

---

# **BACHELORARBEIT**

---

Herr  
**Jürgen Berger**

**Ermittlung der BTEX-  
Aufnahmekapazität unterschiedlicher  
Nutzpflanzen Mitteleuropas mittels  
Headspace-Gaschromatographie**

Mittweida, 2016



# **BACHELORARBEIT**

---

## **Determination of BTEX intake capacity in different middle European plants using Headspace gas chromatography**

Autor:

**Herr Jürgen Berger**

Studiengang:

**Biotechnologie/Bioinformatik**

Seminargruppe:

**BI11w1-B**

Erstprüfer:

**Prof. Dr. rer. nat. Falk Richter**

Zweitprüfer:

**Herr Dr. Thomas Lange (Dipl. Chem.)**

Einreichung:

**Mittweida, 02.08.2016**



# Inhalt

<b>Abbildungsverzeichnis .....</b>	<b>III</b>
<b>Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>V</b>
<b>Abkürzungsverzeichnis .....</b>	<b>VI</b>
<b>1 Einführung .....</b>	<b>1</b>
<b>2 Zielstellung .....</b>	<b>3</b>
<b>3 Theoretische Grundlagen .....</b>	<b>4</b>
3.1 <i>Benzol und seine Derivate</i> .....	4
3.1.1 Was sind BTEX? .....	4
3.1.2 Anwendungsbereiche und Bedeutung .....	5
3.1.3 Toxikologie und Gefahren .....	6
3.2 <i>Eintrag und Verteilung von BTEX im Boden</i> .....	6
3.3 <i>Pflanzenhistologie und -wachstum krautiger Pflanzen</i> .....	7
3.4 <i>Pflanzenauswahl</i> .....	8
3.4.1 Hülsenfrüchte ( <i>Leguminosae</i> ).....	9
3.4.2 Kürbisgewächse ( <i>Cucurbitaceae</i> ) .....	9
3.4.3 Kreuzblütler ( <i>Brassicaceae</i> ) .....	9
3.4.4 Süßgräser ( <i>Poaceae</i> ) .....	10
3.4.5 Korbblütler ( <i>Asteraceae</i> ).....	10
3.5 <i>Aufnahme und Transport in Pflanzen</i> .....	10
3.6 <i>Die statische Headspace-Gaschromatographie</i> .....	12
<b>4 Material und Methoden .....</b>	<b>13</b>
4.1 <i>Versuchsaufbau und Schadstoffzugabe</i> .....	13
4.2 <i>Düngung</i> .....	16
4.3 <i>Probenahme und -vorbereitung</i> .....	16
4.4 <i>Analysemethode und Bewertungssystem</i> .....	17
<b>5 Ergebnisse und Diskussion.....</b>	<b>18</b>
5.1 <i>Auswertung der Vorversuche</i> .....	18

---

5.2	<i>Vergleich der Gesamtbiomasse mit der Gesamtaufnahme an BTEX</i> .....	19	
5.2.1	Auswertung der ermittelten Daten der Kürbisse .....	20	
5.2.2	Auswertung der ermittelten Daten der Sonnenblumen .....	23	
5.2.3	Auswertung der ermittelten Daten der Rettiche .....	25	
5.2.4	Auswertung der ermittelten Daten der Johannisroggen.....	27	
5.2.5	Auswertung der ermittelten Daten der Bohnen.....	29	
5.2.6	Vergleich der untersuchten Pflanzen.....	30	
5.3	<i>Vergleich der Biomassen der Kompartimente mit ihrer jeweiligen BTEX- Aufnahmefähigkeit</i> .....	32	
5.3.1	Auswertung der ermittelten Daten der Kürbisse .....	33	
5.3.2	Auswertung der ermittelten Daten der Sonnenblumen .....	36	
5.3.3	Auswertung der ermittelten Daten der Rettiche .....	39	
5.3.4	Auswertung der ermittelten Daten der Johannisroggen.....	42	
5.3.5	Auswertung der ermittelten Daten der Bohnen.....	44	
5.4	<i>Beobachtungen/ Phänotypische Veränderungen</i> .....	45	
5.5	<i>Auswertung der Erdversuche</i> .....	47	
<b>6</b>	<b>Zusammenfassung</b> .....	<b>49</b>	
<b>7</b>	<b>Ausblick</b> .....	<b>51</b>	
<b>Literatur 52</b>			
<b>Anlagen 56</b>			
<b>Teil 1: Einwaage der BTEX für die Zugabe der Pflanzen</b> ..... <b>I</b>			
<b>Teil 2: Größenmessungen an den Johannisroggen</b> .....			<b>III</b>
<b>Selbstständigkeitserklärung</b> .....			<b>4</b>

# Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Strukturformeln der BTEX [Koch95].....	4
Abbildung 2: Sprossscheitel eines Schachtelhalms. A Längsschnitt. B Scheitelansicht - (p) schräge Wände, (m) zusätzliche Wände, (g) Ursprungsanlage einer Seitenknospe, (f) Blattanlagen, (l) Seitenwand eines Segments, (S', S'') Segmente [KKKS14].....	7
Abbildung 3: Transportwege im Wurzelgewebe [AnHe04].....	11
Abbildung 4: BTEX-Konzentrationen in Kürbis und Sonnenblume aus den Vorversuchen .....	18
Abbildung 5: Gesamtaufnahme an BTEX der Kürbisse und ihre Biomassenanteil.....	20
Abbildung 6: Gesamtaufnahme an BTEX der Sonnenblumen und ihre Biomassenanteil	23
Abbildung 7: Gesamtaufnahme an BTEX der Rettiche und ihre Biomassenanteil .....	25
Abbildung 8: Aufnahme an BTEX in Johannisroggen und ihre Biomassenanteil.....	27
Abbildung 9: Gesamtaufnahme an BTEX der Bohnen und ihre Biomassenanteil .....	29
Abbildung 10: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Kürbisse und ihre BTEX-Aufnahme.....	33
Abbildung 11: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Sonnenblumen und ihre BTEX-Aufnahme .....	36
Abbildung 12: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Rettiche und ihre BTEX-Aufnahme.....	39
Abbildung 13: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Johannisroggen und ihre BTEX-Aufnahme .....	42
Abbildung 14: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Bohnen und ihre BTEX-Aufnahme.....	44
Abbildung 15: BTEX-Konzentrationen in den Erdversuchen.....	47





## Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Zusammensetzung ausgewählter Kenngrößen der BTEX [LafUB12] .....	5
Tabelle 2: Punktevergabe des Wertesystems.....	31
Tabelle 3: Beobachtungen an den Kürbissen .....	45
Tabelle 4: Beobachtungen an den Bohnen.....	45
Tabelle 5: Beobachtungen an den Sonnenblumen .....	46
Tabelle 6: Beobachtungen an den Rettichen .....	46
Tabelle 7: Beobachtungen an den Johannisroggen.....	46
Tabelle 8: BTEX-Konzentrationen aus den Erdversuchen .....	48
Tabelle 9: BTEX-Einwaage der Kürbisse.....	I
Tabelle 10: BTEX-Einwaage der Bohnen .....	I
Tabelle 11: BTEX-Einwaage der Sonnenblumen.....	I
Tabelle 12: BTEX-Einwaage der Rettiche .....	I
Tabelle 13: BTEX-Einwaage der Johannisroggen .....	II
Tabelle 14: Größenmessungen der Johannisroggen .....	III

## Abkürzungsverzeichnis

<b>EW</b>	Erwartungswert
<b>EWB</b>	Erwartungsbereich
<b>KE</b>	Kokosnuserde
<b>E_1:1</b>	Erdmischung im Verhältnis 1:1
<b>E_1:2</b>	Erdmischung im Verhältnis 1:2
<b>BE</b>	Blumenerde
<b>HS</b>	Headspace
<b>GC</b>	Gaschromatographie
<b>MS</b>	Massenspektrometer
<b>TS</b>	Trockensubstanz

# 1 Einführung

Als Ausgangsstoffe für eine Vielzahl von Produkten werden viele gesundheits- und umweltgefährdende Stoffe und Verbindungen eingesetzt. Diese finden sich letztendlich oft in den Endprodukten wieder oder werden bei der Produktion, Lagerung und dem entstehenden Abfall in die Umwelt abgegeben. Besondere Bedeutung besitzen dabei Stoffe, die aufgrund eines unzureichenden Abbaus in der Natur sich letzten Endes in Grundwässern und Böden anreichern. Der fortschreitende Eintrag solcher Umweltschadstoffe und deren erhöhter Nachweis in bestimmten Bereichen der Natur ließ in den vergangenen Jahren ein Umdenken beim Einsatz dieser Stoffe entstehen. So werden in vielen Bereichen als präventive Maßnahmen besonders bedenkliche Stoffe durch weniger umweltschädliche ersetzt oder ganz neue Ansätze für die Herstellung bestimmter Produkte konzipiert. Auch in Nachweis, Überwachung und Sanierung belasteter Böden und Gewässer entwickeln sich bereits neue Ideen.

Eine besondere Bedeutung kommt dabei der Überwachung und Sanierung von Altlasten in Böden und Grundwässern zu, da dort zumeist besonders hohe Konzentrationen an Kontaminanten auftreten. Es ist wichtig, Überwachungs- und Sanierungsansätze zu finden, die effektiv, umweltfreundlich, kostengünstig und möglichst allgemein anwendbar sind. In den letzten Jahren ist dabei auch der Einsatz von Pflanzen in das Blickfeld der Forschungen gerückt. Es gibt bereits einige Untersuchungen zu den Punkten Phytoscreening und –remediation. Dabei kam man schnell zu dem Erkenntnis, dass die Aufnahme unterschiedlicher Schadstoffe durch Pflanzen sehr spezifisch ist. In vielen Fällen gibt es nur wenige Pflanzenarten, die in der Lage sind, einen bestimmten Kontaminanten aus der Umgebung aufzunehmen oder in Symbiose mit Mikroorganismen zum Abbau innerhalb des Bodens beitragen. Dadurch ist zu erkennen, dass es auf diesen Gebieten noch einen erheblichen Bedarf an Forschungsarbeit gibt. Hinzu kommt die Betrachtung von klimatischen Bedingungen. Wird in einem tropischen Klimaraum eine Pflanze mit besonderem Potenzial zum Abbau eines Stoffes gefunden, ist dies nicht unbedingt auf andere Standorte mit einem anderen Klima übertragbar. Demzufolge ist es wichtig, breitgefächerte Untersuchungen mit unterschiedlichen Pflanzenfamilien durchzuführen. Die Auswahl der Pflanzen bezieht dabei auch Punkte ein, wie hohe und schnelle Biomasseproduktion, Art des Wurzel-, Spross- und Blätterbaus, die allgemeine Verfügbarkeit der Pflanzen, ihre An-

spruchslosigkeit an die Umgebung und ihre generelle Resistenz gegen Umwelteinflüsse, sowie eine eventuelle Nutzung der Pflanzen.

Ein weiteres Problem stellt die Analyse der Pflanzenproben dar. Zwar gibt es verschiedenste Methoden, bestimmte Stoffe nachzuweisen, jedoch sind die Analyseergebnisse zumeist auf standardisierte Kalibrierungen mit Lösungen bekannter Konzentrationen bezogen. Für die Kalibrierung von Pflanzenproben gibt es jedoch keine standardisierte Verfahren, auch da die Pflanzenmatrix ein nicht definierbarer und beeinflussbarer Faktor ist [NiRe10]. Dementsprechend werden die Methoden mit wässrigen Standards kalibriert, wobei es in der Auswertung unbedingt nötig ist, die Qualität, Richtigkeit und Präzision der erhaltenen Messergebnisse sorgfältig zu diskutieren.

In der folgenden Arbeit werden die aromatische Verbindung Benzol sowie seine Derivate betrachtet. Diese Stoffe besitzen eine besondere Rolle als Zusatzmittel in Benzin, als Entfettungs- und Lösemittel, sowie als Ausgangsstoffe in der Chemischen Industrie. Durch ihren vielfältigen Einsatz ist ein erhöhter Eintrag in die Umwelt zu verzeichnen.

Es gibt keine weitreichenden Forschungen über die Aufnahmefähigkeit der BTEX von Pflanzen, welche in Mitteleuropa heimisch sind. Dementsprechend soll die folgende Arbeit ein erster Versuch sein, ausgewählte Nutzpflanzen mitteleuropäischer Herkunft auf ihre BTEX-Aufnahmefähigkeit hin zu untersuchen. Als Analyseverfahren wurde die Headspace-Gaschromatographie mit FID-Detektor gewählt, da sie eine kostengünstige und einfache Methode zur Analyse der BTEX ist.

## 2 Zielstellung

Ziel dieser Arbeit ist es, die BTEX-Aufnahmefähigkeit unterschiedlicher Nutzpflanzen zu ermitteln und nach ihrer Wiederfindung in Blättern, Spross und Wurzelwerk zu unterscheiden. Es soll ermittelt werden, welche der genutzten Pflanzenarten für die Aufnahme von BTEX prädestiniert sein könnte und ob krautige Pflanzen überhaupt für das Phytoscreening bei belasteten Böden geeignet sind.

Dabei sollen aus den ermittelten Daten bereits Erklärungsansätze über die stattfindenden Prozesse innerhalb der Pflanzen gefunden und eine Aussage getroffen werden, welche dieser Annahmen am wahrscheinlichsten ist. Dies soll ein Grundlage und Ansätze für weitergehende Untersuchungen schaffen, die die aufgestellten Behauptungen beweisen könnten. Weiterhin sollen bereits Aussagen über die Ausweitung der Experimente getroffen werden, um die erhaltenen Ergebnisse zu kontrollieren und die dargelegten Vermutungen zu beweisen. Da diese Arbeit eine erste Auseinandersetzung der BTEX-Verträglichkeit ausgesuchter Pflanzen darstellt, ist es wichtig, aus weiterführenden Experimenten eine höhere Aussagekraft und Vergleichbarkeit der Ergebnisse zu erzielen.

Zusätzlich soll ein Bewertungssystem definiert werden, welches die Zuordnung der Pflanzenarten hinsichtlich ihrer Tauglichkeit für die Anwendung auf BTEX-Altlaststandorten bewerten soll.

Für die Versuche soll zudem ermittelt werden, ob reines Kokosfasersubstrat für die Versuchsreihe geeignet ist und welche Einflüsse Erdzusätze haben.

## 3 Theoretische Grundlagen

### 3.1 Benzol und seine Derivate

#### 3.1.1 Was sind BTEX?

BTEX ist ein Sammelbegriff für die Stoffe Benzol, Toluol, Ethylbenzol und die Xylole. Er setzt sich dabei aus den jeweiligen Anfangsbuchstaben dieser chemischen Substanzen zusammen. Die BTEX sind aromatische Verbindungen, welche ein planares, cyclisches Molekül mit konjugierten Doppelbindungen besitzen, den sogenannten „Benzolring“. Dieser besteht aus sechs Kohlenstoff- und sechs Wasserstoffatomen.

Ethylbenzol besteht aus einer an einen Benzolring angelagerten Ethylgruppe. Toluol und die Xylole besitzen einen methylsubstituierten Benzolring. Während Toluol eine Methylgruppe besitzt, lassen sich die Xylole in drei unterschiedliche Arten aufteilen, da sie zwei Methylgruppen aufweisen. Die Unterscheidung erfolgt nach den Positionen der Methylgruppen um den Ring in ortho-, meta- und para-Xylol.

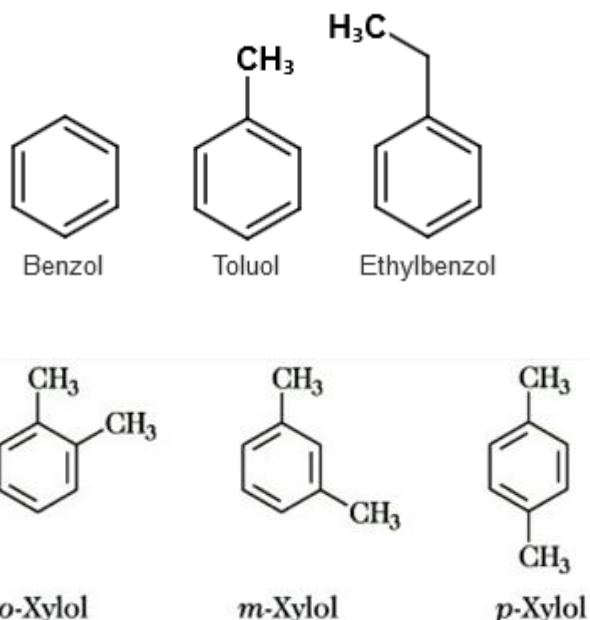


Abbildung 1: Strukturformeln der BTEX [Koch95]

Die BTEX sind leichtflüchtige organische Verbindungen, wobei ihre hohe Flüchtigkeit durch einen hohen Dampfdruck bedingt ist. Sie sind in unpolaren, organischen Lösungs-

mitteln gut löslich [Chem16]. Weiterhin sind sie bei Raumtemperatur leicht brennbare Flüssigkeiten mit einem charakteristischen aromatischen Geruch. Benzol besitzt unter den BTEX den höchsten Dampfdruck und die höchste Wasserlöslichkeit. Zudem besitzen die BTEX ein mittleres Bindungsvermögen an Fettanteile ( $K_{ow}$ ) und Bodenbestandteile ( $K_{oc}$ ).

**Tabelle 1: Zusammensetzung ausgewählter Kenngrößen der BTEX [LafUB12]**

Substanz	Mol- masse [g·mol <sup>-1</sup> ]	Schmelz- punkt [°C]	Siede- punkt [°C]	Wasser- löslichkeit (25 °C) [mg·l <sup>-1</sup> ]	Dampf- druck (20 °C) [kPa]	Henry- Konstante [Pa·m <sup>3</sup> ·mol <sup>-1</sup> ]	log K <sub>ow</sub>	log K <sub>oc</sub>
Benzol	78,1	5,5	80,1	1770	10	549	2,21	1,92
Toluol	92,1	-95	110,6	524	2,9	676	2,73	2,18
Ethylbenzol	106,2	-94,4	136,2	152	0,95	854	3,13	2,41
o-Xylol	106,2	-25,2	144,4	204	0,67	537	3,08	2,11
m-Xylol	106,2	-47,9	139,1	173	0,8	630	3,20	3,20
p-Xylol	106,2	13,3	138,3	198	0,88	630	3,15	2,31

Diese Tabelle zeigt einige ausgewählte Kenngrößen der BTEX. Sie umfassen die Punkte Molmasse, Schmelztemperatur, Siedepunkt, Wasserlöslichkeit bei 25 °C, Dampfdruck bei 20 °C, die Henry-Konstante und die Logarithmischen Werte für das Bindungsvermögen an Fett- und Bodenanteilen. Die Henry-Konstante definiert dabei die Gasaufnahme-fähigkeit einer Wasserphase/Lösung. Somit lässt sie eine Aussage über das Lösungsgleichgewicht des flüchtigen Stoffes mit der wässrigen Phase zu. [ChemH16]

### 3.1.2 Anwendungsbereiche und Bedeutung

Die BTEX werden aus Erdöl gewonnen und finden breite Anwendung in der Chemischen Industrie, z.B. zur Synthese chemischer Verbindungen oder als Zusatz in Entfettungs- und Lösemitteln. Sie dienen zudem der Erhöhung der Oktanzahl (Klopffestigkeit) in Treibstoffen. Benzol wird für die Herstellung von Anilinfarbstoffen, Alkylbenzenen, Styren, Nylon und von Insektiziden sowie auch Kosmetika verwendet. Toluol ist u.a. Ausgangsstoff von TNT, Benzoesäure, Saccharin, Phenolen, Farbstoffen und Kunstleder. Auch Xylole werden für eine Vielzahl von Endprodukten gebraucht, z.B. Terephtalsäure, Polyester, Alkylharze, Herbizide [GLK08].

Durch die vielseitige Anwendung sind BTEX in der Umwelt weit verbreitet. Auf folgenden Standorten sind BTEX-Altlasten zu vermuten: Klärschlammbehandlungswerke (Klärwerke), Tanklager, Gummi- und kunststoffproduzierende Werke, Waschmittelherstellung, Holzverarbeitung, Galvanik, Leichtmetallbau, Metallverarbeitung, Papierherstellung, Speiseöl und -fettverarbeitung, Flugplätze, Schrottplätze. [LaKn13][Brau13]

### 3.1.3 Toxikologie und Gefahren

Bei der Gefahrenstoffkennzeichnung sind die BTEX vor allem als gesundheitsschädigend und leicht entzündlich gekennzeichnet. Sie werden leicht über die Atmung oder die Haut aufgenommen und schädigen besonders Leber, Nervensystem und blutbildende Organe. Benzol ist giftig und gilt in hohem Maße als karzinogen (krebserregend). Beim enzymatischen Abbau des Benzols werden sehr reaktive Epoxidverbindungen gebildet, die schädigend auf das Erbgut wirken. [Knack13] Aufgrund dieser Erkenntnisse wurden Erkrankungen des blutbildenden und lymphatischen Systems durch Benzol als Berufskrankheit Nummer 1318 anerkannt. [BmAS07] Zudem ist es leicht entzündlich. Toluol und Ethylbenzol sind sowohl leicht entzündlich als auch gesundheitsschädlich. Die Xylole werden ausschließlich als gesundheitsschädliche Stoffe deklariert. [RSH87]

Bei der Betrachtung der akuten und chronischen Toxizität steht vor allem Benzol im Vordergrund, da es unter den betrachteten Substanzen der am häufigsten in der Umwelt auffindbare Stoff ist. Dies liegt vor allem an der Stabilität des Benzolringes und dem damit verbundenen schlechten Abbau. Zudem entsteht Benzol oft beim Abbau seiner Derivate, wodurch zusätzliche Umweltbelastungen hervorgerufen werden können. Akute Vergiftungen wirken sich vor allem auf das Zentralnervensystem aus. Die Symptome umfassen u.a. Schwindelgefühl, Benommenheit, Brechreiz und Teilnahmslosigkeit (Apathie). Bei schweren Vergiftungen kommt es zu Fieber, Sehstörungen, Herzrhythmusstörungen, Krämpfen und Brechreiz. Ungefähr 65.000 mg/m<sup>3</sup> sind beim Menschen tödlich. Bei chronischen Einwirkungen ist vor allem das Knochenmark betroffen. Dabei wird das blutbildende System beschädigt und es kommt zu Symptomen wie Müdigkeit, Schwäche, Schlaflosigkeit, Schwindel, Übelkeit, Kopfschmerzen, Abmagerung, Blässe, Augenflimmern, Auftreten von Herzklopfen bei Anstrengungen. [BLU13] [BmAS07]

## 3.2 Eintrag und Verteilung von BTEX im Boden

Aufgrund der vielfältigen Nutzung in der chemischen Industrie und dem Vorhandensein in Kraftstoffen gibt es einen erheblichen BTEX-Eintrag in die Umwelt. Sie sind eine der am häufigsten im Grundwasser nachweisbaren Schadstoffe und gelangen vor allem über Sickerwasser in den Grundwasserleiter [LafU96]. Andere Einträge können u.a. durch Leckagen von Treibstofftanks oder Vorrattanks in der chemischen Industrie erfolgen. Im Grundwasser liegt die Halbwertszeit der BTEX bei zwei bis drei Monaten [NiRe10]. Die

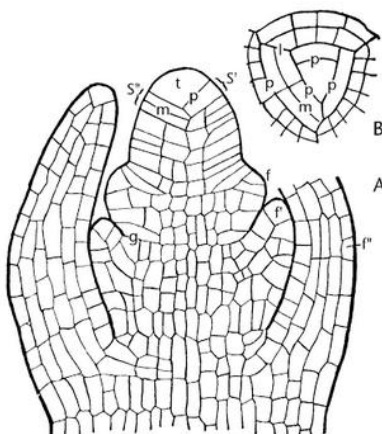


räumliche Ausbreitung der BTEX im Grundwasser ist von vielen unterschiedlichen Faktoren abhängig, wie z.B. der Grundwasserströmung, und wird als Kontaminationsfahne bezeichnet. Die Längen der Fahnen können zwischen 10m und 100m, aber in einigen Fällen auch über 400m liegen [Stu08]. Aufgrund der hohen Flüchtigkeit reichern sich die BTEX zudem in der Bodenluft an [UDB15]. Über das Grundwasser und das Ausgasen in die Bodenluft verteilen sich die Aromaten im Boden.

Die BTEX sind im Boden und im Wasser biologisch abbaubar. Der Abbau erfolgt vor allem unter aeroben Bedingungen und die Abbaubarkeit sinkt mit zunehmenden Alkylsubstituenten, womit die Xylole am schlechtesten biologisch abgebaut werden. Zudem wird die biologische Abbaubarkeit maßgeblich vom Vorhandensein geeigneter Elektronenakzeptoren beeinflusst [Stu08]. Eine Sorption an die Bodenmatrix findet nur gering statt. Bei Böden mit geringen Gehalten an organischen Kohlenstoff wurden zumindest für Benzol erhöhte Sorptionskoeffizienten festgestellt [LafUB12].

### 3.3 Pflanzenhistologie und -wachstum krautiger Pflanzen

Das Pflanzenwachstum kann vereinfacht auf vier Grundvoraussetzungen zurückgeführt werden. So brauchen sie Licht, Wärme, Feuchtigkeit und Nährstoffe für ihr Wachstum, wobei jede Pflanzenart andere Intensitäten, Zeiten, Höhen, und Mengen dieser Bedingungen benötigt. Das Pflanzenwachstum findet auf zellulärer Ebene in sogenannten Bildungsgeweben (Meristeme) statt, in welchen teilungsfähige Zellen vorhanden sind. Das Bildungsgewebe besteht aus Initialzellen, also undifferenzierten, nicht spezialisierten Zellen. Dieser Gewebetyp findet sich an Spross- und Wurzelspitzen (apikale Meristeme), sowie in Achselknospen. Von den Meristemen gehen Zellteilung (Mitose), Zellvergrößerung und Zelldifferenzierung aus. Je nach Verlauf dieser Vorgänge, entwickeln sich unterschiedliche Gewebe, Organe und ganze Pflanzenarten.



**Abbildung 2: Sprossspitze eines Schachtelhalms. A Längsschnitt. B Scheitelansicht - (p) schräge Wände, (m) zusätzliche Wände, (g) Ursprungsanlage einer Seitenknospe, (f) Blattanlagen, (l) Seitenwand eines Segments, (S', S'') Segmente [KKKS14]**

Die Abbildung 3 zeigt einen Knospenquerschnitt. Dabei werden die am Wachstum beteiligten Zellen und ihre Lage innerhalb der Knospe dargestellt und benannt.

Nach der Zellvergrößerung setzt die Zelldifferenzierung ein. Bei krautigen Pflanzen kann generell zwischen zwei Gewebetypen unterschieden werden. Das Grundgewebe oder auch Parenchym genannt ist das vielseitigste dieser Gewebe. Die Zellen dieses Gewebetyps besitzen sehr dünne Zellwände und können sich bei Bedarf in Meristemzellen zurückbilden. Das Grundgewebe macht die meiste Masse des Pflanzenkörpers aus und kann je nach Pflanzenart auch unterschiedliche Funktionen besitzen, wie Wasserspeicherung (bei Pflanzen in trockenen Regionen), Belüftung (Gasaustausch/ Auftrieb bei Wasserpflanzen), Assimilation (Teilreaktion Photosynthese), Nährstoffspeicherung und Aufnahme von Wasser (z.B. in Wurzelhaaren). Der zweite Gewebetyp ist das Kollenchymgewebe. Die Zellwände sind mit Cellulose verstärkt und dienen somit als Festigungsgewebe. Auch das Kollenchymgewebe kann sich in Meristemgewebe zurückbilden. Dies geschieht vor allem, um Kambium für das sekundäre Dickenwachstum der Pflanze zu bilden. Bei krautigen Pflanzen findet in der Regel keine Verholzung statt.

### 3.4 Pflanzenauswahl

Krautige Pflanzen gehören zur Klasse der Bedecktsamer. Sie werden in einkeimblättrige und zweikeimblättrige Pflanzen unterteilt.

Die Auswahl der Pflanzen für die Versuche geschah nach den Kriterien Familienzugehörigkeit, Wurzeltyp, Schnelligkeit der Biomasseproduktion, Anpasstheit an das mitteleuropäische Klima und allgemeine kostengünstige Verfügbarkeit. Es sollten Pflanzen aus möglichst unterschiedlichen Familien untersucht werden. Die ausgewählten Vertreter sollten außerdem unterschiedliche Wurzeltypen ausbilden und gegenüber anderen Vertretern der jeweiligen Familien eine erhöhte Wachstumsrate besitzen. Außerdem wurde darauf geachtet, dass es Pflanzen sind, deren Saatgut kostengünstig und in hoher Zahl zur Verfügung steht.

Anhand dieser Kriterien wurde folgende Auswahl getroffen: Ackerbohne (*Vicia faba*), Gartenkürbis (*Cucurbita pepo*), Ölrettich (*Raphanus sativus var. oleiformis*), Waldstaudenroggen (*Secale cereale var. multicaule*), Sonnenblume (*Helianthus annuus*).

Ackerbohne, Kürbis, Ölrettich sowie die Sonnenblume gehören zu den zweikeimblättrigen Pflanzen, der Waldstaudenroggen hingegen zu den einkeimblättrigen Pflanzen.

### 3.4.1 Hülsenfrüchte (*Leguminosae*)

Die Familie der Hülsenfrüchte kann in drei Unterfamilien unterteilt werden. Der Unterfamilie Schmetterlingsblütler (*Faboideae*) gehören zwischen 400 und 500 Gattungen und über 10.000 Arten an. Sie bildet damit die größte und vielfältigste Unterfamilie. Zu ihr zählen vor allem Kräuter.

Die Wahl fiel auf die Ackerbohne (*Vicia faba*), da sie eine an das mitteleuropäische Klima angepasste Nutzpflanze ist. Sie besitzt eine erhöhte Biomasseproduktion und ist allgemein und kostengünstig verfügbar. Die Ackerbohne ist eine einjährige krautige Pflanze mit Wuchshöhen bis zu 2 Metern. Sie besitzt eine tiefreichende Pfahlwurzel, welche Wurzelknöllchen bildet. Dort geht die Pflanze eine Symbiose mit stickstoffbindenden Bakterien ein. Ein weiteres Merkmal ist der aufrechte, unverzweigte Spross mit paarig gefiederten Blättern [ScFi03]. Die Pflanze wird vor allem als Tierfuttermittel oder als Gründüngung genutzt.

### 3.4.2 Kürbisgewächse (*Cucurbitaceae*)

Die Familie der Kürbisgewächse besteht aus ca. 120 Gattungen und 700 Arten. Die Arten sind zumeist in den Tropen und Subtropen beheimatet. Der Gartenkürbis (*Cucurbita pepo*) ist eine Art der Kürbisgewächse. Dieser Kürbis wurde ausgewählt, da er eine auch im gemäßigten Klima Europas wachsende Pflanze ist. Er besitzt eine erhöhte Biomasseproduktion und ist allgemein und kostengünstig verfügbar. Der Kürbis bildet eine tiefe Pfahlwurzel mit ausgeprägten Seitenwurzeln. Die Blätter sind 7-10 cm im Durchmesser, herzförmig und etwas gelappt. Er besitzt krautige, kriechende oder kletternde Sprosse.

### 3.4.3 Kreuzblütler (*Brassicaceae*)

Die Familie der Kreuzblütler umfasst ca. 390 Gattungen und ungefähr 3000 Arten. Vertreter dieser Familie sind vor allem in gemäßigtem Klima beheimatet. Als Vertreter dieser Familie wurde der Ölrettich (*Raphanus sativus var. oleiformis*) gewählt, welcher eine kräftige Pfahlwurzel besitzt, die am oberen Ende eine schmale Wurzelknolle bildet. Er hat einen schmalen, langen Spross mit ungeteilten, fiederspaltigen Blättern. Er wurde ursprünglich zur Ölgewinnung gezüchtet, da die Samen sehr ölhaltig sind. Heutzutage dient er vor allem der Gründüngung.

### 3.4.4 Süßgräser (Poaceae)

Die Familie der Süßgräser umfasst ca. 700 Gattungen und ungefähr 8000 einjährige und ausdauernde Arten. Süßgräser sind weltweit verbreitet. Als Vertreter dieser Familie wurde der Waldstaudenroggen (*Secale cereale* var. *multicaule*) gewählt, auch Johannisroggen genannt. Der Waldstaudenroggen ist eine einkeimblättrige Pflanze. Er bildet feines, flaches und kräftiges Wurzelwerk. Er besitzt einen bis zu 2 Meter Höhe wachsenden dünnen Stängel und lange spitz zulaufende Blätter. Er dient vor allem zur Gründüngung, seine Körner können aber auch gemahlen und in Backwaren verwendet werden. Dieser Roggen wurde im Gegensatz zu den heute erhältlichen Getreidesorten, bei denen es sich meist um Hybriden handelt, züchterisch kaum bearbeitet.

### 3.4.5 Korbblütler (Asteraceae)

Die Familie der Korbblütler umfasst ca. 1100 Gattungen mit gut 25.000 Arten. Sie sind weltweit verbreitet und eine der umfangreichsten Familien. Als Vertreter wurde die Sonnenblume (*Helianthus annuus*) gewählt. Sie ist eine krautige Pflanze mit Wuchshöhen bis zu 2 Metern. Sie hat einen rauhaarigen Stängel und bildet flaches Wurzelwerk. Die Blätter sind wechselständig angeordnet und breit herzförmig mit gesägtem Rand. Aus ihr kann Öl gewonnen werden, zumeist werden die Kerne als Vogelfutter genutzt, aber auch als Gründüngung wird die Sonnenblume zunehmend verwendet.

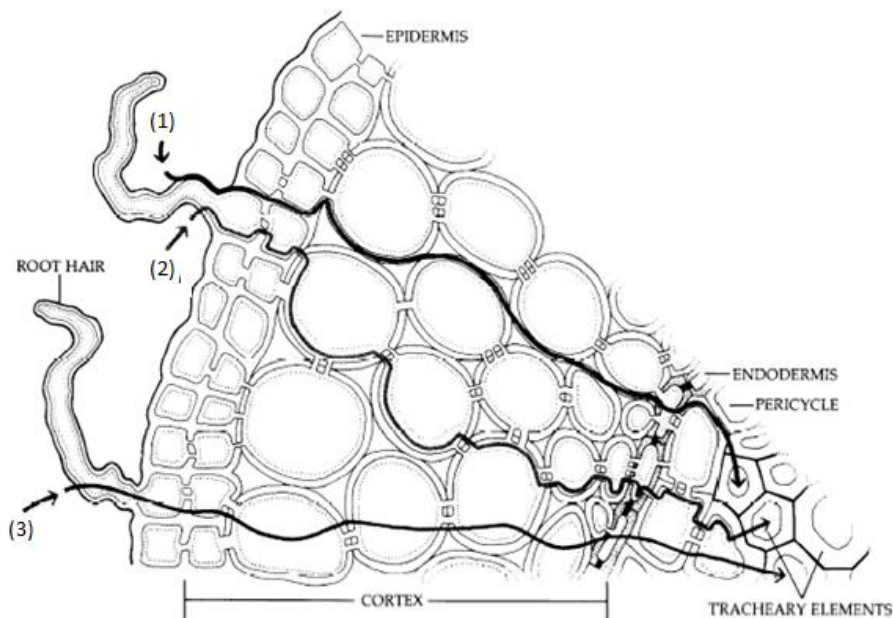
## 3.5 Aufnahme und Transport in Pflanzen

Untersuchungen haben bereits gezeigt, dass Pflanzen in der Lage sind in Wasser gelöste, organische Stoffe über ihre Wurzeln aufzunehmen [Kay02]. Auch in der Bodenluft vorhandene Stoffe werden aufgenommen und über den Transpirationsstrom in den Spross geleitet. Im Wurzelbereich findet zumeist bereits ein Abbau organischer Verbindungen über Mikroorganismen statt. Über den Spross gelangen die aufgenommenen Stoffe in die Blätter und werden dort entweder umgebaut oder in die Umgebung abgegeben. Dieser Transport findet in der Sprossachse über Transpirationssog statt, indem Wasser in den Blättern verdunstet und weiteres Wasser über das entstehende Druckgefälle nachgezogen wird. Zu gewissen Teilen werden bestimmte Substanzen auch abgebaut oder in Zellen der Pflanze eingelagert [OIHo11].

Die Aufnahme im Boden befindlicher Stoffe kann über drei mögliche Wege erfolgen. So können Stoffe über den apoplastischen, symplastischen oder transzellulären Weg in die

Pflanze gelangen. Die Aufnahme über den apoplastischen Weg erfolgt dabei über die Zellwände und den interzellulären Raum. Das bedeutet, die Stoffe werden über die Zellwände in das zwischen den Zellen gelegene Gewebe aufgenommen und darüber weitertransportiert. Der symplastische Weg führt über durch Plasmodesmen verbundene Protoplasten, also mit Zellwänden versehenen Zellen mit plasmatischem Inhalt. Durch die Verbindung der Zellen mit Plasmodesmen geschieht der Transport somit zellübergreifend. Der transzelluläre Weg hingegen beinhaltet sowohl den apoplastischen, als auch den symplastischen Weg.

Somit kann festgestellt werden, dass die Aufnahme entweder ausschließlich über den apoplastischen oder den symplastischen Weg erfolgt, aber auch über Nutzung beider Wege möglich ist. [AnHe04]



**Abbildung 3: Transportwege im Wurzelgewebe [AnHe04]**

Die Abbildung 3 stellt die verschiedenen Wasseraufnahmewege einer Pflanze dar. Es zeigt einen Wurzelquerschnitt und den Transport durch die verschiedenen Gewebetypen. Weg 1 zeigt den Wassertransport durch den apoplastischen Transport, Weg 2 über den symplastischen und Weg 3 über den transzellulären Aufnahmeweg bis zu den trachealen Elementen, welche das Wasser weiter durch den Spross bis in die Blätter leiten.

### 3.6 Die statische Headspace-Gaschromatographie

Die statische Headspace-Gaschromatographie ist eine Art Dampfraumanalysetechnik. Dabei wird lediglich der Dampfraum oberhalb einer Probe analysiert. Dies ist möglich durch die Einstellung eines Gleichgewichts zwischen flüchtigen Stoffen im Dampfraum und der Probelösung, welches sich bei hohen Temperaturen einstellt. Die Zeit bis zur Gleichgewichtseinstellung und die dafür optimale Temperatur sind vom jeweiligen Analyten abhängig.

Die Proben befinden sich in sogenannten Vials, 20 ml Volumen umfassenden, verschließbaren Glasgefäßen. Mit Erreichen des Gleichgewichtes werden die Deckel der Vials mit einer Injektionsnadel durchstoßen und der Dampfraum abgezogen. Nach der Entnahme werden die Analyten mit Hilfe des Trägergases Helium durch eine Kapillartrennsäule geleitet. Die Trennsäule besteht aus 2 Phasen, einer mobilen und einer stationären Phase. Die mobile Phase umfasst die Gase, welche durch einen Hohlraum wandern, während die stationäre Phase aus einem sehr dünnen Film aus 100% Dimethylpolysiloxan besteht. Dieser unpolare Stoff geht Wechselwirkungen mit den Analyten ein und diese werden nach ihren Siedepunkten aufgetrennt. Unpolare Analyten wandern schneller durch die Trennsäule. So kommt es zu einer Auftrennung der einzelnen Analyten. Das Heliumgas geht keine Wechselwirkungen mit der stationären Phase ein.

Zum Schluss gelangen die Analyten zu dem Detektor. Ein Detektor wird definiert als: „Ein Messinstrument, das die Anwesenheit einer von der mobilen Phase verschiedenen Komponente feststellt und diese Information in ein elektrisches Signal umwandelt.“ [BöJü1997] Zur Analyse der BTEX wird ein FID-Detektor genutzt. Dieser Detektor spricht auf den oxidierbaren Kohlenstoff der Analyten an. Kohlenstoffatome werden unter Verbrennung von Wasserstoff und synthetischer Luft ionisiert und somit wird ein Stromfluss im Detektor ausgelöst. Die Daten werden in ein elektrisches Signal umgewandelt und im Chromatogramm wird ein sogenannter Peak angezeigt. Auf das Trägergas Helium spricht der FID-Detektor nicht an, da es nicht bzw. nur gering ionisierbar ist.

## 4 Material und Methoden

### 4.1 Versuchsaufbau und Schadstoffzugabe

Für jeden Pflanzentyp wurden neun Pflanzen für den Versuch ausgesät. Eine der Pflanzen stellte dabei die Kontrollprobe, welche keine BTEX-Zugabe erhielt. Zudem wurde eine Kontrollprobe-Boden mit BTEX-Zugabe ohne Bepflanzung analysiert. Den Pflanzen wurde erst nach dem Erreichen einer genügenden Biomassekonzentration BTEX hinzugegeben. Dies ist wichtig, um genügend Biomasse für die Analyse zur Verfügung zu haben. Nach dem Vorversuch wurde der 7. Tag nach der Keimung als geeigneter Zeitpunkt festgelegt. Nach der Zugabe der BTEX wurde das Gefäß mit Aluminiumfolie abgedeckt, um ein Ausgasen der zu untersuchenden Stoffe zu minimieren. Um festzustellen ob die ausgewählte Analysemethode geeignet ist, in Pflanzen BTEX nachzuweisen, wurden Vorversuche mit einem Kürbis und einer Sonnenblume durchgeführt.

Das Anzuchtmedium wurde aus Humus-Ziegeln hergestellt. Diese bestehen aus gepressten Kokosnusssfasern, welche nach Zugabe von Wasser das Substrat bilden. Verkauft werden diese von Humusziegel.de -Großhandel & Direktimport GmbH, Dorfmathen 3, D-39291 Wörlitz. Das ausgewählte Anzuchtmedium eignet sich laut Vertrieb für die Versuche, da es einen gleichmäßig abgebenden Nähr- und Mineralstoffspeicher darstellt. Zusätzlich ist es frei von Unkrautsamen und Schadstoffen. [HuZi16] Als Behälter wurden Glasgefäße benutzt, da keine Reaktion zwischen den Kontaminanten und dem Glas zu erwarten ist. Aus diesem Grund wurde auch Aluminiumfolie zur Abdeckung der Glasgefäße ausgewählt. Die Pflanzen wurden alle in einer geschlossenen Arbeitsbank mit vorhandener Abluft untergebracht. Für die Lichtversorgung der Pflanzen wurden Pflanzenwuchslampen der Marke Excelvan Modell PG8 (I Generation) genutzt. Diese 45-Watt-Pflanzenzuchtlampen besitzen rote und blaue LED-Lampen. Der rote Wellenbereich wird mit 620-625 nm abgedeckt, der blaue mit 465-470 nm. Der Anteil von rotem zu blauem Licht liegt dabei fast bei 3:1. Diese Lampen wurden gewählt, da die Photosyntheseleistung von Pflanzen im blauen Lichtspektrum (ca. 450 nm) und roten Spektrum (ca. 660 nm) zunimmt. [poil16] Die Unterbringung aller Pflanzen innerhalb einer Arbeitsbank war über die Minimierung des Ausgasens möglich. Somit waren keine erheblichen Verfälschungen durch die BTEX-Aufnahme über die Spaltöffnungen der Blätter zu erwarten. Die Zugabe der BTEX geschah bei allen acht Pflanzen jeder Sorte zeitgleich innerhalb weniger Stunden. Zu Beginn und Ende jeder Woche wurde eine Pflanze jeden Typs geerntet

und analysiert. Die Kontrollpflanzen und Bodenkontrollen wurden zum Schluss des Experimentes analysiert. Der Abstand der Pflanzen zur Beleuchtung betrug ca. 45 cm.

Zu Beginn und Ende jeder Woche wurde die jeweilige Blattgröße mit Länge und Breite, Sprosshöhe und –dicke gemessen. Bei der Messung der Blattgröße wurde ein Blatt bei Beginn des Experimentes ausgewählt, bei welchem die Messungen fortwährend durchgeführt wurden. Zudem wurde die Temperatur jeden Tag gegen 12 Uhr gemessen. Zusätzlich wurden Veränderungen und Besonderheiten an den Pflanzen festgehalten. Diese umfassten Abweichungen von den zu erwartenden äußerlichen Erscheinungen der Pflanzen. Allerdings mussten die Messungen mit Zugabe der BTEX abgebrochen werden. Zuvor wurde der Spross ab Bodenhöhe gemessen. Nach der Zugabe und dem Abdecken mit Aluminiumfolie war eine Messung nur noch ab dem Gefäßrand möglich.

Die BTEX wurden als Einzelstoffe mit einer Präzisionswaage eingewogen. Dazu wurde in ein 20 ml Vial, ca. 1 ml Wasser gegeben und kühl gestellt für eine halbe Stunde bei -18 °C. Die Einzelstoffe wurden mit einer 100 µl Spritze in das Vial gegeben. Dabei wurden von jedem Einzelstoff 50 µl nacheinander in das jeweilige Vial gegeben. Aufgrund von unterschiedlichen Viskositäten und Wechselwirkungen der Stoffe mit der Pipettenspitze wurden unterschiedliche Massen der Einzelstoffe hinzugegeben. Diese wurden notiert, um die detektierten BTEX auf die zugegebene Menge beziehen zu können. Im Mittel wurden den Pflanzen 38,3 mg Benzol; 41,1 mg Toluol; 42,1 mg Ethylbenzol; 41,6 mg m-Xylol; 41,1 mg p-Xylol und 41,8 mg o-Xylol hinzugegeben. Die genauen Einwaagen können im Anhang-Teil 1 eingesehen werden. Jedes Gemisch aus den Einzelstoffen wurde mit einer Glasspritze mit Edelstahlkanüle aufgezogen und in die Erde schräg in die Mitte des Gefäßes injiziert. Beim Herausziehen der Spritze wurde das Loch mit umliegender Erde zugeschüttet. Anschließend wurde das Gefäß mit Aluminiumfolie um den Spross herum verschlossen. Am Gerät wurden die BTEX dann einzeln detektiert, mit Ausnahme des m- und p-Xylol. Diese werden bei der statischen Headspace-Gaschromatographie nicht getrennt. Die Ergebnisse werden zusammengerechnet und als Gesamtmenge an BTEX ausgewertet.

Im Anschluss der Pflanzenversuche sollte eine geeignete Erdzusammensetzung für die Pflanzen gefunden werden. Es wurden nun noch unterschiedliche Mischungen aus Blumenerde und Kokosfasern getestet. Die Erde mit der besten Eigenschaft, BTEX zu halten, sollte für weitere Experimente genutzt werden. Die vier Mischungen wurden wie folgt gewählt: Kokosfasern zu Blumenerde im Verhältnis 1:1, Kokosfasern zu Blumenerde 1:2 und reine Blumenerde. Auch eine Kontrolle mit reiner Kokosfasern mit BTEX wurde nochmals



angesetzt. Diese sollte zusätzlich untersucht werden, da sie sich für die reine Anzucht der Pflanzen bewährt hatte und sich lediglich die Probenahme als ungünstig erwiesen hatte. Die Verhältnisse werden auf die Masse der Erden bezogen. Zeitlich wurde festgelegt, dass die Erdproben an 3 aufeinanderfolgenden Tagen und nach einem Wochenende gemessen werden sollten. Dieser Versuch sollte erste Erkenntnisse dafür liefern, wie sich die BTEX-Konzentration ohne Bepflanzung in der Erde entwickelt und welche der Erdzusammensetzungen am geeignetsten für weiterführende Experimente wäre.

Die Probenahme wurde für diese Versuche verändert. Die Gesamtmasse der Erde wurde ermittelt, indem die Masse des Glases der Probe leer und befüllt gemessen wird. Weiterhin wurde eine Kernbohrung mit einer 20 ml Spritze unternommen, deren Unterseite abgesägt wurde. In eine 100 ml Glasflasche wurden 50 ml Methanol als Lösungsmittel vorgelegt. Die Masse der Glasflasche mit Methanol wurde gemessen und festgehalten. Die Erde wurde sofort nach der Kernbohrung in die Glasflasche gegeben, diese wurde verschlossen und das Gewicht notiert. Somit konnte die entnommene Erdmasse festgehalten werden. Das Glas wurde 30 Minuten geschüttelt. Anschließend wurde gewartet, bis sich die Erde in der Flasche abgesetzt hatte und aus dem Überstand wurde 1 ml mit einer Pipette entnommen und in ein Vial mit 9 ml vorgelegtem Reinstwasser gegeben. Das Vial wurde mit einer Bördekappe verschlossen und konnte dann analysiert werden. Das Messergebnis in  $\mu\text{g/l}$  wurde über Formel 1 nach DIN EN ISO 22155:2013-05 auf die tatsächliche Konzentration in der Bodeneinwaage zurückgerechnet. Anschließend wurde das Ergebnis auf die gesamte Erdmasse der jeweiligen Probe bezogen.

$$\text{Formel 1: } \frac{P_{iW} * V_E * V_W}{V_a * m_{dm}} = W_{idm}$$

$W_{idm}$  = Massenanteil der flüchtigen Verbindung in der Probe in  $\frac{\text{mg}}{\text{kg}}$  bezogen auf die TS

$P_{iW}$  = Massenkonzentration des Analyts in der aufgestockten Wasserprobe in  $\mu\text{g/ml}$

$m_{dm}$  = die Masse der für die Extraktion verwendeten Untersuchungsprobe der TS in g

$V_E$  = das Gesamtvolumen des Extraktes in ml

$V_a$  = Volumen der Teilprobe des Extraktes zur Aufstockung der Wasserprobe in ml

$V_W$  = Volumen der aufgestockten Wasserprobe für die Dampfraummessung in ml

$$\text{Formel 2: } \frac{C_{Gerät} * V_{LM1} * V_{LM2}}{1000 * m} = C_{Probe}$$

$V_{LM1}$  = Volumen des 1. Lösungsmittels

$V_{LM2}$  = Volumen des 2. Lösungsmittels

$C_{Gerät}$  = Konzentration am Gerät

$C_{Probe}$  = Konzentration in der Probe

Formel 2 liegt Formel 1 zugrunde, wurde jedoch an die im Experiment durchgeführten Schritte angepasst. Das Messergebnis wurde auch nicht auf die Trockenmasse bezogen. Das Ergebnis aus der zweiten Formel wird auf die Gesamtmasse der Erdproben bezogen.

## 4.2 Düngung

Als Düngemittel wurde „Humo Flor“ Flüssigdünger genutzt. Dieser enthält Stickstoff, Phosphat und Kalium im Verhältnis 7:3:5. Für die Düngerlösung wurden 6 ml (ca. 1/3 der Verschlusskappe) des Flüssig-Düngers mit 800 ml Wasser gemischt. Die Düngung erfolgte dabei einmal wöchentlich. Das Produkt wird von der DHG Vertriebs- & Consultinggesellschaft mbH, Ziegelheider Straße 30, D-47906 Kempen vertrieben.

## 4.3 Probenahme und -vorbereitung

Für die Probenahme wurden die Pflanzen mit Gefäß zur Arbeitsbank gebracht. Die Pflanzen wurden aus dem Gefäß zusammen mit der Erde entnommen. Die grobe Erde wurde vorsichtig abgeklopft. Ein Abzug sollte am Arbeitsplatz vorhanden sein, da beim Abklopfen ein erhöhtes Ausgasen der BTEX aus der Erde zu erwarten ist. Es ist darauf zu achten, die Wurzeln möglichst nicht zu beschädigen oder Teile abzubrechen. Dieser Faktor ist zumindest zu minimieren, da hier eine erhöhte Ausgasung der BTEX zu erwarten ist. Zum Reinigen kleinerer Verunreinigungen wurde ein Spatel genutzt. Bei diesem Vorgang sollte möglichst schnell gearbeitet werden. Die Pflanzen wurden anschließend sofort für zwei Stunden in eine Kühltruhe bei -18 °C tiefgekühlt. Anschließend wurde der Wurzelbereich mit destilliertem Wasser abgespült, um das Wurzelwerk weitgehend von überschüssigem Erdmaterial zu befreien. Das Wasser wurde zuvor unter 2 °C heruntergekühlt, da zu warmes Wasser den Auftauvorgang beschleunigt. Da eine Tiefkühlung der Pflanzen erfolgte und möglichst kaltes Wasser zum Spülen verwendet wurde, war kein übermäßiger BTEX-Ausgasungseffekt zu erwarten. Das Spülen erfolgte mit einer Spritzflasche oder in einem Gefäß, indem der Wurzelbereich der Pflanze darin geschwenkt wurde. Nach dem Spülen wurde die Pflanze in kleinere Teile geschnitten und in Headspace-Vials überführt. Das Zuschneiden sollte möglichst schnell erfolgen. Da die gesamte Pflanze überführt wurde, war kein Schnittabstand zu beachten. Die Vials wurden vor und nach der Zugabe der Pflanzenteile gewogen, um die beigegebene Pflanzenmenge zu ermitteln. Die Pflanzenbereiche Wurzel, Spross und Blatt müssen einzeln betrachtet werden und dürfen

nicht in Vials durchmischt werden. Dadurch, dass die gesamte Pflanze analysiert wurde, kann zu viel Probenmaterial eines Bereiches vorhanden sein, um es in ein Vial zu geben. In diesem Fall wurde das Probematerial auf mehrere Vials aufgeteilt. Die Ergebnisse der jeweiligen Kompartimente wurden addiert. Zum Schluss wurden die Vials fest verschlossen.

#### **4.4 Analysemethode und Bewertungssystem**

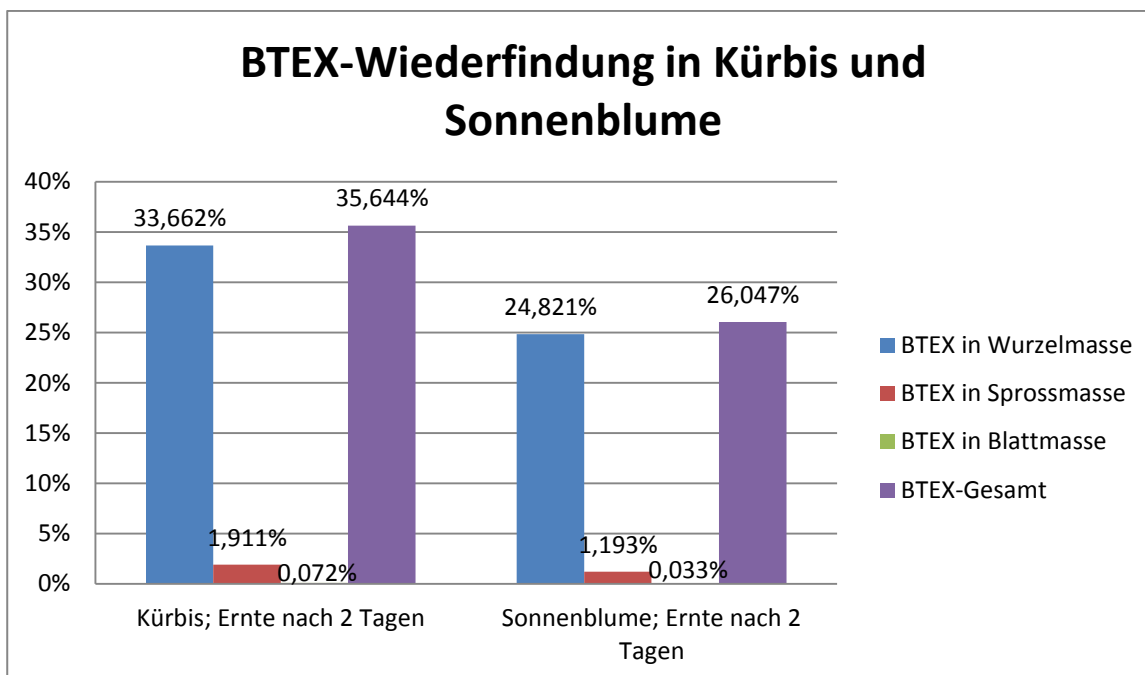
Zur Analyse auf BTEX wurde die statische Headspace-Gaschromatografie verwendet. Unter den anderen Detektionsmöglichkeiten, wie dem Massenspektrometer, der dynamischen HS-Gaschromatographie und einer Kopplung zwischen MS-HS-GC, bietet die statische HS-GC die einfachste und kostengünstigste Methode um auf BTEX zu untersuchen. Als Detektor wurde ein FID-Detektor genutzt. Dieser ist besonders geeignet für die Untersuchungsanforderungen. Die Einstellung des Temperaturprogramms betrug für den Ofen 120 °C und die Detektoren 250 °C. Die Proben wurden 45 Minuten im Ofen geschüttelt. Die Kalibrierung des Systems fand mit flüssigen Standards statt. Wurde ein Bereich auf mehrere Vials aufgeteilt, wurden die Messergebnisse addiert. Bei jedem Messdurchlauf wurden zu Beginn und Ende der Messreihe Standards mit 100 µg/l gemessen. Zur Analyse wurde der Gaschromatograph Agilent 6890 Gaschromatograph mit Headspaceeinheit und eine Kapillartrennsäule 19091J-215, HP-5 50m\*0,32mm von Agilent genutzt.

Für die Bewertung der Eignung auf Altlastenstandorten der Pflanzen wurde ein einfaches Punktesystem entwickelt. Dabei wurden Punkte in den Kategorien: Entwicklung der Biomasse, BTEX-Konzentration und Anzahl der Tage, an denen BTEX messbar war, vergeben. Die Pflanze mit der höchsten Beeinflussung ihrer Biomasse, den niedrigsten BTEX-Konzentrationen und der geringsten Nachweishäufigkeit an messbaren BTEX über die untersuchten Tage erhielt 0 Punkte. Aufsteigend erhielten die nachfolgenden einen bis vier Punkte, sodass eine Pflanze mit dem geringsten Einfluss auf ihre Biomasseproduktion, den höchsten Konzentrationen an BTEX und den meisten Tagen mit nachgewiesenen BTEX eine Punktzahl von 12 erreichen konnte. Die Pflanzenart mit den meisten Punkten erscheint nach dem entwickelten Punktesystem am geeignetsten, BTEX aufzunehmen und die Belastung zu kompensieren.

## 5 Ergebnisse und Diskussion

### 5.1 Auswertung der Vorversuche

In den Vorversuchen zu der Experimentierreihe wurden einem Kürbis und einer Sonnenblume BTEX hinzugegeben. Beide wurden 8 Wochen unter ähnlichen Bedingungen wie die Pflanzen in der späteren Versuchsreihe vorgezchtet. Die Umgebungsbedingungen unterschieden sich nur in der Temperatur und der Beleuchtung. Die Temperatur lag zwischen 5 und 10 °C niedriger als im späteren Experiment. Auch die Pflanzenlampe hatte eine niedrigere Leistung von lediglich 14 Watt gegenüber den in den späteren Versuchen eingebauten Pflanzenleuchten von 45 Watt.



**Abbildung 4: BTEX-Konzentrationen in Kürbis und Sonnenblume aus den Vorversuchen**

Das vorliegende Diagramm zeigt die Aufnahme an BTEX eines 8 Wochen alten Kürbis und einer Sonnenblume. 2 Tage nach Zugabe der BTEX wurden die Pflanzen geerntet und analysiert. Die Konzentrationen sind auf die zugegebene Menge an BTEX bezogen. Unterschieden wird in Konzentrationen in Wurzeln, Spross und Blätter sowie die Gesamtmenge an wiedergefundenen BTEX.

In der Wurzel des Kürbis konnten ca. 33,7%, im Spross ca. 1,9% und in den Blättern ca. 0,07% nachgewiesen werden. Insgesamt konnten ca. 35,6% der zugegebenen BTEX im Kürbis nach 2 Tagen nachgewiesen werden. In der Wurzel der Sonnenblume konnten ca. 24,8%, im Spross ca. 1,2% und in den Blättern ca. 0,03% detektiert werden. Insgesamt konnten in der Sonnenblume ca. 26% der zugegebenen BTEX nachgewiesen werden.

Das Diagramm zeigt, dass die 8 Wochen vorgezuchteten Pflanzen bereits nach 2 Tagen eine erhebliche Menge an BTEX aufgenommen hatten. Der größte Anteil wurde innerhalb der Wurzeln detektiert. In Spross und Blättern konnten bereits Spuren von BTEX nachgewiesen werden. Diese Ergebnisse stützten im Vorfeld die ausgewählte Analyseverfahren und Probenvorbereitung. Allerdings zeigten sie auch, dass 8 Wochen ein zu langer Zeitraum für die Anzucht ist. Die Pflanzen besaßen derart hohe Biomassen, dass die jeweiligen Kompartimente auf mehrere Vials aufgeteilt werden mussten. Deren Analyseergebnisse mussten zum Schluss zusammengerechnet werden. Dadurch steigen der Zeitaufwand und die Fehlerhäufigkeit bei der Probenvorbereitung. Somit wurde festgelegt, dass die Zugabe an BTEX bereits eher erfolgen sollte. Während der Experimentierreihe stellte sich heraus, dass die Pflanzen bereits nach einer Woche genügend Biomasse für die Untersuchungen besitzen.

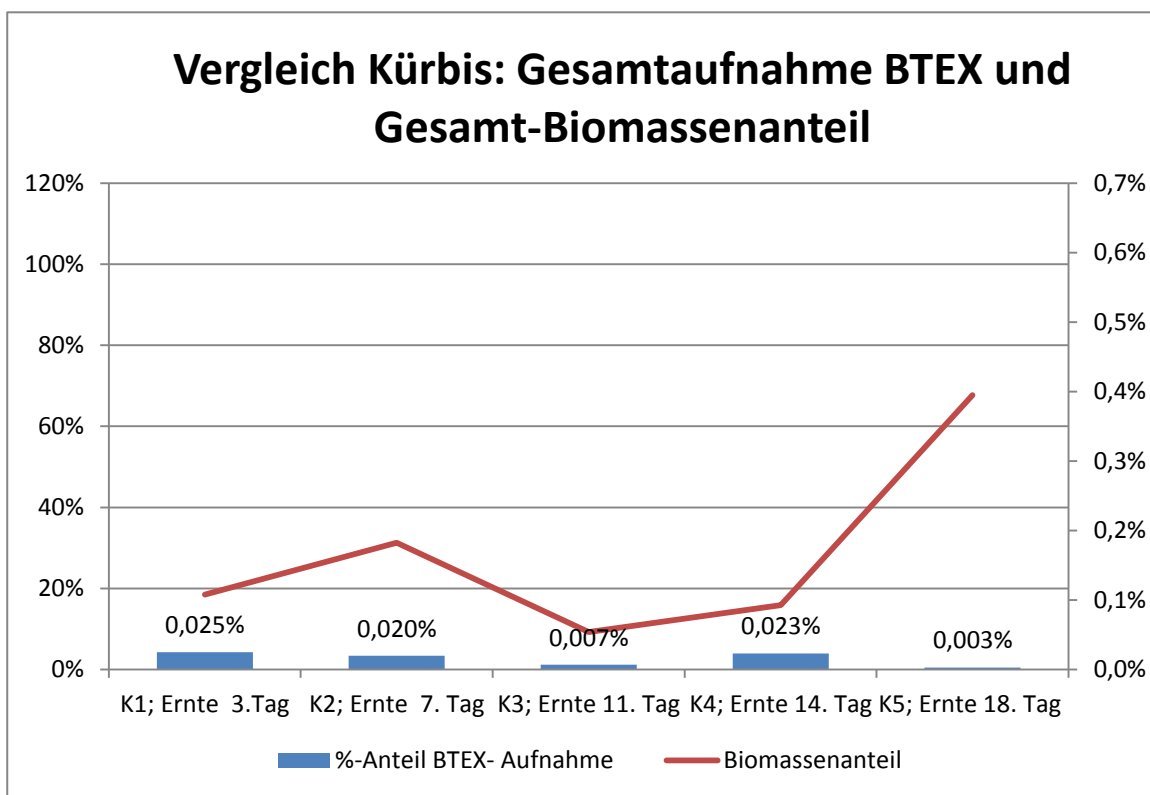
## **5.2 Vergleich der Gesamtbiomasse mit der Gesamtaufnahme an BTEX**

Im Folgenden werden die Biomassen der jeweiligen Pflanzen, ihrer Aufnahme an BTEX gegenübergestellt. Dies dient der Ermittlung eventueller Zusammenhänge zwischen der Biomasseentwicklung und der Aufnahme von BTEX. Die Masse der Pflanzen wurden in Bezug gesetzt zu der Kontrollpflanze ohne BTEX-Zugabe, welche zeitgleich mit der letzten Versuchspflanze geerntet und analysiert wurde. Um die eher geernteten Pflanzen mit der Kontrollpflanze in Bezug auf die Masse vergleichen zu können, wird von einem annähernd linearen Wachstum der Pflanzen ausgegangen. Dies ist in der Realität nicht der Fall, da die Pflanzen in ihrer frühen Wachstumsphase eine höhere Wachstumsrate aufweisen. Der durch diese Annahme erhaltene Fehler wird bei jeder Pflanze mitgeführt. Da lediglich ein Vergleich der Pflanzen untereinander durchgeführt wird und keine direkten quantitativen Aussagen getroffen werden, kann dieser Fehler vernachlässigt werden.

Die Gegenüberstellung soll es ermöglichen, eine Aussage über die Eignung der Pflanzen zu treffen in Hinblick auf die Aufnahme von BTEX aus dem Boden. Die erhaltenen Ergebnisse jeder Pflanzenart sollen, soweit möglich, miteinander verglichen werden. Somit soll

das Verhalten der Pflanzen in der schadstoffbelasteten Umgebung analysiert und Gemeinsamkeiten und Unterschiede ermittelt werden. Dies soll eine Aussage ermöglichen, welche der untersuchten Pflanzen am geeignetsten für die AuBiomassenanteilmahme an BTEX erscheinen und bei welchen weiterführende Untersuchungen innerhalb ihrer verwandten Pflanzenarten sinnvoll wären. Die Festlegung, welche Pflanze am geeignetsten ist, wird über das bereits definierte Auswertesystem (S.17, Analyseverfahren und Bewertungssystem) bestimmt.

### 5.2.1 Auswertung der ermittelten Daten der Kürbisse



**Abbildung 5: Gesamtaufnahme an BTEX der Kürbisse und ihre Biomassenanteil**

Das Diagramm zeigt die prozentuale BTEX-Aufnahme der Kürbisse in Bezug zur zugegebenen Gesamtmenge an BTEX, sowie die Gesamtbiomassekonzentration der Pflanzen gegenüber der Biomasse der Kontrollpflanze. K1 hat 0,025%, K2 0,02%, K3 0,007%, K4 0,023% und K5 weniger als 0,003% der zugegebenen BTEX aufgenommen. Die Abweichung bei K5 zwischen den enthaltenen BTEX in den Kompartimenten und der Gesamtmenge ist auf einen Rundungsfehler zurückzuführen. Die Erwartungswerte der Kürbisse stellen sich wie folgt dar. K1 sollte 20%, K2 40%, K3 60%, K4 80% und K5 die 100% erreichen. K1 erreicht einen Wert von ca. 18% und liegt damit im erwarteten Bereich. K2

besitzt eine Biomassekonzentration von 30% und liegt damit an der unteren Grenze des Erwartungsbereiches. Bei K3 konnte eine Biomassekonzentration von 10% festgestellt werden. Damit liegt K3 50% unterhalb des erwarteten Wertes. K4 weist eine Massekonzentration von ca. 15% auf und liegt damit 65% unter dem erwarteten Wert. K5 erreicht einen Wert von 70% und liegt damit 30% unter dem Erwartungswert.

Es zeigt sich, dass die Kürbisse bereits am 3. Tag die höchste Konzentration an BTEX aufweisen. Dennoch steigt die Biomasse bis zum 7. Tag an. Die BTEX Konzentration hingegen sinkt bis zum 7. und 11. Tag. Bis zum 11. Tag sinkt auch die Biomasse ab. Bis zum 14. Tag steigt die Biomasse langsam an, die BTEX-Konzentration in den Kürbissen hat annähernd das Ausgangsniveau vom 3. Tag erreicht. Bis zum 18. Tag steigt die Biomasse rasant an. Die BTEX-Konzentration im Kürbis sinkt auf ein Minimum.

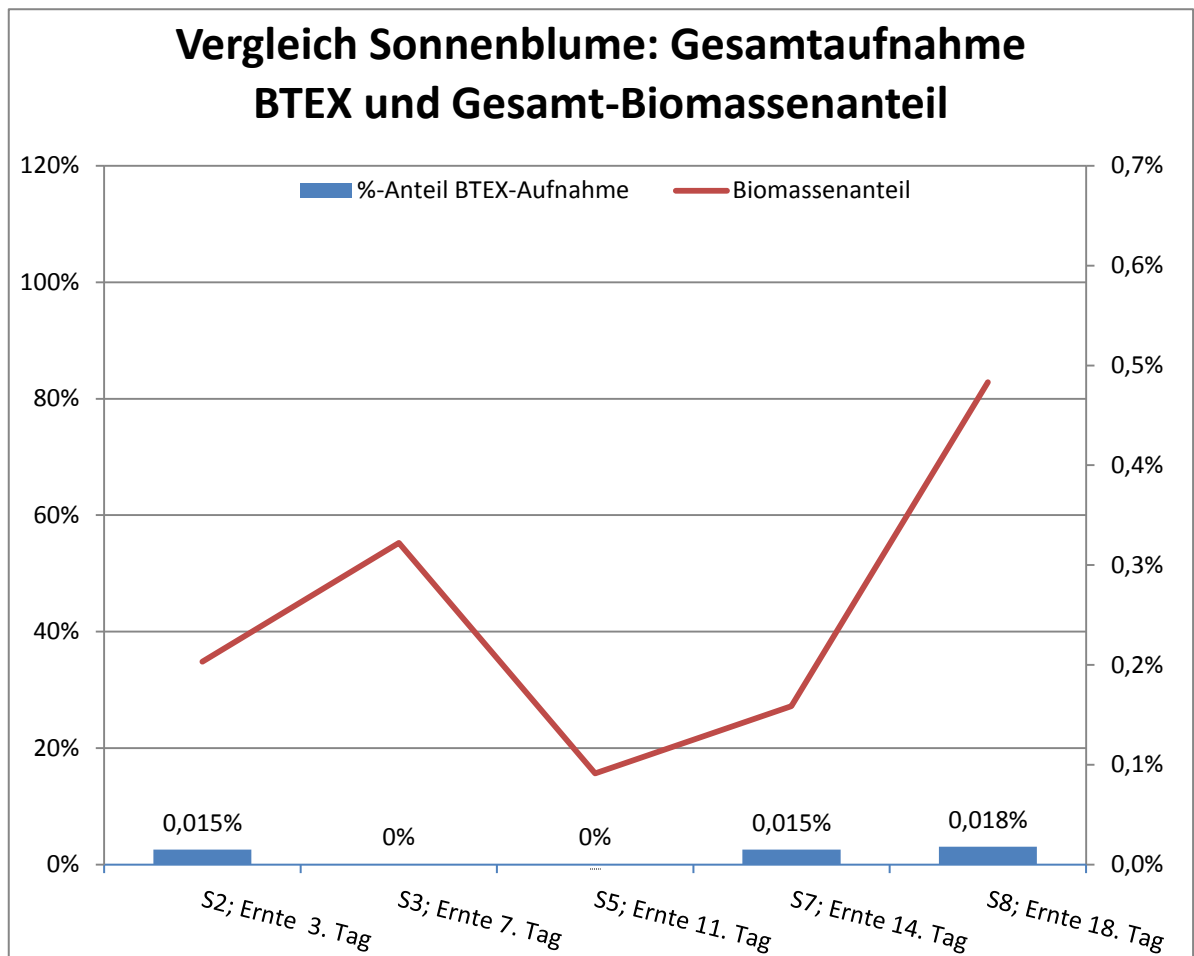
Während die Aufnahmefähigkeit bis zum 11. Tag sinkt, stellt sich bei der Biomasse eine verzögerte Reaktion auf die BTEX ein. Es scheint eine Einstellungsphase vorzuliegen. Die Kürbisse reagieren verspätet auf die Schadstoffbelastung. So wird zu Beginn eine bestimmte Menge an BTEX aufgenommen. Es kann vermutet werden, dass ab einer bestimmten aufgenommenen Menge an BTEX, die Pflanze eine Umstellung vornimmt, um sich vor den Schadstoffen zu schützen. Ist in der Pflanze ein bestimmter Grenzwert überschritten, stellt die Pflanze ihre Aufnahme von BTEX ein bzw. minimiert diese. Gleichsam versucht sie die Schadstoffkonzentration innerhalb der Pflanze zu reduzieren. Ihr Wachstum wird entweder zu dieser Zeit gehemmt oder der Biomasserückgang kann auch auf eventuell verminderte Wassereinlagerungen innerhalb der Zellen zurückgeführt werden. Die Pflanze könnte sich somit davor schützen, eine kritische Konzentration an BTEX innerhalb der Zellen anzureichern. Das überschüssige Wasser würde über die Blätter an die Umgebung abgegeben. Der entstehende Transpirationssog könnte BTEX mit dem Wasser in die Blätter ziehen und dort würden sie von den Blättern zusätzlich mit dem verdunstenden Wasser abgegeben. Während dieser Phase werden womöglich auch die Transport- und Abgabewege der Pflanze an die schadstoffkonzentrierte Umgebung angepasst. Mit dem 14. Tag scheint diese Umstellungsphase abgeschlossen. Die Biomasse nimmt erneut zu und die BTEX-Konzentration steigt wieder. Bis zum 18. Tag steigt die Biomasse erheblich an. Für die Tatsache, dass am 18. Tag kaum BTEX detektiert werden konnte, sollen drei mögliche Ursachen vorgestellt werden. Entweder sind keine BTEX mehr im Boden vorhanden, oder die Pflanzen schaffen es nach ihrer Umstellung die BTEX ohne Zwischeneinlagerungen durch ihre Kompartimente zu leiten und abzugeben. Somit würden sich keine BTEX mehr innerhalb der Pflanze anreichern. Auch, dass die Pflanze nach ihrer Umstellung keine BTEX mehr aufnimmt, wenn sie im Boden vorhanden sind, ist im

Bereich des Möglichen. Jedoch spricht dagegen, dass die Pflanzen am 11. Tag bereits wieder annähernd so viel BTEX aufgenommen haben, wie am 3. Tag. Auch steigt dann bereits die Biomasse wieder an und die Umstellungsphase scheint beendet. Die beiden vorherigen Thesen erscheinen deswegen plausibler.

Die Vergleiche der einzelnen Biomassenkompartimente mit den darin gefundenen BTEX-Konzentrationen können eventuell eine der vorgestellten Erklärungsversuche bekräftigen. Es ist feststellbar, dass die Kürbisse allerdings in ihrem Wachstum insgesamt durch die BTEX-Belastung gehemmt werden. Lediglich am 3. Tag konnte eine erwartete Biomassenkonzentration nachgewiesen werden. Am 18. Tag ist eine Tendenz zur Normalisierung erkennbar. Der exponentielle Anstieg der Biomassenkurve bis zum 18. Tag lässt die Vermutung zu, dass ein weiterer Datenpunkt am 21. Tag einen erwarteten Wert erreichen würde. Zumindest scheinen die Kürbisse die Belastung verkraften zu können und sich zu erholen. Jedoch kann die Vermutung, dass mit steigender Biomassekonzentration auch die BTEX-Konzentration in der Pflanze ansteigt, mit den vorliegenden Daten nicht bestätigt werden. K1 und K4 besitzen einen höheren Anteil an BTEX gegenüber K2, jedoch besitzt dieser eine höhere Biomasse. K5 besitzt sogar die geringste Konzentration an BTEX, jedoch die höchste Biomasse.



## 5.2.2 Auswertung der ermittelten Daten der Sonnenblumen



**Abbildung 6: Gesamtaufnahme an BTEX der Sonnenblumen und ihre Biomassenanteil**

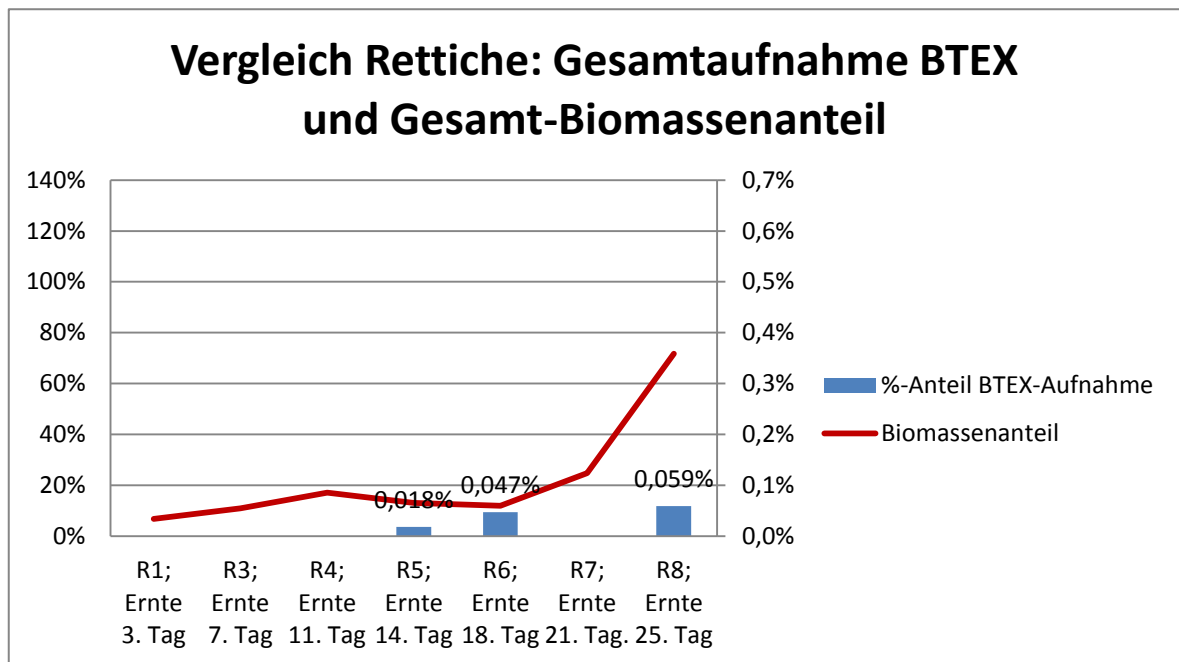
Das Diagramm zeigt die prozentuale BTEX-Aufnahme der Sonnenblumen in Bezug zur zugegebenen Gesamtmenge an BTEX, sowie die Gesamtbiomassekonzentration der Pflanzen gegenüber der Biomasse der Kontrollpflanze. S2 und S7 haben 0,015%, S8 0,018% der zugegebenen BTEX aufgenommen. In S3 und S5 konnten keine BTEX nachgewiesen werden. Die Erwartungswerte der Biomasse stellen sich wie folgt dar. S2 sollte 20%, S3 40%, S5 60%, S7 80% und S8 sollte 100% der Biomasse der Kontrollpflanze besitzen. S2 erreicht eine Biomassekonzentration von ca. 35%, S3 eine Konzentration von ca. 55%, S5 von ca. 15%, S7 von ca. 25% und S8 von ca. 80%. Somit besitzen S2 und S3 eine um 15% höhere Biomasse, als erwartet. S5 hingegen liegt 45% unterhalb des erwarteten Wertes. S7 besitzt eine 55% zu niedrige Biomasse. S8 liegt 20% unterhalb des Erwartungswertes. Bei den Sonnenblumen kann festgestellt werden, dass bereits am 3. Tag BTEX nachweisbar waren. Bis zum 7. Tag steigt die Biomassekonzentration an, fällt dann bis zum 11. Tag ab. An diesen beiden Tagen konnten keine weiteren BTEX detektiert werden. Bis zum 15. Tag steigt die Biomasse erneut an, in der Pflanze konnte die

gleiche BTEX-Konzentration wie am 3. Tag ermittelt werden. Bis zum 18. Tag steigt die Biomassekonzentration exponentiell an und in der Pflanze konnte die höchste Konzentration an BTEX detektiert werden.

Aus dem Diagramm ist erkennbar, dass die Pflanzen bereits nach kurzer Zeit in der Lage sind, BTEX aufzunehmen. Die Biomasse scheint einer verzögerten Beeinflussung zu unterliegen, da die Biomassekonzentration bis zum 7. Tag weiter steigt. Die Beeinflussung scheint zwischen dem 7. und 11. Tag eine relevante Größe zu sein, da dort die Kurve fällt. Die Sonnenblumen nehmen somit BTEX auf. Das vorliegende Diagramm lässt die Vermutung zu, dass die Sonnenblumen einer Einstellungsphase ab dem 7. Tag unterliegen. Die Pflanzen nehmen nach der Aufnahme von BTEX keine weiteren Schadstoffe auf, geben diese bis zum 7. Tag eventuell sogar an die Umgebung ab. Der Einbruch der Biomassekonzentration kann, wie bei den Kürbissen, über verminderte Wassereinlagerungen innerhalb der Pflanzenzellen erklärt werden. Mit Beendigung der Einstellungsphase bis zum 15. Tag scheinen sich die Sonnenblumen an die BTEX-kontaminierte Umgebung angepasst zu haben. Die Biomasse steigt erst allmählich und ab dem 15. Tag bereits stark an. Trotzdem nehmen die Sonnenblumen die gleiche Konzentration bzw. eine höhere Konzentration an BTEX auf, wie vor der Umstellung. Das Wachstum der Sonnenblumen wurde jedoch insgesamt beeinflusst. An den beiden ersten Tagen konnte eine höhere Biomasse als erwartet gemessen werden. Jedoch liegen alle weiteren Datenpunkte unterhalb des EW. Allerdings nähert sich die Biomasse der S8 dem erwarteten Wert an. Durch den Verlauf der Biomassenkurve ist davon auszugehen, dass ein weiterer Datenpunkt am 21. Tag den EW der Biomasse erreichen würde. Die Sonnenblumen scheinen in der Lage, die BTEX-Belastung zu verkraften und sich nach ihrer Umstellung wieder zu erholen.

Aus dem vorliegenden Diagramm kann keine direkte Verbindung zwischen Biomassenanteil und BTEX-Aufnahmefähigkeit bei den Sonnenblumen hergestellt werden. S3 besitzt eine höhere Biomasse als S2, jedoch konnten in S3 keine BTEX detektiert werden.

### 5.2.3 Auswertung der ermittelten Daten der Rettiche



**Abbildung 7: Gesamtaufnahme an BTEX der Rettiche und ihre Biomassenanteil**

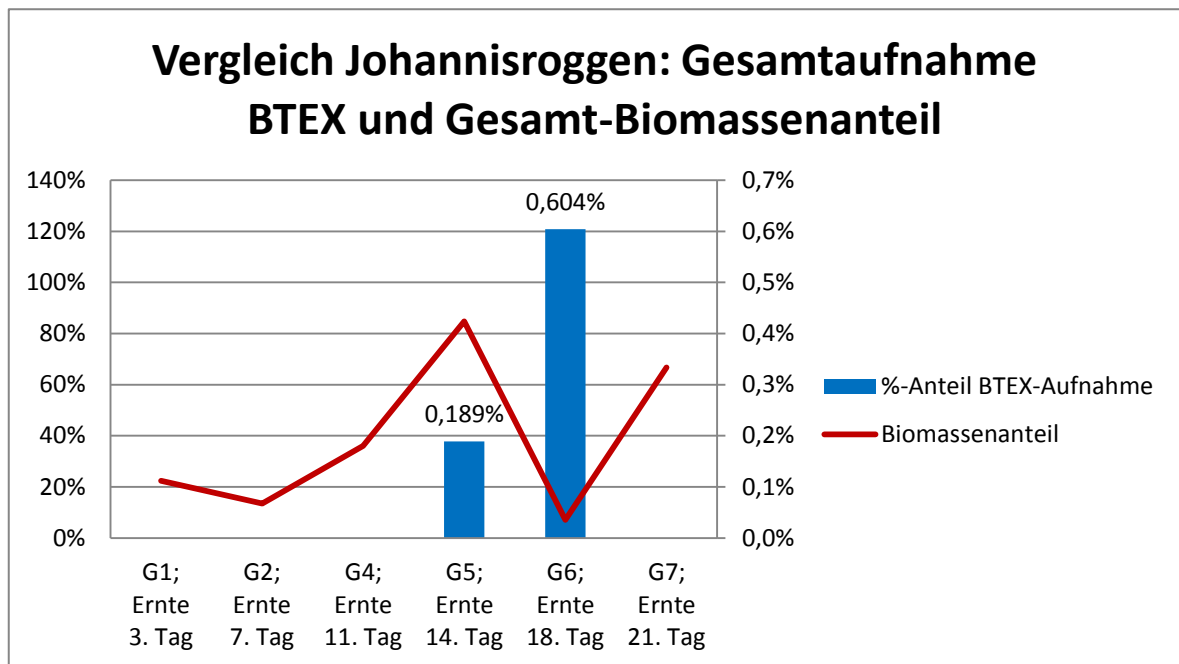
Das Diagramm zeigt die prozentuale BTEX-Aufnahme der Rettiche in Bezug zur zugegebenen Gesamtmenge an BTEX, sowie die Gesamtbiomassekonzentration der Pflanzen gegenüber der Biomasse der Kontrollpflanze. R5 hat 0,018%, R6 0,047% und R8 0,059% der zugegebenen BTEX aufgenommen. In R1, R3, R4 und R7 konnten keine BTEX nachgewiesen werden. Ab R5 nimmt die BTEX-Aufnahme zu, mit Ausnahme von R7. Die Erwartungswerte der Rettiche setzen sich wie folgt zusammen. R1 besitzt einen EW von ca. 17%, R3 von ca. 33%, R4 von ca. 50%, R5 und R6 von ca. 67%, R7 von ca. 83% und R8 von 100%. R1 besitzt eine Biomassekonzentration von ca. 5%, R3 von 10%, R4 von ca. 20%, R5 von 15%, R6 von 15%, R7 von ca. 25% und R8 von ca. 75%. Somit liegt die Biomasse des R1 12%, R3 23%, R4 30%, R5 und R6 52%, R7 58% und R8 25% unterhalb des EW.

Es ist erkennbar, dass in den Rettichen bis zum 11. Tag keine BTEX nachgewiesen werden konnten. Die Biomasse steigt in diesem Zeitraum allmählich an. Bis zum 18. Tag sinkt zwar die Biomasse etwas, jedoch steigen die BTEX-Konzentrationen an. Bis zum 21. Tag steigt die Biomasse wieder, allerdings konnten keine BTEX detektiert werden. Dies könnte ein Ausreißer sein. Bis zum 25. Tag steigt die Biomasse annähernd exponentiell an, in der Pflanze konnte die höchste Konzentration an BTEX ermittelt werden.

Es zeigt sich, dass die Rettiche zu Beginn der Experimentierreihe nicht in der Lage sind, BTEX aufzunehmen. Im Zeitraum bis zum 11. Tag steigt die Biomasse zwar kontinuierlich an, jedoch liegen die Werte unterhalb des EW. Das Sinken der Biomassekurve bis zum 18. Tag ist vermutlich auf die detektierten BTEX zurückzuführen. Die Rettiche werden in ihrem Wachstum gehemmt, da ihre Biomassen unterhalb des EW liegen. Sie scheinen erst ab dem 14. Tag in der Lage, BTEX aufzunehmen, was ihr Wachstum weiter hemmt bzw. Biomasse zurückgebildet wird. Dies kann wiederum über verminderte Wassereinlagerungen erklärt werden. Die Einstellungsphase der Rettiche beginnt somit bereits in sehr frühem Stadium, dauert jedoch 2 Wochen, bis sie in der Lage sind, BTEX aufzunehmen. Das am 21. Tag keine BTEX detektiert wurden, könnte auch an den Pflanzen selbst liegen. So könnte eine kurze 2. Umstellung erfolgen. In der 1. Einstellungsphase würden die Rettiche sich an die BTEX-kontaminierte Umgebung anpassen und gewöhnen. Mit deren Ende sind sie erst in der Lage BTEX aufzunehmen. Diese beeinflussen jedoch die Vorgänge innerhalb der Pflanzen, so dass diese mit der 2. Einstellungsphase eine Optimierung ihrer Aufnahme-, Transport- und Abgabewege vornehmen. Dies würde erklären, weshalb am 21. Tag keine BTEX detektiert werden konnten. Die Pflanzen nehmen während der 2. Phase keine weiteren BTEX auf. Dadurch wird die Biomasseproduktion nicht mehr gehemmt. Spätestens am 25. Tag ist diese Umstellung beendet und eine weitere Aufnahme von BTEX ist für die Rettiche möglich, da die optimierten Vorgänge in der Pflanze eine größere Beeinflussung der Biomassenproduktion durch die BTEX verhindern. Alle Datenpunkte weisen Biomassekonzentrationen unterhalb des EW auf. Jedoch ist ein exponentieller Anstieg vom 21. – 25. Tag erkennbar. Somit ist es im Bereich des Möglichen, dass ein weiterer Datenpunkt am 28. Tag den EW erreichen könnte.

Aus dem vorliegenden Diagramm kann kein genauer Zusammenhang zwischen Biomassekonzentration und BTEX-Aufnahme festgestellt werden. Die Daten widersprechen sich, indem zwischen 14. Und 18. Tag die Biomasse sinkt, die detektierten BTEX jedoch steigen. Im Gegensatz steht der 25. Tag, an dem ein hoher Biomasseanstieg und der höchste BTEX-Wert zu verzeichnen ist. Auch bis zum 11. Tag steigt zwar die Biomasse, jedoch konnten keine BTEX nachgewiesen werden. Somit kann mit den vorliegenden Daten keine Aussage über einen eventuellen Zusammenhang getroffen werden. Es kann jedoch festgestellt werden, dass die Rettiche in der Lage sind, BTEX in geringen Mengen aufzunehmen. Allerdings hemmt dies über Wochen ihr Wachstum. Trotzdem scheinen sie in der Lage, sich von der Beeinträchtigung zu erholen.

### 5.2.4 Auswertung der ermittelten Daten der Johannisroggen



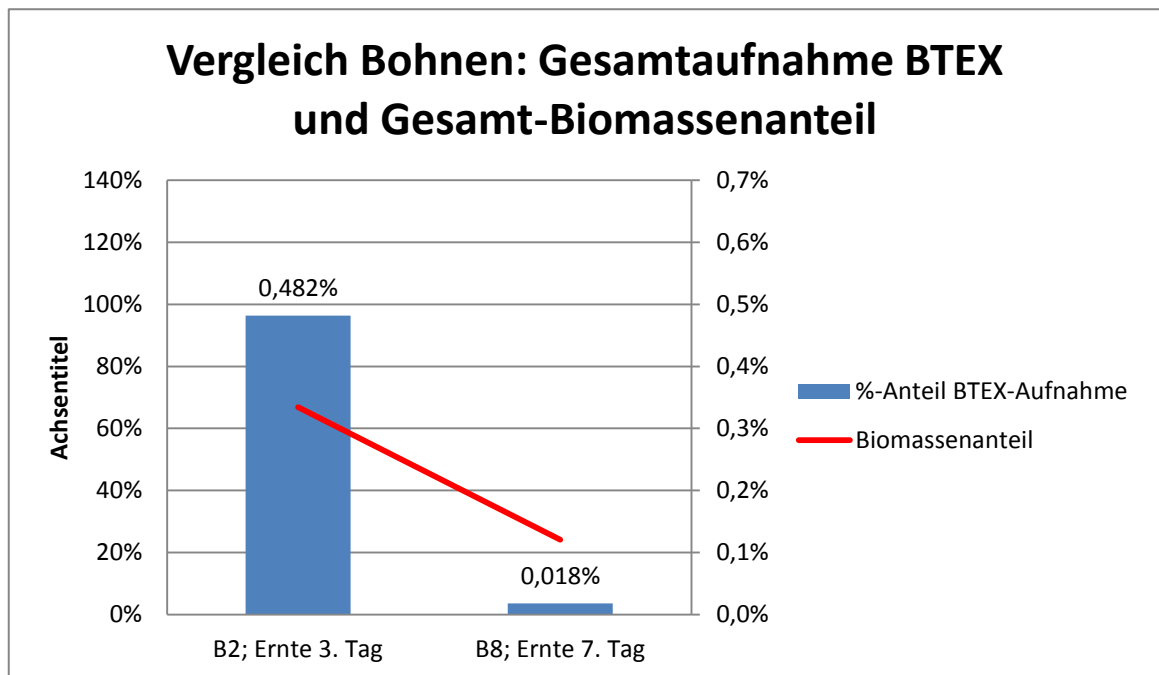
**Abbildung 8: Aufnahme an BTEX in Johannisroggen und ihre Biomassenanteil**

Das Diagramm zeigt die prozentuale BTEX-Aufnahme der Johannisroggen in Bezug zur zugegebenen Gesamtmenge an BTEX, sowie die Gesamtbiomassekonzentration der Pflanzen gegenüber der Biomasse der Kontrollpflanze. G6 hat 0,604% und G5 0,189% der zugegebenen BTEX aufgenommen. In G1, G2, G4 und G7 sind keine BTEX nachweisbar. Die Erwartungswerte der einzelnen Pflanzen stellt sich wie folgt dar: G1 besitzt einen EW von ca. 17%, G2 von ca. 33%, G4 von 50%, G5 von ca. 67%, G6 von ca. 84% und G7 von 100%. G1 besitzt eine Gesamtbiomasse von ca. 20% und erreicht somit den erwarteten Wert. G2 besitzt eine Biomasse von ca. 15%. Es besitzt somit einen um 18% kleineren Wert, als erwartet. G4 erreicht einen Wert von ca. 35% und liegt 15 % unter dem EW. Die Biomasse des G5 erreicht einen Wert von ca. 85% und überschreitet den EW um 18%. G6 besitzt eine Gesamtbiomasse von ca. 10%, somit liegt sie 74% unterhalb des EW. Die Gesamtbiomasse des G7 erreicht einen Wert von ca. 70%. Somit liegt sie 30% unterhalb des EW.

Aus dem vorliegenden Diagramm ist erkennbar, dass der Roggen zwischen 3. und 7. Tag an Biomasse verliert. Dies könnte ein Ausreißer sein. Dass in den Pflanzen keine BTEX an diesen beiden Tagen detektiert werden konnten, untermauert diese Annahme. Jedoch kann eine Beeinflussung der Pflanzen auch ohne eine BTEX-Aufnahme vorliegen. Die Roggen könnten die Belastung im Boden wahrnehmen, indem geringe Mengen aufgenommen werden. Während am 3. Tag die Biomasse im EW liegt, weist G2 einen zu

niedrigen Wert auf. Bis zum 11. Tag steigt die Biomasse an. Es konnten keine BTEX in der Pflanze detektiert werden. Trotz des Anstiegs liegt die Biomasse unterhalb des EW. Mit Tag 14 erreicht die Biomasse einen höheren Wert als erwartet. In der Pflanze konnten BTEX nachgewiesen werden. Bis zum 18. Tag fällt die Biomasse stark ab und es konnte in der Pflanze die höchste Konzentration an BTEX nachgewiesen werden. Allerdings kann der vorliegende extreme Rückgang der Biomasse nicht ausschließlich auf die BTEX zurückgeführt werden. Zwar waren die Halme zu diesem Zeitpunkt schlapp aufgrund vermutlicher verminderter Wassereinlagerungen, allerdings wies G6 bis zum Ende der Wachstumshöhenmessung stets eine um ca. die Hälfte verminderte Höhe auf. Dies änderte sich bis zum Erntezeitpunkt nicht. Dadurch ist ein Rückschluss auf die Beeinflussung durch die hohe BTEX-Konzentration innerhalb der Pflanzen nicht diskutierbar. Es ist jedoch zu beachten, dass der Biomasserückgang unter Beachtung des verminderten Wachstums von G6 sehr hoch ist. Dies wird durch die kraftlosen Halme bestätigt, welche durchaus auf eine Beeinflussung des Roggens schließen lässt. Bis zum 21. Tag steigt die Biomasse erneut an, bleibt jedoch unterhalb des EW. An diesem Tag konnten keine BTEX detektiert werden. Der Roggen scheint somit ab dem 3. Tag einer Beeinflussung zu unterliegen. Die Biomasse erreicht nicht den EW. Jedoch scheint diese Beeinflussung am 14. Tag nicht mehr relevant, da der Roggen in der Lage ist BTEX aufzunehmen und der EW überschritten wird. Somit scheint bei den Pflanzen bis zum 11. Tag eine Gewöhnung an die BTEX belastete Umgebung vorzuliegen. Nach der Aufnahme stellt sich verzögert eine Beeinflussung ein, deren genaues Ausmaß mit den vorliegenden Daten nicht genau erfasst werden kann. Dabei steigt die BTEX-Konzentration in den Pflanzen weiter an. Jedoch scheinen die Pflanzen die aufgenommenen BTEX wieder abzugeben und ihr Wachstum wird weniger stark gehemmt. Eine Einstellungsphase des Roggens liegt vermutlich bis zum 11. Tag vor. Bis zu diesem Zeitpunkt liegt eine verminderte Biomassenproduktion vor. Ab dem 14. Tag sind die Pflanzen dann in der Lage BTEX aufzunehmen. Allerdings konnte eine Aufnahme an BTEX nur am 14. und 18. Tag detektiert werden. Somit ist das Zeitfenster in dem sie zur Aufnahme befähigt sind begrenzt, da am 21. Tag bereits keine BTEX mehr detektiert werden konnten. Die Zunahme der Biomasse zum Ende der Versuchsreihe lässt darauf schließen, dass die Roggen keine weiteren BTEX mehr aufnehmen. Jedoch könnte dies auch daran liegen, dass bereits zu diesem Zeitpunkt keine BTEX mehr im Boden bzw. lediglich im Wurzelbereich der Pflanze vorlagen. Es fehlen weitere Datenpunkte, um eine Aussage über das weitere Verhalten der Pflanzen zu treffen. Der Roggen ist in der Lage, in geringen Mengen BTEX aufzunehmen, scheint jedoch durch die BTEX in seinem Wachstum beeinflusst zu werden. Allerdings ist er fähig, sich davon erholen.

### 5.2.5 Auswertung der ermittelten Daten der Bohnen



**Abbildung 9: Gesamtaufnahme an BTEX der Bohnen und ihre Biomassenanteil**

Das Diagramm zeigt die prozentuale BTEX-Aufnahme der Bohnen in Bezug zur zugegebenen Gesamtmenge an BTEX, sowie die Gesamtbiomassekonzentration der Pflanzen gegenüber der Biomasse der Kontrollpflanze. B2 hat 0,482% und B8 0,018% an BTEX aufgenommen. Alle weiteren Bohnen waren bereits zum 7. Tag nach der BTEX-Exposition abgestorben. Die Erwartungswerte für die Biomassekonzentration stellen sich wie folgt dar: B2 sollte einen Wert von 50% erreichen und B6 von 100%. B2 erreicht eine Biomasse von ca. 65% und B6 von ca. 20%. Somit überschreitet B2 den EW um 15% und B6 liegt 85% unterhalb des EW.

Es zeigt sich, dass bei den Bohnen lediglich zwei Datenpunkte ermittelt werden konnten. B2 weist eine höhere Biomasse als erwartet auf, B8 jedoch eine zu niedrige. Auch konnte in B2 eine wesentlich höhere BTEX-Konzentration nachgewiesen werden. Die Bohnen scheinen somit zwar in der Lage BTEX aufzunehmen, allerdings schädigen diese die Pflanzen. Bis zum 7. Tag hat lediglich B8 überlebt, wobei diese bereits schwach war. Alle anderen Bohnen waren zu diesem Zeitpunkt eingegangen. Schon am 5. Tag wiesen die Bohnen schwarze Stellen an ihren Blättern auf, was ein deutliches Anzeichen für eine schädigende Wirkung der BTEX auf die Pflanzen ist. Die Kontrollpflanze wies äußerlich keine Beeinträchtigungen auf. Die ermittelten Daten lassen den Rückschluss zu, dass Ackerbohnen ungeeignet sind für die Nutzung auf einem Altlastenstandort. Zwar nehmen sie BTEX auf, sind aber nicht in der Lage, die Schadstoffaufnahme zu regulieren und sich

an die Belastung im Boden anzupassen. Die Bohnen sind unter den untersuchten Pflanzen die einzigen, welche eine Symbiose mit Knöllchenbakterien eingehen. Diese Symbiose könnte durch die BTEX im Boden beeinflusst werden, wodurch die Empfindlichkeit der Ackerbohnen auf die Schadstoffe erklärt werden könnte.

### 5.2.6 Vergleich der untersuchten Pflanzen

Aus den vorliegenden Diagrammen können Kürbisse, Sonnenblumen, Rettiche und Roggen lediglich bis zum 18. Tag direkt verglichen werden. Bei den Kürbissen und Sonnenblumen waren 3 zu beprobende Pflanzen im Vorfeld der Experimentierreihe nicht aufgegangen. Die Ergebnisse der Untersuchungen an den Bohnen, lassen keine zweckmäßige Verwendbarkeit auf Altlastenstandorten mit BTEX-Verunreinigungen zu. Durch die erhaltenen Ergebnisse ist ein Vergleich mit den anderen Pflanzenarten nicht sinnvoll. Dennoch werden die Bohnen beim Bewertungssystem mit einbezogen, um die Vergabe der Punkte im vorher festgelegten Wertungssystem nicht zu verfälschen. Ein direkter Vergleich der Bohnen mit den anderen Pflanzen ist nicht sinnvoll und wurde deshalb unterlassen..

Es ist auffällig, dass die Kürbisse und Sonnenblumen einen ähnlichen Verlauf ihrer Biomassekonzentrationen aufweisen. Bereits nach 3 Tagen sind BTEX in beiden Arten nachweisbar. Ihre Biomasse fällt vom 7. Tag hin ab und steigt erst ab dem 11. Tag allmählich an. In diesem Zeitraum sind in den Kürbissen weiterhin BTEX nachweisbar, auch wenn die Konzentration kontinuierlich sinkt. In den Sonnenblumen hingegen sind keine BTEX mehr detektiert worden. Vom 14. bis zum 18. Tag ist ein erhöhter Biomassezuwachs aufgetreten und in den Pflanzen konnten am 14. Tag erneut BTEX nachgewiesen werden. In den Sonnenblumen wurde am 18. Tag der höchste Wert und in den Kürbissen der niedrigste Wert detektiert. Die Rettiche hingegen nehmen bis zum 14. Tag keine BTEX auf, ihre Biomasse nimmt kontinuierlich zu. Erst ab dem 14. Tag konnten BTEX nachgewiesen werden. An diesem Punkt wird das Wachstum gehemmt, erholt sich jedoch ab dem 18. Tag und steigt wieder an. Bis zum 25. Tag ist eine erhöhte Biomasseproduktion zu erkennen. Die Roggen werden zu Beginn, obwohl keine BTEX nachgewiesen werden, in ihrem Wachstum gehemmt. Zwar steigt die Biomasse in hohem Maße bis zum 14. Tag an, jedoch sinkt die Aufnahme bis zum 18. Tag wieder. Bis zum 21. Tag erholt sich die Biomassekonzentration, allerdings können keine BTEX an diesem Tag nachgewiesen werden.



Dies zeigt, dass alle vier Pflanzenarten in der Lage sind, BTEX aufzunehmen. Die BTEX hemmen jedoch die Biomasseproduktion der Pflanzen. Kürbisse und Johannisroggen zeigen am 3. Tag eine erwartete Biomasse. Die Sonnenblume sogar eine erhöhte, die Rettiche eine zu niedrige Konzentration. In den folgenden Tagen erreichen die Biomassen nicht mehr den EW. Lediglich der Johannisroggen liegt am 14. Tag oberhalb des erwarteten Wertes. Es zeigen sich jedoch unterschiedliche Kurvenverläufe auf. Ausgehend von den vorliegenden Verläufen lässt sich erkennen, dass der Rettich am wenigsten in seiner Biomassenproduktion gehemmt wurde. Bei den drei anderen Arten ist an unterschiedlichen Tagen ein Einbruch der Biomassenkurve zu erkennen. Beim Rettich wird der Geradenanstieg zwar unterbrochen, jedoch nimmt der Kurvenverlauf nur minimal ab. Bei den Kürbissen und Sonnenblumen steigt die Biomasse jedoch bis zum 18. Tag deutlich an. Beim Rettich ist ein derartiger Anstieg erst vom 21. bis zum 25. Tag erkennbar. Der Vergleich mit dem Johannisroggen ist schwer durchzuführen, da bereits über einen Ausreißer an Tag 18 diskutiert wurde. Dennoch nimmt seine Biomasse vom 15. bis zum 21. Tag ab. Es zeigt sich, dass besonders Kürbisse und Sonnenblumen einen Einbruch in ihrer Biomassenanteile zu verzeichnen haben, sich jedoch eher als beim Rettich eine Erholung der Biomassekurve einstellt. Der Johannisroggen scheint bis zum 14. Tag keiner besonderen Hemmung zu unterliegen. Bis zum Ende der Untersuchungsreihe hin deutet sich diese jedoch an.

Kürbis und Sonnenblume sind bereits frühzeitig, am 3. Tag, in der Lage BTEX aufzunehmen, Rettich und Johannisroggen jedoch erst ab dem 14. Tag. Im Johannisroggen wurden die beiden höchsten Konzentrationen in den 4 Pflanzenarten nachgewiesen. Es folgen Rettich und Kürbis. Die niedrigsten BTEX-Konzentrationen weist die Sonnenblume auf. Allerdings konnten beim Roggen nur an 2 Tagen BTEX nachgewiesen werden, bei Rettich und Sonnenblume an 3 Tagen und beim Kürbis wurde an jedem untersuchten Tag BTEX detektiert.

**Tabelle 2: Punktevergabe des Wertesystems**

	Kürbis	Sonnenblume	Rettich	Johannisroggen	Bohne
Beeinflussung der Biomasse	3	3	4	2	0
BTEX-Konzentration	1	0	2	4	3
Tage mit BTEX-Nachweis	4	3	2	1	1
Punktezahl	8	6	8	7	4

Die Tabelle zeigt die Punktevergabe des Wertesystems. Dieses soll zur Bestimmung der Eignung auf Altlasten dienen. Die Vergabe wurde in 3 Kategorien vergeben. Diese umfassen die Punkte: Einfluss der BTEX auf die Biomasse, die gemessene BTEX-

Konzentration und an wie vielen Tagen BTEX nachgewiesen werden konnten. Der Rettich wurde am wenigsten von den BTEX beeinflusst, gefolgt von Kürbis und Sonnenblume.

Bei der Punktevergabe zur BTEX-Konzentration, wurde dem Johannisroggen die höchste Punktzahl vergeben, es folgen die Bohnen mit 3 Punkten, der Rettich mit 2, der Kürbis mit 1 Punkt und die Sonnenblumen mit 0 Punkten.

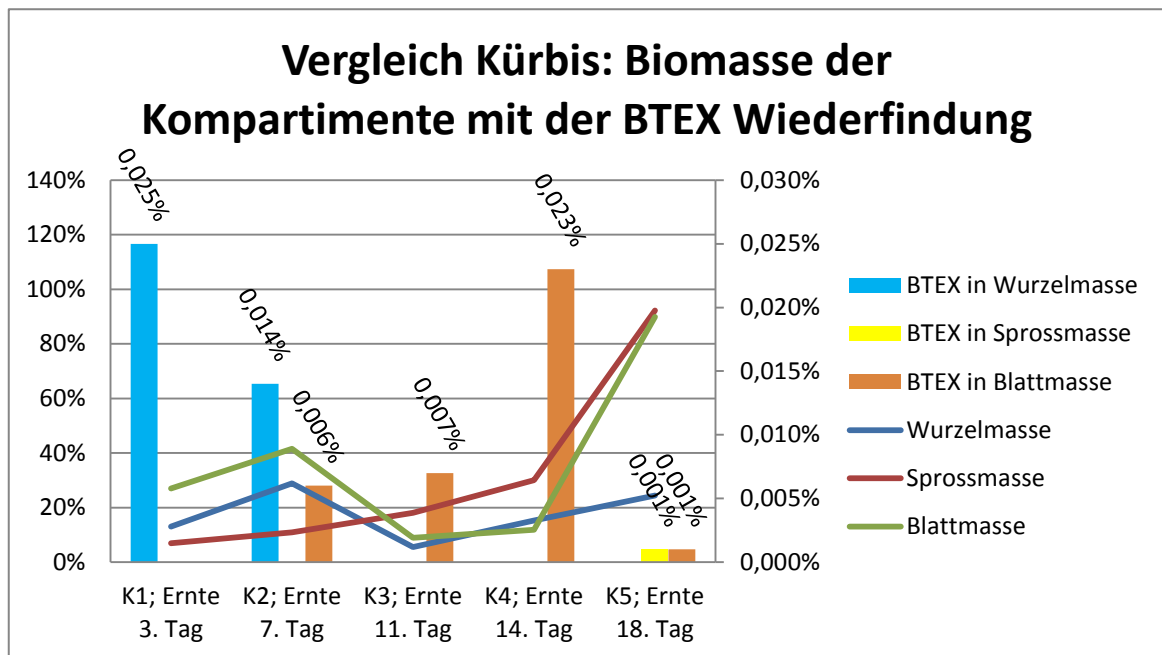
Bei den Kürbissen konnten an 5 Tagen BTEX nachgewiesen werden, deswegen wurden 4 Punkte vergeben. Die Sonnenblumen erhielten 3 Punkte, da an 3 Tagen BTEX nachgewiesen wurden. Auch beim Rettich konnten an 3 Tagen BTEX detektiert werden, jedoch traten diese erst an wesentlich späteren Zeitpunkten auf, wodurch der Sonnenblume eine höhere Punktzahl zugewiesen wurde. Der Rettich erhielt 2 Punkte. Johannisroggen und Bohne erhielten 1 Punkt,

Durch das angewandte Auswertungssystem kann festgestellt werden, dass Kürbisse und Rettiche am geeignetsten sind, um weiterführende Untersuchungen auf Altlastenstandorten durchzuführen. Es folgen der Johannisroggen, die Sonnenblumen und die Bohnen. Letztere können jedoch trotz einer Punktzahl von 4 als ungeeignet für die Aufnahme von BTEX angesehen werden. Es zeigten sich zwar Kürbisse und Rettiche als geeigneter dem Roggen und der Sonnenblumen gegenüber, jedoch könnten sie sich dennoch in den weiterführenden Experimenten als zweckmäßig erweisen. Diese Annahme beruht darauf, dass die Pflanzen in den Experimenten unter Laborbedingungen aufgewachsen sind. In Feldversuchen sind die Pflanzen anderen Umgebungsbedingungen ausgesetzt. Dadurch können sich die hier erhaltenen Ergebnisse deutlich ändern. Ausgenommen sind die Bohnen, da die schwarzen Flecken an den Blättern direkt in Bezug zur BTEX-Verunreinigung gesetzt werden können. Die Kontrollpflanze wies derartige Stellen nicht auf.

### **5.3 Vergleich der Biomassen der Kompartimente mit ihrer jeweiligen BTEX-Aufnahmefähigkeit**

Im Folgenden werden die BTEX-Aufnahmen der Kompartimente Wurzel, Spross und Blatt verglichen. Dies soll erste Rückschlüsse zulassen, wie die Pflanzen BTEX aufnehmen und eventuelle Transportwege und Speicherorte aufzeigen.

### 5.3.1 Auswertung der ermittelten Daten der Kürbisse



**Abbildung 10: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Kürbisse und ihre BTEX-Aufnahme**

Das Diagramm zeigt die eingewogene Masse an Wurzeln, Spross und Blättern der Kürbisse, bezogen auf die Masse der Kontrollpflanze ohne BTEX-Zugabe, sowie die Wiederfindung an BTEX innerhalb der Kompartimente bezogen auf die Gesamtzugabe an BTEX. Bei den Kürbissen keimten 5 Pflanzen aus und konnten untersucht werden. Zu erwarten wäre ein linearer Verlauf der Geraden. Da die Kontrollpflanze und die 5. Pflanze am selben Tag geerntet wurden, müsste die Geraden der Pflanze K5 100% erreichen. Damit hätte sie eine vergleichbare Masse an Wurzeln, Spross und Blättern. Wurzel und Blätter des K5 erreichen einen Wert von ca. 90%. Da Pflanzen komplexe Lebewesen sind und ihr Wachstum nicht linear verläuft, kann bei einem Unterschied von 10% von einer annähernd gleichen Masse ausgegangen werden. Dies wird als Erwartungsbereich definiert. Dadurch kann auch der prozentuale Anteil der Massen jeder Pflanze im 5% Bereich geschätzt werden. Diese Annahme sowie der EWB wurden selbst festgelegt. Die Wurzeln des K5 erreichen einen Wert von ca. 25%. Damit ist die Wurzelmasse um  $\frac{1}{4}$  kleiner, als die der Kontrollpflanze. Die Massen des K4 sollten um die 80% liegen. Die Wurzel- und Blattmasse erreichen einen Wert von ca. 15%, die Sprossmasse von ca. 30% und liegen damit deutlich unter dem erwarteten Wert. Bei K3 ist ein prozentualer Anteil der Masse von 60% zu erwarten. Die Wurzel- und Blattmasse liegt hier bei ca. 10% und die des Sprosses bei ca. 20%. Der K2 sollte einen Wert von 40% aufweisen. Seine Sprossmasse liegt bei ca. 10%, seine Wurzelmasse bei ca. 30% und die Blattmasse erreicht die erwarteten 40%. Die Sprossmasse des K1 besitzt einen Wert von ca. 10%, die Wurzelmasse

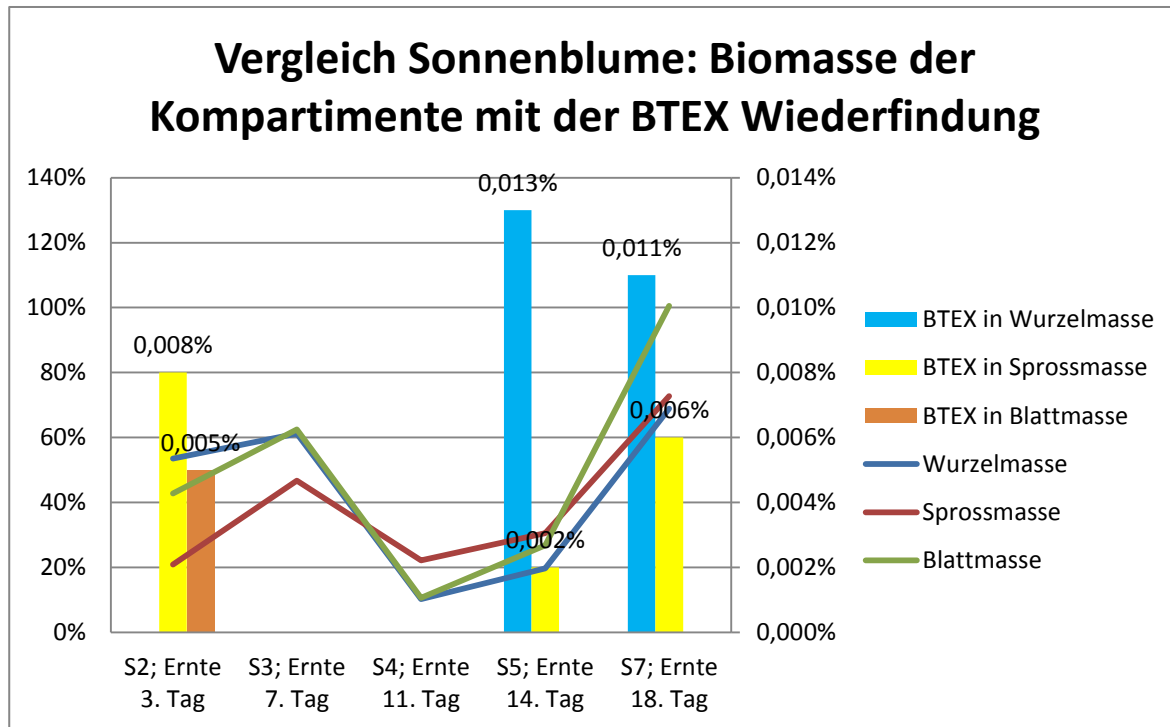
einen Anteil von ca. 15% und die Blattmasse von ca. 25%. In der Wurzelmasse des K1 konnten 0,025% an BTEX nachgewiesen werden. Die Wurzelmasse von K2 enthielt 0,014% an BTEX, die Blattmasse 0,006%. In der Blattmasse des K3 konnten 0,007% an BTEX nachgewiesen werden. K4 besaß in der Blattmasse 0,023% an BTEX. In K5 konnten sowohl in Spross- als auch in Blattmasse 0,001% an BTEX nachgewiesen werden.

Es zeigt sich, dass bis K2 die Biomassekonzentration der einzelnen Kompartimente ansteigt. Es scheint keine erhebliche Beeinflussung des Wachstums vorzuliegen. Bis zum 3. Tag wurde von dem Kürbis BTEX von der Wurzel aufgenommen. Dort reichern sich diese in geringen Mengen an, mit einer detektierten Konzentration von 0,0025%. Am 7. Tag konnte eine geringere Menge an BTEX in den Wurzeln nachgewiesen werden, mit 0,014%. Jedoch konnten in den Blättern BTEX detektiert werden. Nach einer mehrtägigen Aufnahme innerhalb der Wurzel wurden die Schadstoffe teilweise bereits in die Blätter transportiert. Dort konnten 0,006% an BTEX detektiert werden. Im Spross der Kürbisse konnten keine Schadstoffe vorgefunden werden. Dies deutet darauf hin, dass keine Einlagerung innerhalb des Sprosses stattfindet und dieser lediglich zum Transport von der Wurzel bis in die Blätter dient. Zudem zeigt es, dass der Transport innerhalb des Sprosses unproblematisch für diesen ist. Es gibt keine Beeinflussung des Sprosses durch die BTEX. Dies wird durch die weitere Spross-Biomasseentwicklung der Kürbisse untermauert. Diese steigt bis zum 14. Tag annähernd linear an und bis zum 18. Tag steigt diese rapide an. Vom 7. Tag bis zum 11. Tag sinken die Biomassekonzentrationen der Wurzel- und Blattmasse ab. Dies lässt auf eine Beeinflussung des Wachstums schließen. Lediglich in den Blättern lässt sich eine Konzentration von 0,007% feststellen. Die Kürbisse nehmen zu diesem Zeitpunkt keine BTEX mehr über die Wurzeln auf, zeitgleich scheinen sie BTEX über die Blätter abzugeben. Bis zum 14. Tag steigt die Wurzelmasse und die Blattmasse bleibt annähernd konstant. In den Blättern kann eine Konzentration von 0,023% detektiert werden. Die Kürbisse scheinen sich auf die BTEX-Belastung eingestellt zu haben. Die Aufnahme über die Wurzeln und der Stofftransport über den Spross scheinen optimiert worden zu sein, da innerhalb der Blätter eine hohe Konzentration vorzufinden ist, innerhalb der Wurzeln und des Sprosses jedoch kein BTEX nachzuweisen ist. In den Blättern scheint eine Zwischenlagerung stattzufinden, die jedoch zumindest das Wachstum der Blätter weiterhin hemmt. Bis zum 18. Tag ist ein exponentieller Zuwachs der Blattmasse zu verzeichnen, die Wurzelmasse steigt weiter linear an. Innerhalb des Sprosses und der Blätter konnten Spuren in Höhe von 0,001% detektiert werden. Die Blätter haben die eingelagerten BTEX fast komplett abgegeben. Die im Spross detektier-

ten 0,001% lassen auf einen weiteren Stofftransport innerhalb der Pflanze schließen, wobei dieser lediglich in geringen Mengen stattfindet.

Zusammenfassend kann bei den Kürbissen festgestellt werden, dass eine verzögerte Reaktion auf die BTEX-Belastung vorliegt. Bis zum 7. Tag sind keine erheblichen Beeinflussungen ersichtlich. Es werden jedoch BTEX aufgenommen. Bis zum 11. Tag scheint eine kurze Einstellungsphase vorzuliegen. Anscheinend stellt der Kürbis seine Aufnahme-, Transport- und Abgabewege um. Während dieser Zeit ist die Biomasseproduktion stark gehemmt. Teilweise scheinen sich Wurzel- und Blattwerk sogar zurückzubilden. Ausgenommen ist der Spross, welcher keiner ersichtlichen Beeinflussung unterliegt. Derartige Biomasseverluste können durch die Wassereinlagerungen der Pflanzen innerhalb der Zellen entstehen. So lagern gesunde Pflanzen in einem natürlichen Verhältnis Wasser ein, während die mit BTEX belasteten ihren Wasserhaushalt regulieren und weniger in ihren Zellen einlagern. Somit können sie ihre Zellen vor zu hohen BTEX-Konzentrationen schützen. Mit Ende der Einstellungsphase ab Tag 14 scheinen die Pflanzen optimal BTEX über die Wurzeln aufnehmen und über den Spross bis in die Blätter leiten zu können. Lediglich die Blätter sind in ihrem Wachstum weiterhin gehemmt. Anscheinend ist ihre Umstellung noch nicht abgeschlossen. Eine Einlagerung der BTEX innerhalb der Wurzel findet nicht mehr statt, wie bei K1 und K2 zu beobachten ist. Dies wurde in die Blätter verlagert. Bis zum 18. Tag scheint die Einstellungsphase der Blätter beendet. Die zwischengelagerten BTEX wurden fast vollständig abgegeben. Von diesem Punkt an lassen sich 3 Vermutungen aufstellen. Entweder sind keine BTEX mehr im Boden vorhanden, die die Pflanze aufnehmen kann, oder die Aufnahme-, Transport- und Abgabeprozesse der Pflanze sind derart optimiert, dass dies in hohem Tempo erfolgt und keinerlei Einlagerungen vorzufinden sind. Es ist auch möglich, dass die Pflanze in einen Schutzmechanismus übergeht, in dem sie BTEX lediglich in geringsten Mengen aufnimmt. Für die letzte Annahme spricht die Tatsache, dass die Wurzelmasse im Gegensatz zum exponentiellen Wachstum der Spross- und Blattmasse weiterhin einem annähernd linearen Wachstum unterliegt. Das Wachstum der Wurzeln scheint weiterhin gehemmt, was darauf schließen lässt, dass die Kürbisse die Biomassezunahme der Wurzeln gedrosselt haben, im Gegenzug die Spross- und Blattmassenzunahme fördern, um die BTEX-Aufnahme zu regeln. Über das geringere Wurzelwerk werden weniger BTEX aufgenommen. Im Gegenzug können über dickere Sprosse die BTEX optimal abtransportiert und in den großen Blättern mit hoher Oberfläche an die Umgebung abgegeben werden.

### 5.3.2 Auswertung der ermittelten Daten der Sonnenblumen



**Abbildung 11: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Sonnenblumen und ihre BTEX-Aufnahme**

Das Diagramm zeigt die eingewogene Masse an Wurzeln, Spross und Blättern der Sonnenblumen, bezogen auf die Masse der Kontrollpflanze ohne BTEX-Zugabe, sowie die Wiederfindung an BTEX innerhalb der Kompartimente bezogen auf die Gesamtzugabe an BTEX. Der zu erwartende %-Anteil der Sonnenblumen stellt sich wie folgt dar. S2 sollte 20%; S3 40%; S4 60%; S5 80% und S7 100% der Massen der Kontrollpflanze besitzen. Diese Erwartungswerte setzen sich aus den Erntezeitpunkten zusammen. S7 und die Kontrollpflanze wurden am selben Tag geerntet. Bei S2 konnte bei der Sprossmasse ein Anteil von 20% festgestellt werden, bei der Blattmasse von 40% und bei der Wurzelmasse von ca. 55%. Die Sprossmasse erreicht den Erwartungswert, die Blattmasse liegt 20% und die Wurzelmasse 35% über dem Erwartungswert. S3 hat einen Anteil der Wurzelmasse und Blattmasse von 60%. Sie liegen damit 20% über dem erwarteten Wert. Die Sprossmasse liegt bei ca. 45% und damit 5% oberhalb des Erwartungswertes. S4 sollte einen Anteil von 60% aufweisen. S4 besitzt eine Blatt- und Wurzelmasse von 10%, sowie eine Sprossmasse von ca. 20%. Damit liegen die Kompartimentmassen von S4 mit 50% bzw. 40% deutlich unterhalb des Erwartungswertes. S5 besitzt einen Wurzelmassenanteil von 20%, einen Blattmasseanteil von ca. 25% und einen Sprossmasseanteil von 30%. Somit liegen die Kompartimente der S5 60%, 55% und 50%

unter dem Erwartungswert. Bei S7 liegt der Anteil der Blattmasse bei 100% und der von Wurzel- und Sprossmasse von 70%. Lediglich die Blattmasse erreicht den erwarteten Wert. Wurzel- und Sprossmasse liegen 30% unterhalb des EW. In S2 konnten in der Sprossmasse 0,008% und in der Blattmasse 0,005% an BTEX nachgewiesen werden. In S3 und S4 konnten keine BTEX detektiert werden. In der Wurzelmasse der S5 wurden 0,013% und in der Sprossmasse 0,002% an BTEX nachgewiesen. In der Blattmasse wurden keine BTEX nachgewiesen. In der Wurzelmasse des S7 konnte 0,011% und in der Sprossmasse 0,006% BTEX nachgewiesen werden. In der Blattmasse wurden keine BTEX detektiert.

Es zeigt sich, dass am 3. Tag bereits BTEX aufgenommen wurden. Die vom Wurzelwerk aufgenommenen Schadstoffe wurden direkt über den Spross in die Blätter transportiert. In beiden konnten BTEX detektiert werden. Zum 7. Tag hin steigen die Biomassenkompartimente weiter an, jedoch konnten keine BTEX nachgewiesen werden. Anscheinend wurden diese bereits über die Blätter abgegeben und über die Wurzeln wurden keine weiteren BTEX aufgenommen. Bis zum 11. Tag sanken die Biomassekonzentrationen der Sonnenblumen, wobei die Wurzeln und Blätter ca. 10% mehr beeinflusst wurden als der Spross. Auch hier konnten keine BTEX nachgewiesen werden. Bis zum 14. Tag steigen die Biomassen der Kompartimente wieder geringfügig an, wobei die Blattmasse die höchste Zunahme verzeichnet. In den Wurzeln konnten 0,013% und im Spross 0,002% an BTEX nachgewiesen werden. In den Blättern wurden keine Schadstoffe detektiert. Bis zum 18. Tag steigen die Biomassen der Kompartimente exponentiell an, wobei die Blattmasse wieder die höchste Zunahme verzeichnet. In den Wurzeln konnten 0,011% und im Spross 0,006% an BTEX detektiert werden. In den Blättern konnten keine Schadstoffe nachgewiesen werden.

Dies lässt zwei Vermutungen zu.

1. Die Sonnenblumen könnten die BTEX über die Wurzeln aufnehmen und dort zwischenspeichern. Der Abtransport über den Spross verläuft sehr langsam bzw. ersetzt die Wurzeln als Speicherort.
2. Die Sonnenblumen nehmen die BTEX über die Wurzeln auf, leiten sie über den Spross in die Blätter und dort werden sie direkt an die Umgebung abgegeben.

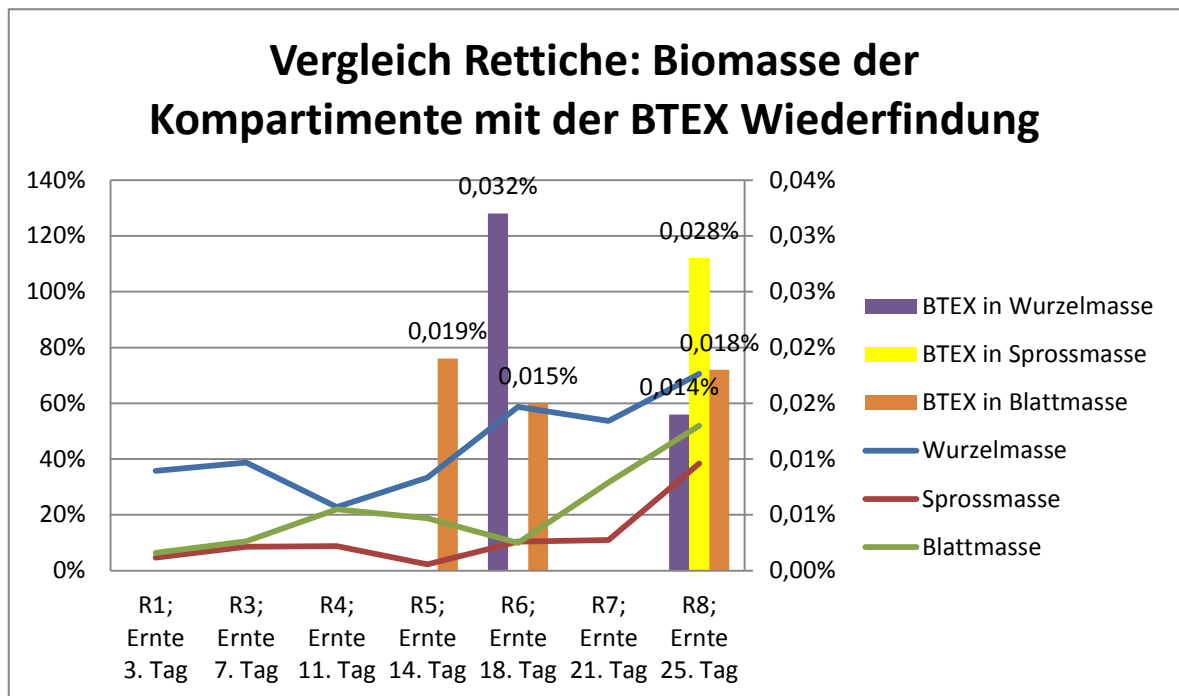
Die erste Annahme ist unwahrscheinlicher, da die hohen Verweilzeiten in Wurzeln und Spross einen höheren Einfluss auf das Wachstum der Wurzeln und des Sprosses haben

müssten. Die zweite Vermutung wird durch diese Überlegung gestützt und erscheint plausibler.

Zusammenfassend kann bei den Sonnenblumen festgestellt werden, dass sie bereits nach kurzer Zeit BTEX aufnehmen. Zu diesem Zeitpunkt ist noch keine Beeinflussung der Biomasseproduktion erkennbar. Diese Aufnahme stoppt bis zum 7. Tag, an dem die Biomassezunahme keiner ersichtlichen Beeinflussung unterliegt. Erst verzögert bis zum 11. Tag vollzieht sich dann eine Minderung der Biomasseproduktion. Es stellt sich eine Einstellungsphase ein. Die Sonnenblumen scheinen sich an die Schadstoffumgebung anzupassen, wobei das Wachstum nicht nur gehemmt wird, sondern sogar Rückbildungen erfolgen. Spätestens zum 14. Tag ist diese Einstellungsphase beendet. In S5 und S7 konnten in Wurzeln und Spross BTEX festgestellt werden. Es kann festgestellt werden, dass vor der Einstellungsphase die BTEX über den Spross direkt in die Blätter transportiert werden und sich dort in geringen Mengen anreichern. Diese werden bis zum 7. Tag an die Umgebung abgegeben. Während der Einstellungsphase werden keine weiteren BTEX aufgenommen. Nach der Umstellung ist eine erhöhte BTEX-Konzentration innerhalb von Wurzeln und Spross zu verzeichnen. Somit haben die Sonnenblumen während der Einstellungsphase ihr Aufnahmeverhalten der BTEX verändert. Die Abgabevorgänge über die Blätter sowie die Aufnahme über die Wurzeln und der Transport über den Spross wurden optimiert. Die Sonnenblumen haben sich an die Schadstoffe gewöhnt und selbst erhöhte Konzentrationen beeinflussen das Wachstum der Kompartimente nicht relevant.



### 5.3.3 Auswertung der ermittelten Daten der Rettiche



**Abbildung 12: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Rettiche und ihre BTEX-Aufnahme**

Das Diagramm zeigt die eingewogene Masse an Wurzeln, Spross und Blättern der Rettiche, bezogen auf die Masse der Kontrollpflanze ohne BTEX-Zugabe, sowie die Wiederfindung an BTEX innerhalb der Kompartimente bezogen auf die Gesamtzugabe an BTEX. Die Erwartungswerte der Rettiche setzen sich wie folgt zusammen. R1 besitzt einen EW von ca. 14%, R3 von ca. 29%, R4 von ca. 43%, R5 von ca. 57%, R6 von ca. 72%, R7 von ca. 86% und R8 von 100%. R1 erreichte bei der Blatt- und Sprossmasse einen Wert von 5%, bei der Wurzelmasse von ca. 35%. Somit liegen die Spross- und Blattmassen 9% unter dem Erwartungswert, jedoch im EWB. Die Wurzelmasse liegt 21% oberhalb des EW. Bei R3 konnte eine Blatt- und Sprossmasse von 10% festgestellt werden. Die Wurzelmasse liegt bei 40%. Somit weist R3 eine um 11% höhere Wurzelmasse auf als erwartet, jedoch 19% weniger Blatt- und Sprossmasse. Die Sprossmasse von R4 liegt mit 10% um 33% unter dem erwarteten Wert. Auch die Blatt- und Wurzelmasse erreichen lediglich einen Wert von ca. 25% und liegen damit 18% unterhalb des EW. R5 weist eine Sprossmasse von <5% auf, eine Blattmasse von 20% und eine Wurzelmasse von ca. 35%. Damit liegen die Massen der Kompartimente mit über 52%, mit 37% und 22% unter dem Erwartungswert von 57%. Die Blatt- und Sprossmasse von R6 zeigt einen Wert von 10% und eine Wurzelmasse von 60%. Damit liegen die Blatt- und Sprossmassen 62% unterhalb des Erwartungswertes und die Wurzelmasse liegt leicht unterhalb des EW mit 12%

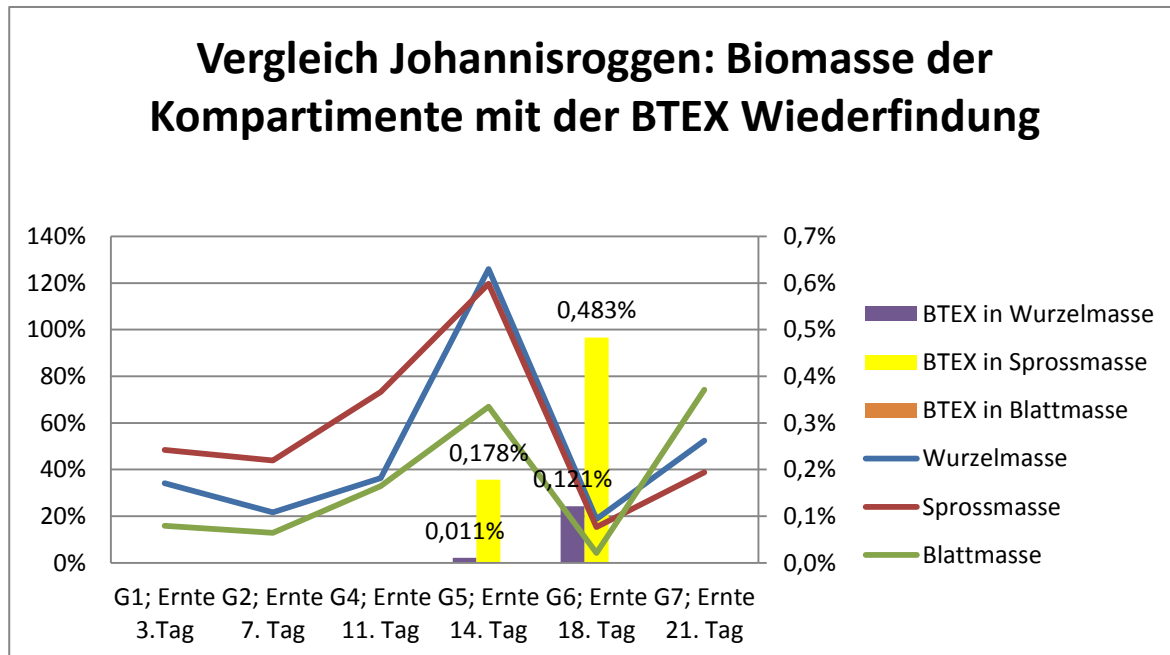
weniger Masse. R7 erreicht eine Sprossmasse von 10%, eine Blattmasse von 30% und eine Wurzelmasse von 55%. Die Wurzelmasse von R7 ist damit 31% unterhalb des EW. Die Blattmasse liegt 56% unterhalb und die Sprossmasse 76% unter dem EW. R8 zeigt eine Sprossmasse von 40%, eine Blattmasse von ca. 55% und eine Wurzelmasse von 70%. Somit liegt die Sprossmasse 60%, die Blattmasse 45% und die Wurzelmasse 30% unterhalb des EW. In R1, R3 und R4 konnten keine BTEX nachgewiesen werden. In R5 konnte in der Blattmasse 0,019% an BTEX nachgewiesen werden. In der Wurzelmasse des R6 wurden 0,032% und in der Blattmasse 0,015% BTEX detektiert. Bei R7 wurden keine BTEX nachgewiesen. In der Wurzelmasse des R8 wurden 0,014%, in der Sprossmasse 0,028% und in der Blattmasse 0,018% an BTEX detektiert.

Es zeigt sich, dass in den Rettichen bis zum 14. Tag keine BTEX nachweisbar waren. Bis zum 7. Tag steigen die Biomassen der Kompartimente an. Bis zum 11. Tag ist ein Einbruch der Wurzelmasse zu verzeichnen, sowie eine Stagnierung der Sprossmasse. Lediglich die Blattmasse verzeichnet eine Zunahme. Bis zum 14. Tag steigt die Wurzelmasse, bei Blatt- und Sprossmasse hingegen kann eine Beeinflussung der Biomasse festgestellt werden. Zu diesem Zeitpunkt konnten 0,019% an BTEX in den Blättern nachgewiesen werden. Bis zum 18. Tag steigt die Wurzelmasse weiter. Auch die Sprossmasse verzeichnet einen geringfügigen Anstieg. Lediglich die Blattmasse zeigt eine geringere Biomassekonzentration. Die Wurzeln scheinen durch die BTEX-Konzentration von 0,032% nicht beeinflusst worden zu sein, die Blätter wurden hingegen durch die Konzentration von 0,015% gehemmt. Bis zum 21. Tag ist ein geringfügiger Einbruch der Wurzelkurve zu verzeichnen, die Blattmasse hingegen steigt linear bis zum 25. Tag an. Die Sprossmasse bleibt konstant. Obwohl keine BTEX in den Wurzeln und dem Spross nachgewiesen werden konnten, wurde ihr Wachstum gehemmt. Bis zum 25. Tag steigen die Biomassen der Kompartimente weiter an. In allen Kompartimenten sind BTEX detektiert worden, wobei in der Wurzel die niedrigste Konzentration, in dem Spross die höchste und in den Blättern eine mittlere Konzentration festgestellt wurde.

Zusammenfassend ist zu erkennen, dass die Rettiche eine lange Einstellungsphase besitzen. Sie sind in den ersten beiden Wochen nicht in der Lage BTEX aufzunehmen. Jedoch können trotzdem Beeinflussungen der Biomassen festgestellt werden. Zuerst werden die Wurzeln beeinflusst, vom 7. bis zum 11. Tag wurde eine verminderte Biomassekonzentration detektiert. Auch die Sprossmassezunahme stagniert. Diese Beobachtung kann entweder ein Ausreißer sein, oder ist ein Indiz für eine erste Einstellungsphase der Rettiche. Diese vollzieht sich dann jedoch ohne vorherige Aufnahme an BTEX. Es ist auch möglich, dass BTEX in geringen Mengen aufgenommen wurden, jedoch an den drei

zwischenliegenden Tagen bereits wieder abgegeben wurden. Bis zum 14. Tag steigt die Wurzelmasse wieder an und in den Blättern konnten BTEX nachgewiesen werden, welche deren Biomassekonzentration beeinflussten. Die Rettiche scheinen in diesem Stadium BTEX über die Wurzeln aufgenommen und diese direkt über den Spross in die Blätter transportiert zu haben. Dort lagern sie sich in geringen Mengen an. Am 18. Tag konnten in der Wurzel und in den Blättern BTEX nachgewiesen werden. Die Wurzelmasse steigt weiter an und scheint unbeeinflusst von den vorgefundenen BTEX. Die Blätter hingegen verzeichnen eine weitere Abnahme ihrer Biomasse. Sie wurden somit anscheinend zurückgebildet. Bis zum 21. Tag, an welchem keine BTEX im Rettich nachgewiesen werden konnte, sinkt die Wurzelmasse erneut. R7 kann als Ausreißer definiert werden. Es ist jedoch auch möglich, dass die Rettiche eine weitere Einstellungsphase besitzen. Somit wäre nach der 1. Phase die Umstellung noch nicht optimiert. Ein Indiz dafür ist die Tatsache, dass die Rettiche die erste Phase einer Umstellung durchführen, ohne BTEX vorher aufgenommen zu haben. Die zweite Einstellung erfolgt, nachdem BTEX bereits von den Pflanzen aufgenommen wurden. Bis zum 25. Tag steigen die Biomassen der Kompartimente erneut. In allen Kompartimenten konnten BTEX nachgewiesen werden. Dies stützt die These der beiden Einstellungsphasen. Nach der zweiten Phase sind die Pflanzen auf BTEX eingestellt und können sie aufnehmen und über den Spross in die Blätter transportieren und dort abgeben. Für die Rettiche wäre mindestens ein weiterer Datenpunkt nach 29 Tagen notwendig, um die weitere Entwicklung zu verfolgen. Zwar zeigen die Rettiche nach der 1. Einstellungsphase bereits, dass sie in der Lage sind, BTEX aufzunehmen und über die Blätter abzugeben, jedoch ist mit dem letzten Datenpunkt nicht erkennbar, ob die Aufnahme über die Wurzel zunimmt, der Transport über den Spross schnell erfolgt oder dort sogar BTEX eingelagert werden. Auch eine eventuelle Zwischenlagerung in den Blättern kann somit nicht nachvollzogen werden. Aufgrund der vorliegenden Daten kann davon ausgegangen werden, dass die Rettiche ihre Aufnahme-, Transport- und Abgabewege an die BTEX-Kontamination angepasst haben.

### 5.3.4 Auswertung der ermittelten Daten der Johannisroggen



**Abbildung 13: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Johannisroggen und ihre BTEX-Aufnahme**

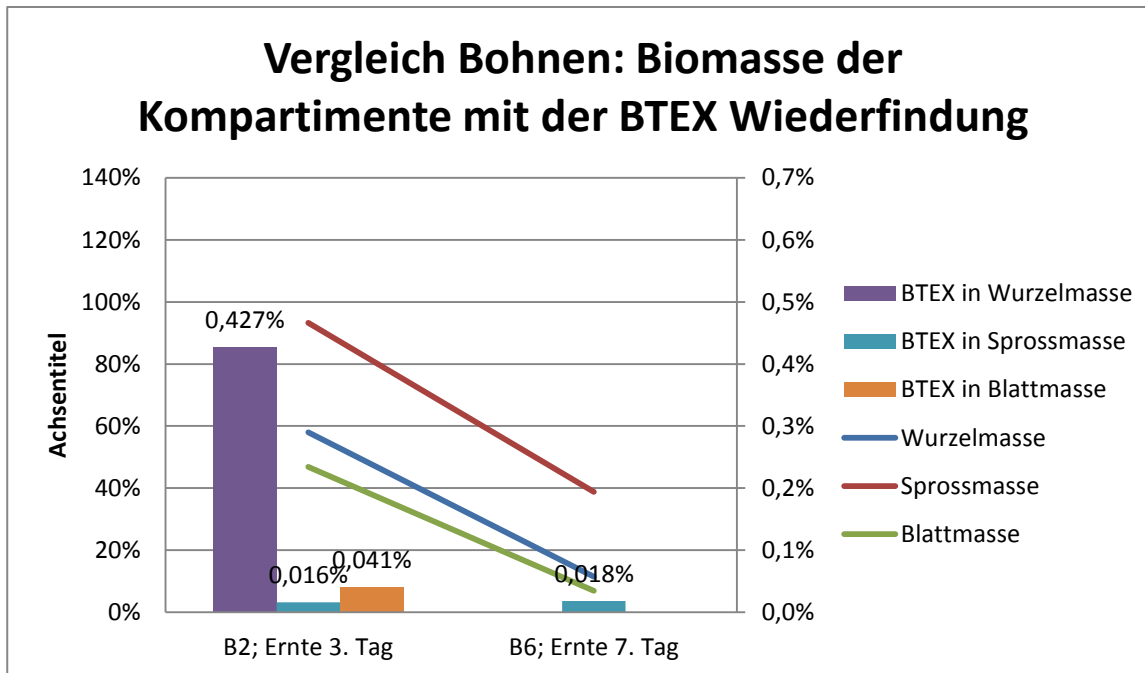
Das Diagramm zeigt die eingewogene Masse an Wurzeln, Spross und Blättern der Johannisroggen, bezogen auf die Masse der Kontrollpflanze ohne BTEX-Zugabe, sowie die Wiederfindung an BTEX innerhalb der Kompartimente bezogen auf die Gesamtzugabe an BTEX. Die Erwartungswerte der einzelnen Pflanzen stellt sich wie folgt dar: G1 besitzt einen EW von ca. 17%, G2 von ca. 33%, G4 von 50%, G5 von ca. 67%, G6 von ca. 84% und G7 von 100%. Bei G1 konnte eine Blattmasse von ca. 15%, eine Wurzelmasse von 35% und eine Sprossmasse von 50% ermittelt werden. Die Blattmasse liegt damit innerhalb des Erwartungsbereiches von 7%-27%. Die Wurzelmasse liegt 18% und die Sprossmasse 33% oberhalb des EWB. Bei G2 konnte ein Blattmasseanteil von ca. 15%, ein Wurzelmasseanteil von 20% und ein Sprossmasseanteil von 45% ermittelt werden. Blatt- und Wurzelmasse liegen damit 18% bzw. 13% unterhalb des EW und die Sprossmasse liegt 12% über dem EW. G4 weist eine Blattmasse von ca. 30% auf, eine Wurzelmasse von 35% und eine Sprossmasse von ca. 70%. Blattmasse und Wurzelmasse liegen somit 20% bzw. 15% unterhalb des EW und die Sprossmasse liegt 20% oberhalb des EW. G5 erreicht eine Blattmasse von 70%, eine Wurzelmasse von 130% und eine Sprossmasse von 120%. Die Blattmasse erreicht den erwarteten Wert, die Wurzelmasse und Blattmasse überschreiten den EW um 63% bzw. 53%. G6 weist eine Blattmasse von 5% auf, eine Wurzel- und Sprossmasse von ca. 20%. Die Kompartimente des G6 liegen somit 79% bzw. 64% unterhalb des EW. Bei G7 konnte eine Sprossmasse

von 40%, eine Wurzelmasse von 55% und eine Blattmasse von 75% nachgewiesen werden. Die Kompartimente besitzen damit Massenanteile von 60%, 45% und 25% unterhalb des EW.

In G1, G2, G4 und G7 konnten keine BTEX nachgewiesen werden. In der Wurzelmasse des R5 konnten 0,011% und in der Sprossmasse 0,178% an BTEX nachgewiesen werden. In der Wurzelmasse des G6 wurden 0,121% und in der Sprossmasse 0,483% an BTEX detektiert. Es zeigt sich, dass die Biomassen der Kompartimente vom 3. bis zum 7. Tag geringfügig sinken. Vom 11. bis zum 14. Tag steigen Spross- und Blattmasse annähernd linear an. Die Wurzelmasse hingegen steigt bis zum 11. Tag in geringerem Maße als die beiden anderen Kompartimente. Bis zum 14. Tag ist ein exponentielles Wachstum der Wurzelmasse zu verzeichnen. Am 11. Tag konnten keine BTEX nachgewiesen werden. Die am 14. Tag ermittelten Konzentrationen an BTEX in Wurzeln und Spross hatten keine erkennbare Auswirkung auf die Biomasse. Bis zum 18. Tag sinken die Biomassekonzentrationen auf ein Minimum. Die Konzentrationen liegen sogar unterhalb des am 3. Tag geernteten Rettichs. Es scheint verzögert eine Beeinflussung der Pflanzen stattgefunden zu haben. Die am 18. Tag detektierten BTEX in Wurzeln und Spross liegen höher als am 14. Tag. Zu den Blättern des R5 und R6 liegen keine Daten aufgrund technischer Fehler vor. Das Gas für den HS-Gaschromatographen war bei der Blattprobe des R5 leer. Bei R6 gab es einen Fehler mit dem Greifarm, womit dessen Blattprobe nicht ordnungsgemäß in den Ofen gegeben werden konnte. Bis zum 21. Tag steigen die Biomassen der Kompartimente erneut, wobei die Blattmasse den höchsten Anstieg verzeichnet und erstmalig die Biomassekurven der Wurzel und des Sprosses überschreitet. An diesem Tag konnten keine BTEX nachgewiesen werden.

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass die Biomasseproduktion der Rettiche bis zur 2. Woche keiner relevanten Beeinflussung der BTEX unterliegt. Der starke Biomasseneinbruch des G6 ist nicht direkt auf die BTEX zurückzuführen. G6 zeigte seit dem Auskeimen eine erheblich verminderte Wachstumsrate. So war G6 während der Spross- und Blattaussmessungen vor der Zugabe mit BTEX bereits stets kleiner in der Blattmaßen und der Sprosshöhe als G5 (Siehe Anhang-Teil 2). Dennoch konnte in G6 eine erhöhte Menge an BTEX detektiert werden. Dies lässt die Vermutung zu, dass die Aufnahme von BTEX nicht in Korrelation mit der Biomasse steht.

### 5.3.5 Auswertung der ermittelten Daten der Bohnen



**Abbildung 14: Biomassenentwicklung der Kompartimente der Bohnen und ihre BTEX-Aufnahme**

Das Diagramm zeigt die eingewogene Masse an Wurzeln, Spross und Blättern der Bohnen, bezogen auf die Masse der Kontrollpflanze ohne BTEX-Zugabe, sowie die Wiederfindung an BTEX innerhalb der Kompartimente bezogen auf die Gesamtzugabe an BTEX. Am 7. Tag waren alle Bohnen bis auf B6 eingegangen. Somit konnten lediglich zwei Datenpunkte ermittelt werden. Die Erwartungswerte der einzelnen Pflanzen stellt sich wie folgt dar: B2 sollte 50% an Biomasse erreichen und B6 100%. Die Wurzelmasse der B2 erreicht einen Wert von ca. 60% und liegt somit an der oberen Grenze des EWB. Die Sprossmasse erreicht einen Wert von ca. 95% und liegt somit 45% über dem EW. Die Blattmasse besitzt mit ca. 50% den erwarteten Wert. Die Wurzelmasse des G6 liegt bei ca. 15% die Sprossmasse bei ca. 40% und die Blattmasse bei ca. 10%. Somit liegen die Kompartimente 85%, 60% bzw. 90% unterhalb des EW. In der Wurzelmasse der B2 konnten 0,427%, in der Sprossmasse 0,016% und in der Blattmasse 0,041% an BTEX nachgewiesen werden. In B6 konnte in der Sprossmasse 0,018% BTEX detektiert werden.

Bei den Bohnen ist am 3. Tag eine hohe Konzentration an BTEX in den Wurzeln nachweisbar, im Vergleich zum Spross und den Blättern. Bis zum 7. Tag fällt die Biomasse ab und lediglich im Spross ist eine annähernd gleiche Konzentration an BTEX nachweisbar, wie am 3. Tag. Da bis zum 3. Tag lediglich B6 am Leben geblieben ist, kann davon ausgegangen werden, dass die Bohnen sehr empfindlich gegenüber BTEX sind. Bereits nach

einer Woche starben die Bohnen ab, der Einfluss der BTEX auf die Gesundheit der Pflanzen ist demnach hoch. Selbst B6 wurde in einem schlaffen Zustand geerntet. Die Kontrollpflanze war gesund und wies keine auffälligen Merkmale auf.

## 5.4 Beobachtungen/ Phänotypische Veränderungen

**Tabelle 3: Beobachtungen an den Kürbissen**

Kürbis – Aussaat 1 Woche vor BTEX-Zugabe		
Tag	Pflanzennr.:	Beobachtung
Tag 0	alle	Zugabe BTEX
Tag 3	K2, K3	gewellte Blätter
Tag 4	K4	4. Blatt weist für Kürbis untypische Wuchsform auf
	KK	3. Blatt weist 2 Löcher auf
Tag 6	KK	Kontrolle weist hohes Wurzelwerk an Glaswand auf
Tag 11	K4	Blätter weisen gelbe Ränder auf
Tag 13	K4	braune, vertrocknete Stellen erkennbar

Die Tabelle zeigt die Beobachtungen an den Kürbissen, an welchem Tag sie gemacht und an welcher Pflanze diese festgestellt wurden. K6, K7 und K8 sind nicht aufgegangen wodurch lediglich 5 Kürbisse eine BTEX-Zugabe erhielten.

**Tabelle 4: Beobachtungen an den Bohnen**

Bohne – Aussaat 1 Woche vor BTEX-Zugabe		
Tag	Pflanzennr.:	Beobachtung
Tag 0	alle	Zugabe BTEX
Tag 1	B6, B8	Blätter schrumpelig, rollen sich zusammen
Tag 2	B3-B8	Blätter schlapp mit schwarzen Flecken
Tag 7	alle	Alle eingegangen, bis auf die Kontrolle und B8

Die Tabelle zeigt die phänotypischen Veränderungen an den ausgesäten Bohnen mit Angabe des Datums. Eine Pflanze war nicht aufgegangen, wodurch lediglich 7 Bohnen eine BTEX-Zugabe erhielten.

**Tabelle 5: Beobachtungen an den Sonnenblumen**

Sonnenblume – Aussaat 1 Woche vor BTEX-Zugabe		
Tag	Pflanzennr.:	Beobachtung
Tag 0	alle	Zugabe BTEX
Tag 1	S5	schiefer Spross
Tag 11	S5, S8	Blätterspitzen vertrocknet
Tag 14	S8	vertrocknete Ränder an Blättern, 1 Blatt kräuselt sich
	S7	Blätter hängen schlaff
	SK	1 Blatt schlaff, 2 ringeln sich

Die Tabelle erfasst die phänotypischen Veränderungen an den Sonnenblumen, an welchem Tag sie gemacht und an welcher Pflanze diese festgestellt wurden. S1, S4 und S6 waren nicht aufgegangen, wodurch lediglich 5 Sonnenblumen eine BTEX-Zugabe erhielten.

**Tabelle 6: Beobachtungen an den Rettichen**

Rettich – Aussaat 1 Woche vor BTEX-Zugabe		
Tag	Pflanzennr.:	Beobachtung
Tag 0	alle	Zugabe BTEX
Tag 11	R4	gelbe Flecken, vertrocknete Blattränder
	R5-R7	gelbe Flecken
Tag 14	R5	1 Blatt vertrocknet, 1 Blatt rollt sich zusammen
	R6	2 vertrocknete Blätter
	R8	vertrocknete Blattspitzen

In der Tabelle finden sich die Beobachtungen an den Rettichen, an welchem Tag Veränderungen aufgetreten und an welcher Pflanze diese festgestellt wurden. R2 ist nicht gekeimt, wodurch 7 Rettiche eine BTEX-Zugabe erhielten.

**Tabelle 7: Beobachtungen an den Johannisroggen**

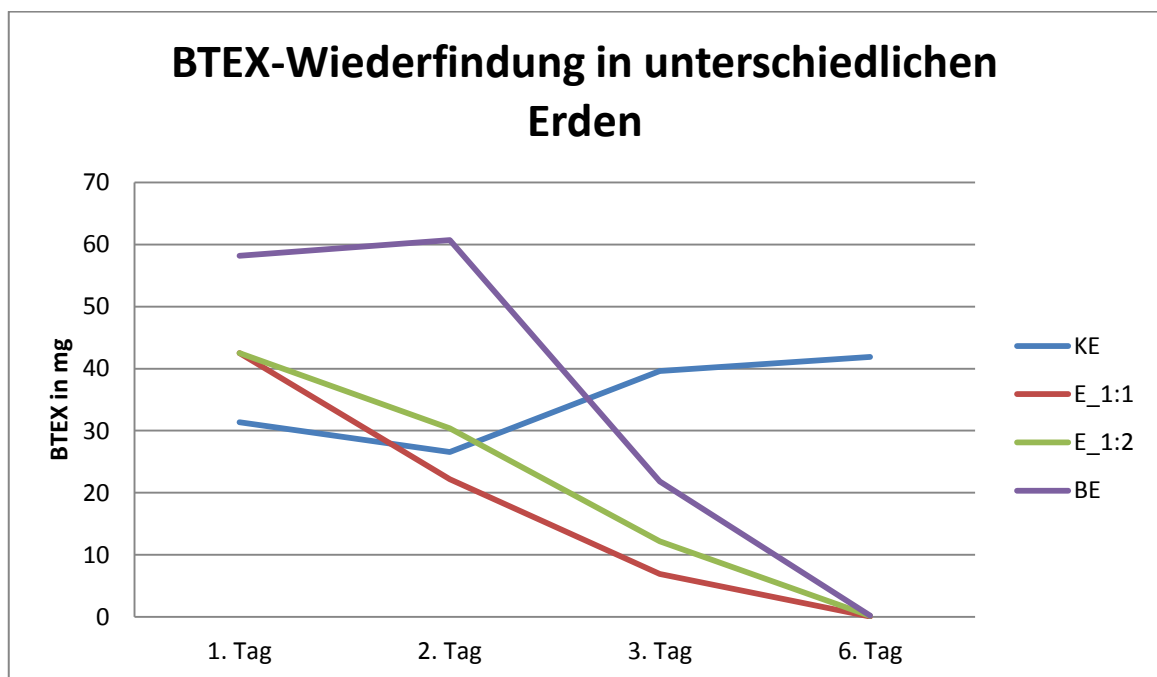
Johannisroggen (Gras) – Aussaat 1 Woche vor BTEX-Zugabe		
Tag	Pflanzennr.:	Beobachtung
Tag 0	alle	Zugabe BTEX
Tag 11	G4	gelb bis rötliche Halmansätze

Die Tabelle zeigt die Beobachtungen am Johannisroggen, wann sie gemacht und an welcher Pflanze diese festgestellt wurden. G3 und G8 sind nicht aufgegangen, wodurch nur 6 Roggenpflanzen eine BTEX-Zugabe erhielten.



## 5.5 Auswertung der Erdversuche

Bei den durchgeführten Bodenkontrollen während der ersten Versuchsreihe mit Kokosfasern konnte keine Wiederfindung von BTEX im Substrat festgestellt werden. Der Grund lag mit hoher Wahrscheinlichkeit an der Probennahme, welche ungünstig gewählt wurde. Es wurde eine 20-ml-Spritze an der Unterseite abgesägt und somit eine Kernbohrung unternommen. Die Erde sollte dann in 20ml Vials gegeben werden, jedoch war die Öffnung der Vials zu klein und somit gelang es nicht, die Erde ohne Luftkontakt in das Vial zu geben. Wie oben unter 4.1 beschrieben, wurde die Probenahme umgestellt, um die Verluste zu minimieren.



**Abbildung 15: BTEX-Konzentrationen in den Erdversuchen**

Das Diagramm zeigt die BTEX-Konzentrationen in den verschiedenen Erden an 4 Tagen. Die Dauer des Experimentes umfasste eine Woche. KE ist die Abkürzung für Kokosnusserde, E\_1:1 die Mischung von Kokosnuss- und Blumenerde im Verhältnis 1:1, E\_1:2 im Verhältnis 1:2 und BE für die Blumenerde. Die BTEX-Konzentration wird in mg angegeben. Die Werte in Abbildung 15: BTEX-Konzentrationen in den Erdversuchen werden in der folgenden Tabelle nochmals übersichtlich zusammengefasst.

**Tabelle 8: BTEX-Konzentrationen aus den Erdversuchen**

Tag	1	2	3	6
Kokosfasern	31 mg	26 mg	40 mg	41 mg
Kokos: Erde 1:2	43 mg	30 mg	7 mg	-
Kokos: Erde 1:1	43 mg	22 mg	12 mg	-
Blumenerde	58 mg	60 mg	22 mg	-

Dem Diagramm ist zu entnehmen, dass die BTEX-Konzentrationen der beiden Erdmischungen kontinuierlich sinken und zum 6. Tag keine BTEX mehr nachweisbar waren. Bei reiner Blumenerde steigt die Konzentration bis zum 2. Tag um 3 mg. Dies liegt jedoch im Fehlerbereich der Analysenmethode. Anschließend sinken die Konzentrationen, bis am 6. Tag keine BTEX mehr nachweisbar waren. Bei reinen Kokosfasern sinkt die BTEX-Konzentration bis zum 2. Tag um ca. 5 mg. Anschließend steigt sie auf ca. 40 mg am 3. Tag und 41 mg am 6. Tag. Da die Konzentration ansteigt, kann daran liegen, dass das Substrat BTEX aus der Umgebung aufgenommen hat. Bei den Erdmischungen und der Blumenerde konnten am 6. Tag keine BTEX mehr nachgewiesen werden. Somit zeigte die Versuchsreihe mit den unterschiedlichen Erden, dass die neu angewandte Methode durchaus dafür geeignet ist, BTEX in der Erde nachzuweisen. Die KE kann aus den vorliegenden Ergebnissen als die geeignetste der untersuchten Erden angesehen werden. Die Blumenerde enthält andere Mikroorganismen. Es ist möglich, dass diese in der Lage sind BTEX abzubauen, wodurch die rapide Abnahme der Schadstoffe in der Blumenerde und den Erdmischungen erklärt werden könnte. [Raph97]

Da BTEX in allen Erdmischungen am 6. Tag nicht mehr nachweisbar waren und nur in dem Substrat ohne Erdzusatz in annähernd gleichbleibender Konzentration nachweisbar waren, ist es unwahrscheinlich, dass die BTEX in den anderen 3 Proben ausgasen.

## 6 Zusammenfassung

Aus den durchgeführten Experimenten lassen sich erste Rückschlüsse über die Aufnahmefähigkeit der untersuchten krautigen Pflanzen treffen. So zeigen sich über das aufgestellte Auswertungssystem Kürbis und Rettich als am geeignetsten für die Aufnahme an BTEX. Der Einstufung nach folgen Johannisroggen und Sonnenblume. Die Bohnen reagierten sehr empfindlich auf die Schadstoffe und erscheinen als nicht geeignet zur Nutzung auf Altlasten. Die untersuchten, wenige Wochen alten, Pflanzen nahmen BTEX allerdings nur in geringen Mengen von unter 1% auf. Demgegenüber stehen die Ergebnisse aus den Vorversuchen. In den Wurzeln der acht Wochen alten Pflanzen (Kürbis und Sonnenblume) konnten über 30% an Schadstoffen nachgewiesen werden. Die Wurzelmasse in den Vorversuchen lag höher als in der Experimentierreihe. Auch wenn aus der Versuchsreihe nicht auf einen Zusammenhang zwischen Biomassekonzentration und BTEX-Aufnahmefähigkeit geschlossen werden kann, so ergibt sich im direkten Vergleich der Vorversuche und der Experimentierreihen durchaus ein Zusammenhang zwischen Aufnahme und Biomasse der Wurzel.

Die Untersuchungen der einzelnen Kompartimente Wurzel, Spross und Blatt zeigten, dass keine der ausgewählten Pflanzen BTEX über einen längeren Zeitraum speicherte. Die Schadstoffe reicherten sich zwar zeitweise an, innerhalb weniger Tage nahm die Konzentration jedoch zumeist wieder ab. Dies lässt den Schluss zu, dass die Pflanzen entweder in der Lage sind, BTEX abzubauen oder diese an die Umgebung abgeben.

Auf Altlastenstandorten sind in den obersten Erdschichten kaum BTEX vorzufinden, da diese vornehmlich ausgasen. Ein Anpflanzen des Gartenkürbis, Ölrettichs, Johannisroggens und von Sonnenblumen ist möglich, da in den Experimenten nachgewiesen wurde, dass sie BTEX-Konzentrationen von bis zu 246 mg im Mittel kompensieren können. Erst in späteren Wachstumsstadien gelangen die Wurzeln in höher konzentrierte Bodenbereiche. Über die Vorversuche ist bereits festgestellt worden, dass eine höhere Wurzelmasse die Pflanzen befähigt, mehr BTEX aufzunehmen. Über den flächenmäßige Anbau der krautigen Pflanzen könnte ein sogenannter Transpirationssog innerhalb des Bodens entstehen, der BTEX von tieferen Schichten in höher gelegene zieht.

Die Analysemethode hat sich als geeignet herausgestellt, BTEX in Pflanzen nachzuweisen mit der Einschränkung, dass die erhaltenen Ergebnisse nur als relative Werte vorlie-

gen. Dies liegt in fehlendem Referenzmaterial begründet. Der angewendete Versuchsaufbau und die Analyse mit der HS-GC kann für weitere Experimente genutzt werden.

Aus den Erdversuchen ergab sich, dass ein Substrat aus Kokosnusssfasern ohne Erdzusatz am geeignetsten für Versuchsreihen zum Nachweis von BTEX in Pflanzen ist. Nur im reinen Kokosfasersubstrat waren BTEX noch am 6. Tag annähernd in der Ausgangskonzentration nachweisbar, während in den Erdsubstraten kein BTEX-Nachweis mehr gelang. Vermutet wird, dass durch die in den Erden vorkommenden Mikroorganismen ein Abbau der BTEX stattfand.

Schlussendlich kann festgestellt werden, dass die untersuchten mitteleuropäischen, krautigen Pflanzen, mit Ausnahme der Bohnen, für ein Phytoscreening bzw. -remediation in Frage kommen. Weitere Experimente in den Feldversuchen müssen durchgeführt werden, um weitere Aussagen treffen zu können.

## 7 Ausblick

Die Messung der Sprosshöhe und der Blattoberfläche sollte in folgenden Experimenten erfolgen. Sie bieten eine gute Grundlage für die Diskussion der erhaltenen Ergebnisse. So kann zwischen den analysierten Pflanzen nicht nur das Messergebnis bezogen auf die Gesamtmasse der Pflanze verglichen werden, es ist auch möglich, die Transportwege bzw. Blattoberflächen in unterschiedlich großen Sprossen und Blättern mit in die Diskussion des Messergebnisses einzubeziehen. Strukturelle Unterschiede in Länge und Dicke der Sprosse können das Messergebnis auf nicht unerhebliche Weise beeinflussen. Auch beim Wurzelwerk muss unterschieden werden zwischen Pfahlwurzel oder weit verzweigtem Wurzelwerk. Beim weit verzweigten Wurzelwerk ist die Oberfläche gegenüber der Pfahlwurzel höher, womit theoretisch eine höhere BTEX-Aufnahme zu erwarten ist. So muss bei jedem Pflanzenkompartiment darüber diskutiert werden, in wie weit die strukturelle Beschaffenheit des jeweiligen untersuchten Pflanzenteiles eventuelle Unterschiede in der Detektion von BTEX beeinflusst. Bei einer Pflanze mit höheren Blattoberflächen kann davon ausgegangen werden, dass die Verdunstung der BTEX begünstigt wird. Zudem sollte die Verweilzeit der BTEX mit Zunahme der Sprosslänge auch erhöht sein. Für die beiden letzteren Aussagen und der Behauptung, dass mit zunehmender Wurzeloberfläche die BTEX-Aufnahmefähigkeit steigt, bedarf es allerdings weiterer Forschungen. Die Aufnahme, Transportwege und eventuelle Speicherung der BTEX, aber auch eine Abgabe an die Umwelt über die Blätter, sind noch nicht weitreichend untersucht.

Bei weiteren Experimenten sollten mehrere parallel laufende Versuchsreihen jeder Pflanzenart durchgeführt werden. So könnten mehrere Pflanzen einer Art an einem Tag untersucht werden. Daraus können Mittelwerte gebildet werden und der Einfluss von Ausreißern wird minimiert. Damit erhält man ein aussagekräftigeres Ergebnis. Zudem sollten mehr als die später benötigten Pflanzen ausgesät werden, da nicht alle Samen keimen bzw. die kräftigsten Pflanzen ausgesucht werden können..

Weiterhin sollten geklärt werden, wie genau sich die Aufnahme und der Transport in den Pflanzen vollzieht. Auch ist zu untersuchen, ob andere Analysemethoden zu anderen Ergebnissen führen und eventuell geeigneter sind zur Detektion von BTEX in Pflanzen. Ebenso kann überprüft werden, ob innerhalb der Familien der untersuchten Pflanzen, es andere Arten gibt die geeigneter sind für die vorliegende Problematik.

## Literatur

- [NiRe10] Reiche, Nils, Volatilisierung von flüchtigen organischen Verbindungen bei der Phytoremediation industriell belasteter Grundwässer, Halle(Saale), Dissertation zur Erlangung des akademischen Grades doctor rerum naturalium, 2010, S. 102, S. 7
- [UDB15] Umweltdatenbank URL: <http://www.umweltdatenbank.de/cms/>, verfügbar am 21.11.2015
- [LafU96] Prof. Dr. P. Grathwohl - Landesanstalt für Umweltschutz, Formulierung einer Verfahrensempfehlung zur Bestimmung der Emission leichtflüchtiger organischer Schadstoffe (LCKW, BTEX etc.) aus kontaminierten Böden, Tübingen, Abschlussbericht Geologisches Institut der Eberhard-Karls-Universität Tübingen, 1996, S. 35
- [LafUB12] Landesamt für Umwelt – Brandenburg, Fachinformationen zur Altlastenbearbeitung – Nr. 6, Land Brandenburg, 2012, S. 39
- [ChemB16] Chemie.de URL: <http://www.chemie.de/lexikon/Benzol.html>, verfügbar am 23.02.2016
- [Stu08] H.D. Stupp et al., Ausbreitung von BTEX im Grundwasser, Bergisch Gladbach, Veröffentlichung der Dr. Stupp Consulting GmbH, 2008

- [ScFi03] Dr. Karlheinz Senghas, Prof. Dr. Siegmund Seybold, Schmeil & Fitschen - Flora von Deutschland und angrenzenden Ländern, Wiebelsheim, Meyer Verlag GmbH & Co., 92. Auflage 2003, S.278 – Nr. 5
- [Kay02] G. Kayser, Einführung in die Umweltverfahrenstechnik Kapitel 6 - Altlastensanierung, Zittau, Veröffentlichung Internationales Hochschulinstitut, 2002, S. 40
- [OIHo11] Diplom Ingenieur Olaf Holm, Entwicklung und Anwendung eines Verfahrens zur Erkundung und zum Monitoring mit LCKW kontaminierter Standorte mittels Beprobung von Pflanzen, Berlin, Dissertation Technische Universität Berlin, 2011, S. 12/13
- [GLK08] Götz Leeder-Kamanda, Das Verhalten von BTX-Aromaten in der ungesättigten Bodenzone, Freiberg, Dissertation Technische Universität Bergakademie Freiberg, 2008,
- [RSH87] Rinsky, et al., Benzene and leukemia. An epidemiologic risk assessment, N. Engl. J. Med. 316, 1987, 1044-1055
- [AnHe04] Anna Hellström, Uptake of Organic Pollutants in plants, Uppsala, Department of Environmental Assessment – Swedish University of Agricultural Sciences, 2004, S. 12
- [BöJü1997] Böcker, Jürgen: Chromatographie – Instrumentelle Analytik mit Chromatographie und Kapillarelektrophorese, Würzburg, Vogel Verlag, 1997

- [BLfU13] Bayerisches Landesamt für Umwelt, Umweltwissen Schadstoffe – Benzol, Augsburg, 2013
- [HuZi16] Humusziegel.de -Großhandel & Direktimport GmbH, Dorfmathen 3, D-39291 Wörmlitz, URL: [www.humusziegel.de](http://www.humusziegel.de), erreichbar am: 28.05.16
- [poil16] Peter Drache, [www.poilioq.com/blog/technik/led-pflanzenleuchten](http://www.poilioq.com/blog/technik/led-pflanzenleuchten), erreichbar am: 28.05.16
- [ChemH16] Chemie.de URL: <http://www.chemie.de/lexikon/Henry-Konstante.html>, verfügbar am 14.07.2016
- [LaKn13] G. Lange, K. Knödel:Handbuch zur Erkundung des untergrundes von Deponien und Altlasten, Band 8,Erkundungspraxis :Springer-Verlag 2013:213f.
- [Brau13] H.Brauer:Handbuch des Umweltschutzes und der Umweltschutztechnik: Band 5: Sanierender Umweltschutz, Springer-Verlag 2013:17
- [Knack13] Daniel Horst Knack, Funktion und Mechanismus der Ethylbenzol Dehydrogenase, Marburg, Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Naturwissenschaften (Dr. rer. nat.), 2013, S. 13
- [BmAS07] Bundesministerium für Arbeit und Soziales, Wissenschaftliche Begründung zur Berufskrankheit Nummer 1318, Bek. des BMAS vom 1. September 2007 – IVa 4-45222 – GMBI 49-51/2007, S. 974 ff.



- [KKKS14] Joachim W. Kadereit, Christian Körner, Benedikt Kost, Uwe Sonnewald; Strasburger – Lehrbuch der Pflanzenwissenschaften: 37. Auflage, Springer Spektrum, Heidelberg, 2014, Seite 74
- [Koch95] Rainer Koch, Umweltchemikalien, VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim, 1995, S. 398
- [Raph97] T. Raphael: Umweltbiotechnologie Grundlagen, Anwendungen und Perspektiven. 1997. Springer Berlin Heidelberg 72f.

# Anlagen

Teil 1: Einwaage der BTEX für die Zugabe der Pflanzen..... A-I

Teil 2: Größenmessungen an den Johannisroggen..... A-III

## Teil 1: Einwaage der BTEX für die Zugabe der Pflanzen

**Tabelle 9: BTEX-Einwaage der Kürbisse**

in mg	K1	K2	K3	K4	K5	MW
Benzol	39,6	39,4	40,8	39,7	40,7	40,0
Toluol	42,5	42,2	41,3	42,4	42,3	42,1
Ethylbenz.	43,3	42,9	44,8	42,8	41,8	43,1
m-Xylol	43,6	42,5	42,8	42,5	42,5	42,8
p-Xylol	42,1	42,5	42,3	42,1	41,8	42,2
o-Xylol	43,1	43,7	43,8	43,4	43,1	43,4

**Tabelle 10: BTEX-Einwaage der Bohnen**

in mg	B1	B2	B3	B4	B6	B7	B8	MW
Benzol	39,5	38	37,7	39,4	36,4	36,5	38,4	38,0
Toluol	41,6	41,8	42,1	42	42,8	41,3	41	41,8
Ethylbenz.	42,1	41	42	41,8	41,3	41,8	42,3	41,8
m-Xylol	42,3	42,3	41,9	42	42,2	41,5	42,1	42,0
p-Xylol	41,6	41,8	41	41	42	41,1	41,1	41,4
o-Xylol	42,9	42,4	42	41,7	42,4	41,3	42	42,1

**Tabelle 11: BTEX-Einwaage der Sonnenblumen**

in mg	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	MW
Benzol	38,8	38,6	37,2	38,3	39,9	37,3	39,2	38,5	38,5
Toluol	40,5	40,6	41,4	40,1	40,8	41,2	40,5	40,9	40,8
Ethylbenz.	41	41,8	41,1	40,8	41,3	60,3	41,6	41,8	43,7
m-Xylol	42,3	41,8	41,1	41,6	41,2	41,4	41,2	41,1	41,5
p-Xylol	41,4	40,6	40,8	42,1	41	41	41,1	40,4	41,1
o-Xylol	41,9	42	42,2	42,6	41,8	36,9	41,6	41,6	41,3

**Tabelle 12: BTEX-Einwaage der Rettiche**

in mg	R1	R3	R4	R5	R6	R7	R8	MW
Benzol	38,1	38,5	38,3	38	38,7	37,2	38,3	38,2
Toluol	40,6	40,1	40,1	40,6	41,2	40,7	40,1	40,5
Ethylbenz.	41,7	40,9	40,9	41,9	40,9	41,4	40,5	41,2
m-Xylol	40,9	41	40,8	41,4	41,6	40,1	40,5	40,9
p-Xylol	41	41	39,9	41,2	40,7	40,5	40,6	40,7
o-Xylol	41,6	40,9	41,4	41,7	40,2	41,3	41,2	41,2

**Tabelle 13: BTEX-Einwaage der Johannisroggen**

in mg	G1	G2	G4	G5	G6	G7	G8	MW
Benzol	36,8	37,5	36,2	36,8	37,3	36,7	36,2	36,8
Toluol	40,4	39,4	40,7	40,4	41	40,3	40,4	40,4
Ethyl- benz.	41,2	40,4	40,7	41,1	40,9	40,9	40,4	40,8
m-Xylol	41,5	40,6	40,6	40,6	40,3	39,9	40,5	40,6
p-Xylol	41,1	40,2	39,8	40,2	39,7	40,1	40	40,2
o-Xylol	40,8	41,3	40,8	40,4	41,6	41,2	40,9	41,0

## Teil 2: Größenmessungen an den Johannisroggen

**Tabelle 14: Größenmessungen der Johannisroggen**

Tag	Gras-1		Gras-2		Gras-4		Gras-5	
	Blatt:		Blatt:		Blatt:		Blatt:	
	L*B in cm	Spross in cm	L*B in cm	Spross in cm	L*B in cm	Spross in cm	L*B in cm	Spross in cm
1	n.m.	1,6	n.m.	1	1,6*0,1	2	0,4*0,1	2,3
2	2,2*0,2	2	1,1*2,0	2	4,9*0,2	2,5	3,4*0,2	2,5
3	13,8*0,3	2,3	9*0,3	2,2	17,3*0,3	2,5	13,8*0,3	2,5
4	15,2*0,4	2,6	11,8*0,4	2,4	18,4*0,3	2,5	14,7*0,4	2,5
5	17,8*0,4	2,8	13,1*0,4	2,4	18,4*0,3	2,5	15,1*0,4	2,5
6	18,5*0,4	3	13,8*0,4	2,4	18,5*0,3	2,5	15,9*0,4	2,5

Tag	Gras-6		Gras-7		Gras-Kontrolle	
	Blatt:		Blatt:		Blatt:	
	L*B in cm	Spross in cm	L*B in cm	Spross in cm	L*B in cm	Spross in cm
1			0,5*0,1	1,6	1,4*0,1	1,4
2			3,1*0,1	2,4	4*0,3	1,4
3	3*0,1	0,9	15*0,2	2,4	13,9*0,3	1,8
4	6*0,2	1	17,4*0,3	2,4	14,6*0,3	2,9
5	7,2*0,2	1	18,9*0,3	2,4	14,9*0,3	2,9
6	7,8*0,2	1	19,4*0,3	2,5	14,9*0,3	3

# Selbstständigkeitserklärung

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig und nur unter Verwendung der angegebenen Literatur und Hilfsmittel angefertigt habe.

Stellen, die wörtlich oder sinngemäß aus Quellen entnommen wurden, sind als solche kenntlich gemacht.

Diese Arbeit wurde in gleicher oder ähnlicher Form noch keiner anderen Prüfungsbehörde vorgelegt.

Mittweida, den 01.08.2016

Jürgen Berger