vorher.

Um nun zu bestimmen, wie viele Bakterien oder Pilze vorhanden waren, wurde Fluoreszenz verwendet. Mithilfe von winzigen Sonden (z.B. sogenannte TaqMan Probes), welche an die zu untersuchenden Gene banden konnte ein Leuchten erzeugt werden, sobald die Polymerase beim synthetisieren des Stranges auf solch eine Sonde traf und diese von den Basen trennte. [18] Dabei wurde das Vorder- und Hinterteil der Sonde voneinander getrennt, was eine Lichtemission hervorrief. Diese Fluoreszenz war proportional zu dem Aufbau von Doppelsträngen, weshalb dann in Echtzeit (real time) gesehen werden konnte, wie viele Polymerasen gerade einen Gegenstrang synthetisierten und an dem spezifischen Gen vorbei kamen.

Anhand dieser Fluoreszenz wurde dann vom Computer berechnet, wie viele Nanogramm DNA pro Mikroliter verwendeter Probe und wie viele Kopien des Genes pro Mikrogramm DNA vorhanden waren. Um die Bakterien-DNA zu analysieren wurde das Gen 16S und für die Pilze das Gen ITS verwendet.

### 3.8.3. Berechnungen

Da die Resultate, welche der Computer aus dem qPCR lieferte, noch nicht so gut miteinander vergleichbar waren, mussten mit den Ergebnissen noch weitergerechnet werden. Der Rechenweg für jedes Resultat der 24 Proben, da jede Erdprobe dreifach ausgewertet wurde, ist anhand der Ergebnisse der DNA-Analyse bei einem Nanotube, welcher mit Material aus Dättlikon ZH befüllt war, ausführlich dargestellt.

Aus dem einen DNA-Messverfahren, dem Picogreen (siehe Kapitel 4.5. Resultate der DNA-Analyse, Tab. 11) konnte entnommen werden, dass 60,4 Nanogramm DNA pro Mikroliter vorlagen, was eine Konzentration darstellt. Da immer 100 µl Flüssigkeit vorlagen, konnte die totale Masse an DNA, also 6044,617 Nanogramm berechnet werden. Diese 6044,617 ng waren aus 250 mg Boden gewonnen worden. Diese 250 mg wurden nämlich vorher in die Nanotubes eingewogen und nachher für das Messen der DNA verwendet. Da aber in dieser Erde noch Wasser vorhanden war, musste das Trockengewicht, also die Masse der Erde ohne Wasser ausgerechnet werden. Die Trockengewichtsbestimmung ergab, dass die Bodenprobe,

welche Wasser enthielt, 20,03 Gramm wog und die getrocknete Probe nur noch 16,31 Gramm. Das heisst, es waren nur 81,42 % Erde vorhanden. Bezogen auf die 250 mg in den Nanotubes bedeutet dies, dass nur 81,42 % wirklich Erde waren, der Rest war Wasser, welches, wenn man es mit in die Rechnung miteinbezieht, das Resultat verfälscht. Also wurden nur 203,57 mg oder 0,20357 g Erde für das qPCR verwendet. Das heisst auch, dass die 6044,617 ng DNA aus den 0,20357 g Boden stammen. Um die Ergebnisse der einzelnen Proben besser miteinander zu vergleichen, wurden die 6044,617 ng DNA/0,20357 g Boden heruntergebrochen, sodass das Ergebnis 29'692,97 ng/ g Boden entstand.

Ein weiterer, sehr entscheidender Wert war die Anzahl Kopien des Gens. Dies konnte in den Interpretationen der Resultate als Richtwert für die tatsächliche Anzahl an Bakterien, beziehungsweise Pilzen, berücksichtigt werden, wobei dieser Wert nicht ganz exakt war, da es Arten gibt, welche mehrere Kopien dieses Gens besitzen. Aber um eine ungefähre und vergleichbare Zahl zu haben, eignete sich die Berechnung der Anzahl Kopien pro Gramm Boden sehr gut. Um diese Anzahl zu erhalten, musste nur noch das Ergebnis von der Berechnung der Nanogramm DNA pro Gramm Boden mit der im qPCR ermittelten Anzahl an Kopien pro Nanogramm DNA multipliziert werden. In dem Beispiel wäre das dann:  $29'692,97 \text{ ng DNA/g Boden} \times 2,45\text{E}+10 \text{ Kopien/ng DNA} = 7,27\text{E}+11 \text{ Kopien/g Boden}$ . Da für jeden Standort die Messung drei Mal durchgeführt wurde, konnte dann noch der Mittelwert aus den drei Ergebnissen für jeden Standort berechnet und diese Mittelwerte dann auch miteinander verglichen werden.



Abbildung 14: Das 7500 Real-time PCR System von Applied Biosystems, in dem die Analyse stattfand.

## 4. Resultate

### 4.1. Beobachtungen im Feld

Das erste, was ich tat, sobald ich an einen neuen Standort kam, war die Dokumentation der Umgebung. Dies half später, die Resultate aus der Auslese mithilfe der Berlesetrichter und die der DNA-Analyse mit dem pH-Wert zu verknüpfen. Fotos für einen Gesamteindruck des Waldabschnitts, allerdings auch Nahaufnahmen der Nährstoffzeiger, unterstützten die spätere Dokumentation.

Standort 1: L35.0557, Buchs ZH

Dieser Standort, der laut der Bodendatenbank einen pH-Wert von 7.065 aufwies, war ein etwas offeneres Stück Wald, welches mit einzelnen Buchen und Tannen bewachsen war. Die meisten kleineren Bäume erreichten eine Höhe von circa zwei Metern, der Boden war mit einer einjährigen Streu bedeckt. Nährstoffanzeiger, hier die Vierblättrige Einbeere (siehe Abb. 95), wuchsen am Boden. <sup>[3]</sup> Diese Pflanze zeigt einen nährstoffreichen Boden, sowie Grundwasser an, ausserdem wächst sie vor allem auf schwach säuerlichen und schwach basischen Böden. Da die Erde eine hohe Feuchtigkeit aufwies, könnte tatsächlich Grundwasser in der Nähe gewesen sein, allerdings regnete es leicht, weshalb die Erde vielleicht nur deswegen so aufgeweicht war. Dass nur eine einjährige Streuschicht und keine mehrjährige vorhanden war, wies darauf hin, dass der Boden aktiv war, Bodenlebewesen also die Blätter und Äste zersetzten.



Abbildung 15: Standort Buchs ZH

**Standort 2: L55.0071, Hüntwangen ZH**

Ein steiler Hang, bewachsen mit Buchen zeichnete diesen Standort aus, der laut Datenbank einen pH-Wert von 7.415 hatte. Es wuchsen auch keine Nährstoffanzeiger, weshalb ich vermute, dass der Boden sehr nährstoffarm war. Beim Graben zeigte sich, dass der Boden viele, bis zu faustgrosse Steine enthielt, was das Hereinschlagen des Burgerzylinders erschwerte. Zusätzlich war es ein Kalkboden, was sich durch eine dunklere Farbe der Erde auszeichnete, die nur mit einer dünnen Schicht aus Streu bedeckt war. Auch wies der Boden eine hohe Feuchtigkeit auf, was aber wahrscheinlich an dem schon länger andauerndem Regen lag.



*Abbildung 16: Standort Hüntwangen ZH*

**Standort 3: L61.0070, Kollbrunn ZH**

Auch hier war der Hang sehr steil und der Boden wies einen hohen Kalkgehalt auf, weshalb nach der Datenbank der pH-Wert bei 7.48 lag. Es wuchsen hier viele Ahorn- und Buchenkeimlinge. Die Bodenaktivität zeigte sich hier wiederum durch eine einjährige Streu als sehr aktiv, weil beim Ausgraben des Burgerzylinders ein Regenwurm und mehrere Schneckenhäuser zum Vorschein kamen. Anders als Standort 2 enthielt der Boden keine Steine, sondern war sehr weich, das steil abfallende Gelände machte aber sowohl Graben, als auch Gehen schwierig.

Zusätzlich enthielt die Bodenprobe ein Pilzmyzel, welches einen Ball aus weissen Fasern um eine Buchenwurzel gebildet hatte.



Abbildung 17: Standort Kollbrunn ZH

**Standort 4: B3.001, Sihlwald ZH**

Das Auffallendste an diesem Stückchen Wald war der dichte Bewuchs mit Bärlauch, was auf viele Nährstoffe und eine hohe Feuchtigkeit des Bodens hindeutete. <sup>[33]</sup> Im Gegensatz zu den anderen Standorten, lag hier gar keine Streuschicht, sondern nur dunkle Erde, weshalb von einer enorm hohen Aktivität des Bodens und einer guten Durchmischung ausgegangen werden kann. Dieser Standort hatte in der Bodendatenbank von den neutralen Standorten den tiefsten pH-Wert, nämlich 6.83. Ein weiterer, auffälliger Punkt war die Grube, die von der Erstellung eines Bodenprofils für die Bodendatenbank, übriggeblieben war. Da in der Nähe dieser Mulde von einer Störung des Bodens ausgegangen werden konnte, musste die Probe etwas abseits genommen werden. Die Humusform des Bodens war hier klar ersichtlich. Es handelte sich um einen anmoorigen Mull. Da der sogenannte Mull die günstigste Form von Humus für ein Pflanzenwachstum ist, wuchsen hier auch so viele Pflanzen. <sup>[4],[34]</sup>



Abbildung 18: Standort Sihlwald ZH



**Standort 5: ZH.0310, Freienstein-Teufen ZH**

Dieser Standort war relativ dünn bewachsen, man konnte sich also frei bewegen, da nur hohe Buchen und Tannen und keine Büsche oder Sträucher wuchsen. In der Bodendatenbank war der pH-Wert mit 3.675 angegeben. Nährstoffanzeiger konnte ich keine entdecken, da zu dem Zeitpunkt, an dem wir den Wald erreichten, es zu schneien begann und sich eine dünne Schneedecke gebildet hatte. Da es aber erst vor kurzem angefangen hatte zu schneien, sollten die Bodenlebewesen noch nicht beeinträchtigt gewesen sein, weshalb das Beprobieren immer noch möglich war. Beim Graben zeigte sich, dass der Boden nicht sehr aktiv war, also wenige Bodenlebewesen die Streu zersetzten und sich eine mehrjährige Streuschicht gebildet hatte.



Abbildung 19: Standort Freienstein-Teufen ZH

**Standort 6: ZH.0420, Dättlikon ZH**

Auch hier fanden wir eine dünne Schneeschicht vor, kleine Ahornkeimlinge ragten aber noch knapp hervor. An diesem Standort wuchsen höhere Büsche, welche bis zu zwei Meter erreichten, und wieder Buchen und Tannen. Der pH-Wert in der Datenbank lag relativ tief bei 3.37. Eine mehrjährige Streu zeigte hier, dass der Boden inaktiv war. Weitere Nährstoffanzeiger suchte man hier vergeblich, allerdings war das Bewegen durch das Dickicht auch sehr anstrengend. Schnell wurde etwas übersehen, weshalb es möglich gewesen wäre, dass es wenige Nährstoffanzeiger gehabt hätte, jedoch nicht viele, da eine grosse Anzahl mir sicher aufgefallen wäre.



Abbildung 20: Standort Dättlikon ZH

**Standort 7: ZH.0440, Buch am Irchel ZH**

Bei der Ankunft bei Standort 7 lagen bereits mehrere Zentimeter Schnee, was die Suche nach kleineren Nährstoffanzeigern unmöglich machte. Hier war auch der tiefste pH-Wert meiner Auswahl aus der Bodendatenbank mit einem Wert von nur 3.31. Der Boden war hier sehr inaktiv. Büsche und Sträucher wuchsen hier auch nicht, nur hohe Buchen, allerdings in sehr grossen Abständen.



Abbildung 21: Standort Buch am Irchel ZH

## Standort 8: ZH.0650, Schleinikon ZH

An diesem Standort hatte es an diesem Tag noch nicht geschneit. In der Bodendatenbank war dieser Standort mit einem pH-Wert von 3.34 angegeben. Sauerklee zeigte an, dass der Boden hier sauer war, zusätzlich hatte es zwei Streuschichten. Die obere war eine einjährige, die untere eine mehrjährige und nur sehr wenig zersetzt. Die klare Abtrennung der Schichten zeigte, dass die Erde hier nur sehr schlecht durchmischt wurde, was auf eine geringe Aktivität, also wenige Bodenlebewesen, hinwies. Die Humusart war auch ersichtlich, es handelte sich um einen Moder, also eine Mischform aus bereits zersetzten Teilen und noch unzersetzten Pflanzenteilen. Auffällig waren hier die vielen kleinen Bäume, die meisten zwischen einem und vier Metern hoch, welche überall wuchsen, wo die hohen Buchen fehlten.



Abbildung 22: Standort Schleinikon ZH

## 4.2. Resultate der pH-Wert Messung

Wie schon erwähnt, diente diese Messung der Kontrolle, da sich die pH-Werte des Bodens mit der Zeit verändern können. Die Werte meiner pH-Wert Messungen unterschieden sich wie erwartet von denen, welche in der Datenbank angegeben waren.

Standort	Angegebener pH-Wert in der Bodendatenbank	Messung 1	Messung 2
Buchs ZH	7.065	6.63 (-0.435)	6.49 (-0.575)
Hüntwangen ZH	7.415	6.70 (-0.715)	6.71 (-0.705)
Kollbrunn ZH	7.48	7.00 (-0.48)	7.01 (-0.47)
Sihlwald ZH	6.83	5.94 (-0.89)	5.93 (-0.9)
Freienstein-Teufen ZH	3.675	3.73 (+0.055)	3.63 (-0.045)
Dättlikon ZH	3.37	3.59 (+0.22)	3.53 (+0.16)
Buch am Irchel ZH	3.31	3.66 (+0.35)	3.70 (+0.39)
Schleinikon ZH	3.34	3.71 (+0.37)	3.74 (+0.4)

Tabelle 1: Resultate der pH-Wert Messungen. In den Klammern sind die Änderungen der pH-Werte zum Wert der Bodendatenbank angegeben

Wie man hier sehen kann, unterschieden sich die Werte meiner Messungen von denen der Datenbank. Wenn man die vier ursprünglich neutralen Standorte betrachtet, fällt auf, dass die Werte aus der Datenbank alle höher liegen als die meiner Messungen. Für die sauren Standorte ist es genau umgekehrt. Hier gibt die Datenbank einen tieferen pH-Wert an, als die Böden mittlerweile haben. Der einzige Standort, an dem der pH-Wert gleichgeblieben ist, ist Freienstein-Teufen mit einer geringfügigen Änderung von +0.055 beziehungsweise -0.045. Die grössten Unterschiede gibt es beim Standort Sihlwald, wo Änderungen von -0.89 und -0.9 zu sehen sind. Auch haben sich die Werte bei den neutralen Standorten viel stärker geändert als bei den sauren. Während die neutralen Böden Unterschiede von -0.47 bis -0.9 aufweisen, liegen die Änderungen der sauren Standorte zwischen -0.045 und +0.4.

Unterschiede zwischen den erhaltenen Werten aus Messung 1 und denen aus Messung 2 sind zwar vorhanden, allerdings sind sie sehr klein, weshalb davon ausgegangen werden kann, dass diese Werte stimmen.

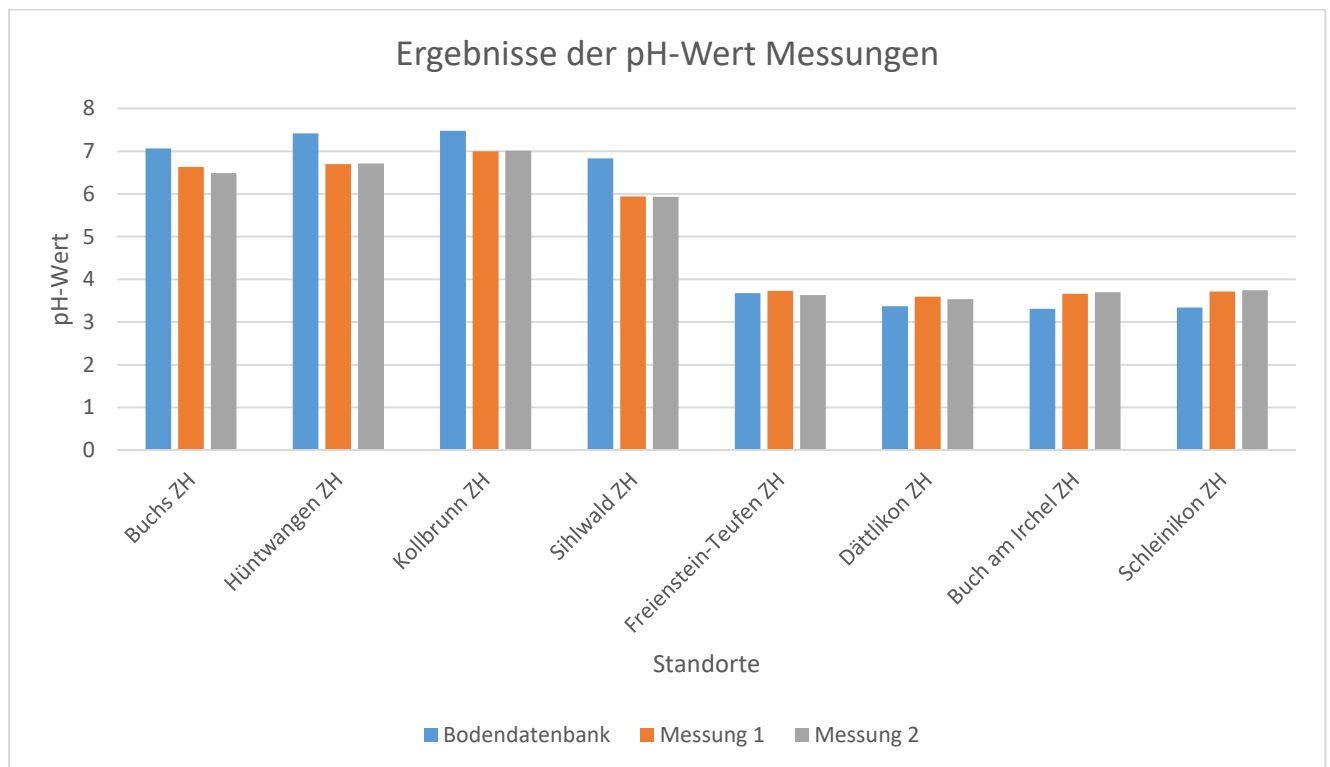


Abbildung 23: Ergebnisse der pH-Wert Messungen

### 4.3. Resultate der Trockengewichtsbestimmung

Standort	Gewicht Tara (g)	Gewicht Boden + Tara (g)	Gewicht Boden (g)	Gewicht Boden trocken (g)
Buchs ZH	5,28	25,31	20,03	16,31
Hüntwangen ZH	5,14	25,32	20,18	19,52
Kollbrunn ZH	5,27	25,75	20,48	19,97
Sihlwald ZH	5,16	25,65	20,49	13,77
Freienstein-Teufen ZH	5,31	25,35	20,04	13,85
Dättlikon ZH	4,98	25,44	20,46	19,29
Buch am Irchel ZH	5,34	25,91	20,57	11,77
Schleinikon ZH	23,72	44,14	20,42	15,65

Tabelle 2: Ergebnisse der Trockengewichtsbestimmung

Bei der Probe aus Schleinikon ZH musste ich wegen eines Materialmangels eine grössere Aluminiumschale nehmen, als bei den restlichen Proben, weshalb auch das Gewicht Tara und das Gewicht Boden + Tara höher sind als bei den andere sieben. Tara bezeichnet dabei den Behälter, also die Aluminiumschale.

In der Spalte „Gewicht Boden“ kann man sehen, dass ich überall in etwa gleich viel Probenmaterial abgefüllt hatte, nämlich circa 20 Gramm. Die Trockengewichte unterscheiden sich aber klar voneinander, was die Abbildung 24 verdeutlicht.

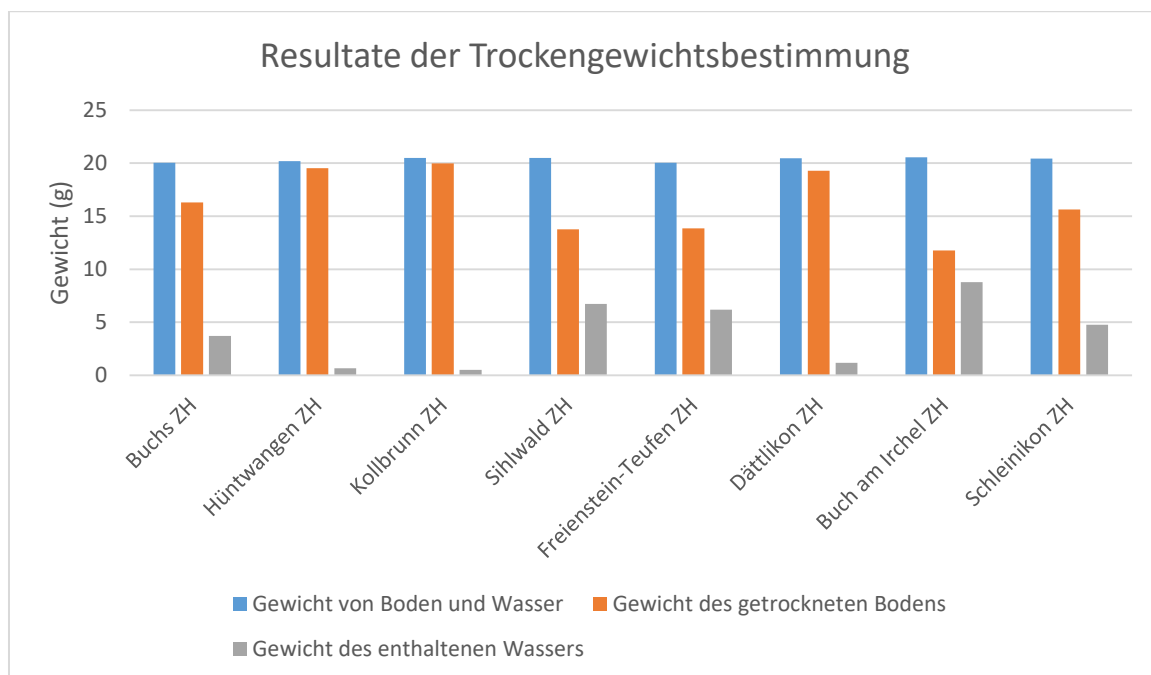


Abbildung 24: Resultate der Trockengewichtsbestimmung. Das Gewicht des enthaltenen Wassers ist die Differenz des noch nassen und des getrockneten Bodens

Wie man sieht, waren einige Böden viel feuchter als andere. Sehr trocken waren die Proben der Standorte Hüntwangen ZH, Kollbrunn ZH und Dättlikon ZH. Die zwei Standorte Buchs ZH und Schleinikon ZH waren eher leicht feucht aber noch nicht nass, während Sihlwald ZH, Freienstein-Teufen ZH und Buch am Irchel ZH einen sehr hohen Wassergehalt aufwiesen.

#### 4.4. Resultate der Berleseanalyse

Alle gefundenen Vertreter der Meso- und Makrofauna wurden von mir in den folgenden Tabellen mit Gattungs- oder Artenname und Gesamtanzahl pro Probe aufgelistet. Auch die Anzahl verschiedener Arten und die totale Anzahl an Lebewesen wurden notiert. Da immer ein Volumen von einem Liter Boden unter die Lampen gelegt wurde, beziehen sich die Anzahlen der Lebewesen auf ein Bodenvolumen von einem Liter.

<b>Standort: Buchs ZH, pH-Wert: 6.63, 6.49</b>	Gruppe: neutral
Art/Gattung	Anzahl Individuen
Theridiidae (Kugelspinnen)	2
Symphyla (Zwergfüsser)	4
Oonopidae (Zwergsechsaugenspinnen)	1
Geophilus flavus (Hundertfüsser)	1
Chilopoda (Hundertfüsser, nicht bestimmbar da in Anamorphose)	1
Tachinus	1
Gamasina (Raubmilbe)	7
Larve von Staphylinidae (Kurzflügler)	1
Paupoda (Wenigfüsser)	1
Coccidae (Napfschildlaus)	1
Onychiuridae tullbergiinae (Springschwanz)	1
Hypogastruridae (Springschwanz)	1
Apterygota (Urinsekten)	1
<b>13 Spezies, 23 Individuen</b>	

Tabelle 3

<b>Standort: Hüntwangen ZH, pH-Wert: 6.70, 6.71</b>	Gruppe: neutral
Art/Gattung	Anzahl
Necrophleopagus longicornis (Hundertfüsser)	1
Trogulidae (Brettkanker)	1
Uropodina (Schildkrötenmilbe)	1
Gamasina (Raubmilbe)	1
Symphyla (Zwergfüsser)	1
<b>5 Spezies, 5 Individuen</b>	

Tabelle 4

<b>Standort: Kollbrunn ZH, 7016014, pH-Wert: 7.00, 7.01</b>	Gruppe: neutral
Art/Gattung	Anzahl
Cryptops Hortensis (Hundertfüsser)	1
Kryphioidulus occultus (Diplopoda)	2
Necrophleopagus longicornis (Hundertfüsser)	1
Symphyla (Zwergfüsser)	2
Hypogastruridae (Springschwänze)	3
Hypogastruridae (selbe Familie, andere Art)	1
Siphonaptera (Flöhe)	2
Trogulidae (Brettkanker)	1
Theridiidae (Kugelspinnen)	1
Spinne, zu klein zur Bestimmung	1
<b>10 Spezies, 15 Individuen</b>	

Tabelle 5

<b>Standort: Sihlwald ZH, pH-Wert: 5.94, 5.93</b>	Gruppe: neutral
Art/Gattung	Anzahl
Hypogastruridae (Springschwanz)	3
Symphyla (Zwergfüsser)	1
Gamasina (Raubmilbe)	14
Stechmücke	1
Entomobrya (Springschwanz)	1
Lepidocyrtus (Springschwanz)	1
Unbestimmbare Insektenlarve, zu klein	1
<b>7 Spezies, 22 Individuen</b>	

Tabelle 6

<b>Standort: Freienstein-Teufen ZH, pH-Wert: 3.73, 3.63</b>	Gruppe: sauer
Art/Gattung	Anzahl
Gamasina (Raubmilben)	1
Sinella Coeca (Springschwanz)	1
<b>2 Spezies, 2 Individuen</b>	

Tabelle 7

<b>Standort: Dättlikon ZH, pH-Wert: 3.59, 3.53</b>	Gruppe: sauer
Art/Gattung	Anzahl
Theridiidae (Kugelspinnen)	1
Insektenlarve	3
Necrophloephus longicornis (Hundertfüsser)	1
Larve (Foto unten)	3
<b>4 Spezies, 8 Individuen</b>	

Tabelle 8

<b>Standort: Buch am Irchel ZH, pH-Wert: 3.66, 3.70</b>	Gruppe: sauer
Art/Gattung	Anzahl
Geophilus (Hundertfüsser)	1
Diplura (Doppelschwänze)	1
<b>2 Spezies, 2 Individuen</b>	

Tabelle 9

<b>Standort: Schleinikon ZH, pH-Wert: 3.71, 3.74</b>	Gruppe: sauer
Art/Gattung	Anzahl
Symphyla (Zwergfüsser)	3
Aleocharinae	1
Insektenlarve	1
Gamasina (Raubmilben)	3
Uropodina (Schildkrötenmilbe)	1
<b>5 Spezies, 9 Individuen</b>	

Tabelle 10

<b>Total:</b>	<b>33 Spezies, 86 Individuen</b>
---------------	----------------------------------

Tabellen 3-10: Auswertung der Analyse von je 1 Liter Boden mithilfe der Berlesetrichter

Bei der Betrachtung der Tabellen fällt auf, dass in den fast neutralen Böden mehr Arten vorkommen und auch eine grössere Anzahl an Lebewesen zu finden ist. Nur bei dem Standort Hüntwangen ZH kommen im Vergleich weniger Tiere vor, als bei den anderen neutralen Standorten. Sonst aber sind in den Böden mit einem höheren pH-Wert mehr Organismen anzutreffen. Deshalb entfallen 65 der 86 Individuen auf die Gruppe der neutralen Böden, nur 21 Tiere waren insgesamt in den sauren Proben zu finden. In Prozenten heisst das, dass 75.58% der gefundenen Lebewesen in den neutralen Proben lebte, 24.42% in den sauren. Unter diesen 86 Individuen bestand ein grosser Teil aus sehr kleinen Arten der Mesofauna wie zum Beispiel Milben und Springschwänze. Ganze 28 Milben (*Acari*) und 12 Springschwänze (*Collembola*) konnte ich finden. Bei den Vertretern der Makrofauna dominierten die Tausendfüsser (*Myriapoda*), wobei Arten der Klasse der Hundertfüsser (*Chilopoda*), der Doppelfüsser (*Diplopoda*) und der Zwergfüsser (*Symphyla*) gefunden wurden. Die meisten Arten und auch am meisten Individuen stammen aus der Probe vom Standort Buchs ZH, welche 13 Arten und 23 Tiere enthielt. Mit nur je 2 Arten und 2 Individuen waren in den Proben aus Freienstein-Teufen ZH und Buch am Irchel am wenigsten Lebewesen. Auch fand ich ein paar Insektenlarven. Da ich aber kein Bestimmungsbuch für Larven hatte, gestaltete sich die



Bestimmung dieser Arten unmöglich, weil sich das Aussehen dieser Larven nach der Metamorphose noch grundlegend verändert. Genau dasselbe Problem trat bei einem Hundertfüsser auf, der noch in der Anamorphose war und sich noch nicht alle Glieder und Beine, welche für die eindeutige Bestimmung notwendig wären, gebildet hatte. Anamorphose wird der Zustand genannt, in dem ein Vertreter der Tausendfüsser sich befindet, wenn er mit noch nicht vollständiger Beinzahl schlüpft. Durch mehrere Häutungen kommen dann die restlichen Segmente und Beinpaare hinzu. <sup>[45]</sup>

Andere Tiere waren wiederum zu klein für das Auflichtmikroskop welches maximal eine 4-fache Vergrösserung möglich machte. Zudem konnten pigmentierte Tiere nicht unter dem Auflichtmikroskop untersucht werden. Deshalb konnte ich diese wenigen Lebewesen, leider nicht bestimmen. Auch waren einige kleine Spinnen unter den Tieren, meistens kleine Kugelspinnen. In dem Probenmaterial aus Sihlwald ZH fand ich eine Stechmücke und in der Probe aus Schleinikon ZH war ein Vertreter der Unterfamilie *Aleocharinae*. Diese beiden Insekten blieben die einzigen beiden geflügelten Tiere der gesamten Analyse.

Allgemein kann gesagt werden, dass grössere Organismen vor allem in den neutralen Proben zu finden waren, während kleinere Lebewesen den Grossteil der gefundenen Lebewesen in den sauren Böden ausmachten. Zu den kleinen Tieren zähle ich Milben, Zwergfüsser, Springschwänze, Wenigfüsser, Flöhe, Läuse und Doppelschwänze. Als grosse Tiere zählen Hundertfüsser, geflügelte Insekten, Käfer und Spinnen.

Wie in der Graphik und der Tabelle ersichtlich ist, fand ich in der Probe aus Sihlwald ZH sehr viele Organismen, obwohl der Boden-pH hier tiefer lag, als bei den restlichen neutralen Standorten.

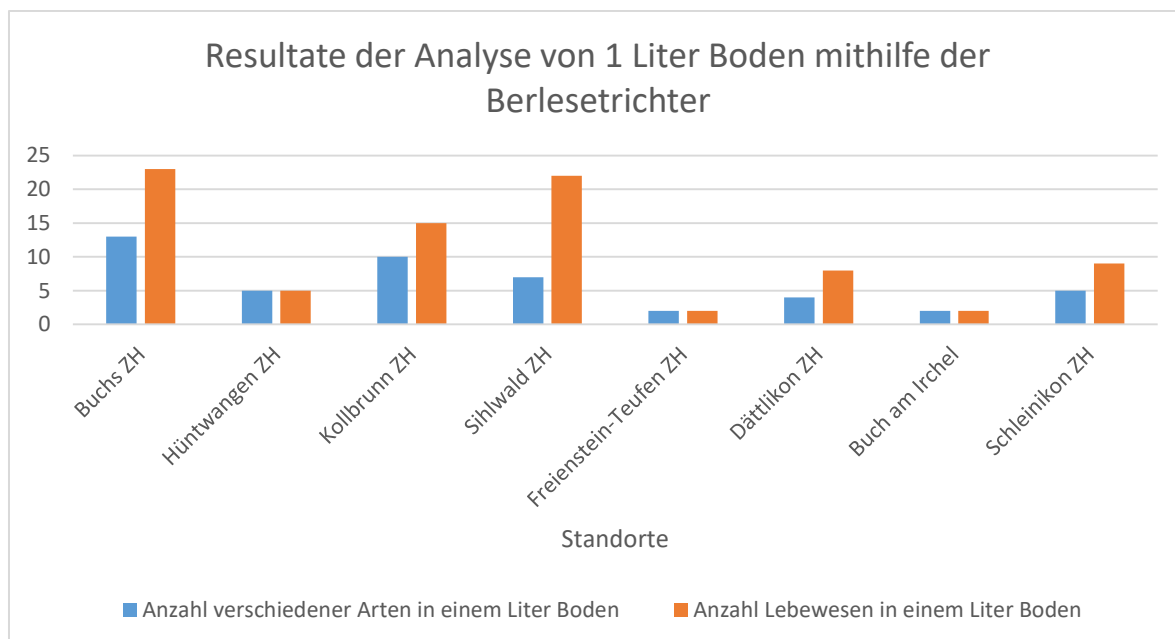


Abbildung 25: Resultate der Analyse von 1 Liter Boden mithilfe der Berlesetrichter

Die Berlesetrichter liess ich, wie schon erwähnt, zwölf Stunden lang unter der Lampe, wobei ich, um zu testen, ob diese Zeit gereicht hatte, um alle Tiere aus der Erde zu treiben, drei Trichter noch einmal zwölf Stunden unter der Lampe liess. Ich wechselte natürlich die Gläser aus, damit ich dann sehen konnte, wie viele Tiere in den zusätzlichen Stunden den Boden verlassen würden. Allerdings zeigte dieser Test, dass sämtliche Lebewesen schon nach den

ersten zwölf Stunden ausgetrieben waren, da nach dem zweiten, zwölfstündigen Intervall keine Tiere im Alkohol gefunden werden konnten. So konnte ich mir sicher sein, dass meine Resultate der Berleseanalyse genau waren und nicht noch Tiere in den Bodenproben lebten.

#### 4.5. Resultate der DNA-Analyse

Sample	ng/ul	ng/ul	Durchschnitt	ul DNA	ul Wasser	Total DNA in Extrakt (ng)
Dättlikon ZH (a)	58,6	60,4	59,5	2,2	47,8	6044,617
(b)	4,0	3,8	3,9	34,4	15,6	378,1425
(c)	2,5	2,4	2,5	54,2	-4,2	243,2948
Freienstein-Teufen ZH (a)	53,1	45,7	49,4	2,7	47,3	4566,281
(b)	3,0	2,9	2,9	45,9	4,1	286,5449
(c)	2,5	2,6	2,6	52,0	-2,0	263,7094
Buch am Irchel ZH (a)	39,8	37,5	38,7	3,5	46,5	3745,605
(b)	2,6	2,7	2,7	49,8	0,2	271,3292
(c)	2,4	2,6	2,5	53,3	-3,3	256,5346
Schleinikon ZH (a)	47,7	47,3	47,5	2,8	47,2	4726,906
(b)	3,1	3,0	3,1	43,4	6,6	304,0457
(c)	2,6	2,7	2,7	50,3	-0,3	270,221
Buchs ZH (a)	46,8	47,1	47,0	2,8	47,2	4711,747
(b)	6,1	5,8	5,9	22,5	27,5	583,8955
(c)	8,0	7,7	7,9	17,0	33,0	773,0915
Kollbrunn ZH (a)	73,6	75,5	74,5	1,8	48,2	7546,253
(b)	17,4	17,2	17,3	7,7	42,3	1722,193
(c)	14,0	14,1	14,1	9,5	40,5	1411,979
Sihlwald ZH (a)	50,1	46,2	48,2	2,8	47,2	4621,988
(b)	13,2	12,7	12,9	10,3	39,7	1265,87
(c)	14,0	14,1	14,1	9,5	40,5	1413,637
Hüntwangen ZH (a)	39,2	40,4	39,8	3,4	46,6	4040,346
(b)	8,6	8,0	8,3	16,1	33,9	801,0647
(c)	4,9	5,0	5,0	26,9	23,1	502,5

Tabelle 11: Ergebnisse des Picogreen

Wie man in dieser Tabelle sehen kann, unterschieden sich die Ergebnisse sehr stark. Immer die erste Probe eines Standortes enthielt mehr DNA, als die restlichen beiden Proben. Die verschiedenen Proben aus Dättlikon ZH unterschieden sich sogar so stark, dass die erste Messung 30-mal mehr DNA ergab, als bei der dritten Probe festgestellt werden konnte. Bei den Standorten Kollbrunn ZH und Sihlwald ZH sind die Werte zwar näher zusammen, allerdings ist der Wert der ersten Messung trotzdem höher.

Die Tabellen für das qPCR für Bakterien (Gen 16S) und für Pilze (Gen ITS) sind im Tabellenanhang als Tabellen 13 und 14 angehängt.

Wie auch beim Picogreen unterscheiden sich die Werte hier stark, da diese ja auf Grund der Ergebnisse des Picogreen berechnet wurden. Deshalb sind die Unterschiede zwischen den drei Werten für eine Probe auch ungefähr gleich wie beim Picogreen. Ein weiteres aussagekräftiges Ergebnis ist die Anzahl Kopien des Gens pro Gramm Trockengewicht. Dies

gibt einen Anhaltspunkt, wie viele Individuen vorkamen. Mehr Kopien heissen, dass mehr Bakterien, beziehungsweise Pilze dort lebten, wobei es Spezies gibt, welche diese Gene öfters besitzen. Daher ist dieser Wert nicht ganze exakt, er gibt aber eine ungefähre Größenordnung vor.

Bei den Bakterien sind in den Proben aus Kollbrunn ZH im Durchschnitt am meisten Individuen gefunden worden (ca. 366 Mrd.), am zweitmeisten in Sihlwald ZH (ca. 313 Mrd.). Am wenigsten Bakterien enthielten die Proben aus Schleinikon ZH (ca. 127 Mrd.), die zweitniedrigste Anzahl ergaben die Messungen der Proben aus Freienstein-Teufen mit 131 Mrd. Die Bakterienanzahlen für die restlichen Standorte befinden sich in einem Bereich von 152 Mrd. bis 252 Mrd. Kopien.

Die durchschnittliche Anzahl an Pilzen unterschied sich aber von den Mengen an Bakterien. Am meisten Kopien lagen in den Proben aus Dättlikon ZH vor (37 Mrd.), am wenigsten Pilze wurden in den Probenmaterialien aus Buchs ZH gefunden (ca. 5.1 Mrd.), dicht gefolgt von ca. 5.9 Mrd. aus Sihlwald ZH und 6.4 Mrd. aus Freienstein-Teufen. Die Werte für die anderen Standorte lagen alle zwischen 10 und fast 17 Mrd. Kopien des Genes.

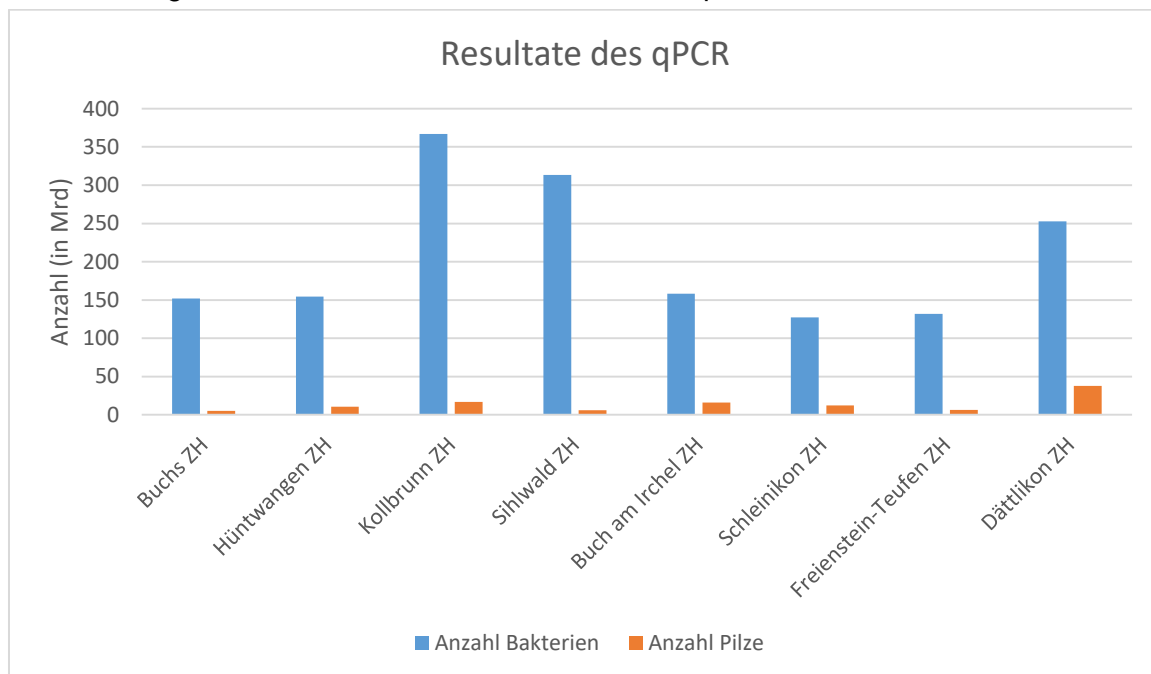


Abbildung 26: Resultate des real-time qPCR

Wie hier gut ersichtlich ist, sind die Mengen an Bakterien in allen Böden um ein Vielfaches höher als die der Pilze. Zusätzlich sind sowohl bei den neutralen Standorten (im Diagramm die ersten vier), als auch bei den sauren Standorten Böden mit vielen Bakterien vorhanden.

## 5. Diskussion

### 5.1. Diskussion der pH-Werte

Wie sich gezeigt hat sind die pH-Werte der Böden, welche eigentlich nahezu neutral sein sollten, gefallen, was auf eine Versauerung des Bodens schliessen lässt.

Standort	Angegebener pH-Wert in der Bodendatenbank	Änderung im Vergleich zur Bodendatenbank (Messung 1)	Änderung im Vergleich zur Bodendatenbank (Messung 2)
Buchs ZH	7.065	-0.435	-0.575
Hüntwangen ZH	7.415	-0.715	-0.705
Kollbrunn ZH	7.48	-0.48	-0.47
Sihlwald ZH	6.83	-0.89	-0.9
Freienstein-Teufen ZH	3.675	+0.055	-0.045
Dättlikon ZH	3.37	+0.22	+0.16
Buch am Irchel ZH	3.31	+0.35	+0.39
Schleinikon ZH	3.34	+0.37	+0.4

*Tabelle 12: Abweichungen der Boden-pH-Werte vom angegebenen Wert der Bodendatenbank*

Da alle Böden mit einem ursprünglich fast neutralen Wert nun einen tieferen Wert aufweisen, gehe ich von einer Bodenversauerung im Kanton Zürich aus. Weil die Standorte, bei denen die pH-Werte gesunken sind, im Kanton Zürich verteilt sind, ist die Versauerung kein punktueller Vorgang, sondern tritt in mehreren Gebieten und zusätzlich unterschiedlich stark auf. Durch Änderungen von -0.435 bis zu -0.9 zeichnet sich ein klarer Trend ab: Auch die Böden in der Schweiz bleiben nicht vor einer Versauerung verschont. Im Gegensatz dazu sind die pH-Werte der sauren Böden gestiegen oder gleichgeblieben, was vielleicht mit Massnahmen gegen eine Versauerung zusammenhängen könnte. In Nachbarländern der Schweiz, wie zum Beispiel Deutschland ist das Kalken der Böden erlaubt, um einer Versauerung der Böden entgegenzuwirken. Dabei wird Kalk auf dem Boden verteilt, welcher dann die Säuren im Boden neutralisiert und den pH-Wert anhebt. Daraus erhofft man sich eine Erhaltung der Bodenfruchtbarkeit. In der Schweiz ist aber die Kalkung des Bodens verboten.

[19]

Ich kann mir deshalb nicht wirklich erklären, warum die sauren Böden basischer wurden, während die neutralen Böden versauerten.

### 5.2. Diskussion der Trockengewichte

Wie sich gezeigt hat, waren einige Böden viel feuchter als andere. Der Standort Sihlwald ZH enthielt viel Wasser, was auch durch den Bewuchs aus Bärlauch als Feuchtigkeitsanzeiger bestätigt wurde. Auch die Erde von Buchs ZH wies einen höheren Wassergehalt als andere auf. Hier zeigte die Vierblättrige Einbeere die Nähe von Grundwasser an, was den Wassergehalt erklärte. An den anderen Standorten, die bei der Trockengewichtsbestimmung einen hohen Wassergehalt aufwiesen, wuchsen aber keine Feuchtigkeitsanzeiger und die Erde war nicht sehr feucht. Ich schätze deshalb, dass der gefallene Schnee mehr Wasser in die oberste Schicht des Bodens brachte, welches dann in den Proben war. Da nicht aller Schnee bei der Entnahme der Proben entfernt werden konnte, schmolz der und verteilte das Wasser im Probenmaterial. Dies bewirkte schlussendlich einen hohen Wassergehalt bei der Trockengewichtsbestimmung. Zwar verfälschte der Schnee die tatsächliche Feuchtigkeit der

Erde, die DNA-Analyse, welche nur das Trockengewicht des Bodens benötigte, wurde aber nicht beeinträchtigt, da die tatsächliche Masse des trockenen Bodens nicht beeinflusst war. Der Wassergehalt von den Standorten Buchs ZH und Sihlwald ZH zeigt zusätzlich, dass der Boden die Feuchtigkeit gut festhalten konnte, das Wasser also nicht sofort versickerte. Dies könnte an der Wasserspeicherfunktion des Humus liegen, in dessen Poren viel Wasser aufgenommen werden kann. Da die Proben von Hüntwangen ZH und Kollbrunn ZH sehr trocken waren, lässt sich ein Zusammenhang zwischen dem pH-Wert und der Feuchtigkeit des Bodens nicht feststellen. Eine weitere Erklärung für die hohe Feuchtigkeit der Böden in Buchs ZH und Sihlwald ZH könnte das Vorkommen von Grundwasser sein, was ich durch die durchgeführten Messungen nicht vollständig bestätigen kann.

### 5.3. Diskussion der Resultate aus der Berlese

Vergleicht man die Ergebnisse aus der Analyse der Berlese, entsteht folgendes Diagramm, welches gut veranschaulicht, in welchem Zusammenhang Biodiversität im Boden und Boden-pH-Wert stehen.

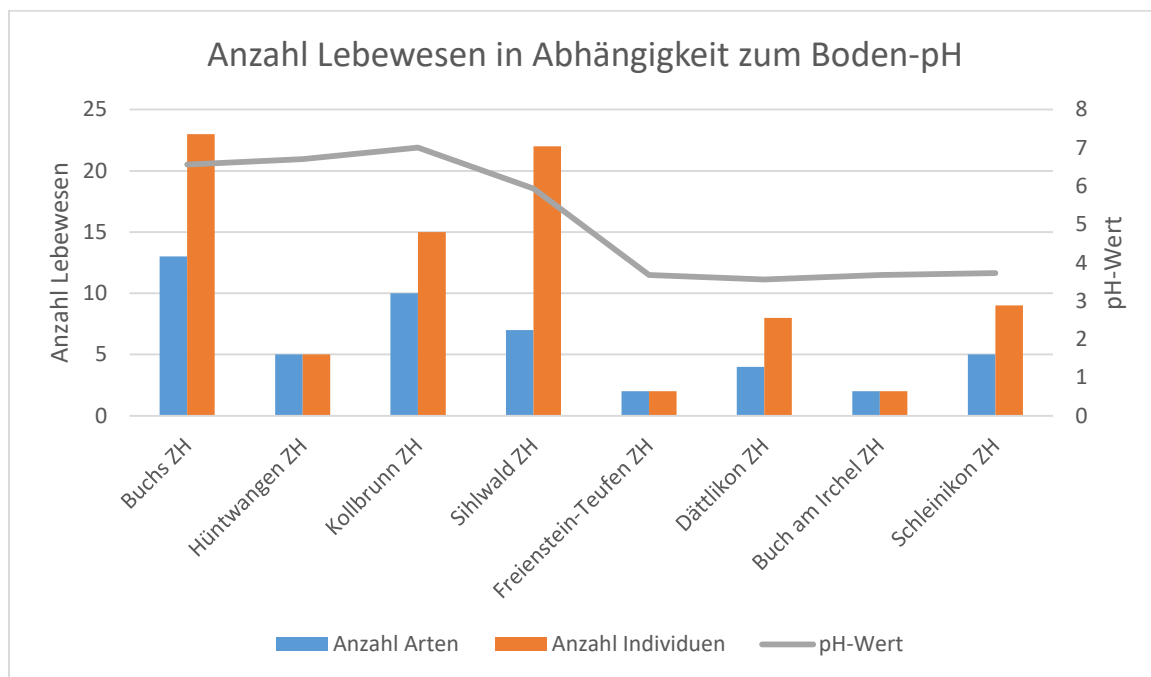


Abbildung 27: Veranschaulichung der Anzahl Arten und der Anzahl verschiedenen Individuen im Vergleich zum durchschnittlichen pH-Wert des Probenmaterials (errechnet aus den beiden Messungen 1 und 2)

### 5.4. Neutrale Standorte

Wie man sieht, sind die Anzahlen an Lebewesen und verschiedener Arten bei den ersten vier Standorten, also denen mit einem fast neutralen pH-Wert, höher. Einzige Ausnahme bildet Hüntwangen ZH. Die vielen Lebewesen lassen sich damit erklären, dass bei höheren pH-Werten zum einen keine toxischen Aluminium-Ionen freigesetzt werden, zum anderen aber gedeihen Pflanzen in nur leicht sauren bis alkalischen Böden besser. <sup>[12]</sup> Durch die niedrige Acidität der Böden können Bäume und andere Pflanzen besser wachsen. Diese Toleranz von Waldpflanzen gegenüber leicht säuerlichen bis basischen Böden leite ich von der

Verfügbarkeit der Nährstoffe in der Erde ab. Viele wichtige Stoffe, wie Stickstoff, Phosphor, Natrium, Kalium, Magnesium, Kalium und Schwefel sind nur bei pH-Werten um 7 verfügbar.

<sup>[41]</sup> Die bessere Bewaldung des Bodens mit Bäumen, Büschen und Farnen wirkt sich wahrscheinlich schlussendlich auf die Bodenfauna aus, wobei von der Pflanze abgegebene Stoffe im Boden als Nährstoffe dienen. Auch hinterlassen abgestorbene Wurzeln kleine Gänge, welche die Fortbewegung der Bodenlebewesen im Erdreich erleichtern. Ich vermute deshalb, dass Böden, in denen ich viele Lebewesen gefunden habe durch ihren nur leicht sauren pH-Wert und durch eine gute Durchwurzelung des Bodens einen guten Lebensraum geschaffen haben, worauf dort nun viele Tiere und Arten leben. <sup>[13]</sup>

Zusätzlich hat die gute Durchwurzelung wahrscheinlich noch einen anderen, den Boden verbessernden Effekt, da die Wurzeln die Erde festhalten und so eine Auswaschung verhindert wird. Da bei einem niedrigen Boden-pH die Nährstoffe, welche an Tonteilchen gebunden vorliegen, von Oxonium- und Aluminium-Ionen verdrängt werden und dann ausgewaschen werden können, wird mit einer schlechten Durchwurzelung dieser Nährstoffverlust verstärkt.

<sup>[13],[14]</sup> Ist der Boden hingegen stark mit Wurzeln durchzogen und der pH-Wert ist hoch genug, sodass keine Aluminium-Ionen frei werden und zusätzlich kein Überschuss an  $H_3O^+$  vorliegt, so bleiben die Nährstoffe im Boden gebunden.

Der Standort Kollbrunn ZH war neben seinem hohen pH-Wert auch interessant, da dort ein Myzel um eine Wurzel vorhanden war. Allerdings kann ich nicht sagen, ob dieser Pilz ein Parasit war oder ob Baum und Pilz eine Symbiose eingegangen waren. Da Buchen aber zu mutualistischen Symbiosen mit Mykorrhizapilzen fähig sind, könnte es gut sein, dass hier eine Symbiose vorlag. Bei Symbiosen zwischen Pilzen und Pflanzen erhalten die Pilze organische Stoffe und leiten im Gegenzug Mineralstoffe zu ihrem Symbiosepartner. <sup>[48]</sup> Falls der Pilz parasitisch als Schmarotzer von der Buche profitierte, wird er wahrscheinlich Nährstoffe aus den Wurzeln der Pflanzen extrahiert haben. Falls beide in einer Symbiose standen, war der grösste, positive Faktor für die Pflanze wahrscheinlich die Phosphataufnahme. Dieser Stoff wird für sehr viele Vorgänge in den Zellen benötigt, wie der Aufbau des Rückgrates der DNA oder die Synthese von ATP, kann aber nur passiv über Diffusion aufgenommen werden. Zusätzlich liegt Phosphat im Humus aber meist organisch vor, muss aber für die Aufnahme anorganisch verfügbar sein. Da Mykorrhizapilze die Fähigkeit haben, Phosphat zu lösen und somit für den Baum bereitzustellen, kann die Pflanze so mehr und besser diesen Nährstoff aufnehmen. <sup>[22]</sup>

Ein weiterer wichtiger Punkt, der in meiner Theorie berücksichtigt werden muss, ist die Nährstoffkonzentration im Boden. Als ich an den Standorten ankam, um die Proben zu nehmen, beschrieb ich das Waldstück, besonders mit Schwerpunkten auf Nährstoff- und Wasseranzeiger. Die grosse Fülle an Leben von drei der neutralen Standorte kann damit gestützt werden, dass an allen drei Standorten Nährstoffanzeiger vorhanden waren. Nur am Standort Hüntwangen ZH fand ich gar keine Pflanzen, die auf eine hohe Nährstoffkonzentration hingewiesen hätten. Allerdings können Bodenlebewesen solche Nährstoffe nicht direkt aufnehmen. Da abgestorbene Pflanzenteile und Wurzeln einem Grossteil der im Boden lebenden Organismen als Nahrung dienen, ist eine reichhaltige Flora für ein Überleben dieser Arten wichtig. Weniger Nährstoffe führen somit zu weniger Pflanzen, wodurch den Bodenlebewesen die Nahrung fehlt und die Populationen der Tiere schrumpfen. Somit kann gesagt werden, dass ein, für Pflanzen nährstoffreicher Boden, auch Tiere mit viel Nahrung versorgt.

Als dritter Faktor, neben pH-Wert und Bodendurchwurzelung, wird die Konzentration an Nährstoffen durch den pH-Wert beeinflusst. Da der Boden-pH in Hüntwangen über 5.0 lag, konnte ich Aluminium-Ionen als Grund für die Lebewesen- und Artenarmut ausschliessen. Denn erst ab einem pH-Wert von unter 5.0 werden diese toxischen Ionen aus ihren Silicatkomplexen herausgelöst und verdrängen andere Ionen, die als Nährstoffe fungieren von den Tonteilchen. <sup>[14]</sup> Daraufhin werden die nun freien Nährstoffe schneller aus dem Boden geschwemmt. Eventuell könnte es aber sein, dass die vielen Steine eine gute Durchwurzelung verhinderten und Nährstoffe leichter ausgewaschen werden konnten. <sup>[13]</sup> Hier hatte also der pH-Wert wenig Einfluss auf die Bodenfauna, da die Steine als geologische Störfaktoren einen guten Lebensraum im Boden verhinderten.

Interessant ist der Standort Sihlwald ZH, wo der pH-Wert des Bodens tiefer lag als bei den anderen drei Standorten. Gemessen habe ich pH-Werte von 5.94 und 5.93, also 0.5 bis 1.0 tiefer als bei den anderen neutralen Proben. Trotzdem waren hier nicht weniger Lebewesen zu finden, sondern sogar mehr als in anderen Böden mit einem höheren pH-Wert. Ich erkläre mir dieses Ergebnis so: Da Aluminium-Ionen, wie schon erwähnt, erst unter einem Wert von 5.0 freigesetzt werden, wirkt sich ein pH-Wert über 5.0 nicht zwingend negativ auf die Bodenfauna aus. Solange die toxischen  $Al^{3+}$ -Ionen nicht an die Tonteilchen binden, ist der Nährstoffhaushalt nicht gefährdet.

Solange Pflanzen wachsen, deren Toleranzbereiche solch eine Bodenacidität zulassen, kann also immer noch ein gesunder Boden entstehen. Dies war anscheinend in Sihlwald ZH der Fall. Die Decke aus Bärlauch am Boden hat wahrscheinlich zu einer guten Durchwurzelung geführt, wobei der Bärlauch dort nur wegen der vielen Nährstoffe wuchs. Die Nährstoffe waren wiederum im Boden, da der pH-Wert noch genug hoch war, um die Auswaschung zu verhindern, die Ionen also an Tonteilchen gebunden vorlagen. <sup>[14]</sup> Andererseits darf man die Wirkung des Bodens und der Lebewesen auf den pH-Wert auch nicht vernachlässigen. Eine bessere Durchwurzelung und mehr Organismen führen zu einer hohen Produktion an Humus, was massgeblich für die Pufferfunktion, also die Resistenz des Bodens gegenüber pH-Wert Veränderungen durch Ionenaustausch, wichtig ist. Der Boden-pH kann mit einer höheren Pufferkapazität länger aufrecht gehalten werden, was die Wachstums- und Lebensbedingungen für Pflanzen und Tiere gleichbleiben lässt.

Da sich die pH-Werte der Böden aus meinen beiden Messungen von denen aus der Bodendatenbank unterschieden, gehe ich davon aus, dass die Pufferkapazität der neutralen Böden überschritten wurde und der Boden-pH in jedem der vier neutralen Böden deshalb gefallen ist.

Durch die wahrscheinlich grossen Toleranzbereiche der Pflanzen in Bezug auf pH-Werte, wurde die Bodenökologie nicht völlig umgekrempelt, was die Bodenlebewesen am Leben erhielt. In Hinblick darauf, dass alle meine Probenstandorte in Buchenwäldern waren, kann ich nach umfänglicher Recherche sagen, dass die Feststellung einer Versauerung auf die Rotbuche sicher zutrifft. Da diese Baumart auf leicht säuerlichen bis alkalischen Böden wächst, waren die pH-Werte der vier ersten, fast neutralen, Standorte sicherlich kein Problem.

<sup>[15]</sup> Die restlichen, sehr sauren Probenstandorte waren wohl eher nicht optimal, da die pH-Werte eigentlich zu niedrig waren, damit eine Buche sich ansiedeln könnte. Deswegen könnten auch diese Böden vor längerer Zeit einmal neutral gewesen sein, allerdings versauerten sie irgendwann. Da der Boden-pH nicht mehr in dem Toleranzbereich der Baumart lag, könnten Schäden als Folge der andauernden Belastung durch die Acidität des

Bodens entstehen. Starke Belastungen sind Nährstoffmangel, toxische Ionen oder Zellschäden.

Als Fazit für die neutralen Standorte kann ich sagen, dass die pH-Werte dieser Böden bewirkt haben, dass der Boden durchwurzelt und die Auswaschung von Mineralien verhindert wurde. Zusätzlich ist die Freisetzung von Aluminium-Ionen durch den höheren pH-Wert verhindert worden. Auch trägt der durch die Lebewesen produzierte Humus zu einer guten Pufferfunktion bei, was den Boden-pH relativ stabil hält. Allerdings sind die Böden dennoch saurer als bei den Messungen für die Bodendatenbanken, weshalb mit einer Versauerung der Böden in der Schweiz gerechnet werden muss.

## 5.5. Saure Standorte

Wie schon erwähnt, sind bei höheren pH-Werten die Aluminium-Ionen in Silicaten gebunden. Unter einem Wert von 5.0 binden diese Ionen an Tonteilchen und verdrängen die sonst gebundenen Ionen, wie zum Beispiel Natrium-, Kalium-, Magnesium- und Calcium-Ionen. <sup>[35]</sup> Wenn diese sogenannten basischen Kationen verdrängt werden, sind sie nicht mehr vor Bodenauswaschung geschützt und werden einfach weggeschwemmt. Als Folge sinkt der Nährstoffgehalt der Böden. Dieser Effekt wird wahrscheinlich bei den sauren Böden zu einem Nährstoffverlust geführt haben. Zusätzlich wirken die toxischen Aluminium-Ionen auf die Pflanze, indem sie die Wurzeln schädigen und so das Wachstum beeinflussen. Dabei wird vor allem die Aufnahme von Calcium gestört, indem das Aluminium die Aufnahmekanäle der Zelle blockiert. <sup>[16]</sup> Also wirkt sich der pH-Wert bei sehr niedrigen Werten sehr stark auf die Pflanze aus.

Für gewisse Pflanzen, die an saure Gebiete gewöhnt sind und sich vielleicht darauf spezialisiert haben, sind die Aluminium-Ionen nicht gefährlich. Eine Möglichkeit, welche eine an saure Böden angepasste Pflanze hat, ist der Einbau der Ionen in Komplexe, wobei sogenannte Chelatkomplexe entstehen. Somit ist das Aluminium neutralisiert und schädigt nicht mehr die Zellen. Eine andere Art der Abwehr ist die Erhöhung des pH-Wertes um die Wurzel herum, sodass dort  $\text{Al}^{3+}$ -Ionen nicht mehr hinkommen können. <sup>[17],[49]</sup>

Des Weiteren gehe ich bei den sauren Böden von einer starken Auswaschung der Nährstoffe aus, da beim Graben meist wenige bis gar keine Wurzeln im Weg waren, was bedeutete, dass die Erde von den Bäumen nicht festgehalten werden konnte. Zusätzlich muss durch die erhöhte Konzentration an Oxonium-Ionen von einer Verdrängung der Nährstoffe ausgegangen werden (siehe „2. Einleitung“). Auch schätze ich, dass die verdrängten Nährstoffe weggeschwemmt wurden, was die Nährstoffkonzentration wiederum senkte.

Dass der Boden-pH so niedrig ist, könnte mit einem Überlasten der Pufferfunktion des Bodens verbunden sein. Diese Funktion ist hauptsächlich abhängig von der Humusmenge, da dort austauschbare, basische Kationen gebunden sind, die bei einer pH-Wert Veränderung gegen  $\text{H}^+$ - beziehungsweise  $\text{OH}^-$ -Ionen ausgetauscht werden. Die auf diese Weise sorbierten Ionen beeinflussen dann den Boden-pH nicht mehr. Bei den vier sauren Böden schätze ich deshalb, dass die Pufferkapazität ausgeschöpft war und die Böden irgendwann versauerten. <sup>[35]</sup>

Es ist auch unwahrscheinlich, dass die Böden natürlicherweise diese pH-Werte hatten, da Buchen nicht so saure Standorte besiedeln. Eine Boden-pH Veränderung musste also nach dem Wachsen der Buchen geschehen sein. <sup>[15]</sup> Die schlechte Pufferfunktion des Bodens liess



sich auch an der Streuschicht der Böden zeigen. Die noch nicht zu Humus zersetzten, sondern nur halb abgebauten Pflanzenteile konnten nicht puffern, was schlussendlich das Überleben von Lebewesen bei so niedrigen pH-Werten sehr schwierig machte. Umgekehrt sind aber Bodenorganismen die Hauptproduzenten von Humus, da sie es sind, die abgestorbene Reste zersetzen und verdauen. Das Fehlen von genügend Humusproduzenten liess teilweise zwei Streuschichten entstehen, was eben auf eine Inaktivität der Böden hindeutet.

Ein möglicher Lösungsansatz, um den Boden-pH zu heben, ist die Kalkung des Bodens. Dabei werden die herausgewaschenen Ionen, die für die Pufferkapazität massgeblich sind, erneuert. Durch den Kalk werden die Säuren neutralisiert und der Boden-pH angehoben, was dann auch zu einer erneuten Bindung von basischen Kationen an die Tonteilchen führt. Allerdings kann es zu einer Eutrophierung des Bodens kommen, was unter anderem mit der, durch den Kalk hervorgerufenen Freisetzung von Stickstoff im Humus zusammenhängt. <sup>[47]</sup>

Mein Fazit aus der eingehenden Analyse dieser Böden lautet wie folgt: Da die Böden eigentlich zu sauer für die Buchen waren, versauerten sie irgendwann. Die daraus resultierenden Faktoren sind Nährstoffknappheit, Freisetzung toxischer Aluminium-Ionen und gestörtes Pflanzenwachstum. Da die Pufferkapazität der Böden durch stetige Säurezufuhr erschöpft ist, müssen wieder austauschbare Ionen in den Boden gelangen, um den Boden-pH herunterzusetzen. Eine Möglichkeit dies zu tun wäre die Kalkung der Böden, wobei aber auch hier Gefahren wie die Eutrophierung liegen.

## 5.6. Meso- und Makrofauna

Wie ich im Kapitel „5.4. Neutrale Standorte“ beschrieb, setze ich Böden, die für Pflanzen nährstoffreich sind, mit Böden, die für Tiere reich an Nahrung sind, gleich. Sind viele Mineralien in der Erde vorhanden, so ist die Umgebung für Pflanzen sehr nährstoffreich. Die meisten Tiere können diese Stoffe jedoch nicht direkt nutzen, sondern fressen Wurzeln oder abgestorbene Pflanzenteile. Bei einer reichhaltigen Flora ist demnach mehr organisches Material verfügbar und die Bodenlebewesen profitieren von einer grösseren Menge an Nahrung. Ein nährstoffreicher Boden, auf dem viele Pflanzen wachsen, führt somit zu einem nahrungsreichen Boden für Tiere. Da mehr herbivore Organismen vorhanden sind, sind somit mehr Beutetiere für Fleischfresser verfügbar, was die Anzahl an carnivoren Tieren erhöht.

Die Faktoren Versauerung, Nährstoffauswaschung, Aluminiumtoxizität und Wurzelschädigung wirken sich schlussendlich auf die Bodenfauna aus. Wenig Nahrung und toxische Ionen in der Erde behindern die Entwicklung von grossen Populationen. Denn Aluminium schädigt sowohl Pflanzen als auch Tiere, sowie bei zu hohen Konzentrationen auch den Menschen. Unter den wenigen Lebewesen, die ich in den sehr sauren Böden fand, waren viel weniger grosse Organismen, als in den neutralen Proben. Ich komme deshalb zu der Schlussfolgerung, dass kleine Tiere entweder weniger stark von Aluminium-Ionen beeinflusst werden, oder dass diese durch ihren geringeren Verbrauch an Nährstoffen in nahrungsärmeren Lebensräumen überleben können. Der Nahrungsbedarf, welcher für jede Art wahrscheinlich spezifisch ist, begrenzt die Ausbreitung der Spezies auf die Bereiche, in denen genügend Futter vorhanden ist. Da jede Art auch andere Dinge frisst, kommen gewisse Tiere noch da im Boden vor, wo

andere Arten nicht mehr überleben können. Somit besetzt jede Spezies eine eigene, ökologische Nische und konkurriert so nicht mit anderen Arten. Am Beispiel der Raubmilben (*Gamasina*)<sup>[36]</sup> lässt sich dies gut darstellen: Diese Gruppe aus der Unterklasse der Milben (*Acari*) findet sich sowohl in neutralen als auch in sauren Proben. Die Ansprüche dieser Tiere an ihre Umgebung sind anscheinend sehr gering, was ihre Ausbreitung in fast allen Lebensräumen zulässt und man sie daher fast in jedem Boden antrifft. Anders sieht es bei der Klasse der Doppelfüsser (*Diplopoda*)<sup>[37]</sup> aus: Ich fand nur zwei Individuen in der Probe aus Kollbrunn ZH. Diese Probe hatte die höchsten pH-Werte von allen, nämlich 7.00 und 7.01. Die Doppelfüsser bevorzugen also neutrale und damit meist nährstoffreiche Böden und können wahrscheinlich wegen ihres hohen Nahrungsbedarfes nicht in nährstoffarmen Gebieten leben. Die Raubmilben hingegen können fast überall vorkommen, da sie anspruchsloser als die Doppelfüsser sind. Da saure Böden fast immer nährstoffärmer sind als alkalische, vermute ich, dass diese durch den pH-Wert induzierte Nährstoffknappheit ein wichtiger, auf die Lebewesen einwirkender Faktor ist.



Abbildung 28: Raubmilbe (*Gamasina*)



Abbildung 29: Doppelfüsser (*Diplopoda*)

Da viele Vertreter der Makrofauna des Bodens sich von abgestorbenem Material wie Pflanzenresten oder Kadavern ernähren, könnten giftige Schwermetall- und Aluminium-Ionen sich mittels des Nährstoffkreislaufes auf andere Lebewesen auswirken.<sup>[20]</sup> Wenn solche Ionen einmal gelöst vorliegen, können Pflanzen diese aufnehmen und anreichern. Sterben nun Pflanzenteile ab, fallen sie zu Boden und werden von Destruenten zersetzt, welche die akkumulierten Ionen aufnehmen. Wie in jedem Ökosystem existiert auch im Boden eine Nahrungskette, in der grössere Insekten wie zum Beispiel Hundertfüsser (*Chilopoda*)<sup>[21]</sup> als Räuber fungieren. Frisst ein Fleischfresser mehrere Tiere, in denen sich je eine geringe Menge an toxischen Ionen befindet, nimmt er insgesamt eine grosse Menge an Schadstoffen auf. So nimmt mit jeder Stufe der Nahrungskette die Menge der Giftstoffe in einem Individuum zu. Die Fleischfresser, also Tiere im Bereich von wenigen Zentimetern, haben dann grössere Konzentrationen an Schadstoffen im Körper als kleinere Organismen. Demnach sterben karnivore Tiere früher, eventuell bevor sie sich fortpflanzen können, was ihre Population drastisch verringert. Ich ziehe als Fazit aus dieser Überlegung, dass durch saure Böden gelöste Schadstoffe von den Pflanzen durch die Nahrungskette zu den Fleischfressern weitergegeben werden. Da diese andere Lebewesen fressen und somit mehr Giftstoffe aufnehmen als die anderen Bodenbewohner, sind sie stärker betroffen als kleine Pflanzenfresser. Grosse Destruenten, wie Regenwürmer werden wahrscheinlich genauso stark beeinflusst wie kleine, herbivore Arten.



Abbildung 30: Hundertfüsser (*Chilopoda*)

Betrachtet man unter der Beachtung dieser Theorie die Hundertfüsser (*Chilopoda*)<sup>[21]</sup>, fällt auf, dass zwei Arten auch in sehr sauren Böden vorkommen. Recherchen ergaben aber, dass Hundertfüsser bei ihrer Jagd nicht stationär sind, sondern weite Streifzüge vollführen, was aufgrund ihrer beachtlichen Schnelligkeit möglich ist. Zu berücksichtigen ist somit, dass ein saurer Waldboden keinesfalls ein geschlossenes

System ist, sondern auch Einflüsse wie Prädatoren von aussen, zum Beispiel wandernde Hundertfüsser oder jagende Vögel, hinzukommen können. Ich vermute deshalb, dass die, in den sauren Böden gefundenen Vertreter der *Chilopoda*, aus anderen Gebieten gekommen sein könnten und nur den Tag dort verbringen, nachts jedoch in einem anderen Teil des Waldes auf die Jagd gehen oder gerade auf einer ihrer Wanderungen zufälligerweise vorbeikamen und in der Bodenprobe landeten. Da in den fast neutralen Proben relativ viele Hundertfüsser waren, scheinen diese Böden wohl bessere Jagdreviere zu sein, weshalb ich denke, dass diese Arten von Hundertfüsser nicht nur zufällig dort waren. Die sauren Böden wurden wohl eher gemieden, da nur so wenige Hundertfüsser gefunden wurden. Eventuell könnten also die Tiere wissen, wo bessere und wo schlechtere Plätze sind, um erfolgreich zu jagen.

Sehr interessant ist das Vorkommen der Klasse der Springschwänze (*Collembola*) [23]. Betrachtet man die Anzahl der gefundenen Vertreter, fällt auf, dass diese zwar sowohl bei sauren Standorten (Freienstein-Teufen ZH) als auch in Proben, welche fast einen neutralen pH-Wert hatten, gefunden wurden. Nur Hüntwangen ZH bildete eine Ausnahme. Obwohl der Boden-pH hier in einem ähnlichen Bereich war wie bei anderen Proben, wo Springschwänze vorkamen, liess sich hier kein Vertreter der *Collembola* finden. Da Springschwänze für ihre ausgesprochen hohe Widerstandsfähigkeit gegen viele Umwelteinflüsse bekannt sind, war es kein Wunder, dass ich welche in den Bodenproben fand. Zusätzlich sind die meisten Arten Destruenten, ernähren sich also von abgestorbenen Pflanzen, Aas oder Exkrementen anderer Tiere. Ein Fehlen der Springschwänze in den Bodenproben lässt zusätzlich auf einen inaktiven Boden schliessen, in dem wenig Material der Streuschicht zu Humus umgesetzt wird, da die Destruenten fehlen. Obwohl die Vertreter der *Collembola* sehr robust sind und eigentlich mit fast allen Böden klarkommen müssten, fand ich in der Probe aus Hüntwangen ZH keine Springschwänze. Eine mögliche Erklärung ist die vermutete Nährstoffknappheit in diesem Stück Waldboden, da dort keine Nährstoffanzeiger wuchsen. Denn trotz der Widerstandsfähigkeit, braucht jede Art auch andere Voraussetzungen um zu überleben. Anscheinend erfüllt die Erde beim Standort Hüntwangen ZH keine dieser Anforderungen der Springschwänze an ihren Lebensraum.



Abbildung 31:  
Springschwanz  
(*Lepidocyrtus*)

Allerdings haben die unterschiedlichen Arten sich sehr gut an die jeweiligen Lebensräume angepasst und haben dementsprechend verschiedene Fähigkeiten. Jede Art besetzt somit eine eigene ökologische Nische. Deshalb war es sehr hilfreich, dass mit dem Bestimmungsbuch eine Unterscheidung der einzelnen Arten möglich war. So kam ich zu dem Ergebnis, dass Vertreter der Familie *Hypogastruridae* nährstoffreiche Böden mit einem pH-Wert im leicht säuerlichen Bereich bis knapp unter einen pH-Wert von 6 besiedeln, während die Art *Sinella Coeca* auch in sauren Böden mit Boden-pH-Werten unter 4 klarkommt. Da bei einer solchen Acidität toxische Aluminium-Ionen und Schwermetalle gelöst vorliegen, hat diese Art wahrscheinlich Resistenzen dagegen entwickelt. Das Immobilisieren von Schwermetallen ist zumindest bei einigen Springschwanzarten bekannt, für die Art *Sinella Coeca* liessen sich aber keine Quellen zur Bestätigung dieser Vermutung finden [23].

Die Art *Onychiuridae tullbergiinae* scheint seltener als Arten der Familie *Hypogastruridae*, besiedelt aber die gleichen Lebensräume. Wahrscheinlich können, durch das Besetzen verschiedener ökologischer Nischen, diese beiden Arten in derselben Umgebung koexistieren.

Die Vertreter der Gattung *Entomobrya* und *Lepidocyrtus* sind entweder auch seltener als *Hypogastruridae* oder benötigen diesen spezifischen Lebensraum wie ihn Sihlwald ZH aufweist. Dort war es feucht, nährstoffreich und leicht säuerlich mit einem durchschnittlichen pH-Wert von 5.935. Diese Umgebung scheint aber für diese drei in Sihlwald ZH gefundenen, unterschiedlichen Vertreter der *Collembola* angemessen zu sein.

Die Böden, in denen ich keine Springschwänze fand, scheinen also nicht alle Anforderungen zu erfüllen, wobei ich bei den sauren Standorten von einer Nährstoffknappheit und vor allem Zellschäden durch Säuren ausgehe. Bei Hüntwangen ZH schätze ich, dass einfach zu wenig Nahrung vorhanden war, um das Überleben von *Collembola* zu gewährleisten, während in den sauren Böden toxische Aluminium-Ionen die Springschwänze schädigen könnten. Auch ein geringeres Wurzelwachstum, was weniger Wurzelgänge zu Folge hat, kann die Bewegungsfreiheit der *Collembola* eingeschränkt haben.

Vom Erscheinungsbild manchen Springschwänzen ähnlich, jedoch in einer völlig anderen Klasse, sind die Zwergfüsser (*Symphyla*) <sup>[39]</sup>. Hier liess das Bestimmungsbuch nur eine Bestimmung bis auf Klassenebene zu, weshalb ich hier nicht einzelne Arten vergleichen konnte, sondern nur die Auswirkungen auf die Klasse der Zwergfüsser im Allgemeinen bewertete. Mir fiel vor allem auf, dass in jeder Bodenprobe von den vier fast neutralen Standorten mindestens ein Vertreter der Zwergfüsser zu finden war.



Abbildung 32: Zwergfüsser (*Symphyla*)

Lediglich in der Probe vom sauren Standort Schleinikon ZH fand ich drei Tiere, in den restlichen sauren Bodenproben aber keinen einzigen. Zusätzlich ist der Mittelwert der beiden Boden-pH Messungen bei Schleinikon ZH der höchste der sauren Proben, nämlich 3.725. Da die Zwergfüsser nur in den fast neutralen Böden und in dem basischsten Boden der sauren Standorte vorkamen, denke ich, dass diese Tierklasse säuerliche bis neutrale pH-Werte bevorzugt, wobei es natürlich sein könnte, dass in noch alkalischeren Böden viel mehr Zwergfüsser zu finden wären, was sich aber aufgrund meiner Messungen nicht prüfen lässt. Auch scheint es eine Schranke zu geben, die sich bei einem pH-Wert von 3.6 bis 3.7 befindet, unter welcher Vertreter dieser Klasse nicht mehr überleben können und deshalb nicht vorkommen.

Die unterschiedlichen Anzahlen an Zwergfüssern <sup>[39]</sup>, welche ich in den Böden fand, schienen auf den ersten Blick nicht mit den pH-Werten ihrer Umgebungen zu korrelieren, wobei aber noch auf andere Faktoren geachtet werden muss, die zum Teil durch die pH-Werte induziert wurden. In der Probe aus Buchs ZH zählte ich vier Individuen, was die höchste Konzentration an Zwergfüssern, gemessen an den anderen Standorten, war. Wie schon erwähnt (siehe „4.1. Beobachtungen im Feld“), war dieser Boden sehr nährstoffreich, was auch mit dem pH-Wert zusammenhängen kann (siehe „5.5. Neutrale Standorte“). Durch diesen Nährstoffreichtum und den nur leicht säuerlichen pH-Wert konnten hier wahrscheinlich viele Zwergfüsser überleben. In der Probe aus Hüntwangen ZH fand ich aber weniger Tiere der Klasse *Symphyla*, obwohl der pH-Wert hier höher lag als in Buchs ZH. Allerdings wuchsen in Hüntwangen ZH keine Nährstoffanzeiger, weshalb ich davon ausgehe, dass hier wenige Nährstoffe waren, was dann das geringere Vorkommen von Zwergfüssern aufgrund von Nahrungsmangel erklärt. Zusätzlich lag nur eine dünne Streuschicht, welche eigentlich die Nahrung der Zwergfüsser

darstellt. <sup>[39]</sup> Durch weniger abgestorbene Pflanzenteile hatten diese Tiere weniger Nahrung, was die Population gering hielt.

In der Probe aus Sihlwald ZH kam nur ein Zwergfüsser vor, was etwas komisch anmutet, da hier eigentlich alle Faktoren erfüllt waren: Halbwegs angemessener pH-Wert, also keine toxischen Ionen oder Säuren, und sehr viele Nährstoffe. Zudem müsste die Aktivität des Bodens, also die Anzahl an Destruenten, sehr hoch sein, da keine Streuschicht lag und der Boden, anders als in Hüntwangen ZH, sehr gut durchmischt war. Dass nicht mehr Zwergfüsser in der Probe aus Sihlwald ZH waren könnte mit der Gefahr durch andere Tiere in Zusammenhang stehen. Denn wie man aus den Tabellen (siehe „4.4. Resultate der Berleseanalyse“) entnehmen kann, kamen hier sehr viele Milben vor. Diese Raubmilben (*Gamasina*) werden teilweise als Schädlingsbekämpfer eingesetzt, wobei sie als Jäger zum Beispiel Spinnmilben vernichten. <sup>[36]</sup> Zwar habe ich keine Quellen gefunden, die besagen, dass Zwergfüsser potentielle Beutetiere von Raubmilben sein können, doch wären kleinere Vertreter oder junge Zwergfüsser wahrscheinlich unterlegen was die Population stark dezimieren würde. Zwar fand ich in der Probe aus Buchs ZH auch Raubmilben, jedoch nur halb so viele wie in dem Material aus Sihlwald ZH. Falls *Gamasina* sich von Lebewesen, welche ich in den Proben fand ernährt, wären in Buchs ZH mehr potenzielle Beutetiere verfügbar gewesen, was die einzelnen Arten entlastet hätte, da dann nicht mehr nur eine Population stark dezimiert werden würde, sondern mehrere Arten nur ein bisschen.

Den Zwergfüssern relativ ähnlich ist die Klasse der Wenigfüsser (*Paupoda*) <sup>[25],[26]</sup>. Ich fand nur einen Vertreter dieser noch nicht so gut erforschten Klasse in der Bodenprobe aus Buchs ZH, welche einen durchschnittlichen pH-Wert von 6.56 aufwies. Genau dieser Faktor hat höchstwahrscheinlich dazu beigetragen, dass der Wenigfüsser dort lebte, da die Nahrung dieser Tiere aus Pilzhyphen besteht. Wie schon erwähnt, hat es in neutralen Böden oft Mykorrhizapilze (siehe „5.4. Neutrale Standorte“), welche sich gut als Futter für die Wenigfüsser eignen. Auch werden solche Hyphen in die Fortpflanzung der *Paupoda* miteinbezogen. Da wahrscheinlich nicht alle Pilze geeignet sind, könnte das Vorhandensein einer bestimmten Pilzart das Vorkommen des Wenigfüssers in der Probe aus Buchs ZH ermöglicht haben. Hier beeinflusst der pH-Wert das Verbreitungsgebiet dieser Klasse dadurch, dass Pilze, genauso wie Pflanzen, bestimmte bevorzugte pH-Wert Bereiche haben, in denen sie gut gedeihen. Sobald die Pilze wachsen, können somit die Wenigfüsser überleben und sich fortpflanzen.



Abbildung 33: Wenigfüsser (*Paupoda*)

Eine weitere, relativ häufige Gruppe von Tieren waren die Spinnen. Ich fand drei verschiedene Familien: Die Familie der Kugelspinnen (*Theridiidae*), die Familie der Brettkanker (*Trogulidae*) <sup>[24]</sup> und die Familie der Zwergsechsaugenspinnen (*Oonopidae*). Dabei kamen die Brettkanker nur in den Proben der Standorte Hüntwangen ZH und Kollbrunn ZH vor. Die pH-Werte dieser beiden Standorte liegen dicht beieinander, nämlich bei durchschnittlich 6.705 und 7.005, weshalb ich denke, dass diese Tiere eine sehr niedrige Toleranz gegenüber Bodenversauerungen haben und nur in Böden vorkommen, die einen Boden-pH um 7 aufweisen. Dies könnte mit ihrer sehr spezifischen Nahrung, nämlich ausschliesslich Schnecken, zusammenhängen. Da im Boden lebende Schnecken hauptsächlich Aas und Pflanzen fressen, kommen sie eher in neutralen Böden vor, da dort viele Pflanzen und viele Tiere vorhanden sind. Durch ihre langsame Fortbewegung muss wahrscheinlich die

Konzentration an potenzieller Nahrung relativ hoch sein, was vor allem in neutralen Böden gewährleistet ist. Ob die Population der Brettkanker nur wegen ihrer Nahrung auf neutrale Bodenarten beschränkt ist oder ob sie zusätzlich direkt von einer zu hohen Oxonium-Konzentration geschädigt werden, konnte ich aber nicht herausfinden.

Im Gegensatz zu den Brettkankern fand ich Kugelspinnen sowohl in den sauren als auch in den fast neutralen Böden. Da sich keine wirkliche Regel erkennen lässt, die Spinnen also sowohl in sauren und neutralen, nährstoffarmen und nährstoffreichen Böden vorkommen, denke ich, dass hier der pH-Wert eher weniger Auswirkungen hat. Da Kugelspinnen Netze bauen, sind sie nicht wirklich bodengebunden, sondern können an kleinen Pflanzen oder Ästen leben. [40]



Abbildung 34: Kugelspinne (Theridiidae)

Grundsätzlich werden die entscheidenden Faktoren, die hier die Ausbreitung der Kugelspinnen begrenzen, die Position des Netzes und die Anzahl an Beutetieren sein, wobei diese Beutetiere auch aus der Luft, also zum Beispiel kleine Fliegen, sein können, die nicht vom Boden-pH beeinflusst werden. Allerdings könnte es sein, dass diese Familie einfach sehr resistent gegenüber hohen Ionen- und Säurenkonzentrationen ist und deshalb neutrale und saure Böden besiedelt werden.

Ich fand nur einen Vertreter der Zwergsechsaugenspinnen (*Oonopidae*) in der Probe aus Buchs ZH. Wie Recherchen ergaben, legen diese Arten nur sehr wenige Eier [51], was für Spinnen sehr ungewöhnlich ist. Da nur so wenige Nachkommen gezeugt werden, müssen sich die Spinnen wahrscheinlich gut um diese kümmern. Auch muss bei wenigen Jungtieren darauf geachtet werden, dass diese überleben. In einem Boden, der viele Gefahren wie Säuren oder Ionen birgt, ist dies schwierig. Zusätzlich ist in sauren Böden oft wenig Nahrung vorhanden. Wenn aber nur wenige Nachkommen existieren und diese nicht ernährt werden können, so stirbt die Art aus. Daher denke ich, dass es für junge Spinnen dieser Spezies einfacher ist, in neutralen Böden zu überleben. Warum ich nur in Buchs einen Vertreter der *Oonopidae* fand und nicht in den anderen neutralen Bodenproben, kann ich aber nicht erklären.

Für die Larven, die ich in den Bodenproben gefunden habe, lässt sich leider keine zusammenfassende Aussage machen, da ich die meisten Larven nicht ihrer jeweiligen Art zuordnen konnte. Allerdings fand ich eine, noch nicht ganz voll entwickelte kleine Spinne und einen Hundertfüssler in der Anamorphose, der noch nicht alle Glieder und Beinpaare entwickelt hatte, die für die Bestimmung sehr wichtig sind. Zusätzlich konnte ich eine Larve als Vertreter der *Staphylinidae* identifizieren, da diese Familie sehr artenreich ist, konnte ich nicht herausfinden, welche Ansprüche diese Art an ihre Umwelt hat oder wie der pH-Wert sie beeinflussen könnte. Bei den anderen Larven liess sich noch nicht einmal erkennen, welches Tier einmal aus ihnen werden würde. Zudem braucht jede Tierart andere Voraussetzungen um das Larvenstadium abzuschliessen, wobei Faktoren wie pH-Wert, Nahrung, Feuchtigkeit und Feinde Auswirkungen haben.



Abbildung 35: Larve

Deshalb lässt sich zu den Larven nur sagen, dass jede Art andere Ansprüche an ihre Umwelt hat und daher kommen verschiedene Larven auch in ganz unterschiedlichen Böden vor.

Obwohl die Käfer die grösste Ordnung der Insekten darstellen, fand ich nur einen Vertreter der Gattung *Tachinus* und einen Vertreter der Unterfamilie *Aleocharinae* <sup>[27]</sup>. Hier zeigt sich wieder, welche Unterschiede zwischen Arten der gleichen Ordnung auftreten können, da *Tachinus* in der Probe aus Buchs ZH bei einem fast neutralen pH-Wert und *Aleocharinae* in dem Probenmaterial aus Dättlikon ZH bei einem niedrigen pH-Wert lebte. Wie bei anderen Tieren auch, wird wahrscheinlich die durch den pH-Wert induzierte Fülle an Nährstoffen und das Fehlen von toxischen Ionen das Überleben von *Tachinus* im Waldboden von Buchs ZH erlaubt haben. Da diese Art relativ gross ist, ist das Vorkommen von Wurzelgängen zur Fortbewegung noch wichtiger, als bei kleinen Arten. Wenn der Boden gut durchwurzelt ist, sind mehr Gänge von abgestorbenen Wurzelteilen verfügbar, durch die sich Organismen leichter bewegen können. <sup>[13]</sup> In sauren Böden ist ein Wurzelwachstum und das Bilden von diesen Gängen aber vermindert, bei neutralen pH-Werten jedoch nicht. Zusätzlich hat das Fehlen von toxischen Stoffen, die durch einen tiefen Boden-pH gelöst werden, zu dem Überleben der Art beigetragen. Bei *Tachinus* und *Aleocharinae* kann ich leider keine Vermutung über die Auswirkung des pH-Wertes auf die Nahrung machen, da ich die genaue Art nicht kenne und es sowohl herbivore, omnivore als auch karnivore Arten gibt. Dass *Aleocharinae* in der sauren Umgebung des Bodens in Dättlikon ZH vorkam, ist aber bemerkenswert, da dieser Käfer eine der grössten Arten ist, die ich in sauren Böden fand. Anscheinend braucht diese Art weniger Nahrung, weshalb sie wahrscheinlich omnivor lebt. Es wäre zudem möglich, dass diese Spezies sich durch eine Aluminiumimmunität vor Schäden durch diese toxischen Ionen schützt, was eine hohe Spezialisierung und Anpassbarkeit an den Lebensraum bedeuten würde.



Abbildung 37: *Tachinus*

Die restlichen Arten, von denen ich nur sehr wenige fand oder keine genauen Angaben zu ihrem Lebensraum finden konnte, sind nun in den folgenden Abschnitten so gut wie möglich erläutert.

Im Ganzen fand ich zwar sehr viele Vertreter der *Apterygota*, wobei dies keine Klasse oder Familie ist, sondern ein traditioneller Begriff zur Zusammenfassung der Flügellosen, zu denen auch die Springschwänze (*Collembola*) und die Doppelschwänze (*Diplura*) <sup>[28]</sup> gehören. Einen der Vertreter der *Apterygota* <sup>[29]</sup> konnte ich nicht bestimmen, ein weiterer gehörte der Klasse der Doppelschwänze an. Der unbestimmte *Apterygota* hielt sich in der Probe aus Buchs ZH auf, wahrscheinlich wegen der Feuchtigkeit und des Nährstoffangebotes. Den Doppelschwanz bestimmte ich in der Probe aus Buch am Irchel ZH, welche einen tiefen pH-Wert aufwies. Zwar weiss ich nicht genau, welche Nahrung diese Art bevorzugt, da es



Abbildung 36: *Aleocharinae*



Abbildung 38: *Apterygota*

Den Doppelschwanz bestimmte ich in der Probe aus Buch am Irchel ZH, welche einen tiefen pH-Wert aufwies. Zwar weiss ich nicht genau, welche Nahrung diese Art bevorzugt, da es

innerhalb der Klasse *Diplura* sowohl Fleisch- als auch Pflanzenfresser gibt. Da es in dem Probenmaterial aber nur zwei Lebewesen hatte, liegt die Vermutung nahe, dass es sich hier um einen herbivoren Vertreter der *Diplura* handelt, da es keine Beutetiere hatte. Zwar fand ich in derselben Probe einen Hundertfüsser, doch dieser war um ein Vielfaches grösser, als der Doppelschwanz und daher nicht als Beute geeignet. Diese auf Pflanzen gestützte Ernährung könnte noch eine Anpassung an den Lebensraum bewirkt haben, ähnlich der Aluminiumimmunität oder-toleranz, wie sie schon bei den *Aleocharinae* vermutet wurde. Mit solch einer Immunität würde sich das Überleben in sauren Böden um einiges einfacher gestalten, da keine Aluminiumvergiftung eintreten würde. Allerdings kann die Vermutung einer Aluminiumakzeptanz aufgrund meiner Experimente nicht bestätigt werden.



Abbildung 39: Doppelschwanz (*Diplura*)

In der Probe aus Kollbrunn ZH machte ich die seltene Entdeckung zweier Flöhe (*Siphonaptera*)<sup>[30]</sup>. Zu welcher Art diese Beiden gehörten, konnte ich mit dem Bestimmungsbuch aber nicht herausfinden. Allerdings trifft man Flöhe relativ selten am Boden an, da sie die meiste Zeit auf Säugetieren oder Vögeln verbringen.<sup>[30]</sup> Daher wird der



Abbildung 40: Floh (*Siphonaptera*)

pH-Wert des Bodens eigentlich nicht die Verbreitung dieser Flöhe bewirkt haben, sondern das zufällige Abfallen von ihrem Wirt, worauf diese zwei Individuen auf dem Waldboden landeten. Auch hätten diese beiden Flöhe ohne einen neuen Wirt nicht längere Zeit überlebt und wären dann in der Erde verendet, wenn nicht einer der, in derselben Bodenprobe gefundenen, Jäger die Flöhe zuerst erbeutet hätte. Hier kann also von keiner Beeinflussung durch den Boden-pH gesprochen werden, höchstens durch eine Gefährdung der, auf Grund des um sieben liegenden pH-Wertes und einem damit verbundenen guten Lebensraum, in grösserer Zahl vorhandenen Räuber.

In der Bodenprobe aus Sihlwald ZH fand ich einen Vertreter der Familie der Stechmücken (*Culicidae*). Anders als die Flöhe, ernähren sich nur weibliche Stechmücken von Blut und saugen Blut nur, um genügend Proteine zur Bildung von Eiern erlangen zu können. Sonst saugen die Mücken Nektar aus den Blüten von Pflanzen.<sup>[31]</sup> Genau dies könnte ein Faktor für das Auftreten dieser Art sein, da in Sihlwald ZH, anders als bei den anderen Standorten, ein relativ offenes Waldstück war, wo auch einzelne Blumen wuchsen. Diese Blumen mussten natürlich an die abiotischen Faktoren des Bodens angepasst sein, da der pH-Wert hier durchschnittlich nur bei 5.935 lag. Ich vermute also, dass die



Abbildung 41: Stechmücke (*Culicidae*)

Stechmücke sich hier aufhielt, da dort Blumen als potenzielle Futterquelle anzutreffen war. Zudem werden feuchte Gebiete bei der Besiedelung bevorzugt, weshalb die nasse Umgebung in Sihlwald ZH perfekt war. Zusätzlich floss gleich neben dem Standort die Sihl entlang, wo kleine Randtümpel eine Eiablage ermöglicht hätten. Allerdings sind diese Tiere wahrscheinlich nicht standorttreu, was dazu führt, dass sie aufgrund des Angebots an nektarhaltigen Blüten von Ort zu Ort fliegen müssen.<sup>[31]</sup> Falls diese, von den Mücken als Nahrungsquelle genutzten



Pflanzen, nur in einem Boden mit einem bestimmten pH-Wert wachsen, wäre die Mückenpopulation auf dieses Gebiet beschränkt. Dies würde bedeuten, dass der Boden-pH sich indirekt auf diese, vom Erdboden praktisch unabhängige Tiere, auswirkt.

Ein sehr überraschender Fund war eine Napfschildlaus (*Coccidae*) in der Probe aus Buchs ZH. Obwohl diese Familie sonst nur festsitzend an Pflanzenstängeln gefunden werden kann, verbreiten sich die Nymphen dieser Tiere mit dem Wind. <sup>[50]</sup> Ich vermute deshalb, dass dieser Vertreter per Zufall dort gelandet ist, sich aber eventuell an einer der kleineren Pflanzen festgesetzt hatte und durch das Nehmen der Probe mit dem Burgerzylinder irgendwie von seinem Wirt abfiel. Eine Auswirkung des pH-Wertes auf *Coccidae* könnte nur mit der Ernährung dieser Familie zusammenhängen. Napfschildläuse leben stationär auf einem Pflanzenstängel und saugen Pflanzensaft aus. <sup>[50]</sup> Es könnte sein, dass durch niedrige pH-Werte geschädigte Gewächse nicht mehr so viel Saft führen oder sich toxische Ionen in dieser Flüssigkeit befinden. Dann könnten Vertreter der *Coccidae* entweder an keine Nahrung mehr herankommen oder würden vergiftet werden. Diese Vermutungen bedürfen aber zur Bestätigung weitere Nachforschungen und Versuche.



Abbildung 42:  
Napfschildlaus  
(*Coccidae*)

Erläuterung zur Abb. 43: Die Blasen sind so eingefärbt, dass die Farben für folgende Faktoren stehen:

**Dunkelblau:** Effekt von Aussen

**Schwarz:** Auswirkungen auf den unbelebten Teil des Bodens

**Grau:** Auswirkungen auf Nährstoffe und Mineralien

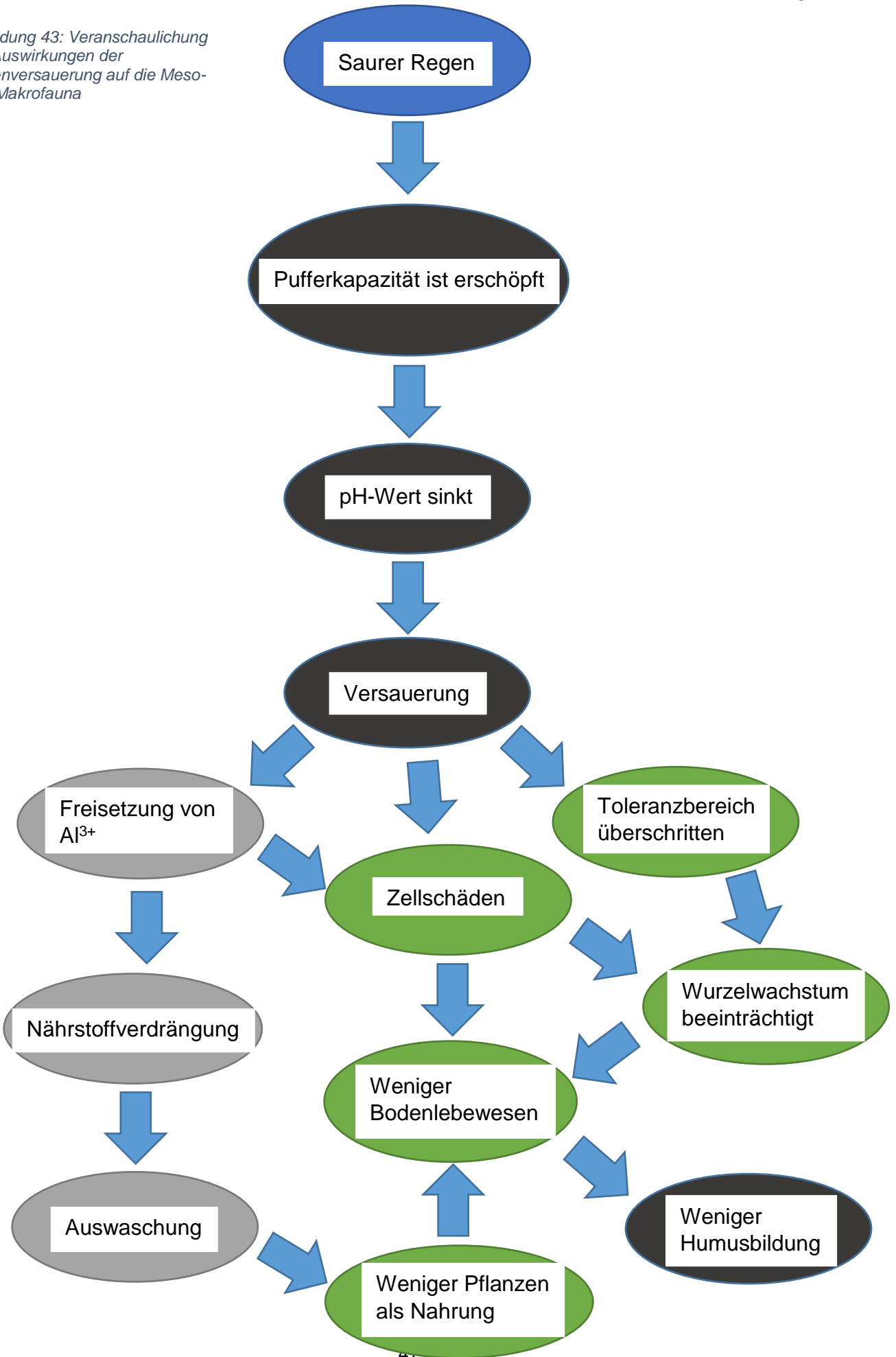
**Grün:** Auswirkungen auf Lebewesen

Durch den sauren Regen kommen Säuren in den Böden, worauf irgendwann die Pufferkapazität erschöpft ist. Daraufhin sinkt der pH-Wert, was eine Bodenversauerung bewirkt. Dies wirkt sich auf drei Arten aus: Erstens werden Aluminium-Ionen freigesetzt, zweitens wird bei einem gewissen Punkt der Toleranzbereich der Pflanze überschritten und drittens schädigen Säuren und Ionen die Zellen von Lebewesen. Die Freisetzung des Aluminiums führt zu einer Nährstoffverdrängung und dann zu der Auswaschung der ungeschützten Mineralien. Auch werden Zellen durch diese Ionen direkt beschädigt.

Wird der Toleranzbereich überschritten, ist das Wurzelwachstum der Pflanzen beeinträchtigt. Die Wurzeln können aber zusätzlich direkt Schaden durch Aluminium nehmen.

Da durch die Auswaschung wichtige Nährstoffe nicht mehr verfügbar sind, wachsen weniger Pflanzen. Da viele Bodenlebewesen sich von pflanzlichem Material ernähren, wird ihnen die Lebensgrundlage entzogen und die Population der Tiere schrumpft wegen Nahrungsmangel. Zusätzlich dezimieren Zellschäden die Anzahl der Organismen und durch das beeinträchtigte Wurzelwachstum sind erstens weniger Wurzeln als Nahrung vorhanden und zweitens entstehen weniger Wurzelgänge. Ohne diese Gänge können sich vor allem grössere Insekten schlechter fortbewegen. Als Folge der kleineren Anzahl an Bodenlebewesen wird weniger Humus gebildet.

Abbildung 43: Veranschaulichung der Auswirkungen der Bodenversauerung auf die Meso- und Makrofauna



## 5.7. Bakterien und Pilze

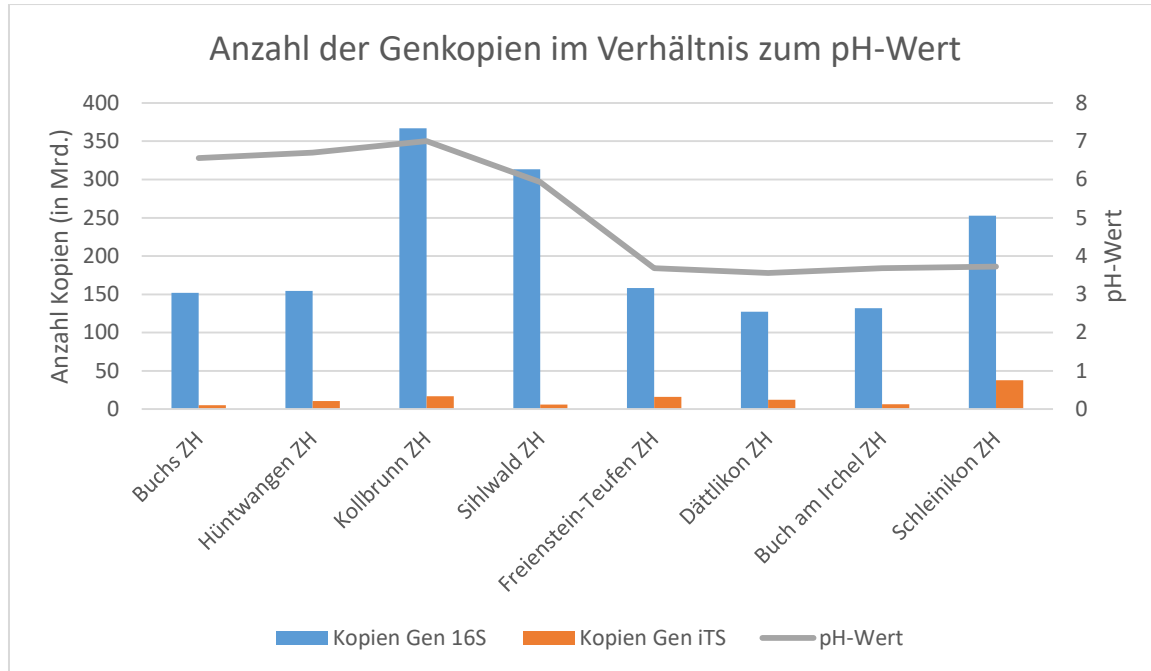


Abbildung 44: Die Anzahlen der Kopien der Gene ITS (Pilzgen) und 16S (Bakteriengen) werden dem pH-Wert gegenübergestellt

Schaut man sich die Zahlen in den Tabellen des real-time qPCR an, fällt auf, dass immer die erste der drei Messungen einer Bodenprobe grösser ist, als die restlichen zwei. Da es sich aber um Messungen der exakt selben Probe handelt, sollten die Werte eigentlich relativ nah beieinander sein. Kleinste Störfaktoren können aber die Ergebnisse verfälschen, weshalb solche Unterschiede zu erwarten waren. Allerdings ist eine solche Regelmässigkeit sehr auffällig und leider nicht erklärbar. Damit ich die Resultate trotzdem vergleichen konnte, benutzte ich die berechneten Mittelwerte, also bei jeder Probe den Durchschnitt der drei Messungen.

Wie in dieser Tabelle ersichtlich wird, lässt sich auf den ersten Blick kein Zusammenhang des Boden-pH Wertes mit der Population der Bakterien und Pilze erkennen. Doch anscheinend ist ein Faktor, welcher nur bei den Standorten Kollbrunn ZH, Sihlwald ZH und Schleinikon ZH vorhanden war, für eine hohe Bakterienanzahl entscheidend. Beim Vergleich der Beobachtungen, die ich bei der Probenentnahme gemacht hatte, fiel mir eines ganz besonders auf: Im Gegensatz zu den anderen Standorten, waren diese drei sehr stark mit kleinen und mittelgrossen Pflanzen bis circa einen Meter Höhe bewachsen. Zwar wuchsen bei allen Standorten Bäume, Büsche und kleinere Pflanzen, bei diesen drei Orten war der Anteil an kleinen Sträuchern, Keimlingen und Kräutern aber viel höher, wobei auch weniger hohe Bäume dort standen, der Wald also etwas lichter war. Ein dichter Bewuchs aus kleinen Pflanzen könnte zusätzlich zu einer besseren Durchwurzelung geführt haben, da so der Boden von extrem vielen, kleinen Wurzeln durchzogen wurde, anstatt von den dicken Buchenwurzeln. Da die Buche ein sogenannter Herzwurzler <sup>[42]</sup> ist, wachsen die Wurzeln in jede Richtung, weder besonders tief, noch besonders flach, was dazu führt, dass sich weniger kleine Pflanze ansiedeln können, da die Buchenwurzeln schon den Platz verbraucht haben und keine Erde mehr für die Feinwurzeln kleiner Pflanzen frei ist. Eine Erklärung, warum mehr Wurzeln eine grössere Konzentration an Bakterien erlauben, könnte mit der Rhizosphäre

zusammenhängen, also dem kleinen Bereich um eine Pflanzenwurzel. Hier kommen Wurzelexsudate in den Boden, die von den Bakterien verwertet werden können und daher oft eine viel höhere Bakterienanzahl als im restlichen Boden resultiert. Auch beeinflusst die Pflanze den pH-Wert des Bodens in der Rhizosphäre, damit gewisse Stoffe aufgenommen werden können. <sup>[43],[44]</sup> Dies zeigt, dass die Bakterienpopulation in der Rhizosphäre völlig unabhängig von dem gemessenen Boden-pH ist, da ganz nah neben der Wurzel ein anderer pH-Wert induziert wird. Giftstoffe können jedoch trotzdem aus dem Boden in die Pflanze gelangen, sie ist also nicht vor Aluminium-Ionen oder Schwermetallionen geschützt. <sup>[43]</sup> Da die Rhizosphäre nur bis 40 Millimeter <sup>[43]</sup> um die Wurzel reicht, sind die Auswirkungen auf die Organismen der Makro- und Mesofauna zwar vorhanden, bei einem Probenvolumen von einem Liter Boden jedoch nicht so ausschlaggebend, da nur sehr wenige Wurzeln in diesen Proben waren.

Die Menge an Pilzen liegt in jeder Bodenprobe weit unter der Menge an Bakterien. Zusätzlich lässt sich kein Zusammenhang mit den pH-Werten der Böden erkennen, da es sowohl saure als auch neutrale Standorte gibt, deren Proben viele Pilze enthalten. Da gewisse Pilzarten mit Pflanzen eine Symbiose eingehen, denke ich, dass die Pilzpopulation an das Vorkommen von bestimmten Pflanzen gebunden ist. Als sogenannte Mykorrhizapilze gehen diese Arten eine mutualistische Symbiose ein, wobei beide Teilnehmer, Pilz und Pflanze, einen Nutzen aus der Beziehung ziehen. Durch das Feinwurzelsystem der Pilzhyphen, welche mit den Wurzelzellen in Kontakt stehen, werden wichtige Stoffe, wie zum Beispiel Phosphat, ausgetauscht und ermöglichen damit ein Überleben beider Arten. Dieses gegenseitige Helfen könnte dazu geführt haben, dass Pilze auch dort in grösserer Zahl gefunden wurden, wo wenige Bakterien und wenige Vertreter der Meso- und Makrofauna vorkamen. Dies zeigt sich bei den Standorten Freienstein-Teufen ZH und Dättlikon ZH, wo trotz einer für andere Lebewesen feindlichen Umgebung doch noch viele Pilze gefunden werden konnten.

Die Grössen der Pilzpopulationen in den Böden hängen, meiner Theorie nach, vor allem von, für eine Symbiose geeigneten, Pflanzen ab. Allerdings müssen auch die Pilze Symbiosen eingehen können, jedoch gibt es welche, die als Schmarotzer leben und der Pflanze nur Nährstoffe entziehen. Der Grossteil der Pflanzen auf der Welt geht aber Symbiosen ein, weshalb ich schätze, dass der Grossteil der gefundenen Pilze aufgrund von Symbiosen im Boden lebte. Doch nicht alle Vertreter der Flora kommen für jede Pilzart infrage, was dazu führt, dass nur wenn eine zu dem Pilz passende Pflanze wächst, eine Symbiose entstehen kann. Da der pH-Wert das Vorkommen der Pflanzen bestimmt, werden auch die Pilze indirekt beeinflusst, wobei sich durch die Toleranzbereiche der Vertreter der Waldfauna kein klarer Zusammenhang zwischen Boden-pH und Pilzpopulation zeigt. Die Toleranzbereiche verzerren somit die Auswirkung des pH-Wertes. Veranschaulichen kann man dies am Beispiel der Buche: Dieser Baum bevorzugt schwach säuerliche bis basische Böden, kann allerdings auf sehr sauren Waldböden überleben, was das Finden dieser Bäume auf Böden mit tiefen pH-Werten zeigt. Die Pilze, welche mit Buchen Symbiosen eingehen, können nun auch dort vorkommen, wo ihre Symbiosepartner überleben, da sie immer noch Assimilate vom Baum erhalten. Die Mykorrhizapilze liefern im Gegenzug Wasser und Nährsalze. Ein Pilz, welcher nur unter perfekten Bedingungen gedeihen kann, erhält so die Möglichkeit, das Verbreitungsgebiet seiner Art auszuweiten und in eigentlich tödlichen Böden zu überleben. Da wahrscheinlich nicht nur Buchen Symbiosen eingehen, sondern auch andere Pflanzen dies tun, entstanden dann die Anzahlen, die mit dem real-time qPCR gemessen wurden. Dort, wo

ausreichend Partner für die Pilze verfügbar waren, entstanden grössere Pilzpopulationen. Dort wo keine oder nicht zu Symbiosen fähige Pflanzen wuchsen, konnten nur kleine Anzahlen der Pilzzellen nachgewiesen werden.

Ich schloss aus den Erkenntnissen über die Bakterien und Pilze, dass sich eine Veränderung des pH-Wertes, also eine Versauerung, nur dann auf sie auswirken würde, wenn der Toleranzbereich der Pflanze überschritten ist, worauf dann das Wurzelwachstum vermindert wäre und die Rhizosphäre kleiner werden würde. Da dann weniger Wurzeln für eine Symbiose mit den Pilzen vorhanden wären, könnte die Pilzpopulation beginnen zu schrumpfen. So lange aber der pH-Wert sich noch im Toleranzbereich der Pflanze befindet, geschieht gar nichts mit den Pilzen und Bakterien. Daraus schlussfolgerte ich, dass die verschiedenen Resultate des real-time qPCR bei den Pilzen vor allem auf verschiedene Pflanzen- und Pilzarten zurückzuführen sind, die bei verschiedenen pH-Werten überleben können.

Erläuterungen zur Abb. 45: Die Blasen sind so eingefärbt, dass die Farben für folgende Faktoren stehen: **Dunkelblau**: Effekt von Aussen

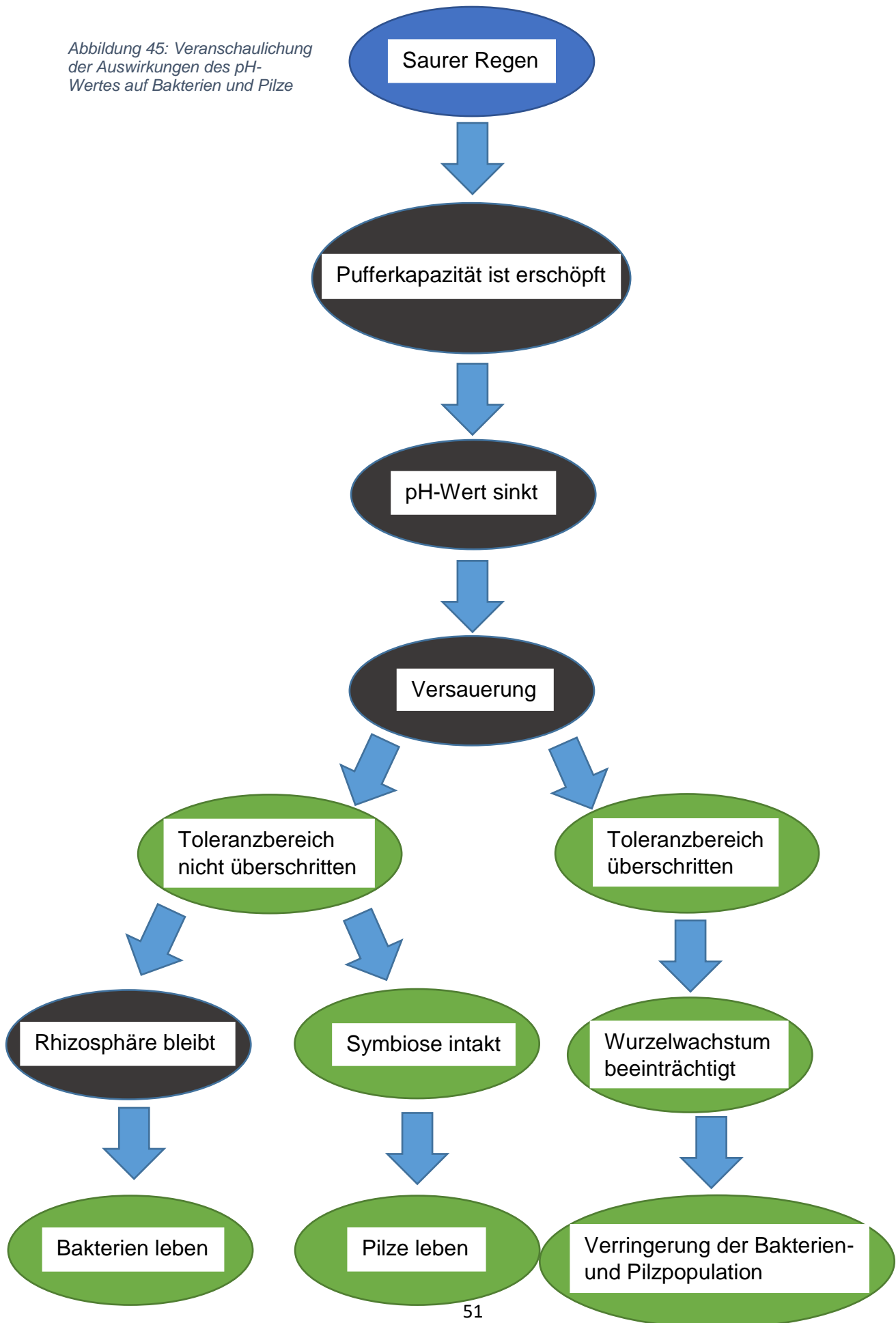
**Schwarz**: Auswirkungen auf den unbelebten Teil des Bodens

**Grün**: Auswirkungen auf Lebewesen

Durch Sauren Regen kommen Säuren in den Boden. Irgendwann ist die Pufferkapazität erschöpft und der pH-Wert des Bodens beginnt zu sinken. Aus dieser Versauerung können zwei Szenarien entstehen: Entweder kommen die Pflanzen mit dem niedrigeren pH-Wert klar, da sie weite Toleranzbereiche haben und die Boden-pH-Veränderung in diesem Bereich bleibt oder der Toleranzbereich wird überschritten. In diesem Fall wird das Wurzelwachstum beeinträchtigt.

Solange die Pflanze mit dem Boden-pH klarkommt, bleiben die Wurzeln intakt und die Rhizosphären um die Wurzeln auch. In diesem schmalen Bereich um die Pflanzenwurzeln leben die Bakterien weiterhin. Zusätzlich leben Mykorrhizapilze mit den Pflanzen in einer Symbiose, wobei die beiden über die Pflanzenwurzeln in Kontakt stehen. Sobald aber das Wurzelwachstum beeinträchtigt wird, wirkt sich dies auf die Bakterien und Pilze aus. Die Rhizosphäre ist nun nicht mehr intakt und die Bakterien verenden. Da die Wurzeln für den Austausch von Nährstoffen zwischen Pilz und Pflanze wichtig sind, werden durch eine Schädigung der Wurzeln auch die Pilze geschädigt. Bei einer Beeinträchtigung der Pflanze durch den pH-Wert, werden sowohl Bakterien- als auch Pilzpopulationen dezimiert.

Abbildung 45: Veranschaulichung der Auswirkungen des pH-Wertes auf Bakterien und Pilze



## 5.8. Fazit

Anhand der Resultate und der Erklärungen, die ich für die Ergebnisse versuchte zu finden, konnte ich meine Hypothesen entweder verifizieren oder falsifizieren. Meine Hypothese in Bezug auf die Meso- und Makrofauna, kann ich bestätigen. Ich vermutete, dass in sauren Böden weniger Lebewesen und weniger Arten anzutreffen sind, was meine Resultate zeigen. Allerdings korreliert der Boden-pH nicht gleichmässig mit einer Abnahme der Population. Wie sich zeigte, ist über einem pH-Wert von 5.0 immer noch eine grosse Bodenfauna möglich, was mit der Toxizität von Aluminium-Ionen unter diesem Wert zusammenhängen könnte. Zusätzlich kommt es noch auf andere Faktoren, wie Nährstoffkonzentration und Durchwurzelung an, die letztendlich durch den Boden-pH beeinflusst werden können. Somit übt der Boden-pH einen starken Einfluss auf die Bodenlebewesen aus. Daher stimmt meine Hypothese im Grunde schon, sie muss aber, um als Feststellung dienen zu können noch leicht angepasst werden. Die resultierende Schlussfolgerung lautet demnach so:

In Böden, welche einen pH-Wert unter 5.0 aufweisen, beeinträchtigen toxische Aluminium-Ionen das Ausbilden einer grossen und artenreichen Meso- und Makrofauna. Ebenso führt ein so niedriger pH-Wert zu einer schlechten Durchwurzelung und einer Verdrängung der Nährstoffe durch Oxonium-Ionen, wobei diese Faktoren kombiniert zu einer ungehinderten Auswaschung von wichtigen Ionen führen. Daher leben in sauren Böden, mit einem Boden-pH unter 5.0, weniger Tiere als in basischeren Teilen des Oberbodens des Waldes.

Meine Hypothese für die Population der Bakterien und Pilze lautete ähnlich. Ich vermutete, dass der Boden-pH sich auf diese Lebewesen ähnlich auswirken würde, wie auf Tiere und Pflanzen, was sich dann als falsch herausstellte. Da Pilze und Bakterien mit Pflanzen in einem engen Verhältnis zueinander stehen, können sie trotz Veränderungen des pH-Wertes überleben und werden somit nicht sonderlich stark von der Acidität des Bodens beeinflusst. Das Leben von Bakterien in der Rhizosphäre um Wurzeln könnte der Schlüssel zu ihrem Überleben in sauren Böden sein. Dort, wo mehr Pflanzen waren, also auch mehr Feinwurzelwerk vorhanden war, lebten viele Bakterien, unabhängig davon, ob der Boden-pH sauer oder neutral war. Die Pilze scheinen eher an geeignete Partner für die sehr verbreitete Symbiose gebunden zu sein, wobei ich durch das häufige Vorkommen solcher mutualistischen Beziehungen von einer grossen Anzahl an Mykorrhizapilzen ausging. Zwar konnte ich anhand meiner Messungen nicht herausfinden, welche Pflanzen vorwiegend an Symbiosen beteiligt sind, doch denke ich, dass die Faktoren, welche die Ausbreitung dieser Pflanzenarten bestimmen, sich indirekt, durch die Begrenzung der Ausbreitung des Symbiosepartners, auf die Pilze auswirken.

Das Falsifizieren meiner Hypothese für die Populationen der Bakterien und Pilze führt somit zu einer Schlussfolgerung, die wie folgt lautet:

Der Boden-pH wirkt sich nicht direkt auf Bakterien und Pilze aus, da diese sowohl in sauren als auch neutralen Böden gut überleben. Allerdings gibt es Faktoren, die eine Ausbreitung begrenzen, da nicht in jedem Boden gleichviele Vertreter gefunden vorkamen, sondern es Proben gab, in denen sehr wenige Bakterien und Pilze gefunden wurden. Zusätzlich korrelieren die Anzahlen an Bakterien nicht mit den Anzahlen der Pilze.

Eine Vermutung, die sich aber nicht vollständig belegen lässt, ist, dass diese Lebewesen stark von Pflanzen abhängig sind und ihre Populationen von der Ausbreitung der benötigten Pflanzen abhängen. Die Abhängigkeiten könnten bei den Bakterien durch ein Leben in der

Rhizosphäre und bei den Pilzen durch symbiotische Beziehungen entstanden sein, doch um dies zu bestätigen sind weitere Nachforschungen nötig.

Vergleicht man die Faktoren, welche auf Tiere im Boden wirken mit den Einflüssen des pH-Wertes auf Bakterien und Pilze, so fällt auf, dass alle Lebewesen von Pflanzen abhängig sind. Allerdings werden Bakterien und Pilze nicht direkt von toxischen Ionen und Säuren angegriffen, weshalb dieser Faktor nur auf Tiere und Pflanzen wirkt. Da die anderen Einflüsse, also Nährstoffauswaschung und vermindertes Wurzelwachstum durch Boden-pH Veränderung, auf sämtliche Lebewesen wirken, muss die direkte Schädigung durch Ionen der bestimmende Faktor sein. Denn die Bakterien und Pilze zeigen keine Verkleinerung der Population bei tiefen pH-Werten, obwohl in den sauren Böden auch Nährstoffverdrängung und vermindertes Wurzelwachstum auftreten. Auf die Bodenfauna wirken zusätzlich zu diesen beiden Dingen eben noch Säuren und toxische Ionen, welche nur bei einem tiefen Boden-pH vorkommen und die Populationen einschränken. Dass in neutralen Böden sehr viele Tiere vorkommen, ist wahrscheinlich trotzdem der hohen Nährstoffkonzentration zu verdanken, da nur bei genügend Nahrung grosse Mengen an Lebewesen überleben können. Wie sich bei dem Standort Hüntwangen ZH zeigte, reicht es nicht nur, dass der Boden-pH im neutralen Bereich liegt, sondern es müssen auch Nährstoffe vorhanden sein. Zwar sind neutrale Böden häufig nährstoffreich, doch gibt es eben auch Ausnahmen. Damit eine artenreiche Fauna entsteht, muss genug Nahrung vorhanden sein und es dürfen sich keine toxischen Stoffe oder Säuren im Boden befinden. Da der pH-Wert des Bodens diese beiden Faktoren beeinflussen kann, spielt die Acidität der Erde für Waldböden eine grosse Rolle.

## 6. Schlusswort

Mein Ziel war es von Anfang an, herauszufinden, wie sich der Boden-pH auf Lebewesen des Bodens auswirkt. Die formulierten Fragen, welche ich stellte, konnte ich für die Tiere, Bakterien und Pilze beantworten, da ich vier Faktoren, die Versauerung, die Nährstoffauswaschung, die Aluminiumtoxizität und die Wurzelschädigung, bestimmte, die negative Effekte auf Lebewesen haben können. Auf die Vertreter der Meso- und Makrofauna zeigte sich ein Einfluss, auf die Bakterien und Pilze hingegen nicht. Daher musste ich meine Hypothese, dass alle Bodenlebewesen gleich beeinflusst werden, falsifizieren. Zusätzlich gibt es Tiere, die sowohl in saurer als auch in neutraler Erde vorkommen. Die Frage, die sich somit stellt lautet: Wie genau schaffen es diese Tiere die, für andere Arten, tödlichen Faktoren zu umgehen? Auch stellte ich bei der Messung der pH-Werte eine deutliche Bodenversauerung fest, wobei nur die neutralen Böden betroffen waren, während die sauren Standorte teilweise basischer waren, als in der Bodendatenbank angegeben war. Die Faktoren, die hier zu einer Erhöhung des Boden-pH's führten, sind mir noch unbekannt und bedürfen weitere Nachforschungen.

Hätte ich herausgefunden, welche Büsche, Bäume oder andere Gewächse Symbiosen eingehen, hätte ich wahrscheinlich mehr Erkenntnisse über die Faktoren, welche auf diese Pflanzen einwirken, erlangt. Zusätzlich hätte eine Bestimmung der Bakterien- und Pilzarten genauere Aussagen über den Einfluss des pH-Wertes ermöglicht.

Im Nachhinein würde ich eine Sache massgeblich verbessern: Hätte ich herausgefunden, welche Büsche, Bäume oder andere Gewächse, Symbiosen eingehen, hätte ich wahrscheinlich mehr Erkenntnisse über die Faktoren, welche auf diese Pflanzen einwirken,



erlangt, was bei der Erklärung der Pilzpopulationen geholfen hätte. Des Weiteren hätte eine Bestimmung der Bakterien- und Pilzarten genauere Aussagen über den Einfluss des pH-Wertes ermöglicht. Da im Waldboden aber sehr viele verschiedene Spezies vorkommen, hätte dies wahrscheinlich den Rahmen meiner Maturitätsarbeit gesprengt.

Im Allgemeinen bin ich aber zufrieden mit meinen Erklärungen für die Messergebnisse und denke, dass vor allem die, durch die Zusammenarbeit mit der WSL erlangten, ersten Einblicke in den Alltag einer professionellen Forschungseinrichtung, mir viel gezeigt haben und ich durch das eingehende Befassen mit dem Thema und der fachkundigen Unterstützung der WSL einen beträchtlichen Teil über Bodenökologie dazulernen konnte.

## 8. Danksagung

Wie schon erwähnt, wäre diese Arbeit nicht ohne die Unterstützung der WSL zustande gekommen. Daher möchte ich vor allem diesen Personen danken.

Ohne Beat Frey wäre ich gar nie auf dieses Thema gekommen und hätte auch nicht die Messmethoden der WSL verwenden können.

Stephan Zimmerman unterstütze mich auch bei der Themenwahl und erklärte mir das Verfahren zur pH-Wert Messung, welche vor allem für das Feststellen einer Versauerung wichtig war. Zusätzlich konnte ich durch ihn die Standorte in der Bodendatenbank suchen.

Da die Methode des real-time qPCR sehr aufwendig ist und viel Fachwissen benötigt, führte dies freundlicherweise Beat Stierli durch.

Grosser Dank geht auch an Marco Walser, der mit mir zu den Standorten fuhr, um die Proben zu nehmen. Sein Wissen über Bodenarten und Pflanzen half sehr bei der Analyse der Standorte.

Auch danke ich Herrn Michel Bochsler, meinem Betreuer an der KSL, der mir mit Fachwissen und Material für die Berlese zur Seite stand.

Für die kritische Auseinandersetzung mit der schriftlichen Fassung meiner Maturitätsarbeit danke ich zuletzt Marissa Bortlik und Tanja Schwieger.

## 9. Anhang

Bilder zur Berlese: Die folgenden Bilder sind nach Standorten geordnet.

Da die Bilder mit verschiedenen Vergrößerungen aufgenommen wurden, ist hinter dem Namen des abgebildeten Tieres die Vergrößerung in Klammern aufgeführt. Zum Vergleich sind hier die Radien des abgebildeten Ausschnitts bei den vier verwendeten Vergrößerungen aufgelistet.

4x: 5 mm

2.5x: 8 mm

1.2x: 18 mm

0.8x: 28 mm

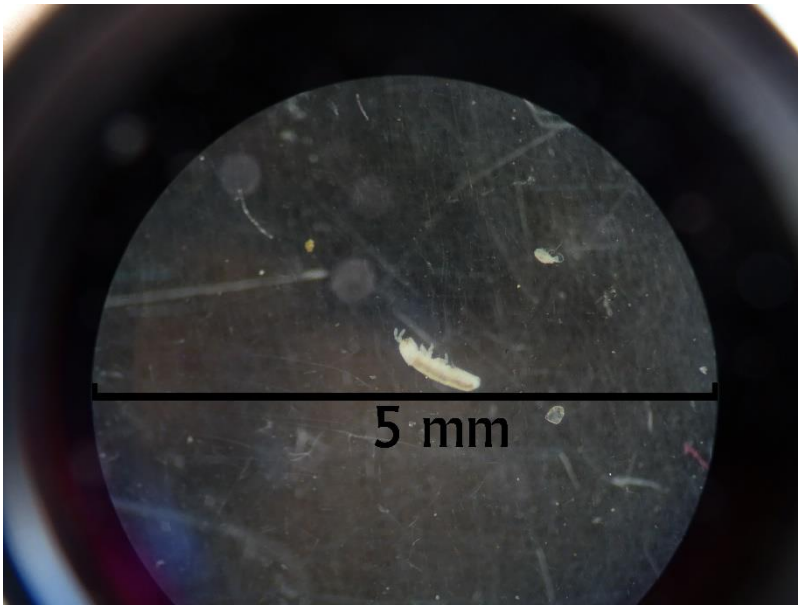


Abbildung 46: Beispielbild: Bei vierfacher Vergrößerung entspricht der Radius des Ausschnitts 5 Millimetern

Buchs ZH:



Abbildung 47: Kugespinnne (*Theridiidae*), (4x)



Abbildung 48: Zwergfüsser (*Symphyla*), (4x)



Abbildung 49: Zwergsechsaugenspinne (*Oonopidae*), (4x)



Abbildung 50: Hundertfüsser (*Geophilus flavus*), (1.2x)

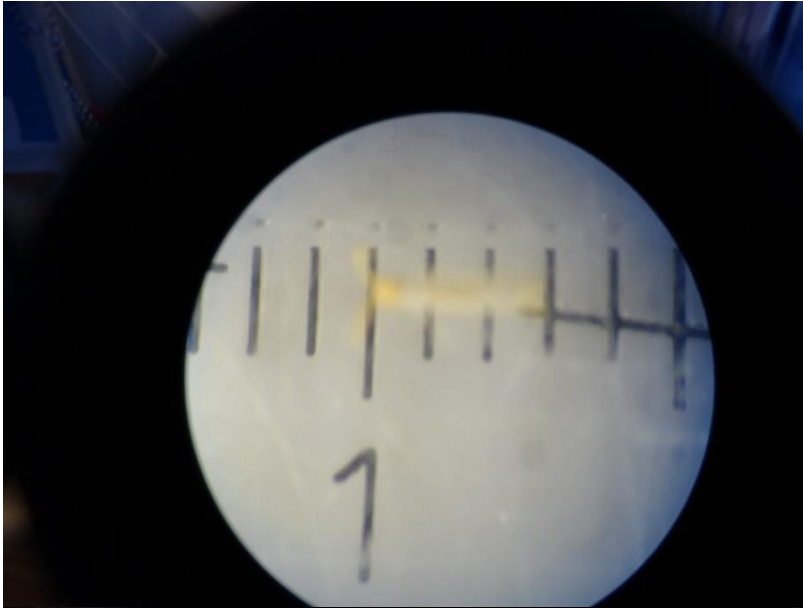


Abbildung 51: Hundertfüsser (Chilopoda) in Anamorphose, (2.5x)



Abbildung 52: Tachinus, (2.5x)



Abbildung 53: Raubmilbe (Gamasina), (4x)



Abbildung 54: Larve von Kurzflügler (Staphylinidae), (4x)

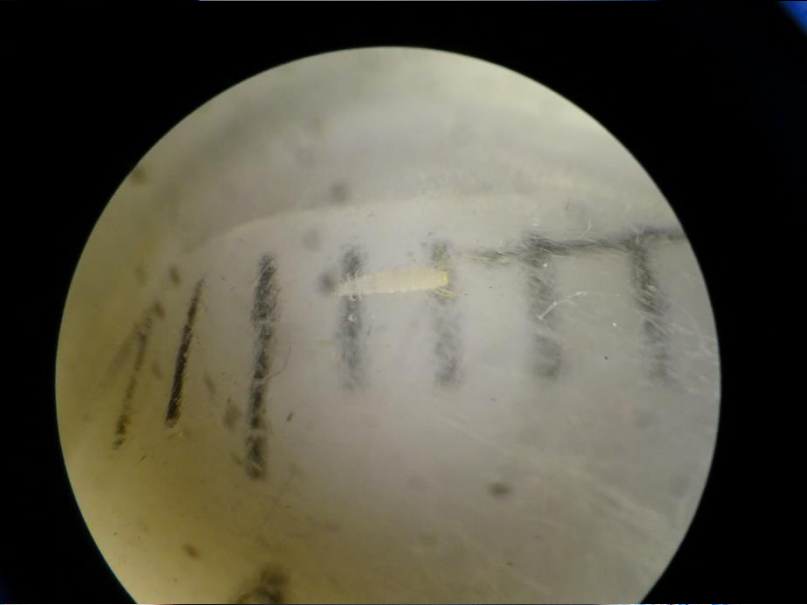


Abbildung 55: Wenigfüßler (Pauropoda), (4x)

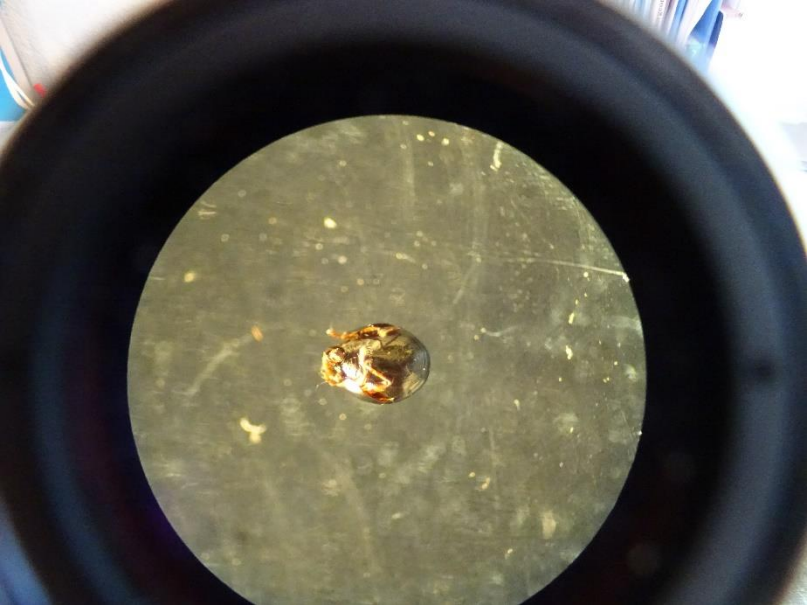


Abbildung 56: Napfschildlaus (Coccidae), (4x)

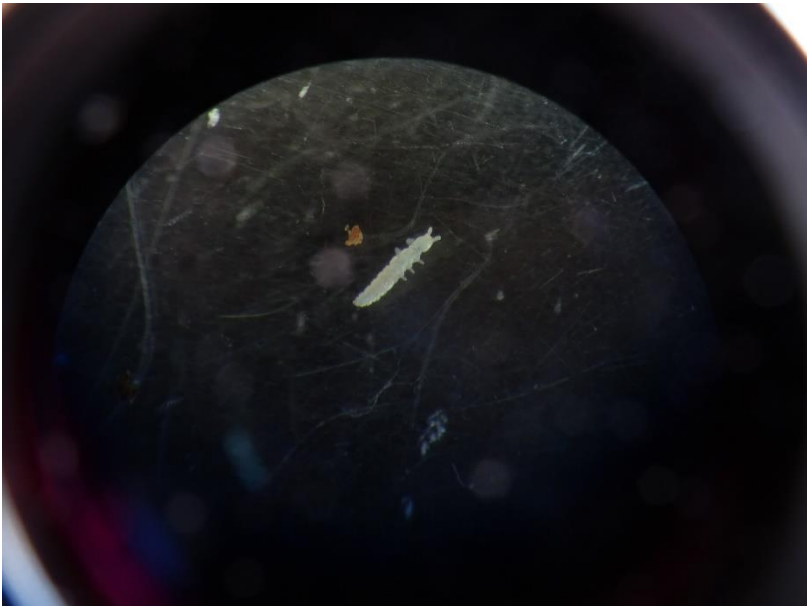


Abbildung 57: Springschwanz (*Onychiuridae tullberginae*), (4x)



Abbildung 58: Springschwanz (*Hypogastruridae*), (4x)



Abbildung 59: Apterygota, (4x)

Hüntwangen ZH:



Abbildung 60: Tausendfüsser (*Necrophleophagus longicornis*), (2.5x)



Abbildung 61: Brettkanker (*Trogulidae*), (4x)



Abbildung 62: Raubmilbe (*Gamasina*), (4x)

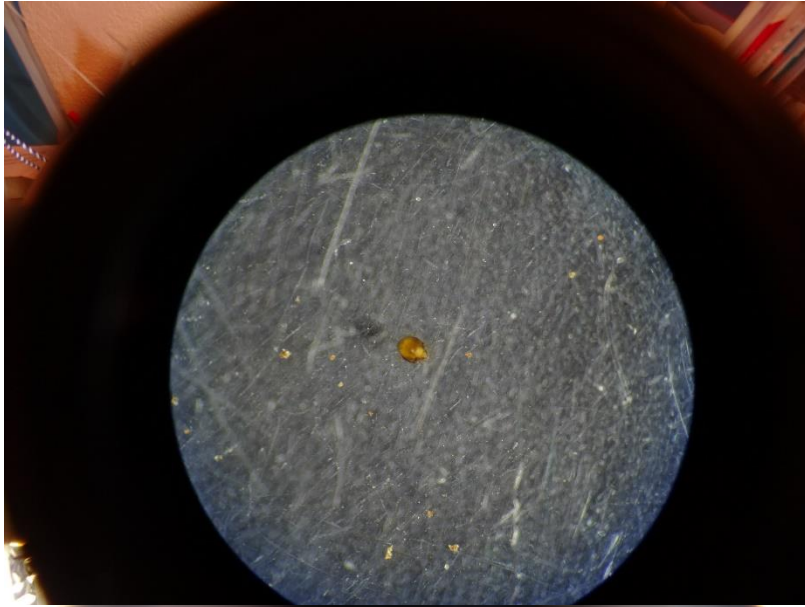


Abbildung 63: Schildkrötenmilbe (Uropodina), (4x)

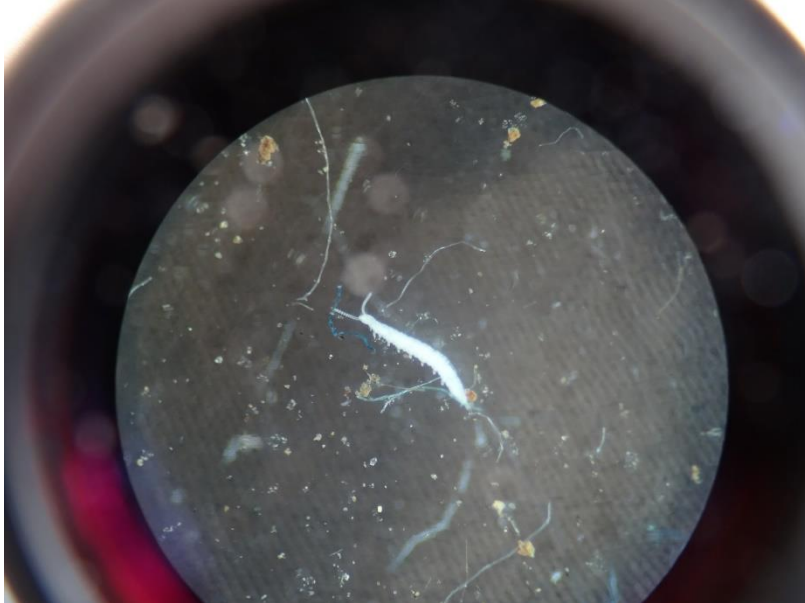


Abbildung 64: Zwergfüsser (Symphyla), (4x)



Kollbrunn ZH:



Abbildung 65: Hundertfüsser (*Cryptops hortensis*), (0.8x)



Abbildung 66: Doppelfüsser (*Kryphioiulus occultus*), (2.5x)



Abbildung 67: Hundertfüsser (*Necrophleophagus longicornis*), (2.5x)

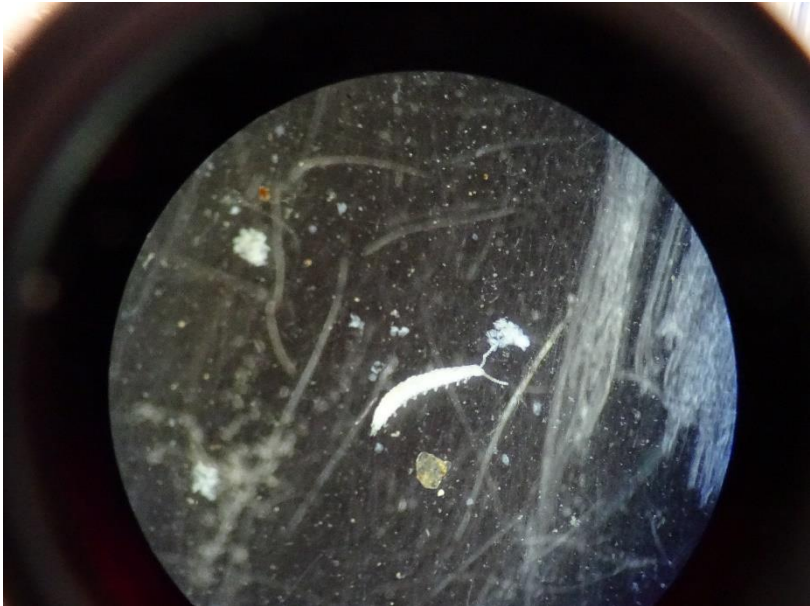


Abbildung 68: Zwergfüsser (Symphyla), (4x)

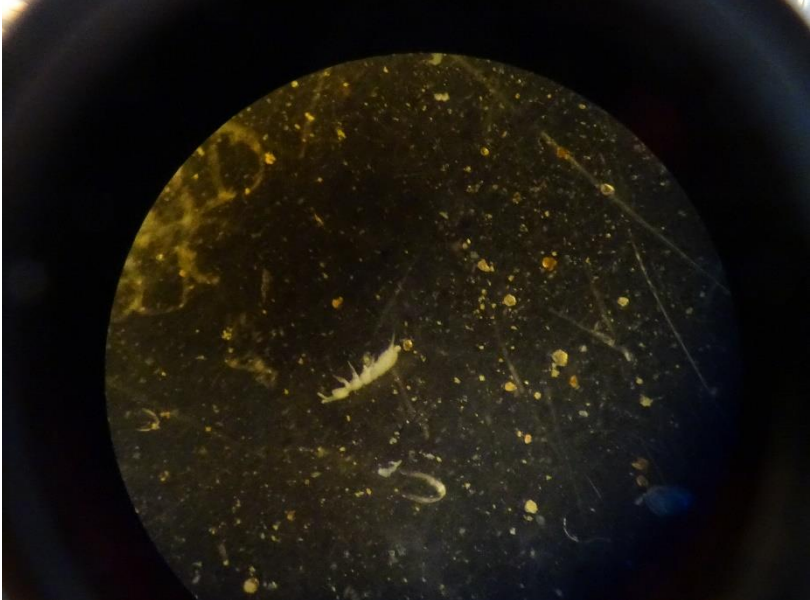


Abbildung 69: Springschwanz (Hypogastruridae), (4x)



Abbildung 70: Springschwanz (Hypogastruridae), andere Art, (4x)



Abbildung 71: Floh (*Siphonaptera*), (4x)



Abbildung 72: Brettkanker (*Trogulidae*), (4x)

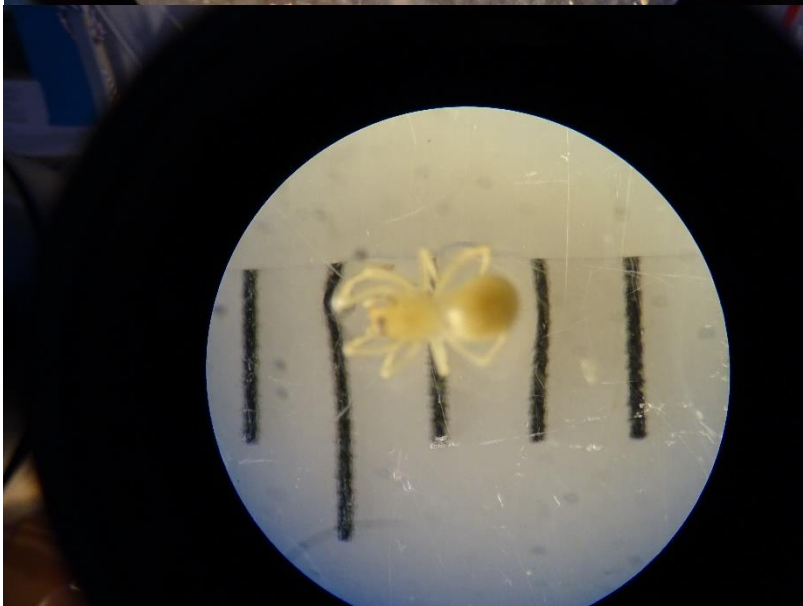


Abbildung 73: Kugelspinne (*Theridiidae*), (4x)



Abbildung 74: Spinne (unbekannte Art), (4x)

Sihlwald ZH:



Abbildung 75: Springschwanz (Hypogastruridae), (4x)

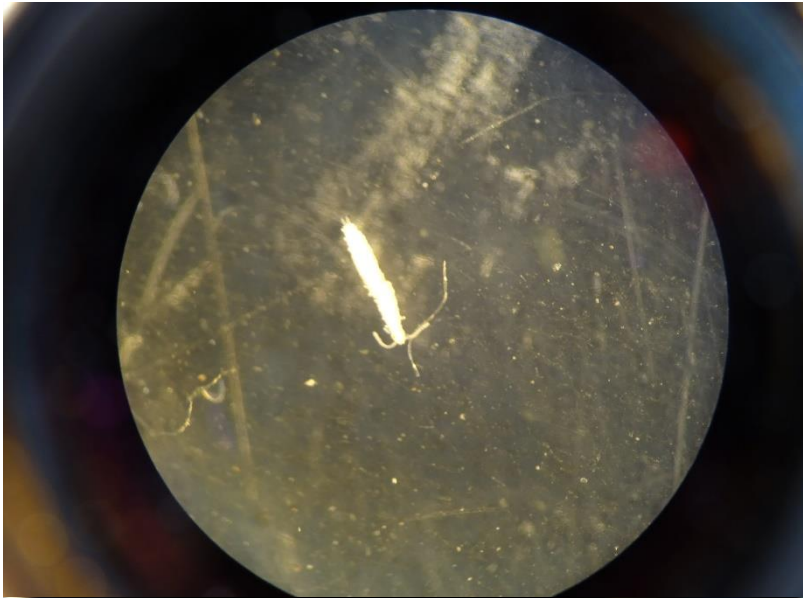


Abbildung 76: Zwergfüsser (*Symphyla*), (4x)

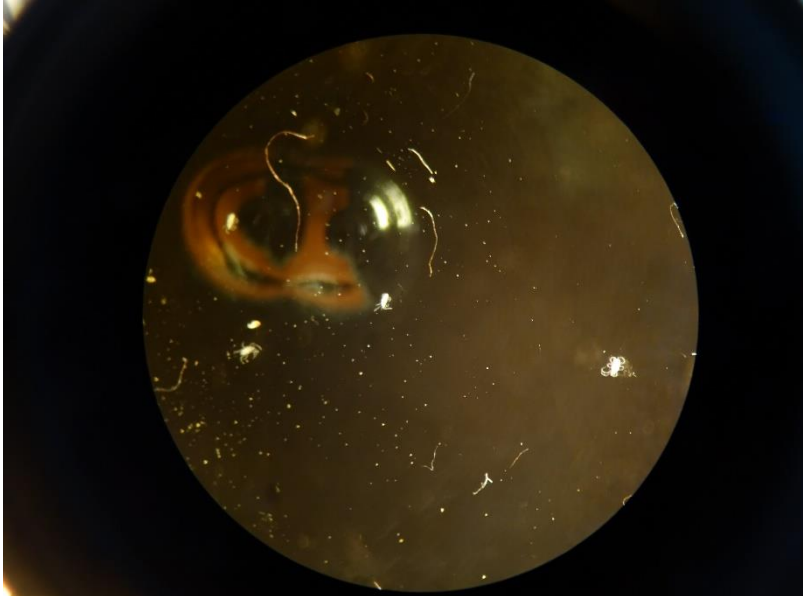


Abbildung 77: Raubmilbe (*Gamasina*), sehr klein, es sind die weissen Punkte in der unteren Mitte des Bildes, (4x)



Abbildung 78: Stechmücke (*Culicidae*), (2.5x)



Abbildung 79: Springschwanz (*Entomobrya*), (4x)



Abbildung 80: Springschwanz (*Lepidocyrtus*), (4x)



Abbildung 81: Larve (unbekannte Art), (4x)

Freienstein-Teufen ZH:



Abbildung 82: Raubmilbe (*Gamasina*), (4x)

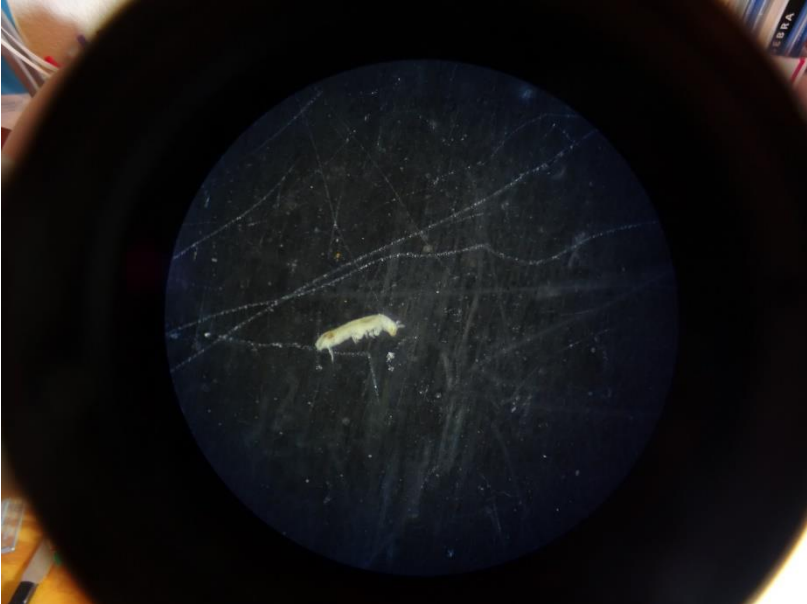


Abbildung 83: Springschwanz (*Sinella coeca*), (4x)

Dättlikon ZH:



Abbildung 84: Kugelspinne (*Theridiidae*), (4x)



Abbildung 85: Tausendfüssler (*Necroleophagus longicornis*), (1.5x)



Abbildung 86: Larve (unbekannte Art), (4x)





Abbildung 87: Larve (unbekannte Art), (4x)

Buch am Irchel ZH:



Abbildung 88: Hundertfüsser (Geophilus), (1.5x)

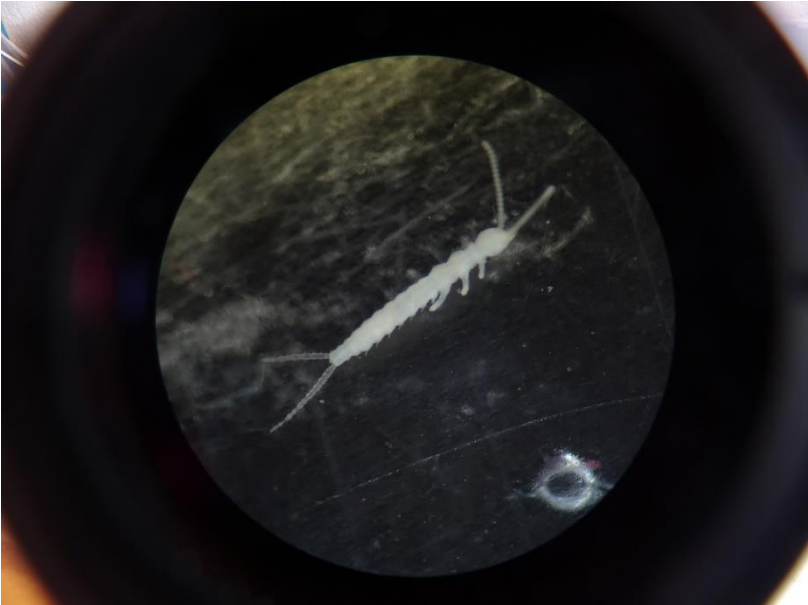


Abbildung 89: Doppelschwänze (*Diplura*), (4x)

Schleimikon ZH:

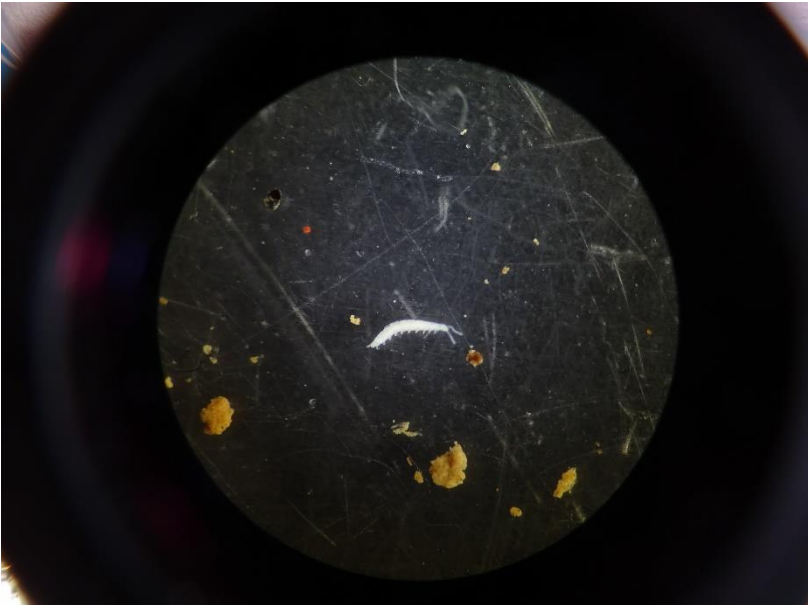


Abbildung 90: Zwergfüsser (*Symphyla*), (4x)



Abbildung 91: Aleocharinae, (4x)



Abbildung 92: Larve (unbekannte Art), (4x)

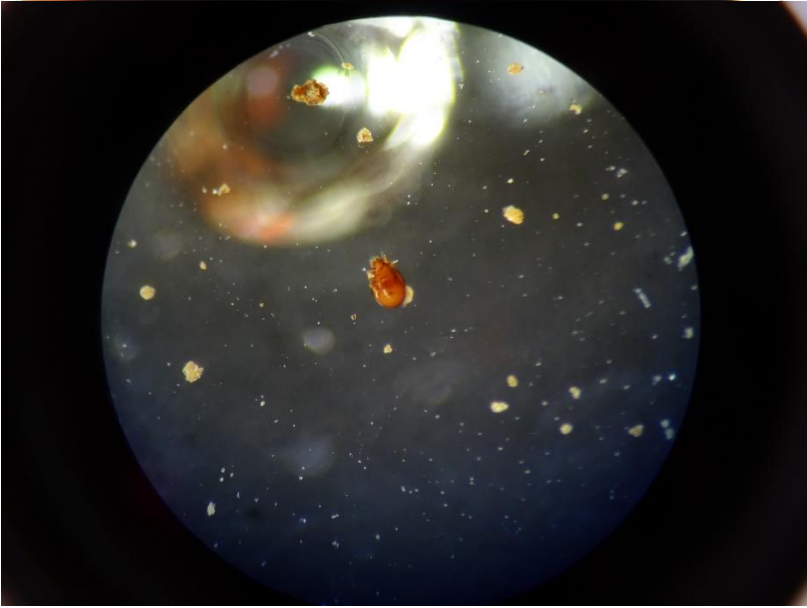


Abbildung 93: Schildkrötenmilbe (Uropodina), (4x)



Abbildung 94: Raubmilbe (Gamasina), (4x)



Abbildung 95: Vierblättrige Einbeere

<b>Auswertung des qPCR 16S</b>				
			below background	
Well	Sample Nr.	n Molekuls /ul	Ct-werte	dilutionfactor (44% DNA in PCR reaction mix)
A1	1	2,87E+07	13,464468	6,53E+07
A2	2	1,32E+07	14,52699375	3,01E+07
A3	3	1,12E+07	14,75653458	2,54E+07
A4	4	2,28E+07	13,78250122	5,18E+07
A5	5	1,56E+07	14,30186081	3,54E+07
A6	6	1,45E+07	14,40289402	3,29E+07
A7	7	2,39E+07	13,72015095	5,42E+07
A8	8	1,34E+07	14,51162338	3,04E+07
A9	9	1,36E+07	14,49337673	3,08E+07
A10	10	2,14E+07	13,86692429	4,87E+07
A11	11	7,73E+06	15,26306534	1,76E+07
A12	12	6,11E+06	15,58369637	1,39E+07
B1	13	2,26E+07	13,79676342	5,13E+07
B2	14	1,71E+07	14,17852783	3,88E+07
B3	15	1,81E+07	14,09845638	4,11E+07
B4	16	2,13E+07	13,87786865	4,83E+07
B5	17	1,74E+07	14,14831734	3,96E+07
B6	18	1,95E+07	13,99591351	4,43E+07
B7	19	2,39E+07	13,7183485	5,43E+07
B8	20	17485086,41	14,14521408	3,97E+07
B9	21	1,82E+07	14,08737087	4,15E+07
B10	22	1,96E+07	13,98615456	4,46E+07
B11	23	1,84E+07	14,07662106	4,18E+07
B12	24	1,99E+07	13,96615219	4,53E+07

Tabelle 13: Auswertung des qPCR (Gen 16S)

			<b>Copies/ng DNA</b>
		copies/ug	Template
<b>Copies per ng DNA: Konz 2.67ng/ ul</b>	<b>Copies / ug DNA</b>	<b>Durchschnitt Replicates Copies/ug DNA</b>	<b>STABW</b>
2,45E+07	2,45E+10		
1,13E+07	1,13E+10	15085175984,92	8174576700,9
9,52E+06	9,52E+09		
1,94E+07	1,94E+10		
1,33E+07	1,33E+10	15000867188,53	3837426230,9
1,23E+07	1,23E+10		
2,03E+07	2,03E+10		
1,14E+07	1,14E+10	14410742124,16	5102671020,5
1,15E+07	1,15E+10		
1,82E+07	1,82E+10		
6,58E+06	6,58E+09	10006987860,51	7161462209,3
5,20E+06	5,20E+09		
1,92E+07	1,92E+10		
1,45E+07	1,45E+10	16374487536,42	2483409115,7
1,54E+07	1,54E+10		
1,81E+07	1,81E+10		
1,48E+07	1,48E+10	16513704368,28	1623280221,8
1,66E+07	1,66E+10		
2,03E+07	2,03E+10		
1,49E+07	1,49E+10	16912700010,17	2975882496,4
1,55E+07	1,55E+10		
1,67E+07	1,67E+10		
1,56E+07	1,56E+10	16442780574,33	699084132,9
1,70E+07	1,70E+10		

(Weiterführung der Tab. 13)

Well	Sample Nr.	ngDNA/gBodenTG	Copies/g BodenTG	Durchschnitt Replicates/g TG	STABW
A1	1	29'692,97	7,26612E+11		
A2	2	18'59,13	2,09E+10	252962117951	410221279012
A3	3	11'90,50	1,13E+10		
A4	4	18'882,70	3,66E+11		
A5	5	1'180,21	1,57E+10	131783553462	203093294856
A6	6	1'086,16	1,34E+10		
A7	7	21'678,50	4,40E+11		
A8	8	1'570,38	1,79E+10	158380189786	243994043626
A9	9	1'484,75	1,71E+10		
A10	10	20'134,97	3,67E+11		
A11	11	1'289,95	8,49E+09	127226108548	207849903218
A12	12	1'146,44	5,97E+09		
B1	13	19'405,90	3,73E+11		
B2	14	2'385,68	3,47E+10	152011258593	191115001194
B3	15	3'171,34	4,88E+10		
B4	16	44'736,91	8,09E+11		
B5	17	10'250,60	1,52E+11	366861394534	383329095905
B6	18	8'370,71	1,39E+11		
B7	19	32'182,00	6,54E+11		
B8	20	8'884,80	1,32E+11	313296711897	295441932859
B9	21	9'882,25	1,53E+11		
B10	22	21'171,90	3,54E+11		
B11	23	4'180,89	6,54E+10	154614514958	172931447643
B12	24	2'622,63	4,45E+10		

(Weiterführung der Tab. 13)

Auswertung des qPCR ITS				
			below background	
Well	Sample Nr.	n Molekuls /ul	Ct-werte	dilutionfactor (44% DNA in PCR reaction mix)
A1	1	4,27E+06	17,8769455	9,72E+06
A2	2	2,24E+06	18,9389267	5,09E+06
A3	3	1,94E+06	19,17256927	4,41E+06
A4	4	1,10E+06	20,10738754	2,50E+06
A5	5	9,49E+05	20,34946823	2,16E+06
A6	6	6,81E+05	20,89448547	1,55E+06
A7	7	2,36E+06	18,85595894	5,35E+06
A8	8	1,84E+06	19,25861931	4,19E+06
A9	9	1,93E+06	19,18614388	4,38E+06
A10	10	2,08E+06	19,05913544	4,73E+06
A11	11	7,60E+05	20,71323776	1,73E+06
A12	12	9,09E+05	20,4199543	2,07E+06
B1	13	5,77E+05	21,16702843	1,31E+06
B2	14	1,47E+06	19,63565826	3,33E+06
B3	15	1,07E+06	20,15110779	2,43E+06
B4	16	7,39E+05	20,75952911	1,68E+06
B5	17	1,54E+06	19,5495224	3,51E+06
B6	18	1,20E+06	19,96892357	2,72E+06
B7	19	4,02E+05	21,76182938	9,13E+05
B8	20	471305,62	21,49856949	1,07E+06
B9	21	4,04E+05	21,75118256	9,18E+05
B10	22	1,28E+06	19,8576355	2,91E+06
B11	23	1,61E+06	19,48090935	3,66E+06
B12	24	1,62E+06	19,46824646	3,69E+06

Tabelle 14: Auswertung des qPCR (Gen ITS)



				Copies/ng DNA
			copies/ug	Template
	Copies per ng DNA: Konz 2.67ng/ ul	Copies / ug DNA	Durchschnitt Replicates Copies/ug DNA	STABW
	3,64E+06	3,64E+09		
	1,91E+06	1,91E+09	2399322465,00	1080654318,2
	1,65E+06	1,65E+09		
	9,36E+05	9,36E+08		
	8,08E+05	8,08E+08	774289535,27	180455549,2
	5,80E+05	5,80E+08		
	2,00E+06	2,00E+09		
	1,57E+06	1,57E+09	1737817832,14	233910979,9
	1,64E+06	1,64E+09		
	1,77E+06	1,77E+09		
	6,47E+05	6,47E+08	1064099083,49	615916283,7
	7,74E+05	7,74E+08		
	4,91E+05	4,91E+08		
	1,25E+06	1,25E+09	883085342,44	378894194,9
	9,11E+05	9,11E+08		
	6,29E+05	6,29E+08		
	1,31E+06	1,31E+09	987174936,81	343613284,9
	1,02E+06	1,02E+09		
	3,42E+05	3,42E+08		
	4,01E+05	4,01E+08	362311957,54	33678578,4
	3,44E+05	3,44E+08		
	1,09E+06	1,09E+09		
	1,37E+06	1,37E+09	1280255910,22	165303215,7
	1,38E+06	1,38E+09		

(Weiterführung der Tab. 14)

Well	Sample Nr.	ngDNA/gBodenTG	Copies/g BodenTG	Durchschnitt Replicates/g TG	STABW
A1	1	29'692,97	1,08E+11		
A2	2	18'59,13	3,54E+09	37850847128	60791267306
A3	3	11'90,50	1,97E+09		
A4	4	18'882,70	1,77E+10		
A5	5	1'180,21	9,53E+08	6417634959	9746499912
A6	6	1'086,16	6,29E+08		
A7	7	21'678,50	4,35E+10		
A8	8	1'570,38	2,46E+09	16119856447	23678286837
A9	9	1'484,75	2,43E+09		
A10	10	20'134,97	3,57E+10		
A11	11	1'289,95	8,35E+08	12463845902	20097008439
A12	12	1'146,44	8,87E+08		
B1	13	19'405,90	9,53E+09		
B2	14	2'385,68	2,98E+09	5130524586	3807304127
B3	15	3'171,34	2,89E+09		
B4	16	44'736,91	2,81E+10		
B5	17	10'250,60	1,35E+10	16713420766	10205433183
B6	18	8'370,71	8,52E+09		
B7	19	32'182,00	1,10E+10		
B8	20	8'884,80	3,56E+09	5987510908	4340638821
B9	21	9'882,25	3,40E+09		
B10	22	21'171,90	2,31E+10		
B11	23	4'180,89	5,73E+09	10805763760	10670122340
B12	24	2'622,63	3,62E+09		

(Weiterführung der Tab. 14)

Anmerkung: Da diese Tabelle auf dem Standard der WSL basiert, sind nicht die Namen der Standorte eingetragen. Stattdessen hat jeder Probe eine spezifische Nummer bekommen.

Die Kombinationen in der Spalten „Well“ stehen für diese Proben:

A1, A2, A3	Dättlikon ZH
A4, A5, A6	Freienstein-Teufen ZH
A7, A8, A9	Buch am Irchel ZH
A10, A11, A12	Schleinikon ZH
B1, B2, B3	Buchs ZH
B4, B5, B6	Kollbrunn ZH
B7, B8, B9	Sihlwald ZH
B10, B11, B12	Hüntwangen ZH

Tabelle 15: Zuordnung der Bezeichnungen in den Tabellen der qPCR-Auswertung zu den Standorten

### Allgemeine Erklärungen zu den Tabellen des real-time qPCR:

Die ersten beiden Spalten der Tabellen „Well“ und „Sample“ zeigen, welche Probe untersucht wurde, wodurch ich feststellen konnte, zu welchem Standort die Probe gehörte.

Die Spalte, welche mit n Molekuls/ $\mu$ l bezeichnet ist, gibt die Anzahl der DNA Moleküle pro Mikroliter der, in die Maschine für das real-time qPCR, eingeführten Lösung an.

Der darauffolgende ct-Wert gibt den Beginn des sichtbaren Leuchtens beim Prozess der Messung an und ist dimensionslos, wie auch der pH-Wert.

Die nächsten zwei Spalten, „dilutionfactor (44% DNA in PCR reaction mix)“ und „Copies per ng DNA: Konz 2.67ng/  $\mu$ l“ dienen dazu zu zeigen, wie die Konzentration der DNA in der Lösung auf dieselbe Höhe gebracht wird, worauf die nächst Spalte die „Copies/ $\mu$ g DNA“, also die Anzahl der Kopien des Gens pro Mikrogramm DNA angibt.

Die darauffolgende, gelb markierte Spalte mit dem Namen „Durchschnitt Replicates Copies/ $\mu$ g DNA“ berechnet den Durchschnitt aus den vorherigen Werten, weshalb die Spalte „STABW“ die Standardabweichung angibt.

Die Grösse ngDNA/gBoden TG bedeutet so viel wie „Nanogramm DNA pro Gramm des Trockengewichts der Bodenprobe“. Das Trockengewicht, eigentlich die Masse der Erde ohne jegliches Wasser, wurde vorher bestimmt, da das Gewicht des Wassers die Messung der DNA pro Gramm der Erde verfälschen würde.

Die nächste Spalte, welche mit „Copies/gBoden TG“ bezeichnet ist, stellt die Anzahl Kopien des Gens pro Gramm des trockenen Bodens da, worauf auch wieder der Durchschnitt in der darauffolgenden Spalte berechnet wird und die Standardabweichung in der Spalte „STABW“ festgehalten ist.

Die gelb markierten Spalten sind die wichtigeren, da sie etwas über die Menge der DNA, beziehungsweise der Menge der Kopien, aussagen. Der Wert „Durchschnitt Replicates Copies/ $\mu$ g DNA“ multipliziert mit der Menge an DNA pro Gramm des trockenen Bodens, gibt das Endresultat, welches der „Durchschnitt Replicates/g TG“ ist. Der Wert „ng/g Boden TG“ ist genau diese Menge an DNA, wobei noch beide auf dieselbe Einheit gebracht werden müssen.

## 10. Quellen

Anmerkung: Die meisten Wikipedia Quellen dienen nur zur Begriffsklärung, also zum Beispiel welcher lateinische Name die Zwergfüsser bezeichnet. Da diese Seiten oft und von mehreren Personen bearbeitet werden, können keine Angaben zu den Autoren gemacht werden.

[1]<https://de.wikipedia.org/wiki/Ethylendiamintetraessigs%C3%A4ure>  
(15.8.17)

[2]<https://de.wikipedia.org/wiki/Natriumlaurylsulfat>  
(15.8.17)

[3]<https://de.wikipedia.org/wiki/Einbeere>  
(15.8.17)

[4][https://de.wikipedia.org/wiki/Mull\\_\(Humusform\)](https://de.wikipedia.org/wiki/Mull_(Humusform))  
(16.8.17)

[5]<https://de.wikipedia.org/wiki/Meiofauna>  
(16.8.17)

[6]<https://de.wikipedia.org/wiki/Makrofauna>  
(16.8.17)

[7]<https://de.wikipedia.org/wiki/Wald>  
(16.8.17)

[8]<https://de.wikipedia.org/wiki/Bodenversauerung>  
(17.8.17)

[9]<https://www.bafu.admin.ch/bafu/de/home/themen/wald/fachinformationen/waldzustand-und-waldfunktionen/waldflaeche-in-der-schweiz.html>  
(17.8.17)

[10] Zürcher Umweltpraxis (ZUP), Ausgabe 84 vom April 2016:  
<http://naturschutz.ch/news/waldbodenkarten-weisen-versauerte-boeden-aus/104428>  
(18.8.17)

[11][https://de.wikipedia.org/wiki/Saurer\\_Regen](https://de.wikipedia.org/wiki/Saurer_Regen)  
(18.8.17)

[12]<https://de.wikipedia.org/wiki/Aluminium#Toxizit.C3wikiped.A4t>  
Und [https://de.wikipedia.org/wiki/Aluminium#Aluminium\\_in\\_Natur\\_und\\_Organismen](https://de.wikipedia.org/wiki/Aluminium#Aluminium_in_Natur_und_Organismen)  
(18.8.17)

[13]<https://de.wikipedia.org/wiki/Durchwurzelung>  
(2.9.17)

[14][https://de.wikipedia.org/wiki/Chemische\\_Bodeneigenschaften](https://de.wikipedia.org/wiki/Chemische_Bodeneigenschaften)  
(2.9.17)

[15]<https://de.wikipedia.org/wiki/Rotbuche#Bodenflora>  
(4.9.17)

[16] Copyright 2000 Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg:  
<http://www.spektrum.de/lexikon/geowissenschaften/aluminium-dtoxizitaet/597>  
(4.9.17)

[17] Bert Ehgartner: <http://www.al-ex.org/alu-fallen/alu-falle-landwirtschaft.html>  
(4.9.17)

[18] Copyright Justus-Liebig-Universität Giessen:  
[http://www.uni-giessen.de/fbz/fb10/institute\\_klinikum/klinikum/klinik-fur-wiederkauer-und-schweine/klinik-schwein/lehre/Labortechniken2.pdf](http://www.uni-giessen.de/fbz/fb10/institute_klinikum/klinikum/klinik-fur-wiederkauer-und-schweine/klinik-schwein/lehre/Labortechniken2.pdf)  
(8.9.17)

[19]<https://de.wikipedia.org/wiki/Kalkung>  
(8.9.17)

[20]<https://de.wikipedia.org/wiki/Schwermetalle>  
(8.9.17)

[21]<https://de.wikipedia.org/wiki/Hundertf%C3%BC%C3%9Fer>  
(8.9.17)

[22]<https://de.wikipedia.org/wiki/Mykorrhiza>  
(9.9.17)

[23]<https://de.wikipedia.org/wiki/Springschw%C3%A4nze>  
(10.9.17)

[24] Copyright 2000 Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg:  
<http://www.spektrum.de/lexikon/biologie/brettkaner/10643>  
(16.9.17)

[25]<https://de.wikipedia.org/wiki/Wenigf%C3%BC%C3%9Fer>  
(16.9.17)

[26]<https://en.wikipedia.org/wiki/Pauropoda>  
(16.9.17)

- [27]<https://en.wikipedia.org/wiki/Aleocharinae>  
(16.9.17)
- [28]<https://de.wikipedia.org/wiki/Doppelschw%C3%A4nze>  
(17.9.17)
- [29]<https://de.wikipedia.org/wiki/Urinsekten>  
(17.9.17)
- [30]<https://de.wikipedia.org/wiki/Filzhut>  
(17.9.17)
- [31]<https://de.wikipedia.org/wiki/Stechmücken>  
(17.9.17)
- [32]<https://de.wikipedia.org/wiki/Bodenhorizont>  
(18.9.17)
- [33]<https://de.wikipedia.org/wiki/Büschel>  
(18.9.17)
- [34]<https://de.wikipedia.org/wiki/Humus#Humusformen>  
(18.9.17)
- [35][https://de.wikipedia.org/wiki/Pufferbereich\\_\(Bodenkunde\)](https://de.wikipedia.org/wiki/Pufferbereich_(Bodenkunde))  
(18.9.17)
- [36]<https://de.wikipedia.org/wiki/Raubmilben>  
(19.9.17)
- [37]<https://de.wikipedia.org/wiki/Doppelfüßler>  
(19.9.17)
- [38] <https://de.wikipedia.org/wiki/Auswaschung>  
(19.9.17)
- [39]<https://de.wikipedia.org/wiki/Zwergfüßler>  
(19.9.17)
- [40]<https://de.wikipedia.org/wiki/Haubennetzspinnen>  
(19.9.17)
- [41]<https://de.wikipedia.org/wiki/Boden-pH>  
(20.9.17)

[42][https://de.wikipedia.org/wiki/Wurzel\\_\(Pflanze\)](https://de.wikipedia.org/wiki/Wurzel_(Pflanze))

(24.9.17)

[43]<https://de.wikipedia.org/wiki/Rhizosph%C3%A4re>

(24.9.17)

[44] Copyright 2000 Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg:

<http://www.spektrum.de/lexikon/biologie-kompakt/rhizosphaere/9871>

(24.9.17)

[45][https://de.wikipedia.org/wiki/Tausendf%C3%BC%C3%9Fer#Zur\\_Anzahl\\_der\\_Beine](https://de.wikipedia.org/wiki/Tausendf%C3%BC%C3%9Fer#Zur_Anzahl_der_Beine)

(30.9.17)

[46]<https://de.wikipedia.org/wiki/Pufferkapazit%C3%A4t>

(1.10.17)

[47][https://www.waldwissen.net/wissen/fva\\_waldkalkung/index\\_DE](https://www.waldwissen.net/wissen/fva_waldkalkung/index_DE)

(1.10.17)

[48] Copyright 2000 Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg:

<http://www.spektrum.de/lexikon/biologie-kompakt/symbiose/11517>

(8.10.17)

[49] Copyright 2000 Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg:

<http://www.spektrum.de/lexikon/biologie/metalltoleranz-bei-pflanzen/42450>

(8.10.17)

[50]<https://de.wikipedia.org/wiki/Napfschildl%C3%Ause>

(8.10.17)

[51]<https://de.wikipedia.org/wiki/Zwergsechsaugenspinnen>

(8.10.17)

[52] Müller/Bährmann (1995), „Bestimmung wirbelloser Tiere“, 3. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart

Bilderquellen: Sämtliche Bilder von Yannis Schwieger

Bilder auf dem Titelblatt:

Bild 1: Yannis Schwieger bei der Arbeit im Feld. Hier bei dem Sammeln von Probenmaterial für die DNA-Analyse.

Bild 2: Vertreter der Springschwänze (Familie *Hypogastruridae*)

## 11. Eigenständigkeitserklärung

Ich habe die Arbeit selbstständig und unter Aufsicht meines Betreuers verfasst und keine anderen als die angegebenen Hilfsmittel verwendet.

Ich nehme zur Kenntnis, dass meine Arbeit zur Überprüfung der korrekten und vollständigen Angabe der Quellen mit Hilfe einer Software (eines Plagiaterkennungstools) geprüft wird. Zu meinem eigenen Schutz wird die Software auch dazu verwendet, später eingereichte Arbeiten mit meiner Arbeit elektronisch zu vergleichen und damit Abschriften und eine Verletzung meines Urheberrechts zu verhindern.

Falls Verdacht besteht, dass mein Urheberrecht verletzt wurde, erkläre ich mich damit einverstanden, dass die Schulleitung meine Arbeit zu Prüfzwecken herausgibt.

Datum, Unterschrift