

# Einfluss der Ultravioletten Strahlung auf die Synthese von Polyphenolen in Hopfenzapfen

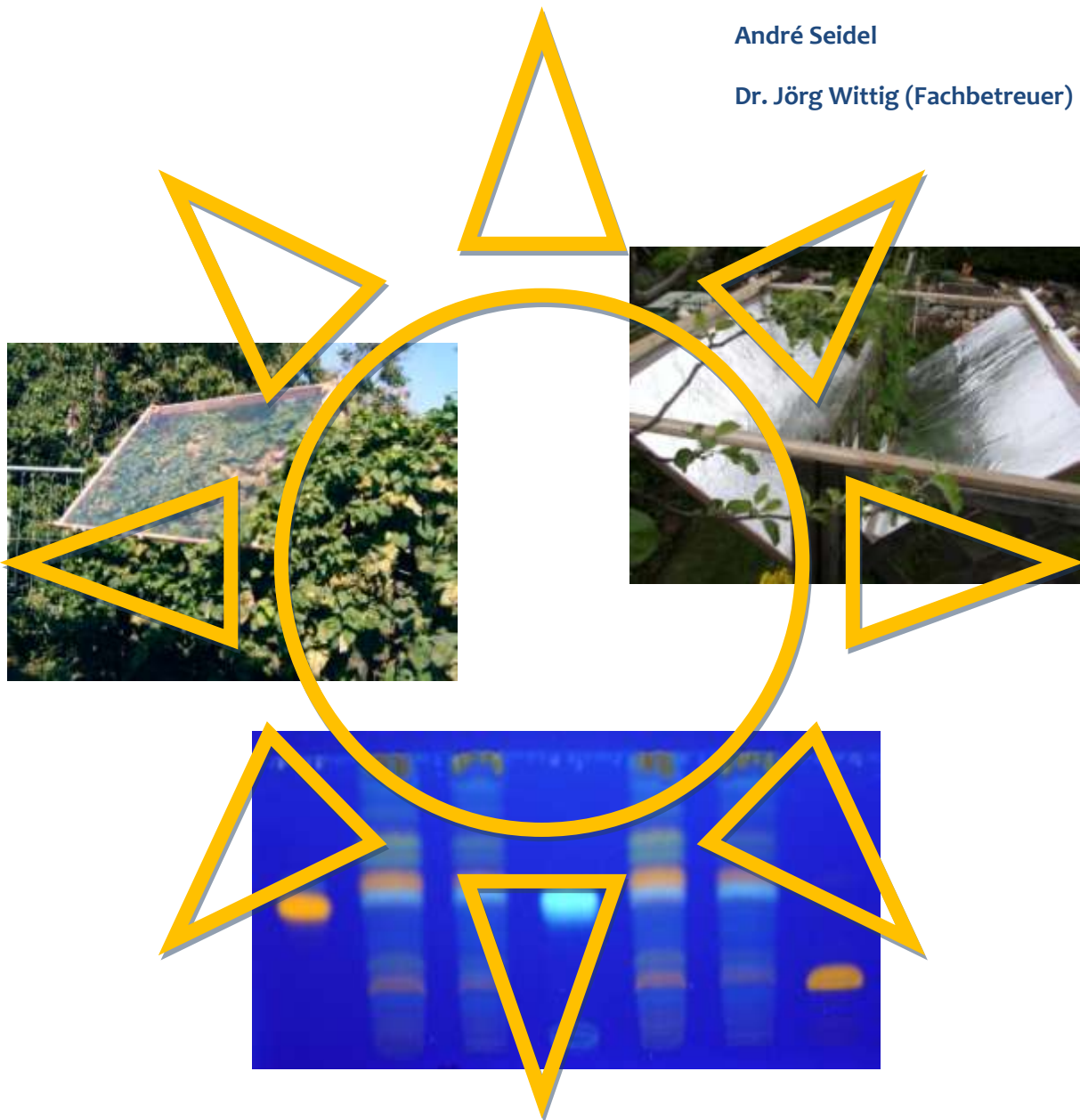
Christian Blechschmidt

Matthias Meinhardt

Beate Schleif

André Seidel

Dr. Jörg Wittig (Fachbetreuer)



Staatliches Gymnasium " Dr. Konrad Duden "  
Hofer Straße 10  
07907 Schleiz

**Einfluss der Ultravioletten Strahlung auf die Synthese von Polyphenolen  
in Hopfenzapfen  
(*Humulus Lupulus L.*)**

Verfasser der Arbeit:      Blechschmidt, Christian  
                                    Meinhardt, Matthias  
                                    Schleif, Beate  
                                    Seidel, André

Seminarfachlehrer: Herr Wendler

Termin der Abgabe: November 2005

## Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung.....	4
2	Methode.....	7
2.1	Durchführung .....	7
2.1.1	Trocknen der Hopfenprobe .....	7
2.1.2	Herstellung der Untersuchungslösung .....	7
2.1.3	Herstellung des Fließmittels.....	8
2.1.4	Herstellung der Referenzlösung.....	8
2.1.5	Herstellung der Sprühreagenz .....	8
2.1.6	Auftragen der Untersuchungslösung.....	8
2.1.7	Entwicklung der DC .....	9
2.1.8	Detektion der DC .....	9
2.2	Validierung .....	10
2.2.1	Richtigkeit/Identität.....	10
2.2.2	Präzision .....	10
2.2.3	Robustheit/Auftragende Personen .....	10
2.3	Anpassen der Methode an Hopfen.....	11
2.3.1	Fönen/Abdampfen .....	11
2.3.2	Sättigung der Probenlösung (Einwaage) .....	11
2.3.3	Aufgetragene Menge .....	11
2.3.4	Fotografieren/Beleuchtung.....	12
2.3.5	Versuchsanordnung zur Probengewinnung (Hopfenpflanzen)....	12
3	Ergebnisse/Abhängigkeit der Sekundärstoffe vom UV-Licht .....	13
3.1	Ergebnis bei UV-Strahlungsabnahme .....	13
3.2	Ergebnis bei UV-Strahlungszunahme .....	14
4	Diskussion .....	17
4.1	Die stationäre Phase.....	17
4.2	Die mobile Phase (Fließmittel) .....	18
4.3	Untersuchungslösung .....	18
4.4	Fotografieren.....	19
4.5	Einfluss der UV-Strahlung.....	19
5	Quellen .....	22
6	Danksagung .....	22
7	Erklärung .....	23

8	Anhang.....	24
8.1	Glossar.....	24
8.2	Material.....	26
8.2.1	Geräte.....	26
8.2.2	Chemikalien.....	27
8.2.3	Hopfenproben.....	28
8.3	Bilder.....	29

# 1 Einleitung

Herz-Kreislaufkrankungen sind die häufigste Todesursache in der Bundesrepublik Deutschland. <sup>1</sup> Im Verlauf dieser Erkrankungen entwickeln sich ausgehend von Mikroentzündungen durch immunologische Prozesse Plaques in den verschiedenen versorgenden Blutgefäßen. Ursache dieser Entzündungen ist der so genannte „oxidative Stress“, dem das Gefäßepithel durch freie Radikale ausgesetzt ist. <sup>2</sup>

In der Prävention von Herz-Kreislaufkrankheiten wird deshalb auf Substanzen gesetzt, die diese freien Radikale binden und somit die Entstehung von Mikroentzündungen minimieren können. Neben den antioxidativen Vitaminen C und E gewann in den letzten Jahren die Gruppe der Flavonoide (siehe 8.1, Seite 25) durch ihre hohe antioxidative Kapazität und ihr ubiquitäres Vorkommen an Bedeutung. <sup>3</sup>

Flavonoide sind Polyphenole (siehe 8.1, Seite 25) und zählen zu den sekundären Pflanzeninhaltsstoffen (siehe 8.1, Seite 26). Sie spielen eine wichtige Rolle im Stoffwechsel vieler Pflanzen, insbesondere beim Schutz vor UV-Strahlung und oxidativem Stress. Polyphenole können aber ebenso positive pharmakologische Effekte am Menschen vorweisen. So zeigten einige Flavonoide *in-vitro* <sup>4</sup> (siehe 8.1, Seite 25) und *in-vivo* <sup>5,6</sup> (siehe 8.1, Seite 25) u.a. antioxidative und entzündungshemmende Eigenschaften welche sich auch in einer Gefäßprotektiven Wirksamkeit äußern <sup>7,8</sup>.

---

1 Autorenkollektiv: Statistisches Taschenbuch Gesundheit BMGS. Kapitel 4.2. Bundesdruckerei Berlin 2002

2 Thews, G. / Mutschler, E. / Vaupel, P. M. A. (Hrsg.): Anatomie, Physiologie und Pathophysiologie des Menschen. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart 1989. S. 211-215

3 Harborne, J. B.: The Flavonoids. Chapman & Hall (Verlag). New York 1988

4 Middleton, E. / Kandaswami, C.: The impact of plant flavonoids on mammalian biology: Implications for immunity, inflammation and cancer (Kapitel von 1994). In: Harborne, J.B.: The Flavonoids: Advances in Research since 1986. Chapman & Hall. London. S. 619-652

5 Shimoj, K. / Saka, N. / Kaji, K. / Nozawa, R. / Kinae, N.: "Metabolic fate of luteolin and its functional activity at focal site". In: Biofactors 12(1-4) (2000), S.181-186

6 Williamson, G. G. / Plumb, W. / Uda, Y. / Price, K. R. / Rhodes, M. J.: "Dietary quercetin glycosides: antioxidant activity and induction of the anticarcinogenic phase II marker enzyme quinone reductase in Hepalcl7 cells". In: Carcinogenesis 17(11) (1996), S. 2385-2387

7 Koscielny, J. / Radtke, H. / Hoffmann, K. H. / Jung, F. / Muller, A. / Grutzner, K.I. / Kieseewetter, H.: "Fagorutin-Tee bei chronisch venöser Insuffizienz (CVI)". In: Zeitschrift für Phytotherapie 17 (1996), S. 147-159

8 Ihme, N. / Kieseewetter, H. / Jung, F. / Hoffmann, K. H. / Birk, A. / Muller, A. / Grutzner, K.I.: "Leg oedema protection from a buckwheat herb tea in patients with chronic venous insufficiency: a single-centre, randomised, double-blind, placebo-controlled clinical trial". In: European Journal of Clinical Pharmacology 50(6) (1996), S. 443-447

Für den Menschen sind Polyphenole in nahezu allen Nahrungsmitteln pflanzlichen Ursprungs insbesondere in Zitronen, Weintrauben, grünem Tee und Kakaohaltiger Schokolade verfügbar<sup>9</sup>.

Auch in den Dolden des Hopfens, einem Grundbestandteil des Biers, sind viele dieser Polyphenole enthalten<sup>10</sup>. Hopfen (lateinisch: *Humulus Lupulus Linné*) zählt botanisch zur Familie der Hanfgewächse (Cannabaceae) und zur Ordnung der Nesselgewächse (Urticaceae). Nur aus den weiblichen Blüten der zweihäusigen Pflanze bilden sich die Fruchtsände (Hopfenzapfen), welche Bitterstoffe, ätherische Öle und Polyphenole enthalten<sup>11</sup>.

Untersuchungen zu sekundären Hopfen-Inhaltsstoffen in Bier zeigen, dass diese Polyphenole und Hopfenbitterstoffe ebenfalls die oben schon erwähnten antikanzerogenen, gefäßprotektiven und antimicrobiellen<sup>12</sup> Eigenschaften zeigten<sup>13</sup>.

Diese aktuellen Erkenntnisse werden durch Erfahrungsberichte der Volksheilkunde unterstützt. Hopfen war schon lange vor der Verwendung in der Braukunst als Heilmittel bekannt<sup>14</sup>. Dort galt er als „blutreinigend“ und „krampfstillend“, wurde unter anderem gegen „melancholisches Fieber, Wassersucht und zur Eröffnung der Gebärmutter“<sup>14</sup> genutzt.

Die Anwendungsgebiete der weiblichen Pflanzenteile haben sich bis heute nicht wesentlich geändert. In der modernen Heilkunde findet der Hopfen wegen seiner beruhigenden Wirkung in verschiedenen Beruhigungs- und Einschlafmitteln Anwendung.

Allerdings dient er fast ausschließlich der Biererzeugung. Über 99% der Jahrernte werden für die Bierherstellung verwendet<sup>15</sup>. Und auch hier

---

9 Autorenkollektiv: Sekundäre Pflanzenstoffe, Wikipedia (Die freie Enzyklopädie), unter: [de.wikipedia.org/wiki/Flavonoide](http://de.wikipedia.org/wiki/Flavonoide), letzte Änderung von RobotQuistnix am 28.08.2005, Abruf der Seite am 28. 09. 2005

10 *Lupuli flos / glandula* (Kapitel). In: Wichtl, Max (Hrsg): Teedrogen und Phytopharmaka. 4.Auflage 2002. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart 1984. S. 352-354

11 Bericht der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft zum Thema Hopfen, erschienen im November 2003, unter: [www.lfl.bayern.de/lipz/hopfen/04757/](http://www.lfl.bayern.de/lipz/hopfen/04757/), Abruf im Oktober 2005

12 Simpson, J.W. / Smith, A.R.W.: "Factors affecting antibacterial activity of hop compounds and their derivatives". In: *Journal of Applied Bacteriology*. 72 (1992), S. 327-334

13 Bericht der Berliner Morgenpost: „Bier: In Maßen gut, in Massen schädlich“ vom 24.Juli.2004, unter <http://morgenpost.berlin1.de/content/2004/24/ttt/692684.html>, Abruf der Seite am 22.10.2005

14 *Lupuli flos / glandula*. In: Wichtl, Max (Hrsg): Teedrogen und Phytopharmaka. 4. Auflage 2002. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart 1984. S. 354

15 Bericht der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft zum Thema Hopfen, erschienen im November 2003, unter: [www.lfl.bayern.de/lipz/hopfen/04757/](http://www.lfl.bayern.de/lipz/hopfen/04757/), Abruf im Mai 2005

gewinnen die schon eingangs erwähnt gesundheitsfördernden und antioxidativ wirksamen Polyphenole an Bedeutung. Sie werden im Lebensmittel-Bereich unter dem Namen „functional food“ vermarktet und gewinnen stetig an Popularität. So kam im Mai 2004 mit „Xan“ (siehe 8.1, Seite 26) ein neues Bier auf den Markt, welches besonders viel des Polyphenols Xanthohumol (Sekundärstoff des Hopfens) enthält und sich zudem bestens verkauft.

Daraus leitet sich ein erhebliches ökonomisches Interesse ab, den Gehalt an den polyphenolen Inhaltsstoffen des Hopfens durch Züchtung oder Modifikation der Anbaubedingungen zu erhöhen.

Da Flavonoide in Pflanzen eine Lichtschutzfunktion übernehmen und deren Synthese durch Varianz der UV-Belastung beeinflussbar ist<sup>16</sup>, war es die logische Konsequenz und Zielstellung dieser Arbeit zu untersuchen, inwieweit die Produktion dieser Polyphenole durch Abschwächung bzw. Verstärkung der natürlichen UV-Strahlung zu beeinflussen ist.

---

16 van de Staaij, J. / de Bakker, NV. / Oosthoek, A. / Broekman, R. / van Beem, A. / Stroetenga, M. / Aerts R. / Rozema, J.: "Flavonoid concentrations in three grass species and a sedge grown in the field and under controlled environment conditions in response to enhanced UV-B radiation". In: Journal of Photochemistry and Photobiology B. Feb.66(1) (2002), S.21-29

## **2 Methode**

Die Dünnschichtchromatographie (DC) stellt eine geeignete Untersuchungsmethode für unsere Facharbeit dar, da sie relativ kostengünstig ist und sich ohne großen apparativen Aufwand durchführen lässt.

Mit der Methode der Dünnschichtchromatographie (siehe 8.1, Seite 24) wird ein Stoffgemisch durch die unterschiedlichen chemischen und physikalischen Eigenschaften seiner Bestandteile aufgetrennt, und kann somit optisch analysiert werden.

In unserer Arbeit verwenden wir die Methode der Verteilungschromatographie. Das Prinzip dieser DC-Untersuchung besteht in der Verteilung einer Substanz zwischen der stationären Phase und der mobilen Phase.

Wird der Versuch durch Entnahme der Platte aus der Kammer beendet, so verbleiben die Teilchen an ihrer letzten Position und lassen sich mit entsprechender Anregung durch Bestrahlung sichtbar machen.

### **2.1 Durchführung**

#### **2.1.1 Trocknen der Hopfenprobe**

Die frisch geernteten Hopfendolden werden auf einem, mit Alufolie bedeckten, Metallgitter ausgebreitet und in den, auf 60°C vorgeheizten Trockenschrank geschoben. Sie verbleiben dort bei konstanter Temperatur 5h, wobei sie stündlich gewendet werden.

#### **2.1.2 Herstellung der Untersuchungslösung**

Zunächst werden die getrockneten Hopfenzapfen gemörsert. Dabei werden gegebenenfalls Mörser und Pistill mit einem Plastischaber gereinigt um eine homogenere Zerkleinerung zu gewährleisten.

Daraufhin wird die pulverisierte Droge in einem Sieb der Größe 355µm mit einer kreisenden Bewegung bei geschlossenem Deckel gesiebt.

Anschließend wird das Tara (siehe 8.1, Seite 26) eines Erlenmeyerkolbens mit Verschluss auf der Rezepturwaage bestimmt. Mit Hilfe eines Spatels werden 0,5g des vorher erhaltenen Siebdurchgangs in den Erlenmeyerkolben eingewogen.



Nachdem 5,0ml Methanol mit der Pipette 2 (siehe 8.2.1, Seite 27) hinzu gegeben und das Gefäß verdunstungssicher verschlossen wurde, wird der Ansatz mit einer kreisenden gleichförmigen Bewegung 10min lang vermischt. Der entstandene Extrakt wird filtriert und das Filtrat in einem Becherglas aufgefangen.

### **2.1.3 Herstellung des Fließmittels**

Zuerst misst man mit Hilfe eines Messzylinders 100ml Ethylacetat ab und gibt es in einen Erlenmeyerkolben. Dann füllt man unter Verwendung von Pipette 1 (siehe 8.2.1, Seite 27) je 10,0ml Ameisensäure (Methansäure) und Wasser in dasselbe Gefäß. Der Erlenmeyerkolben wird kurz und intensiv geschwenkt um die Flüssigkeiten zu vermischen.

### **2.1.4 Herstellung der Referenzlösung**

5,0mg Rutosid, 2,0mg Chlorogensäure und 5,0mg Hyperosid werden jeweils unter Verwendung eines Wägeschiffchens auf der Analysenwaage abgemessen. Danach werden alle drei Stoffe in der abgewogenen Menge aus dem jeweiligen Wägeschiffchen, wobei noch haftende Bestandteile mit Hilfe von Methanol herausgespült werden, in einen Maßkolben von 10ml überführt. Anschließend wird der Maßkolben bis zur Markierung gefüllt und leicht geschüttelt, damit sich alle Stoffe gut lösen.

### **2.1.5 Herstellung der Sprühreagenz**

Teil A:

0,5g 2-Diphenylboryloxyethylamin werden mit Hilfe eines Wägeschiffchens abgewogen und in einen Maßkolben von 50ml gegeben. Dieser wird mit Methanol aufgefüllt und geschüttelt bis die Substanz gelöst ist

Teil B:

2,5g Polyethylenglykol 400 werden mit einem Wägeschiffchen abgewogen und in einen Maßkolben von 50ml gegeben. Dieser wird mit Methanol aufgefüllt und so lange geschüttelt bis die Substanz gelöst ist.

### **2.1.6 Auftragen der Untersuchungslösung**

Vor dem Auftragen muss auf der DC-Platte ein unterer Rand von 1,5cm und Seitenrändern von je 2cm, sowie 7 Bahnen von je 1cm Breite im Abstand von je

1,5cm mit dünnen Bleistiftpunkten gekennzeichnet werden. Die 8cm lange Laufstrecke, beginnend an den Markierungen, muss eindeutig abgegrenzt sein.

Mit Hilfe eines Microcaps wird die erste Untersuchungslösung zwischen den angezeichneten Eckpunkten einer Bahn als gleichmäßige, dünne Bande aufgetragen. Da man mehrere Schichten (insgesamt genau 40µl Flüssigkeit) übereinander auftragen muss, wird zwischen dem Auftragen der einzelnen Schichten ein Fön zum Trocknen verwendet, um ein Spreiten der Lösung auf der Platte zu verhindern. Genauso wird mit allen weiteren Untersuchungslösungen und der Referenzlösung verfahren. Die Platte muss am oberen Rand nun eindeutig gekennzeichnet werden (Datum und Nummer).

### **2.1.7 Entwicklung der DC**

Die Kammer wird mit dem eingefüllten Fließmittel mindestens 5min verschlossen stehen gelassen, um eine Kammersättigung zu erhalten. Anschließend wird die DC-Platte hineingestellt und der Deckel wieder geschlossen. Hat die Fließfront die Schlussmarkierung erreicht, wird die Platte wieder entnommen.

### **2.1.8 Detektion der DC**

Falls eine Detektion unter Zuhilfenahme der Sprühreagenz erfolgen soll, so muss zunächst die Lösung Teil A (siehe 2.1.5, Seite 8) gleichmäßig auf der Platte mittels eines Sprühzerstäubers unter einem Abzug aufgetragen werden. Die Lösung Teil B (siehe 2.1.5, Seite 8) wird anschließend ebenfalls unter zur Hilfenahme des Sprühzerstäubers gleichmäßig unter einem Abzug auf die Platte aufgetragen.

Die fertige DC-Platte wird in die Detektionskammer (Abbildung 5, Seite 29) gelegt und unter ultraviolettem Licht bestrahlt, wobei die Platte von einer Digitalkamera aufgenommen wird. Ausgewertet werden Fluoreszenzlösungen bei der Detektionswellenlänge 254nm bzw. Fluoreszenz bei der Detektionswellenlänge 365nm.

## **2.2 Validierung**

Durch eine Validierung wird experimentell bestimmt, inwieweit systematische und/oder zufällige Fehler das Ergebnis beeinflussen.

Um zu zeigen, dass sowohl die uns zur Verfügung stehenden analytischen Verfahren als auch die von uns entwickelte Methode für unsere Aufgabe geeignet sind, wurde die Methode validiert.

### **2.2.1 Richtigkeit/Identität**

Durch Vergleich der Hopfenproben mit einer zertifizierten Hopfenprobe eines Forschungsinstituts (siehe 8.2.3, Seite 28) wurde die Identität nachgewiesen. Abbildung 6 (Seite 29) zeigt, dass die beiden Proben ähnliche Banden aufweisen, wobei eine vollständige Übereinstimmung aufgrund der unterschiedlichen Umweltbedingungen und variierender Unterarten nicht darstellbar war. Das Vorhandensein ähnlicher Stoffe macht aber deutlich, dass mit der Methode der DC die Identität semioptimal überprüft werden kann.

### **2.2.2 Präzision**

In Abbildung 7 (Seite 30) sind 7 Bahnen der gleichen Hopfenprobe zu sehen. Jedoch wurde dabei für jede Bahn ein einzelner Extrakt neu hergestellt. Dadurch lässt sich nachweisen, dass auch bei mehrfacher Herstellung von Untersuchungslösungen keine Fehler auftreten. Die homogene Intensitätsverteilung zwischen den verschiedenen Bahnen verdeutlicht dies und stellt einen Beweis für die Präzision der Methode dar.

### **2.2.3 Robustheit/Auftragende Personen**

Abbildung 8 (Seite 31) und Abbildung 9 (Seite 31) zeigen graphisch, dass keine sichtbaren Fehler durch das Auftragen von verschiedenen Personen in zwei Experimenten entstehen.

Zunächst wird die Untersuchungslösung hergestellt und anschließend gleichmäßig jeweils 40µL Lösung aufgetragen. Es wurde dieselbe Untersuchungslösung von verschiedenen Gruppenmitgliedern auf der gleichen Platte aufgetragen. Wie die Abbildungen zeigen, lassen sich dabei keine Unterschiede zwischen den Bahnen 1 bis 5 und Bahn 6 erkennen und somit haben die

Gruppenmitglieder Beate und Christian methodisch gesehen gleich, bzw. mit optisch nicht ermittelbarem Fehler, aufgetragen.

Zugleich zeigt sich, dass durch eine konzentrierte Arbeitsweise ein homogener Auftrag der Untersuchungslösung auf die Platte durchgeführt werden kann und somit auch der individuelle Fehler vernachlässigbar ist.

Die erste Bahn ist auf beiden Abbildungen etwas schwächer ausgeprägt und kippt leicht nach links ab. Dies ist aufgrund Beleuchtungstechnischer Voraussetzungen nicht zu verbessern und wird auch im folgenden Untersuchungsverlauf beachtet werden (siehe 2.3.4, Seite 12). Unterschiedliche Höhen zwischen den beiden Abbildungen werden in 2.3.1 (Seite 11) erläutert.

## **2.3 Anpassen der Methode an Hopfen**

### **2.3.1 Fönen/Abdampfen**

Wie in Abbildung 8 (Seite 31) und Abbildung 9 (Seite 31) zu sehen ist, wirken sich Luftzirkulationen über der Platte auf den Fließversuch aus (siehe 2.2.2, Seite 10). Dabei zeigt Abbildung 8 (Seite 31), dass die Banden bei normalem Auftragen relativ nah aneinander liegen und schlechter differenzierbar sind. Hingegen wird aus Abbildung 9 (Seite 31) ersichtlich, dass sich die Stoffe Untersuchungslösung nach Auftragen unter Luftzug beim Fließversuch stärker trennen und die Banden weiter nach oben laufen. Aus diesem Grund wurden im weiteren Verlauf der Arbeit alle Platten während des Auftragens gefönt.

### **2.3.2 Sättigung der Probenlösung (Einwaage)**

Je 5ml Methanol wurden mit jeweils steigender Menge an Droge versetzt, um verschiedene Konzentrationen zu erhalten (Abbildung 10, Seite 32). Eine Sättigung der Lösungen konnte bei unseren verwendeten Mengen nicht festgestellt werden, da alle Banden entsprechend den variierenden Einwaagen Konzentrationsunterschiede zeigen.

### **2.3.3 Aufgetragene Menge**

Um eine optimale Sichtbarkeit der entscheidenden Banden zu gewährleisten, ist es wichtig die richtige Menge des Hopfenextraktes aufzutragen. Bei zu geringer Menge sind die Banden nicht zu erkennen und bei zu hohen Mengen kommt es

auf Grund der Überlastung der Plattenkapazität zu einem Verschmieren der Banden.

Zur Überprüfung der optimalen aufgetragenen Menge wurden auf eine Platte (Abbildung 11, Seite 32) 10µl bis 60µl derselben Probenlösung aufgebracht. Es ist erkennbar, dass bei 40µl die relevanten Banden am besten erkennbar sind. Deshalb wurde diese Menge in unserem Versuch stets verwendet.

#### **2.3.4 Fotografieren/Beleuchtung**

Dargestellt sind zwei Platten, jeweils fotografiert mit unterschiedlichen Fotoapparateinstellungen. Man kann eindeutig erkennen, dass Abbildung 12 (Seite 33) zu stark belichtet ist. Dies äußert sich in der Unkenntlichkeit der eigentlich vorhandenen Banden dieses Bildes. Abbildung 13 (Seite 33) zeigt die identische Platte, die allerdings weniger stark belichtet wurde. Deshalb kann man die Banden besser erkennen. Nach weiteren Versuchen wurde die Belichtungseinstellung aus Abbildung 13 (Seite 33) für unsere weiteren Experimente einheitlich gewählt.

#### **2.3.5 Versuchsanordnung zur Probengewinnung (Hopfenpflanzen)**

Zur Gewinnung von geeignetem Probenmaterial wurden zwei Hopfenpflanzen im Raum Schleiz ausgesucht (Stadtgärtnerei Schleiz, Ralph Waldert, Greizer Str. 42; Kleingartenverein „Bergstraße“ e.V.).

Hierfür wurde zunächst eine UV-Schutzfolie gewählt, welche die UV-Anteile des natürlichen Sonnenlichts zu 99% herausfiltert.

Die Schutzfolie wurde so angebracht, dass sie nur den betreffenden Bereich der Pflanze beeinflusste und diesen vollständig abdeckte. Dabei wurde die Zirkulation von Gasen unter der Folie gewährleistet (Abbildung 14, Seite 34 und Abbildung 15, Seite 34).

Im darauf folgenden Jahr wurden an der Unterseite des Hopfens Platten mit Aluminiumfolie montiert, die eine Reflexion der eintreffenden Sonnenstrahlung und damit eine Steigerung der natürlichen UV-Belastung bewirken sollten. Wie Abbildung 16 (Seite 35) und Abbildung 17 (Seite 35) zeigen, wurden auch sie so angebracht, dass sie nur einen Teil der Pflanze beeinflussten und eine ausreichende Gaszirkulation gewährleisteten.

### **3 Ergebnisse/Abhängigkeit der Sekundärstoffe vom UV-Licht**

Zur Untersuchung der unter 2.3.5 (Seite 12) erhaltenen Hopfenproben verwendeten wir zunächst die DC-Methode zur Prüfung auf Identität von Hopfenzapfen nach dem Europäischen Arzneimittelbuch (Ph. Eur.) und validierten diese. Wir erhielten mehrere Platten, auf denen zwar eindeutige Unterschiede in den Proben mit und ohne UV-Schutz zu sehen waren. Diese befanden sich jedoch noch in der Startbande, waren also vom Fließmittel nicht mit aufgetrennt und somit nicht aussagekräftig.

Deshalb suchten wir ein polareres Fließmittel, das die bisher in der Startbande verbliebenen Stoffe auftrennt. Wir entschieden uns für das Fließmittel der DC-Methode zur Prüfung auf Identität von Weißdornblätter mit Blüten nach dem Ph. Eur. und stellten erneut DC-Platten von Hopfenproben mit und ohne UV-Schutz her.

Dabei stellten wir die Lösungen nach 2.1.2 (Seite 7) her. Auf die genauen Mengenangaben und zeitlichen Abläufe ist dabei großer Wert zu legen, da jede Abweichung eine Beeinträchtigung des Ergebnisses zur Folge haben kann.

#### **3.1 Ergebnis bei UV-Strahlungsabnahme**

Bei Beleuchtung mit 365nm Wellenlänge (Abbildung 18, Seite 36 und Abbildung 19, Seite 36) sind die Banden der verschiedenen Untersuchungslösungen mit unseren technischen Möglichkeiten ohne Verwendung der Sprühreagenz nicht differenzierbar.

Bei Verwendung der Sprühreagenz sind die Unterschiede allerdings gut zu erkennen (siehe Abbildung 3, Seite 16).

Mit Licht der Wellenlänge 254nm (Abbildung 1, Seite 15 und Abbildung 2, Seite 15) ist deutlich ein Unterschied zwischen den Banden des Extraktes 6 und 7 bzw. 8 und 9 zu erkennen. Dabei wurden die Extrakte 6 und 8 aus Hopfendolden eines Teils der Pflanze, der über mehrere Monate mit UV-Schutzfolie abgedeckt war, hergestellt. Die Extrakte 7 und 9 stammen jeweils von derselben Pflanze, allerdings von einem nicht abgedeckten Teil, den das volle Spektrum des Lichtes traf.

Die jeweilige Bande (oben mit roten Rechtecken gekennzeichnet) der Bahnen 1, 3 und 6 weisen eine schwächer ausgeprägte Schattierung auf, als die der Bahnen 2, 5 und 7.

Bei allen mit Untersuchungslösung belegten Bahnen der 4 Abbildungen ist an der Fließgrenze ein dicker schwarzer Fleck zu sehen, der allerdings unwichtig ist, da dieser nur Stoffe enthält, welche für unser Experiment unerheblich sind, und sich dort keine Banden mehr befinden.

Um die Ergebnisse zu bestätigen, wiederholten wir den Versuch noch einmal.

### **3.2 Ergebnis bei UV-Strahlungszunahme**

Bei der Auswertung des Chromatogramms zeigten sich erst nach dem Auftragen der Sprühreagenz Unterschiede zwischen den Hopfenextrakten der Proben aus der Gärtnerei Schleiz. Wie Abbildung 4 (Seite 16) zeigt, lässt sich in dem rot markierten Bereich ein Unterschied erkennen. Hierbei zeigen die Bahnen 1, 3 und 5 eine Probe unter normalen Bestrahlungsverhältnissen (Extrakt 12). Die Bahnen 2, 4 und 6 verdeutlichen hingegen die Proben, an denen durch Reflexion mehr UV-Strahlung eintraf (Extrakt 13). Es lässt sich eindeutig erkennen, dass Extrakt 12 schwächere Banden als Extrakt 13 ausbildet.

Bei der Analyse der Proben aus Christians Garten wurden, wie Abbildung 20 (Seite 37) und Abbildung 21 (Seite 37) zeigen, keine Unterschiede zwischen dem Extrakt 10 (mit Spiegel) und dem Extrakt 11 (ohne Spiegel) sichtbar.

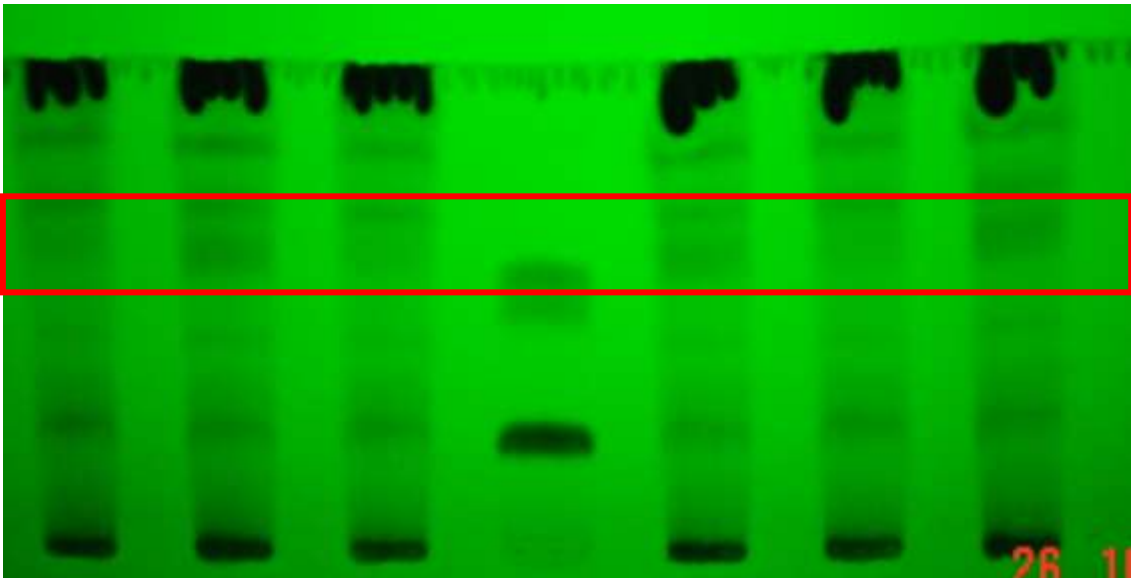


Abbildung 1 Chromatogramm (254nm) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Abnahme; Untersuchungslösung einer Hopfenprobe mit UV-Schutz (Ch.BI. 7; 40µl; Bahnen 1,3,6); Referenzlösung (40µl; Bahn 4); Untersuchungslösung einer Hopfenprobe ohne UV-Schutz (Ch.BI. 6; 40µl; Bahnen 2,5,7) vom 26.10.2004

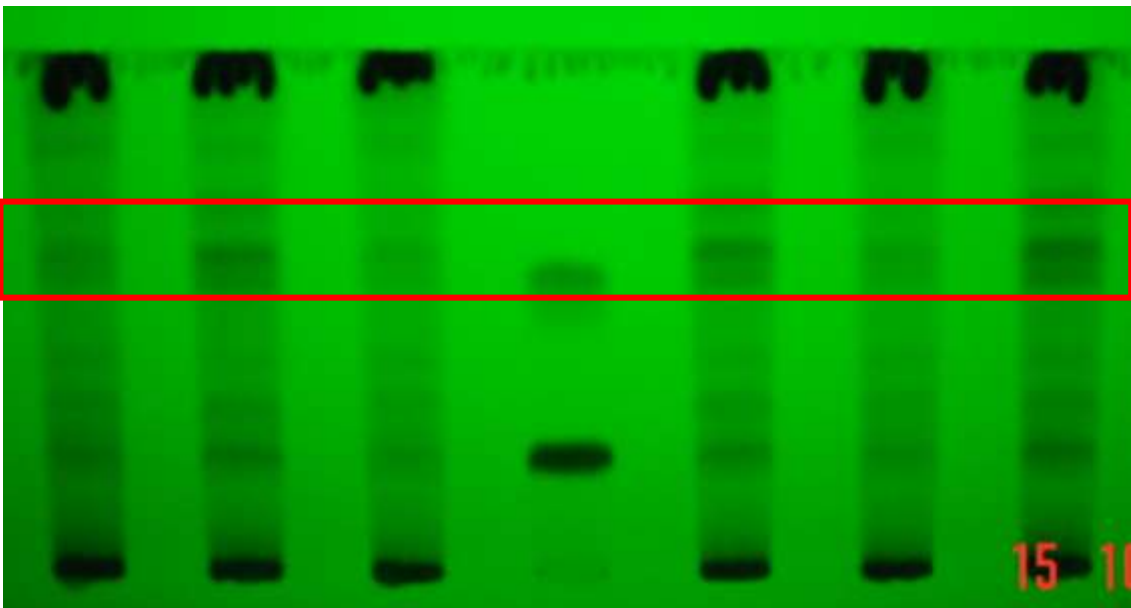


Abbildung 2 Chromatogramm (254nm) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Abnahme; Untersuchungslösung einer Hopfenprobe mit UV-Schutz (Ch.BI. 8; 40µl; Bahnen 1,3,6); Referenzlösung (40µl; Bahn 4); Untersuchungslösung einer Hopfenprobe ohne UV-Schutz (Ch.BI. 9; 40µl; Bahnen 2,5,7) vom 15.10.2004



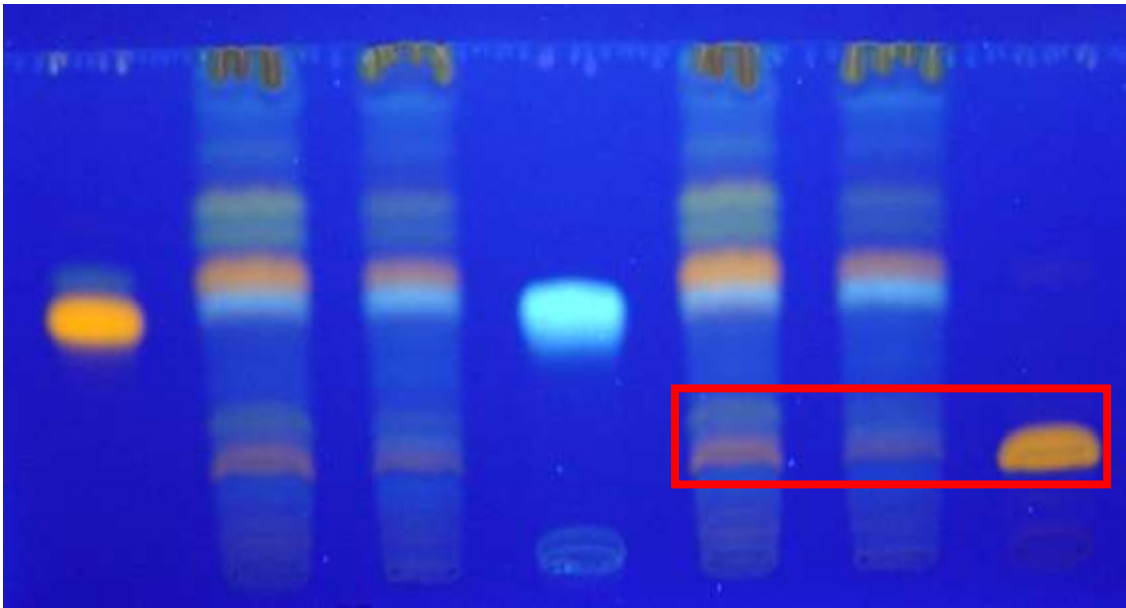


Abbildung 3 Chromatogramm (365nm, Sprühreagenz) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Abnahme; Untersuchungslösung einer Hopfenprobe mit UV-Schutz (Ch.BI. 6; 40µl; Bahnen 3,6); Untersuchungslösung einer Hopfenprobe ohne UV-Schutz (Ch.BI. 7; 40µl; Bahnen 2,5); Hyperosid (Bahn 1); Chlorogensäure (Bahn 4); Rutosid (Bahn 7) vom 22.08.2005

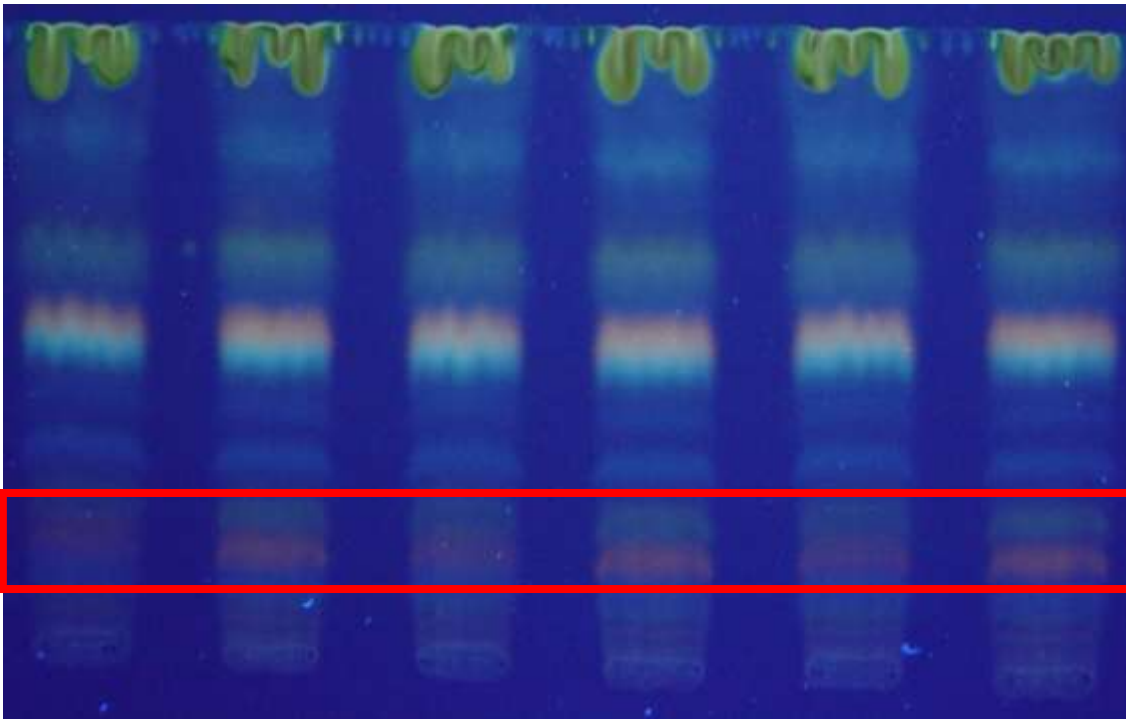


Abbildung 4 Chromatogramm (365nm, Sprühreagenz) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Zunahme: Untersuchungslösung einer Hopfenprobe ohne Reflexion aus der Stadtgärtnerei Schleiz(Ch.BI. 12; 40µl; Bahnen 1,3,5); Untersuchungslösung einer Hopfenprobe mit Reflexion aus der Stadtgärtnerei Schleiz (Ch.BI. 13; 40µl; Bahnen 2,4,6) vom 06.09.2005

## 4 Diskussion

### 4.1 Die stationäre Phase

Bei der Erstellung der ersten Hopfen-DCs beobachteten wir, dass eine unbehandelte Platte ein eher „verlaufenes Chromatogramm“ ohne klare Banden zeigt. Da für die Durchführung der DC zu beachten ist, dass sich die stationäre Phase (Kieselgelplatte) völlig frei von Fremdkörpern befinden muss, wurde zunächst versucht mit mechanischem Reinigen der Plattenoberfläche eine Verbesserung des Chromatogramms zu erreichen. Leider war der Effekt unbefriedigend.

Durch mehrere Versuche fanden wir heraus, dass die Platte zunächst mit einem Fön erwärmt werden muss (2.3.1, Seite 11). Dabei verdampfen Wasserpartikel auf der Oberfläche des Kieselgels, die vorher durch die Luftfeuchtigkeit und die Anziehung der polaren Atomgruppen an die Platte gebunden wurden. Die so erfolgte „Aktivierung der DC-Platte“ lässt sich folgendermaßen erklären: Ohne zu fönen besetzen Wassermoleküle aus der Luftfeuchtigkeit die polaren Hydroxylgruppen(OH) des Kieselgels. Die Aktivität, also das Vermögen der stationären Phase, Moleküle der Untersuchungslösung „zurückzuhalten“, ist damit reduziert – die Banden verwischen und verschmieren. Durch das Fönen wird das an der Platte oberflächlich gebundene Wasser vertrieben, und die nunmehr freien Hydroxylgruppen des Kieselgels stehen voll für die Wechselwirkung mit den Molekülen der Untersuchungslösung zur Verfügung. Das Ergebnis sind wesentlich schärfere Banden, die eine bessere Auswertung der erhaltenen Chromatogramme ermöglichen.

Um das Wiederbesetzen der Hydroxylgruppen der DC-Platte während des Fließversuches zu verhindern, wird die DC-Kammer gesättigt. Dazu wird das Fließmittel (mobile Phase) vor dem Versuch in den Fließbehälter gegeben, so dass sich die Luft im Gefäß mit dem Gas des Fließmittels sättigen kann. Wird nun die DC-Platte in das geschlossene Gefäß gestellt, wird die Luftfeuchtigkeit durch die Fließmitteldämpfe verdrängt und die polaren Gruppen der DC-Platte werden von den unpolaren Molekülen des verdunstenden Fließmittels besetzt. Dadurch werden einige Stoffe in der Untersuchungslösung nicht mehr so stark

an der stationären Phase festgehalten und die am Start aufgetragene Bande wird besser aufgetrennt.

## **4.2 Die mobile Phase (Fließmittel)**

Da in der vorliegenden Arbeit Hopfenproben untersucht werden sollten, lag die Verwendung der „gängigen“ DC-Methode des Europäischen Arzneibuches nahe<sup>17</sup>. Unter Verwendung dieser Methode stellte sich heraus, dass sich im Chromatogramm der Untersuchungslösungen keine Unterschiede zwischen UV-geschützten und UV-ungeschützten Hopfen zeigten, sehr wohl aber in der Startbande (Abbildung 22, Seite 38). Die von uns gesuchten Substanzen waren also offensichtlich zu polar um mit dieser Methode bestimmt werden zu können. Das in der oben genannten Methode verwendete Fließmittel ist nicht sehr polar, wodurch sich die polaren Bestandteile der Untersuchungslösung eher an die stationäre Phase haften. Um also die von uns gesuchten Analyten auftrennen zu können, musste ein polareres Fließmittel verwendet werden. Wir entschieden uns für das Fließmittel der DC-Methode zur Prüfung der Identität von Weißdornblättern mit Blüten des Europäischen Arzneibuches<sup>18</sup> (Platte siehe Abbildung 1, Seite 15).

## **4.3 Untersuchungslösung**

Die Konzentration der Lösung und die aufgetragene Menge müssen so gewählt werden, dass die Menge des zu untersuchenden Stoffes auf der Platte groß genug ist um die entstehenden Banden auswerten zu können, aber auch so klein ist, dass die Übersättigung der Untersuchungslösung bzw. die Überlastung der Plattenkapazität während unserer Versuche verhindert werden. Somit können nunmehr, ausgehend von unserer Standardlösung, Differenzen der Stoffkonzentrationen nach oben und unten detektiert werden.

Während unserer Arbeit stellte sich heraus, dass die Bechergläser mit den Untersuchungslösungen und der Referenzlösung ständig abgedeckt bleiben müssen, um eine Konzentrationsänderung in den Lösungen durch Verdampfen des Methanols zu verhindern. Weiterhin haben wir beobachtet, dass beim

---

17 Hopfenzapfen (4.00/1222) Ph. Eur. 4. Ausgabe. Grundwerk 2002. S. 2035-2036

18 Weißdornblätter mit Blüten (4.07/1432) Ph. Eur. 4. Ausgabe. 7. Nachtrag 2004. S. 5875-5876

Auftragen der Lösungen auf die Platte Fönen notwendig ist, damit die einzelnen Schichten gleichmäßig und schnell trocknen und somit nicht verlaufen.

#### **4.4 Fotografieren**

Auch beim Fotografieren der Platten schlossen wir mögliche systematische und zufällige Beeinflussungen von außen durch konstante Einstellungen des Fotoapparates und einer selbst gebauten Detektionskammer aus. Letztere garantiert, dass sich die Platte, die Lampen und der Fotoapparat bei Aufnahmen immer an derselben Stelle befinden und das Tageslicht sowie Reflexionen der Umgebung abgeschirmt werden.

#### **4.5 Einfluss der UV-Strahlung**

Zur Untersuchung von Hopfenextrakten ist die Dünnschichtchromatographie Mittel der Wahl, da sie bestens zur Auftrennung komplexer Vielstoffgemische geeignet ist und auch mit relativ geringem apparativem Aufwand durchgeführt werden kann. Allerdings können die Einzelkomponenten nur in hochtechnisierten Anlagen (z.B. HPLC - High Performance Liquid Chromatography) quantitativ bestimmt werden. Um trotz der uns zur Verfügung stehenden Mittel richtige und reproduzierbare Ergebnisse zu erhalten, wurde ein hoher Aufwand bezüglich Fehlerminimierung und Validierung (siehe 2.2, Seite 10) betrieben.

Um die Proben mit und ohne UV-Schutz vergleichen zu können, musste der Einfluss anderer Umwelt- und Wachstumsfaktoren der Hopfenpflanzen wie Standort, Boden oder Wasser- und Kohlenstoffdioxidversorgung weitgehend ausgeschlossen werden. Gewährleistet wurde dies, indem je ein Teil der beiden Versuchspflanzen mit UV-Schutzfolie abgedeckt und ein anderer unbedeckt gelassen wurde. Verglichen wurden immer nur Proben ein und derselben Pflanze. Auf diese Weise wurden im Freiland zwei ausgewachsene Hopfenpflanzen präpariert.

Zwischen den Extrakten der geschützten und der ungeschützten Hopfenzapfen zeigten sich auf unseren Platten eindeutige Unterschiede in der Ausprägung einzelner Banden. Eine Bande entsteht durch die Ansammlung von Molekülen mit gleichen bzw. sehr ähnlichen Eigenschaften bei dem Fließversuch. Sie

stellen also einen bestimmten Stoff/ eine Stoffgruppe dar. Durch eine geeignete Referenz können diese mit ausreichender Wahrscheinlichkeit bestimmt werden. Wir identifizierten die in Abbildung 3 (Seite 16) markierte, von der Beeinflussung betroffene Bande als Rutosid, ein Polyphenol.

In Anbetracht der verhältnismäßig ungenauen Methode lassen diese eindeutigen Unterschiede sogar recht große Differenzen vermuten. Um unsere Ergebnisse zu bestätigen, führten wir alle Versuche mehrmals durch.

Wenn also bei weniger UV-Einstrahlung auch weniger Polyphenole zu finden sind, liegt es nahe, dass die Konzentration dieser Stoffgruppe bei einer Erhöhung der UV-Einstrahlung innerhalb des Toleranzbereiches des Hopfens zu einer erhöhten Produktion dieser Sekundärstoffe führt.

Diese These leitete uns zu unserem zweiten Versuchsaufbau. Wir verwendeten wieder je zwei Teile unserer beiden Pflanzen, einen unbehandelten und einen mit Spiegeln aus Aluminiumfolie(siehe 2.3.5, Seite 12) und achteten auf möglichst geringe Beeinflussung anderer Faktoren. Schon sehr bald nach der Installation der Alufolie fiel uns ein veränderter Wuchs der Pflanzen in Richtung des Spiegels auf, was sich mit dem Phototropismus, also der genetisch bedingten Bewegung der Pflanzensprosse zum Licht, begründen lässt.

Die behandelten Hopfendolden selbst ließen sich, wie auch im ersten Versuch, äußerlich nicht von den unbehandelten unterscheiden.

Die Chromatogramme der Proben der Hopfenpflanze der Gärtnerei zeigten auch hier wieder Differenzen in der Stärke der Rutosidbande (Abbildung 4, Seite 16).

Die Chromatogramme der Pflanze aus Christians Garten dagegen zeigten bei unserer Methode keine eindeutigen Unterschiede. Dies begründet sich unserer Meinung nach in den verschiedenen Standorten der Versuchsobjekte. Die Pflanze der Stadtgärtnerei steht nur bis zum Nachmittag vollständig in der Sonne, später am Tag wird sie nicht mehr beschienen. Die Pflanze in Christians Garten dagegen wird in den gesamten Sonnenstunden des Tages durch nichts beschattet, sie muss also von vornherein mehr Polyphenole zum Schutz vor der schädlichen UV-Strahlung ausbilden um zu überleben. Sie ist demzufolge dem Maximum ihres Toleranzbereiches näher als die Pflanze der Stadtgärtnerei, aber vor dem Stress durch Strahlung von vornherein besser geschützt. Sie

kann dadurch nur weniger Polyphenole zusätzlich produzieren, wodurch die Differenz der Konzentrationen so gering sein könnte, dass sie durch die Methode der DC nicht mehr detektierbar ist.

Auf eine Pflanze mit nahezu idealem Standpunkt im Bezug auf den Faktor Licht sind unsere Ergebnisse also nur bedingt übertragbar, für etwas schattiger gelegene Anpflanzungen dagegen trifft unsere These der direkten Abhängigkeit der Polyphenolsynthese in Hopfen von der UV-Einstrahlung zu.

Diese gewonnenen Erkenntnisse machen unsere Arbeit als Grundlage für weiterführende Untersuchungen interessant, da wir zwar nicht in der Lage sind, quantitative Aussagen zu treffen, jedoch eindeutig und reproduzierbar nachweisen konnten, dass eine direkte Abhängigkeit zwischen UV-Einstrahlung und Polyphenolproduktion im Hopfen vorhanden ist.

Auch das große Interesse verschiedener Brauereien und Hopfeninstitute (siehe 6, Seite 22) an den Ergebnissen unserer Arbeit spricht für das Potential und die Wichtigkeit dieser Erkenntnisse in der Wirtschaft. Unsere Ergebnisse könnten z.B. Ansätze für effektivere Anbaumethoden oder die Züchtung besonders geeigneter Hopfensorten liefern. Nahrungsmittel, die aus so präparierten Hopfenzapfen hergestellt sind, könnten als „functional food“ vermarktet werden. Dieses erfreut sich in der heutigen Gesellschaft aufgrund seiner gesundheitsfördernden Eigenschaften immer größerer Beliebtheit.

Es ist also möglich, dass durch Erkenntnisse weiterführender Forschungen auf unseren Grundlagen die Wirtschaftlichkeit von hopfenverarbeitenden Betrieben gesteigert werden kann.

## 5 Quellen

Siehe Fußnoten auf den jeweiligen Seiten.

## 6 Danksagung

Wir danken den Hopfenbauern und -instituten

- Hopfenveredlung St. Johann GmbH & Co. KG
- Joh. Barth & Sohn GmbH & Co.
- Rudolf Trapp
- Bayrische Landesanstalt für Landwirtschaft, Institut für Pflanzenbau und Pflanzenzüchtungen - Arbeitsbereich Hopfen

für die Bereitstellung zertifizierter Hopfenproben

und der Stadtgärtnerei Schleiz, insbesondere Herrn Ralph Waldert

für die Bereitstellung einer Hopfenpflanze über den Zeitraum von 2 Jahren

außerdem unserem Seminarfachlehrer Herrn Wendler

für seine Hilfestellungen bei der Gestaltung unserer Seminarfacharbeit als auch der Oberlandapotheke Schleiz e.K.

für die Zurverfügungstellung von Materialien, Chemikalien und Fachwissen

sowie in besonderem Maße Dr. rer. nat. Jörg Wittig

für seine Begeisterung und das Interesse an unserer Arbeit, die durchgehende Motivation, die geopfert Zeit, seine freundliche Zusammenarbeit, die finanzielle Unterstützung und die nachsichtige Hilfe bei schwierigen fachlichen Problemstellungen

## 7 Erklärung

Hiermit versichern wir, dass wir die vorliegende Seminarfacharbeit selbstständig und ohne unerlaubte Hilfe verfasst und keine anderen als die angegebenen Hilfsmittel benutzt haben.

Alle wörtlichen oder sinngemäßen Übernahmen aus anderen Werken sind als solche kenntlich gemacht.

Blechschmidt, Christian

Meinhardt, Matthias

Schleif, Beate

Seidel, André

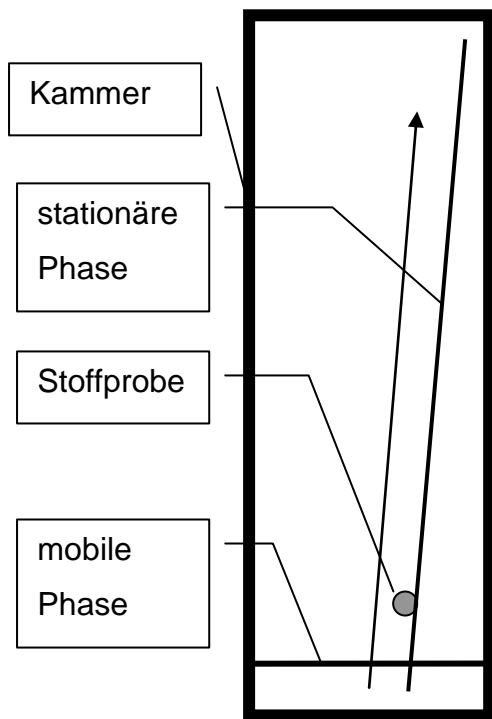
Schleiz, den 28. Oktober 2005



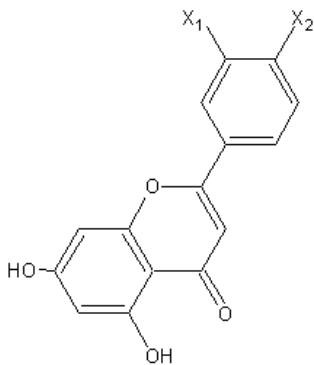
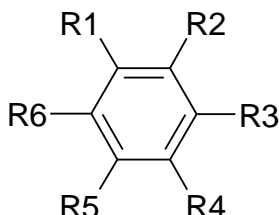
## 8 Anhang

### 8.1 Glossar

Begriff	Erklärung
Chromatographie	Trennverfahren, das die einzelnen Bestandteile eines Stoffgemischs aufgrund ihrer unterschiedlichen Eigenschaften (z.B. Löslichkeit, Adsorptionsverhalten) voneinander trennt. Dazu transportiert eine strömende Substanz (mobile Phase) das Gemisch durch eine bzw. entlang einer Schicht eines anderen Stoffes (stationäre Phase). <sup>19</sup>
Dünnschicht-Chromatographie (DC)	<p>Das zu trennende Gemisch wird entlang einer Strecke auf eine dünne Schicht eines adsorbierenden Materials aus Aluminiumoxid, Kieselgel, o.a. (stationäre Phase) aufgetragen, das sich auf einer Glas-, Kunststoff- oder Metallplatte befindet. Zur Trennung des Stoffgemischs werden diese Platten senkrecht in Glasgefäße gestellt, in denen sich nur wenig Trennflüssigkeit (mobile Phase) befindet. Diese steigt durch Kapillarkräfte in der stationären Phase hoch, nimmt dabei das Stoffgemisch mit, das wegen der unterschiedlichen Adsorption an der stationären Phase</p>



<sup>19</sup> Autorenkollektiv: Lehrbuch der Chemie S II. Analyse von Kohlenstoffverbindungen. Struktur und Reaktionen organischer Verbindungen. Diesterweg Verlag 1991. S. 15

	<p>getrennt wird.<sup>20</sup></p> <p>In unserem Fall: stationäre Phase: Aluminiumplatte beschichtet mit Kieselgel mobile Phase: Fließmittel aus Ethylacetat, Ameisensäure und Wasser</p>
Flavonoide	<p>Gruppe von wasserlöslichen Pflanzenfarbstoffen und gehören zu den Polyphenolen. Sie spielen eine wichtige Rolle im Stoffwechsel vieler Pflanzen. Einige Flavonoide haben gefäßverstärkende Wirkung, andere wirken gegen Entzündung und Histamin oder haben antivirale und krampflösende Wirkungen. Flavonoide befinden sich in vielen pflanzlichen Lebensmitteln.</p> <p>Die Grundstruktur eines jeden Flavonoidmoleküls ist auf der rechten Seite zu erkennen.<sup>21</sup></p> 
in-vitro	unter künstlichen Bedingungen (im Labor) durchgeführt <sup>22</sup>
in-vivo	bei Versuchen im lebendem Organismus, in der lebenden Zelle(lebendes Objekt) beobachtet <sup>23</sup>
Polyphenole	<p>Polyphenole sind ein Teil des Sekundärstoffspektrums und kommen in Pflanzen als bioaktive Substanzen wie Farbstoffe (Flavonoide, Anthocyane), Geschmacksstoffe und Gerbsäuren vor. Sie sollen die Pflanze vor Fraßfeinden schützen. Rechts ist eine Benzol-Struktur zu sehen. Sie bildet bei Substitution von mindestens zwei R-</p> 

20 Autorenkollektiv: Lehrbuch der Chemie S II. Analyse von Kohlenstoffverbindungen. Struktur und Reaktionen organischer Verbindungen. Diesterweg Verlag 1991. S. 15

21 Autorenkollektiv Sekundäre Pflanzenstoffe, Wikipedia (Die freie Enzyklopädie) unter [de.wikipedia.org/wiki/Flavonoide](http://de.wikipedia.org/wiki/Flavonoide), letzte Änderung von RobotQuistnix am 28.08.2005, Abruf der Seite am 28. 09. 2005

22 Autorenkollektiv: Fremdwörterbuch. 9. Aufl. 1966. VEB Bibliographisches Institut Leipzig 1962. S.310

23 Autorenkollektiv: Fremdwörterbuch. 9. Aufl. 1966. VEB Bibliographisches Institut Leipzig 1962. S.310

	Gruppen mit Hydroxyl-Resten den strukturellen Grundbaustein der Polyphenole. <sup>24</sup>
Sekundäre Pflanzenstoffe / Sekundärmetaboliten	Bezeichnung für Verbindungen, die nicht essentiell für das Wachstum und die Entwicklung des Organismus sind. Ihre Biosynthesewege fasst man unter dem Begriff Sekundärstoffwechsel zusammen. <sup>25</sup>
tara	Gewicht (der Verpackung, des Gefäßes) <sup>26</sup>
Xan	Neuartiges Weißbier, welches besonders viel des gesundheitsfördernden Stoffes Xanthohumol enthält. Es wird mit einer speziellen Brautechnik nach dem deutschen Reinheitsgebot gebraut. Produzent ist die Brauerei Weihenstephan. <sup>27</sup>

## 8.2 Material

### 8.2.1 Geräte

Gerät	Eigenschaften
DC-Platten	Dicke 0,2mm, Fluoreszenz-Indikator UV 254
Becherglas	Glas, 20 ml
Becherglas	Glas, 40 ml
Detektionskammer	H x B x T            28,5cm x 39cm x 29cm
Digitalkamera	Sony DSC-P92      5,0 M Pixel
Erlenmeyerkolben mit Stopfen	Glas, 100ml
Erlenmeyerkolben mit Stopfen	Glas, 250ml
Filterpapier	Durchmesser 55mm, 595
Heißlufttaartrockner	

<sup>24</sup> Autorenkollektiv: Polyphenole. Wikipedia (Die freie Enzyklopädie) unter [de.wikipedia.org/wiki/Polyphenole](http://de.wikipedia.org/wiki/Polyphenole), letzte Änderung am 30.08.2005 von Margay, Abruf der Seite am 11.10.2005

<sup>25</sup> Autorenkollektiv: Sekundäre Pflanzenstoffe. Wikipedia (Die freie Enzyklopädie) unter [de.wikipedia.org/wiki/Sekundäre\\_Pflanzenstoffe](http://de.wikipedia.org/wiki/Sekundäre_Pflanzenstoffe), Letzte Änderung am 03.10.2005 von Nina, Abruf der Seite am 11.10.2005

<sup>26</sup> Autorenkollektiv: Fremdwörterbuch. 9. Aufl. 1966. VEB Bibliographisches Institut Leipzig 1962. S.700

<sup>27</sup> Bericht der Brauerei Weihenstephan zum neuen Hefeweißbier „Xan“ unter [www.brauerei-weihenstephan.de/index.php?page=home\\_1\\_1&](http://www.brauerei-weihenstephan.de/index.php?page=home_1_1&), Abruf am 20.09.05

Pipette 1	Glas, 5ml
Pipette 2	Glas, 10ml
Glastrichter	Glas, Durchmesser(oben) 3,5cm, Höhe 6cm, Durchmesser(unten) 0,5cm
Kammer mit Deckel	Kammer mit Rillen, Glas H x B x T            21cm x 21,3cm x 10,2cm
Maßkolben „Klaus“	100ml, Glas
Messzylinder	Glas, 50ml
Microcaps	Glaskapillare, 5µl
Microcaps	Glaskapillare, 10µl
Mörser	Porzellan, Mörserschale, Mörserstab
Piläusball	Gummi, 3 Ventile
Plastikschaber	Plastik, gelb
Sieb	Maschengröße 355µm, Durchmesser 12cm
Siebbehälter	Aluminium, 4-teilig
Spatel	Stahl, Schaufelbreite 9mm
Sprühzerstäuber	Treibgas(1-2-2-2-Tetrafluorethan)
Stoppuhr	mechanisch, 3 Knöpfe
Trockenschrank	Firma Binder
Uhrglasschale	Glas, Durchmesser 7cm
UV-Filterfolie	99% UV Schutz
UV-Lampe	Langwelle 366nm, Kurzwelle 254nm
UV-Lampe	Langwelle 366nm, Kurzwelle 254nm
Vollpipette	Glas
Rezepturwaage	Sartorius BP2100S
Analysenwaage	Sartorius CP64-OCE
Wägeschiffchen	Glas

### 8.2.2 Chemikalien

Stoff	Hersteller	Charge:
Ameisensäure 85%	Caesar & Lorentz GmbH	25716033
Chlorogensäure	Dr. K. Hollborn & Söhne	11102
2-Diphenylboryloxyethyl-amin	Carl Roth GmbH + Co.	17569701

Ethylacetat	Caesar & Loretz GmbH	30697133
Hopfen	siehe 8.2.3, Seite 28	
Hyperosid	Dr. K. Hollborn&Söhne	11102
Isopropanol	Lichtenstein Pharmazeutica GmbH	UN: 1219
Methanol	Laborchemie Apolda GmbH	1105087712
Polyaethylenglycolum 400	Caesar & Loretz GmbH	40505194
Quercetin Dihydrat	Carl Roth GmbH & Co.	35573852
Rutosid(Rutin)	Dr. K. Hollborn&Söhne	11102

### 8.2.3 Hopfenproben

Ch. Bl.	Ernteort	Erntezeit	Trocknung	Standortbedingungen	Quelle
0	-	-	-	-	Bombastus-Werke AG
6	Christians Garten	26.09.04	5 h	ohne UV-	Christian
7	Christians Garten	26.09.04	5 h	mit UV-Folie	Christian
8	Gärtnerei Schleiz	28.09.04	5 h	mit UV-Folie	Gärtner
9	Gärtnerei Schleiz	28.09.04	5 h	ohne UV-	Gärtner
10	Christian Garten	30.08.05	5 h	ohne	Christian
11	Christian Garten	30.08.05	5 h	mit Spiegel	Christian
12	Gärtner	31.08.05	5 h	ohne	Gärtner
13	Gärtner	31.08.05	5 h	mit Spiegel	Gärtner
28	Hallertau	2004			Hopfenveredlung St. Johann GmbH & Co. KG

### 8.3 Bilder



Abbildung 5 Detektionskammer mit Einsätzen für UV-Lampen (links und rechts), Fotoapparat (mitte) und UV-Lampen

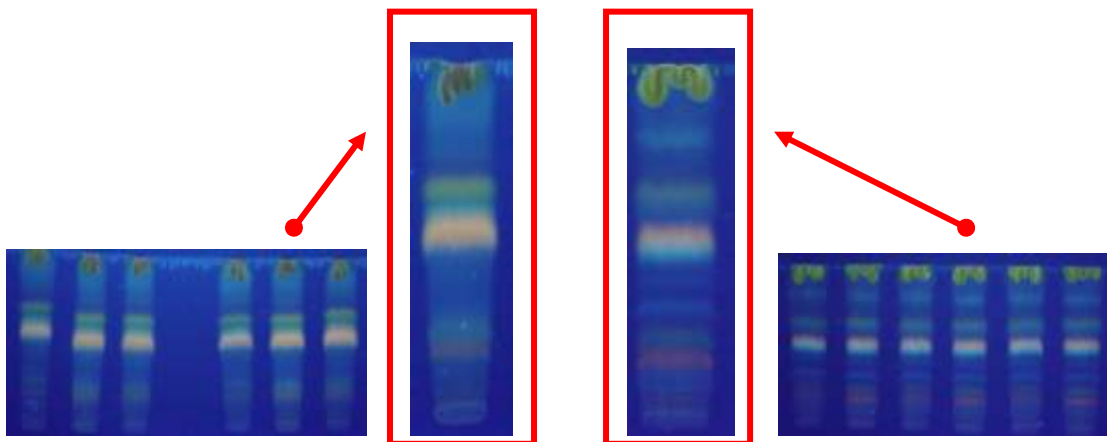
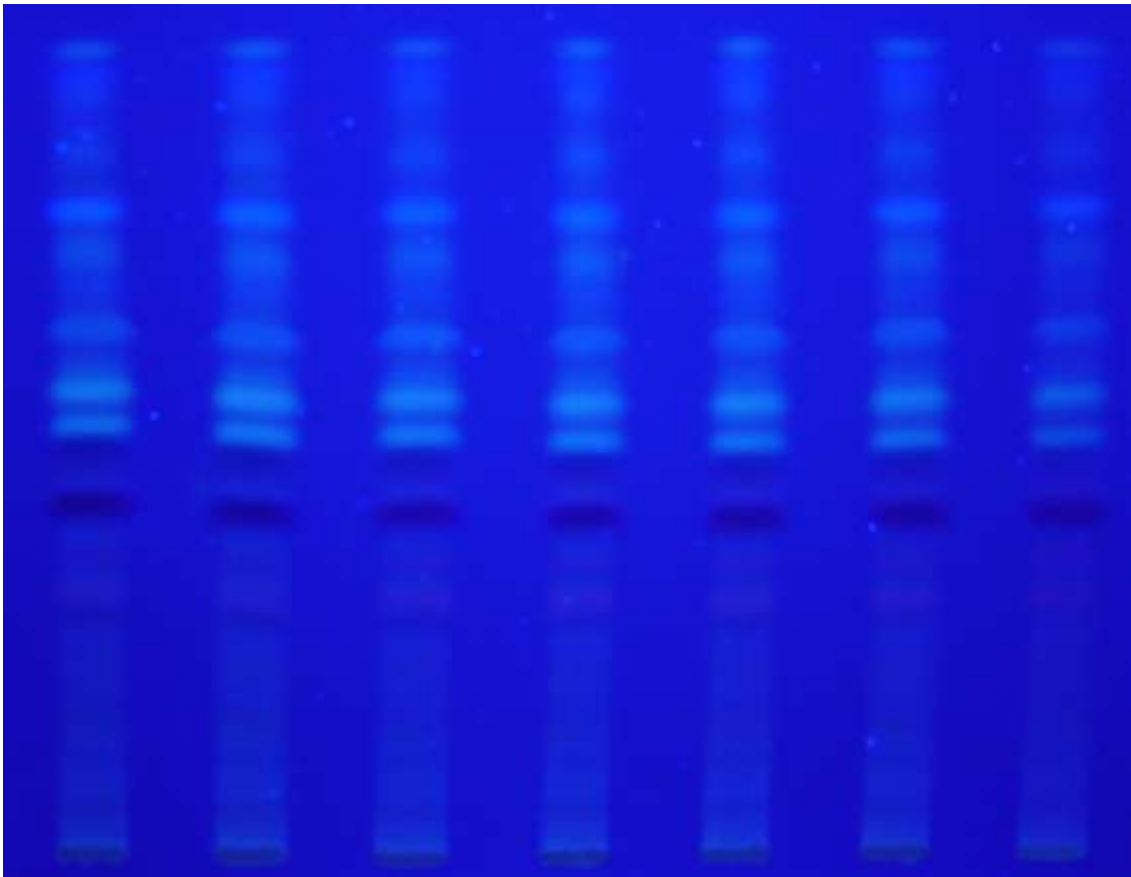
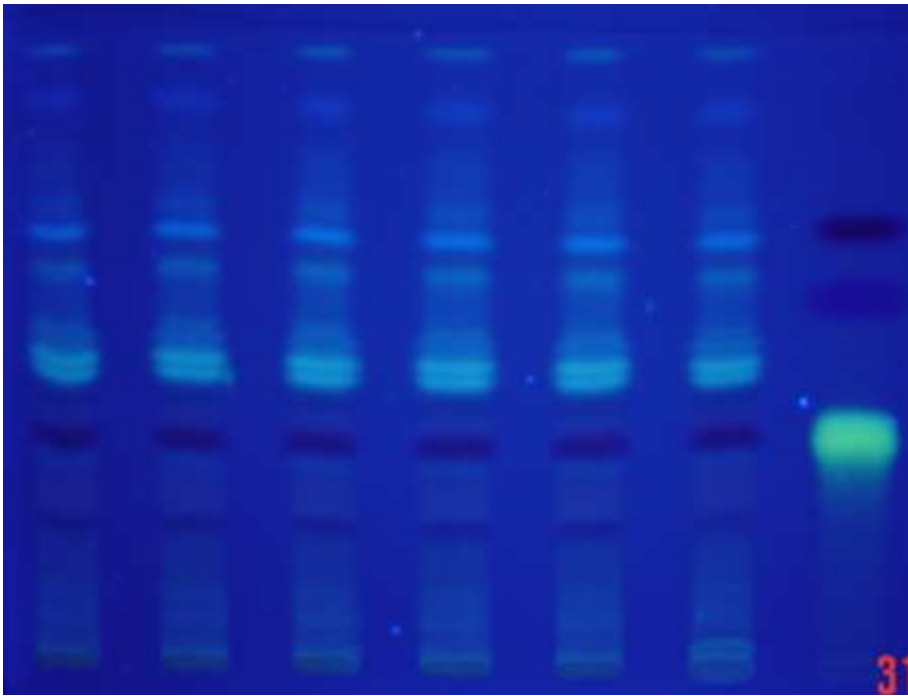


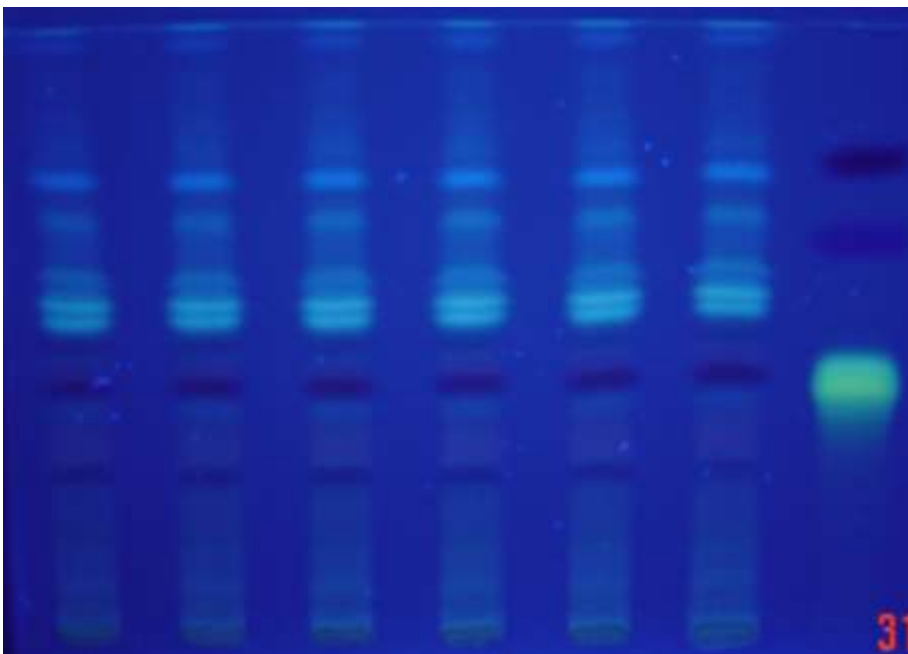
Abbildung 6 Chromatogramme (365nm; Sprühreagenz) zur Überprüfung der Identität; links Hopfenprobe (Ch.BI. 28; Hallertau Hallertauer von Hopfenveredlung St. Johann GmbH & Co. KG; 40µl); rechts Hopfenprobe (Ch.BI. 37; Gärtner mit Reflexion; 40µl); um die Bahnen besser vergleichen zu können, wurden sie aus den Platten fototechnisch ausgeschnitten



**Abbildung 7 Chromatogramm (365nm) zur Überprüfung der Präzision;  
Untersuchungslösung (Ch.BI. 0; 40µl; Bahnen 1,2,3,4,5,6,7; je Bahn wurde eine neue  
Untersuchungslösung hergestellt) vom 23.09.2004**



**Abbildung 8 Chromatogramm (365nm) zur Überprüfung der Robustheit; das Auftragen der Untersuchungslösung wurde nicht unter der Einwirkung eines Luftzugs durchgeführt; Untersuchungslösung (Ch.BI. 0; 40µl; Bahnen 1,2,3,4,5) und Referenzlösung (40µl; Bahn 7) aufgetragen durch Gruppenmitglied Beate; Untersuchungslösung (Ch.BI. 0; 40µl; Bahn 6) aufgetragen durch Gruppenmitglied Christian am 31.08.2004**



**Abbildung 9 Chromatogramm (365nm) zur Überprüfung der Robustheit; das Auftragen der Untersuchungslösung wurde unter der Einwirkung eines Luftzugs durchgeführt; Untersuchungslösung (Ch.BI. 0; 40µl; Bahnen 1,2,3,4,5) und Referenzlösung (40µl; Bahn 7) aufgetragen durch Gruppenmitglied Christian; Untersuchungslösung (Ch.BI. 0; 40µl; Bahn 6) aufgetragen durch Gruppenmitglied Beate am 31.08.2004**



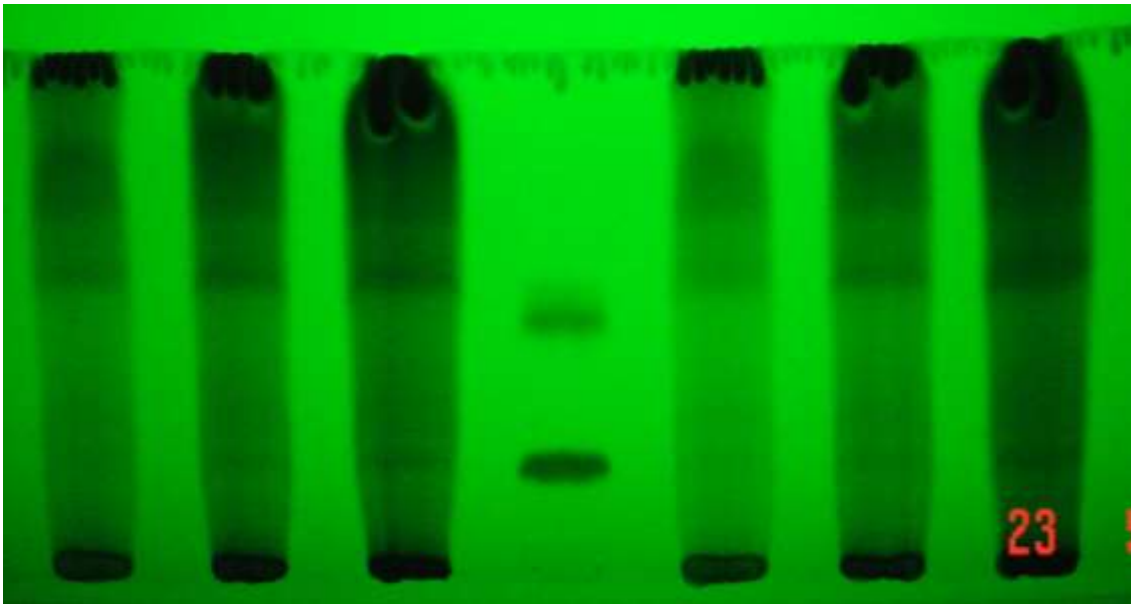


Abbildung 10 Chromatogramm(254nm) zur Untersuchung der Sättigung der Probenlösung; Untersuchungslösung (Ch.Bl. 0; 20ml Methanol; 1g Droge; Bahnen 1,5); Untersuchungslösung (Ch.Bl. 0; 10ml Methanol; 1g Droge; Bahnen 2,6); Untersuchungslösung (Ch.Bl. 0; 5ml Methanol; 1g Droge; Bahnen 3,7); Referenzlösung (Bahn 4) vom 23.05.2005

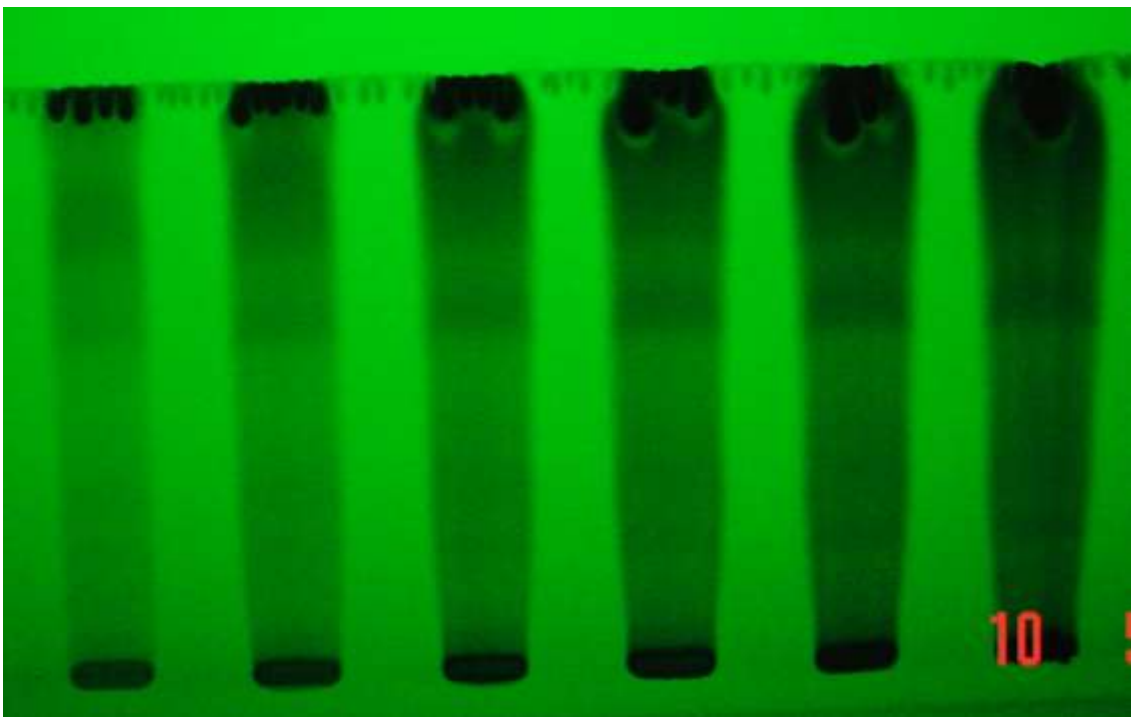
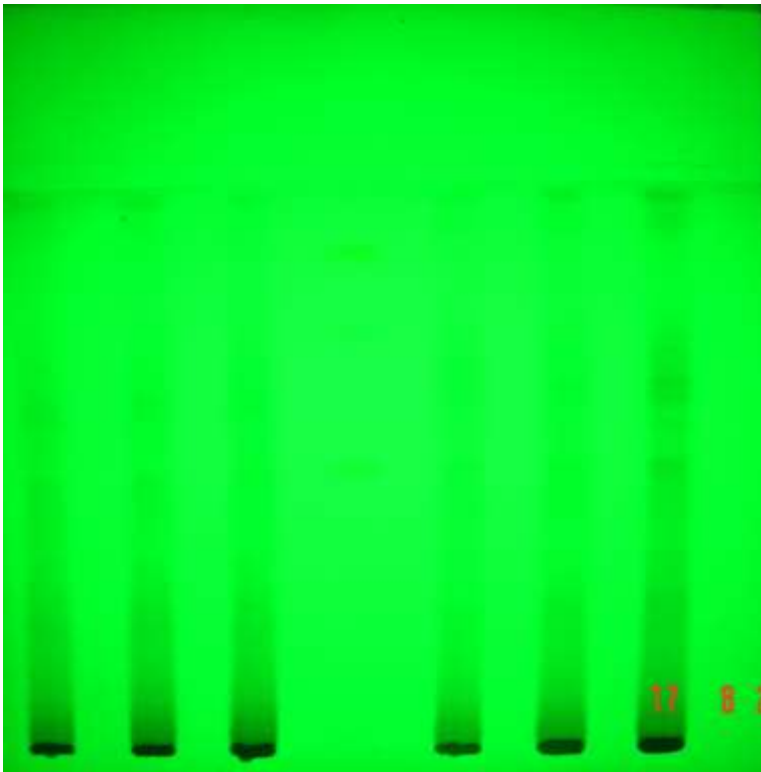
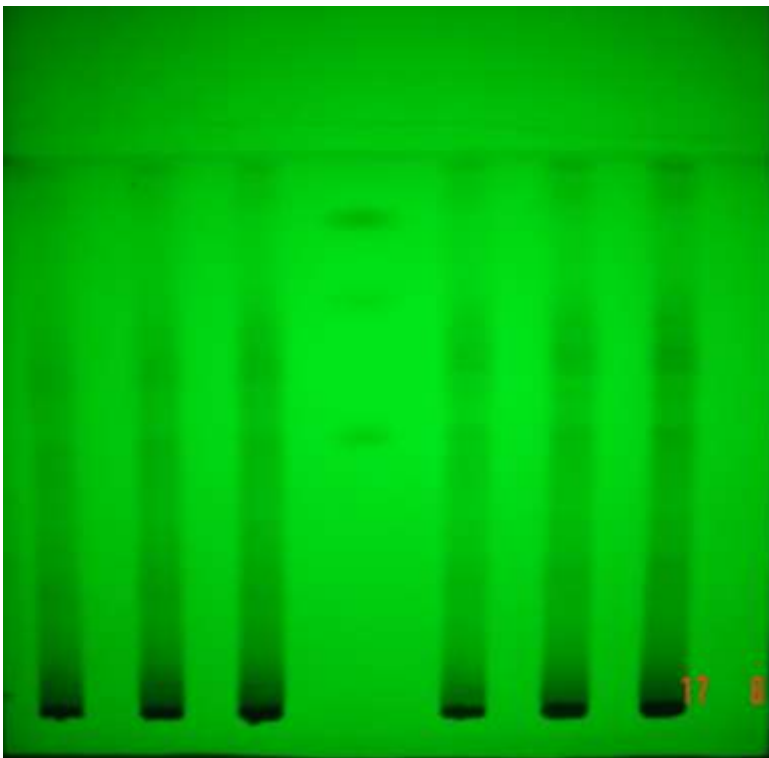


Abbildung 11 Chromatogramm (254nm) zur Untersuchung der aufgetragenen Menge; Untersuchungslösungen (Ch.Bl. 0; 10 µl auf Bahn 1; 20 µl auf Bahn 2; 30 µl auf Bahn 3; 40 µl auf Bahn 4; 50 µl auf Bahn 5; 60 µl auf Bahn 6) vom 10.05.2005



**Abbildung 12 Chromatogramm (254nm) zur Untersuchung der Fotoeinstellungen;  
Fotoapparateinstellungen: Modus „Schnee“, Belichtung 2, Weißabgleich „Neonröhre“;  
fotografiert am 17.08.2004**



**Abbildung 13 Chromatogramm (254nm) zur Untersuchung der Fotoeinstellungen;  
Fotoapparateinstellungen: Modus „Nacht“, Belichtung 0.3, Weißabgleich auto;  
fotografiert am 17.08.2004**



**Abbildung 14 Versuchsaufbau für UV-Schutzfolie bei Hopfen in der Stadtgärtnerei Schleiz**



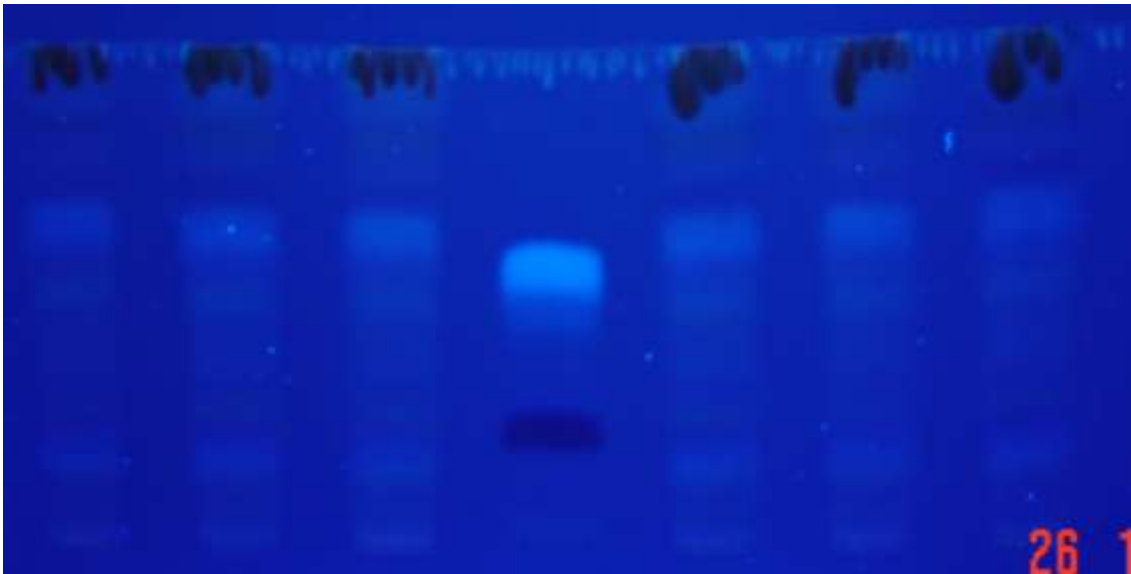
**Abbildung 15 Versuchsaufbau für UV-Schutzfolie bei Hopfen in Christians Garten vom 30.09.2004**



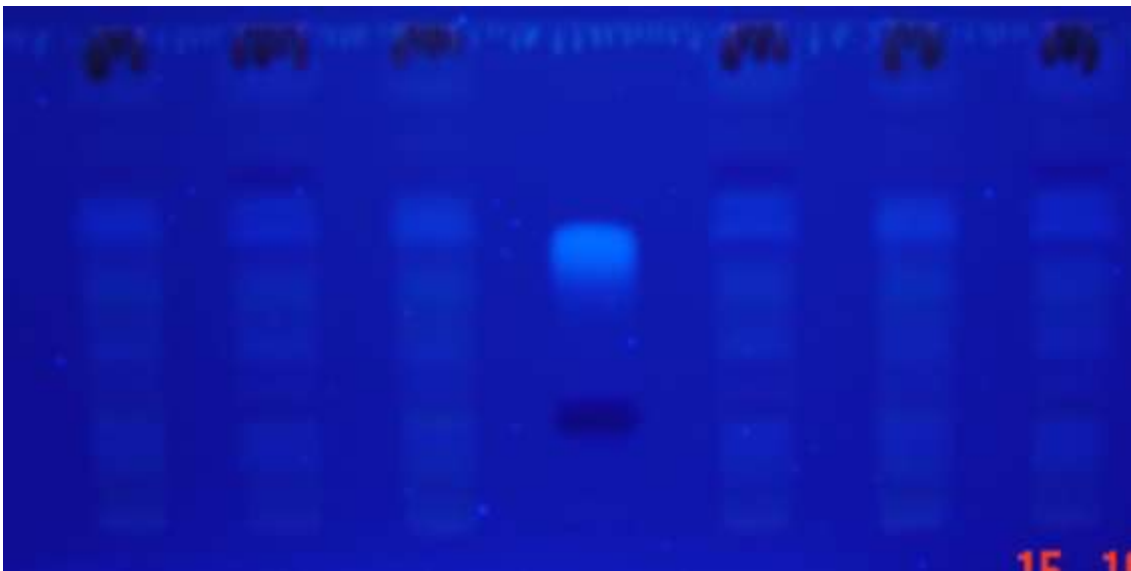
**Abbildung 16 Versuchsaufbau mit UV-Reflexion bei Hopfen in der Stadtgärtnerei Schleiz vom 09.06.2005**



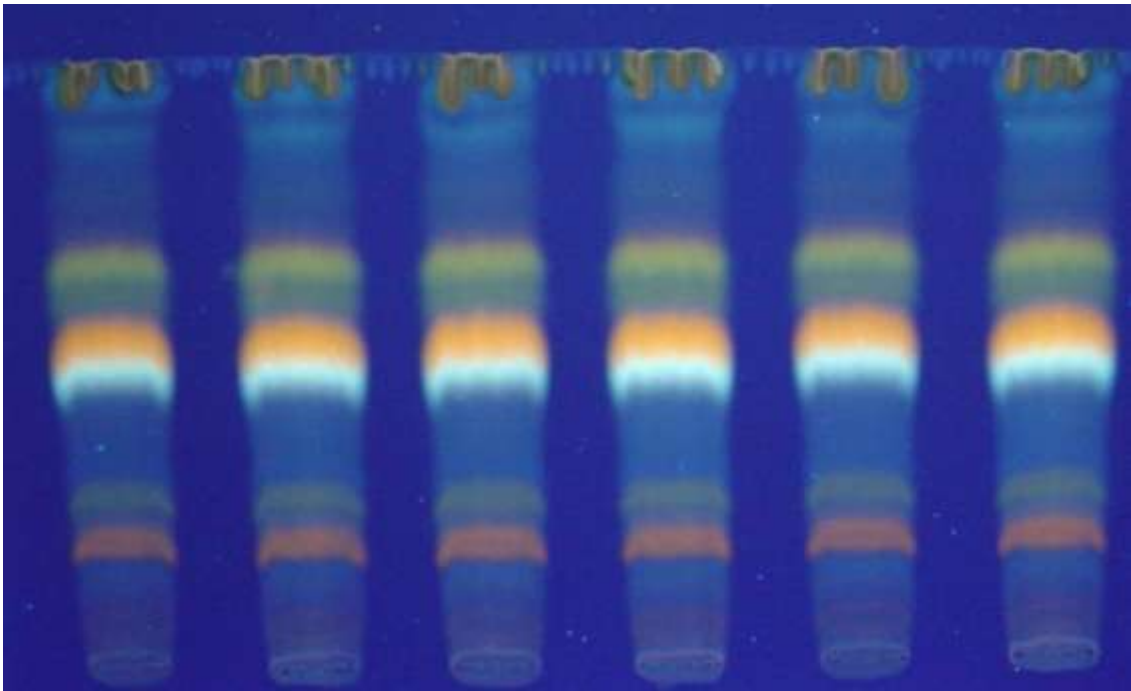
**Abbildung 17 Versuchsaufbau UV-Reflexion bei Hopfen in Christians Garten vom 21.05.2005**



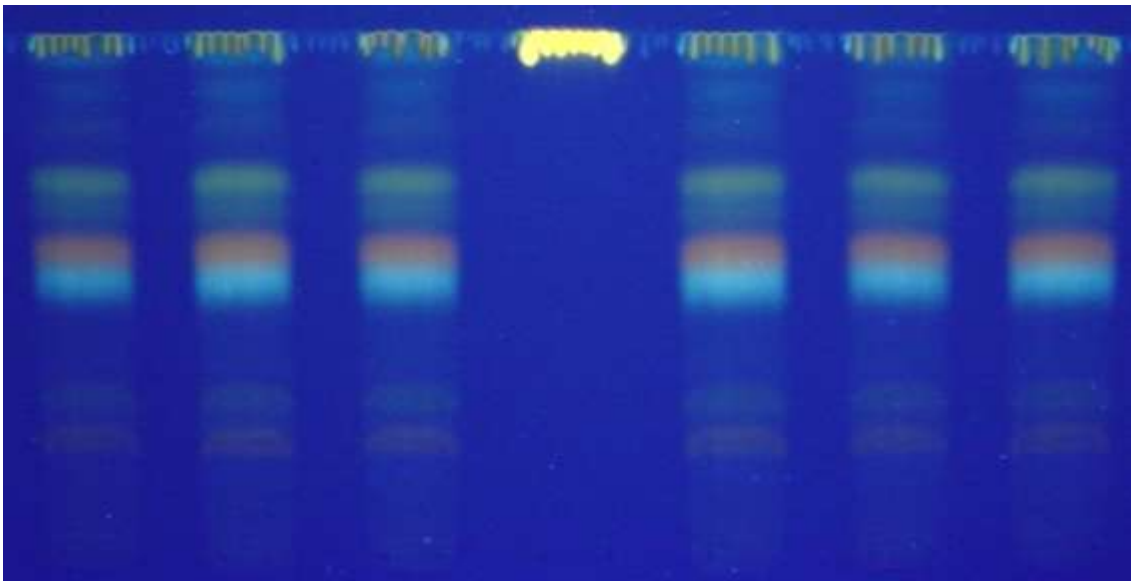
**Abbildung 18** Chromatogramm (365nm) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Abnahme; Untersuchungslösung einer Hopfenprobe mit UV-Schutz (Ch.BI. 7; 40µl; Bahnen 1,3,6); Referenzlösung (40µl; Bahn 4); Untersuchungslösung einer Hopfenprobe ohne UV-Schutz (Ch.BI. 6; 40µl; Bahn 2,5,7) vom 15.10.2004



**Abbildung 19** Chromatogramm (365nm) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Abnahme; Untersuchungslösung einer Hopfenprobe mit UV-Schutz (Ch.BI. 8; 40µl; Bahnen 1,3,6); Referenzlösung (40µl; Bahn 4); Untersuchungslösung einer Hopfenprobe ohne UV-Schutz (Ch.BI. 9; 40µl; Bahnen 2,5,7) vom 26.10.2004



**Abbildung 20** Chromatogramm (365nm, Sprühreagenz) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Zunahme; Untersuchungslösung einer Hopfenprobe ohne Reflexion aus Christians Garten (Ch.Bl. 10; 40 $\mu$ l; Bahnen 1,3,5); Untersuchungslösung einer Hopfenprobe mit Reflexion aus Christians Garten (Ch.Bl. 11; 40 $\mu$ l; Bahn 2,4,6) vom 06.09.2004



**Abbildung 21** Chromatogramm (365nm, Sprühreagenz) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Zunahme; Untersuchungslösung (0,5g Droge; 25ml Methanol) einer Hopfenprobe mit Reflexion aus Christians Garten (Ch.Bl. 10; 40 $\mu$ l; Bahnen 1,3,5); Untersuchungslösung (0,5g Droge; 25ml Methanol) einer Hopfenprobe ohne Reflexion aus Christians Garten (Ch.Bl. 11; 40 $\mu$ l; Bahn 2,4,6) vom 29.09.2004

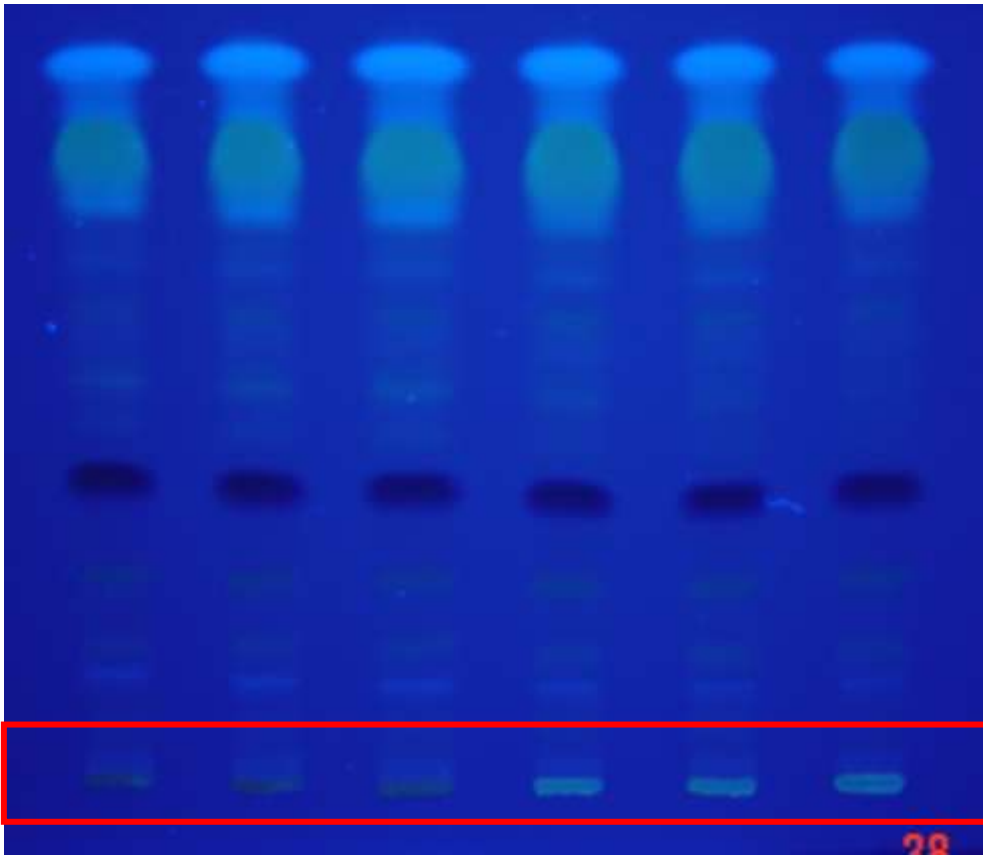


Abbildung 22 Chromatogramm (365nm) der Untersuchungsergebnisse bei UV-Abnahme unter Verwendung der DC-Methode des Europäischen Arzneibuches zur Prüfung auf Identität von Hopfenzapfen; Untersuchungslösung ohne UV-Schutz (Ch.BI. 6; Bahnen 1,2,3); Untersuchungslösung mit UV-Schutz (Ch.BI. 7; Bahnen 4,5,6) vom 28.09.2004