

Inhaltsverzeichnis

1. Theoretische Einleitung	2
1.1 Die Klassen der Phytohormone	4
1.1.1 Auxine	5
1.1.2 Gibberelline	8
1.1.3 Cytokinine	10
1.1.4 Abscisine (Abscisinsäuren)	12
1.1.5 Ethylen	13
1.1.6 Jasmonate (Jasmonsäuren)	14
1.1.7 Brassinosteroide	14
1.1.8 Salicylsäure	15
1.1.9 Systemin	15
1.2 Antheridienbildung in Abhängigkeit von GA₃	16
1.3 GA₃ im Erbsen-Streckungstest	16
2. Material und Methoden	17
2.1 Versuch 1: Antheridienbildung in Abhängigkeit von Gibberelinsäure	17
2.2 Versuch 2: Gibberelinsäure im Erbsen-Streckungstest	17
3. Ergebnisse	18
3.1 Versuch 1: Antheridien in Abhängigkeit von Gibberelinsäure	18
3.2 Versuch 2: Gibberelinsäure im Erbsenstreckungstest	19
4. Diskussion	23
4.1 Versuch1: Antheridienbildung in Abhängigkeit von Gibberelinsäure	23
4.2 Versuch 2: Gibberelinsäure im Erbsen-Streckungstest	23
5. Zusammenfassung	24
6. Weiterführende Fragen	25

1. Theoretische Einleitung

Unter **Phytohormonen** versteht man pflanzliche Botenstoffe, die in der Pflanze den Metabolismus, das Wachstum und die Entwicklung steuern. Da die Pflanzen im Gegensatz zu Tieren kein Nervensystem besitzen, sind die Phytohormone für die Pflanze von besonderer Bedeutung, um zwischen den einzelnen Zellen, Geweben und Organen kommunizieren zu können.

Tierische und pflanzliche Hormone weisen zwei Gemeinsamkeiten auf: beide dienen der Übertragung von Information und wirken schon in sehr kleinen Konzentrationen durch Bindung an einen Rezeptor.

Die Phytohormone unterscheiden sich aber sowohl in ihren Strukturen als auch in ihren Funktionen von den tierischen Hormonen:

- Für die Wirkungen der pflanzlichen Hormone auf Wachstum und Differenzierung ist immer auch der physiologische Zustand einer Pflanze, der von äußeren Faktoren (z.B. Licht, Temperatur) und inneren Faktoren (z.B. Alter, Hormonkonzentration, Reaktionsbereitschaft der Zellen) abhängig ist, von Bedeutung.
- Im Gegensatz zu den tierischen Hormonen, die stets organ- und wirkungsspezifisch sind, zeigen die Phytohormone nicht nur spezifische, sondern auch multiple Wirkung; ein einziges Phytohormon hat verschiedene Wirkungen in unterschiedlichen Bereichen des pflanzlichen Organismus.
- Während bei tierischen Hormonen der Synthese- und der Wirkungsort stets verschieden sind, können Phytohormone auch auf ihren Syntheseort wirken.
- Im Vergleich zu tierischen Hormonen, die über das Nervensystem oder das Blut transportiert werden, erfolgt der Transport der Phytohormone entweder von einer Zelle zur nächsten oder über die Leitbahnen des Xylems und Phloems. Der Hormontransport bei Tieren kann viel schneller erfolgen: er dauert dort wenige Minuten bis einige Stunden, während es bei Pflanzen immer mehrere Stunden dauert, bis die Hormone an ihrem Wirkungsort angelangt sind.
- Der letzte wichtige Unterschied liegt in der Permeabilität der Zellwand / Zellmembran: während die Zellwand der Pflanzen für Phytohormone permeabel ist, ist der Durchtritt tierischer Hormone durch die Plasmamembran nicht möglich.

Auf Grund ihrer verschiedenen Wirkungen und chemischen Strukturen lassen sich lassen sich die Phytohormone in 9 Klassen unterteilen:

- Auxine
- Gibberelline
- Cytokinine
- Abscisine
- Ethylen
- Brassinosteroide
- Jasmonate
- Salicylsäure
- Systemin

1.1 Die Klassen der Phytohormone

Tab. 1: Kurze Übersicht über die verschiedenen Klassen der Phytohormone

Klasse	Konstitution	Ort der Synthese oder des Auftretens in der Pflanze	Wirkung	Beispiel
Auxine	Indolderivate	Embryo des Samens, Meristeme der Apikalknospen, junge Blätter	stimuliert Spross-Streckung, Wurzelwachstum, Differenzierung und Verzweigung; Fruchtentwicklung; Apikaldominanz; Phototropismus, Gravitropismus	Indol-3-Essigsäure (IAA)
Abscisine	Terpenderivate	Blätter, Stengel, grüne Früchte, Samen	wachstumshemmend; Hemmung der Keimung; Induktion von Ruheperioden; seneszenzfördernd	Abscisinsäure (ABA)
Jasmonate	Cyclopentanon-Verbindungen	bei höheren Pflanzen: im gesamten Organismus	Induktion von Wundgenen; Beeinflussung alleopathischer Wechselwirkungen; Hemmung des Längenwachstums von Keimlingen und Wurzeln; Hemmung der Samen- und Pollenkeimung	Jasmonsäure
Gibberelline	Diterpene	Meristeme der Apikalknospen und Wurzeln, junge Blätter, Embryo	Förderung der Samenkeimung, des Austreibens der Knospen, der Spross- und Zell- Streckung und des Blattwachstums; Stimulierung von Blüte und Fruchtentwicklung; Beeinflussung von Wurzelwachstum und Differenzierung; stark wachstumsfördernd bei dwarf-Mutanten; bewirkt Parthenokarpie	Gibberellinsäure (GA ₃)
Ethylen (Ethen)	Alken	Gewebe reifer Früchte, Sprossknoten, alternde Blätter und Blüten	Förderung der Fruchtreife; wirkt einigen Effekten des Auxins entgegen; fördert oder hemmt je nach Pflanzenspezies Wachstum und Entwicklung von Wurzeln, Blättern, Blüten; Beschleunigung der Seneszenz	Ethylen
Salicylsäure	Phenolderivat	unter der Rinde bei <i>Salix sp.</i>	Aktivierung von Abwehrgenen gegen Pathogene in der Zelle	Salicylsäure
Cytokinine	Purinderivate	in Wurzeln synthetisiert und zu anderen Organen transportiert	Beeinflussung von Wurzelwachstum und Differenzierung; Stimulierung der Teilung und des Wachstums von Zellen (Cytokinese), Stimulation der Keimung und des Blütenwachstums; Verzögerung Seneszenz	Zeatin, Kinetin
Brassinosteroide	Polyhydroxysterole	Synthese aus Campesterol	Förderung von Zellteilung und Zellstreckung Verstärkung der Stressresistenz und des Gravitropismus	Brassinolid
Systemin	Peptid	in verletzten Blättern	Induktion der Jasmonatsynthese	Systemin

1.1.1 Auxine

Als Auxine bezeichnet man alle Substanzen, die das Streckungswachstum von Koleoptilen fördern. Sie waren die ersten Phytohormone, die in Pflanzen nachgewiesen werden konnten. Der erste präzise Nachweis wurde mit dem **Avena- Krümmungstest** 1928 von **F. Went** erbracht.

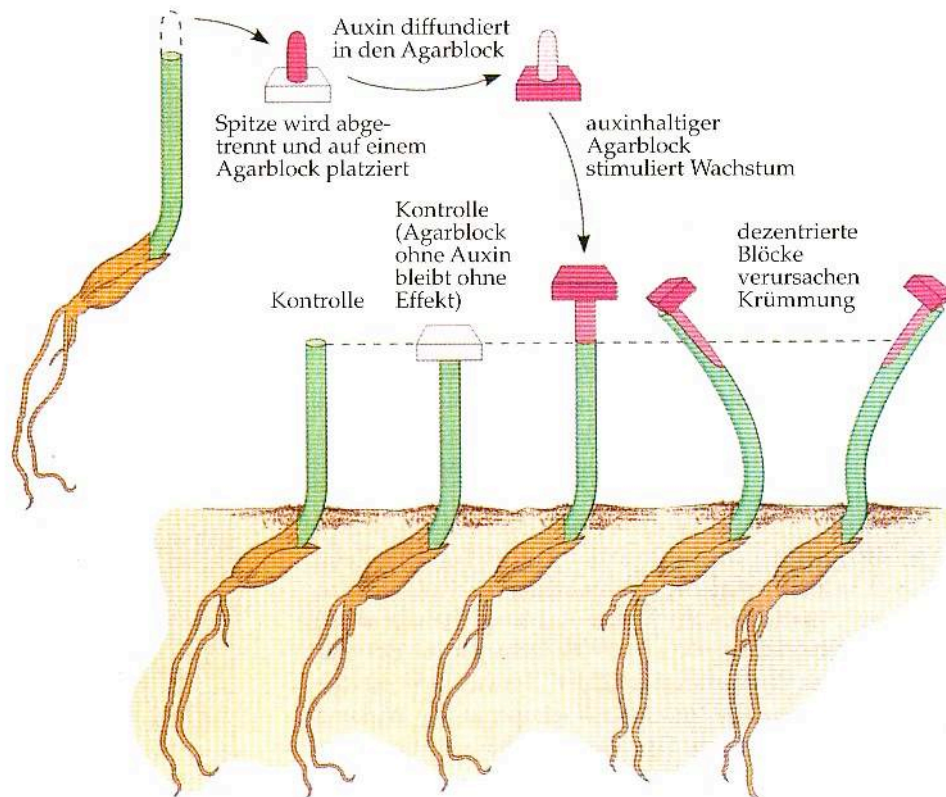


Abb.1: *Avena*- Krümmungstest von F. Went

[aus: Campbell, Biologie, 2. korrigierter Nachdruck 2000, Spektrum Verlag]

Went führte Versuche mit etiolierten Haferkoleoptilen durch; bei dem dabei entdeckten Auxin handelte es sich um das einzige natürlich vorkommende Auxin, die Indol-3-Essigsäure (IAA). Beim *Avena*- Krümmungstest wird zunächst das Koleoptil des Hafers (*Avena sp.*), der in Dunkelheit ausschließlich durch Zellstreckung wächst, gekappt. Die Koleoptilspitzen werden anschließend auf Gelatineböden gesetzt, wobei der Wirkstoff IAA in den Agar diffundiert. Setzt man nach Entnahme der Koleoptilspitzen ein Stück des IAA enthaltenden Agarblocks auf ein dekaptiertes Koleoptil, so wächst dieses genauso wie eine intakte Pflanze. Setzt man allerdings den IAA enthaltenden Agarblock seitlich auf ein dekaptiertes Koleoptil, so kommt es beim Wachstum zur Krümmung des Koleoptils. Da das Hormon IAA das Zellwachstum fördert, kommt es also auf der einen Seite des Stengels zum Längenwachstum. Da die andere Seite nicht mit dem Hormon behandelt wird und folglich nicht wächst, krümmt sich die Pflanze einseitig. Der Krümmungswinkel kann gemessen werden; mit Hilfe dieses Wertes

können Rückschlüsse auf die Auxinkonzentration gezogen werden, da in einem bestimmten Bereich die Krümmung proportional zur applizierten IAA ist.

Bereits vor F. Went wurden Versuche zur Auxinforschung und zum Pflanzenwachstum durchgeführt, so z.B. von Darwin (1880) und Boysen-Jensen (1913). Die Ergebnisse dieser Versuche sind in Abb.2 dargestellt.

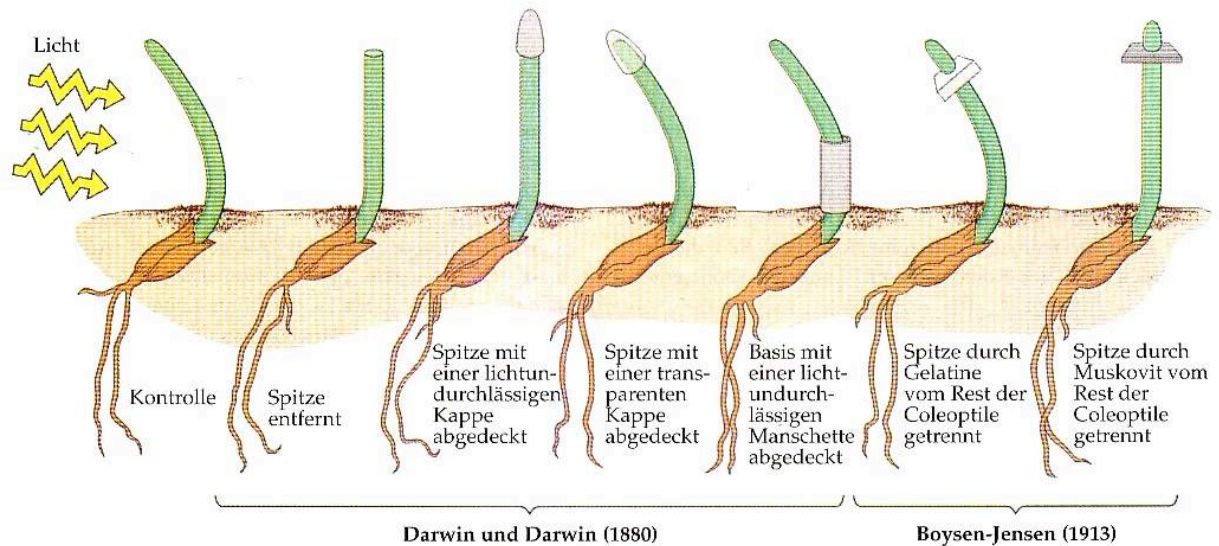


Abb.2: Versuche zu Pflanzenwachstum und Auxinforschung

[aus: Campbell, Biologie, 2. korrigierter Nachdruck 2000, Spektrum Verlag]

Chemisch gesehen sind Auxine **Indolderivate**, zu denen unter Anderem auch viele synthetisch hergestellte chemische Wirkstoffe zählen. Wie bereits erwähnt ist das bekannteste und einzige natürlich vorkommende Auxin die **Indol-3-Essigsäure (IAA)**, die aus der Aminosäure Tryptophan gebildet wird. Sie ist ein Produkt des Shikimatwegs, der nur in den Plastiden und im Cytoplasma pflanzlicher Zellen abläuft und der Bildung essentieller Aminosäuren dient, die wiederum die Hauptquelle für aromatische Moleküle im tierischen Organismus sind.

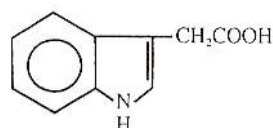


Abb.3: Indol-3-Essigsäure (IAA)

[aus: Skript zum Grundpraktikum Pflanzenphysiologie und molekulare Botanik SS 03]

Die Auxine haben ein breites Wirkungsspektrum und fördern neben anderen Wachstumshormonen das Streckenwachstum in jungen, sich entwickelnden Sprossen.

Auxin wird hauptsächlich in meristematischem (v.a. im Apikalmeristem eines Sprosses) und photosynthetisch aktivem Gewebe (wie Laubblättern) und sich entwickelnden Samen gebildet. Vom Syntheseort aus werden die Auxine vermutlich mit Hilfe von niedermolekularen Trägermolekülen entweder von Zelle zu Zelle oder über das Phloem in verschiedene Richtungen transportiert.

Auxin wird mit einer Geschwindigkeit von ca. 10 mm/s im Parenchym direkt von einer Zelle zur anderen transportiert (**Parenchymtransport**). Der Transport verläuft nur in eine Richtung: von der Spross-Spitze zu den Wurzeln. Man nennt diese Einbahnrichtung des Auxintransports **Polartransport**. Diese Art des Transports ist nicht von der Schwerkraft abhängig, sondern benötigt Energie in Form von ATP.

Beim Polartransport wandert das Auxin von der apikalen Seite her in eine Zelle und tritt an ihrer basalen Seite wieder aus, indem es durch die Zellwand diffundiert und auf der Apikalseite der nächsten Zelle wieder in diese eindringt.

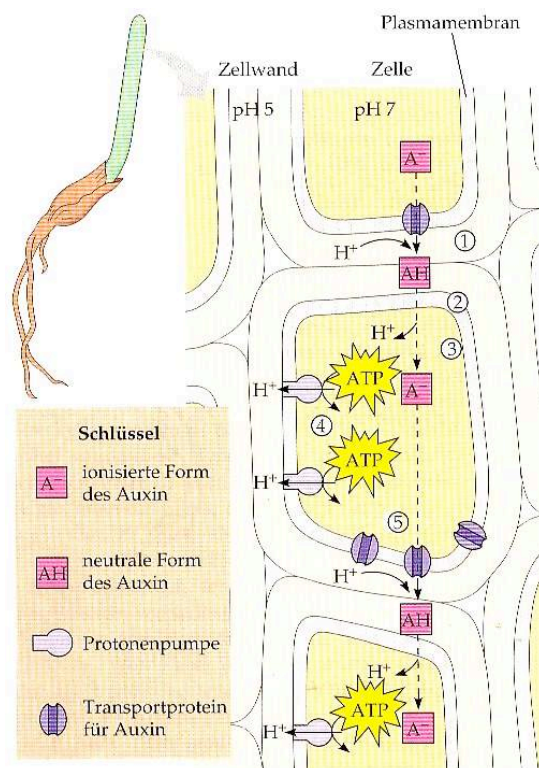


Abb.4: Der polare Auxintransport

[aus: Campbell, Biologie, 2. korrigierter Nachdruck 2000, Spektrum Verlag]

Das Auxinmolekül nimmt im sauren Umfeld der Zellwand ein Proton auf, was zu einem Ladungsausgleich führt. Als neutrales Molekül passiert das Auxin anschließend die

Plasmamembran. Im Zellinnern geht das Auxin wieder in die ionische Form über; es wird dadurch kurzzeitig in der Zelle festgehalten, da Ionen die Plasmamembran nicht so leicht passieren können. Die pH- Differenz zwischen Zellinnerem und Zelläußerem wird durch ATP- getriebene Ionenpumpen aufrechterhalten. An der basalen Seite der Plasmamembran sind Transportproteine eingelagert, durch die mit Hilfe der Protonenpumpen, die durch Bildung eines Membranpotentials den Ausstrom von Auxin fördern, auch die geladenen Auxinanionen die Zelle verlassen können (siehe Abb.4).

Nach der Säure-/ Wachstumshypothese stimuliert Auxin die Protonenpumpen, die die Zellwandregion ansäuern. Dadurch werden Querverbindungen zwischen Cellulosemikrofibrillen in der Zellwand zerstört. Aus diesem Grund kann die Zelle Wasser aufnehmen und sich strecken.

Neben der Förderung des Streckenwachstums der Koleoptile wirken die Auxine auch auf andere wachstumsfördernde Art und Weise, sie sind somit ein gutes Beispiel für die multiple Wirkung von Phytohormonen:

- Stimulation der Kambiumaktivität und der Zellteilung in diesen Geweben
- Förderung des Wurzelwachstums und der Ausbildung von Adventivwurzeln
- Verzögerung des Abscissionsbeginns (Laub-, Blüten- und Fruchtfall)
- Steuerung der Entwicklung von Blütenknospen und Förderung der Fruchtentwicklung
- Induktion der Leitbündeldifferenzierung
- Bei zu hoher Auxinkonzentration: Stimulation der Ethylenbiosynthese

1.1.2 Gibberelline

Die Gibberelline wurden in Ostasien bei der Untersuchung von an *Bakanae* erkrankten Reispflanzen (krankhaftes Streckenwachstum) entdeckt. Bereits 1926 fand man heraus, dass die Krankheit vom Pilz *Gibberella fujikuroi* (heute: *Fusarium herterosporum*) ausgelöst wird. Der Pilz produziert als Ausscheidungsprodukt einen Stoff, der ein anormales Wachstum bei Reispflanzen auslöst. Die Reispflanzen wachsen sehr hoch (Anstieg der Zellteilungen und gesteigertes Streckungswachstum der Internodien), doch ihre Sprosse bleiben dünn und schwach, was zu einem Abknicken bereits vor der Blüte führt.

Die dabei wirksamen Stoffe wurden nach *Gibberella* als Gibberelline bezeichnet und konnten später auch in höheren Pflanzen nachgewiesen werden.

Unter Gibberellinen versteht man also eine Gruppe von wachstumsfördernden Stoffen, die eine Diterpen- Struktur aufweisen und als Grundstruktur ein **Gibbanskelett** besitzen (siehe Abb.5).

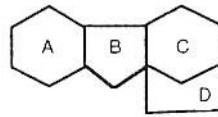


Abb.5: Struktur des Gibbanskeletts

[aus: Skript zum Grundpraktikum Pflanzenphysiologie und molekulare Botanik SS 03]

Das bekannteste Gibberellin ist die **Giberellinsäure (GA₃)**.

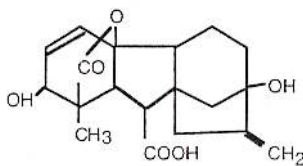


Abb. 6: Giberellinsäure (GA₃)

[aus: Skript zum Grundpraktikum Pflanzenphysiologie und molekulare Botanik SS 03]

Die Gibberelline werden hauptsächlich in Meristemen, in den Plastiden wachsender Blätter und in heranreifenden Samen und Früchten gebildet. In Sprossen regen sie das Zellstreckenwachstum und die Zellteilung an.

Der Transport der Gibberelline durch das Plasmalemma erfolgt mit Hilfe von Carriern und ist an den Cotransport von Protonen gekoppelt. Es findet allerdings auch ein passiver Transport im Xylem und Phloem statt.

Die bekannteste Wirkung der Gibberelline ist die Wachstumsförderung von Zwergmutanten (*dwarf*- Mutanten). Die ***dwarf*- Mutanten** weisen auf Grund eines Gendefekts kein normales Längenwachstum auf. Behandelt man sie mit Gibberellinen, so erlangen sie beim Wachstum eine normale Größe. Dieser Effekt tritt allerdings nur bei den *dwarf*- Mutanten auf; bei intakten Pflanzen kann das Wachstum nicht durch Gibberellin- Zusatz gesteigert werden. Aus dieser Tatsache lässt sich schließen, dass es sich beim Gendefekt der Zwergmutanten um eine Störung der Gibberellin- Biosynthese handelt.

Die Gibberelline lösen außerdem bei Rosettenpflanzen die Blütenbildung aus (v.a. bei männlichen Blüten), was bedeutet, dass sie auch die Geschlechtsbestimmung bei monözischen Pflanzen regulieren. Des Weiteren bestimmen die Gibberelline den Übergang vom Juvenil- zum Reifestadium.

Eine weitere Wirkung der Gibberelline ist die Förderung der Keimung: sie stimulieren die Synthese von Schlüsselenzymen, die bei der Mobilisierung von Speicherstoffen des Samens aktiv werden. Die hohe Gibberellinkonzentration im Embryo ist verantwortlich dafür, dass der Same nach Wasseraufnahme seine Keimruhe bricht und zu keimen beginnt. Es wird vermutet, dass Gibberelline in der Natur das Bindeglied zwischen Signalen aus der Umwelt und Stoffwechselfvorgängen, die zur Aufnahme des Embryowachstums führen, darstellen. Die Gibberelline brechen auch die Dormanz der Knospen, damit diese im Frühjahr austreiben können. Sie sind somit Gegenspieler der Abscisinsäure, die das allgemeine Pflanzenwachstum hemmt.

Das Zusammenwirken von Gibberellinen und Auxin ist sowohl für die Verstärkung des Längenwachstums von Sprossen als auch für die Stimulation der Fruchtentwicklung von Bedeutung. So werden in der Obstindustrie Trauben mit Gibberellin behandelt, damit sie größer und länger werden, weiter auseinander stehen und kernlose Früchte bilden. Die Bildung samenloser bzw. kernloser Früchte ohne vorhergehende Bestäubung und Befruchtung wird als **Parthenokarpie** bezeichnet.

1.1.3 Cytokinine

Der Name Cytokinine lässt sich von der fördernden Wirkung dieser Stoffe auf die Zellteilung (Cytokinese) ableiten.

Es handelt sich hierbei um **Purinderivate**, hauptsächlich um Derivate des Adenins. In der Natur findet man neben **Kinetin** am häufigsten das **Zeatin** (aus *Zea mays*).

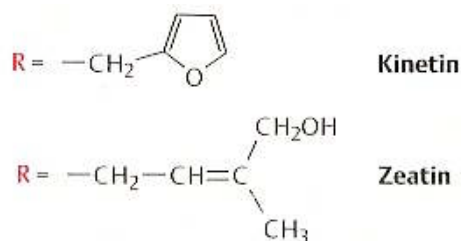


Abb. 7: Kinetin und Zeatin

[aus: Nultsch, Allgemeine Botanik, 10. Auflage, 1996, Thieme Verlag]

Die Cytokinine werden in erster Linie in der Wurzel, aber auch in aktiv wachsendem Gewebe von Embryonen und Früchten synthetisiert. An ihren Wirkort gelangen sie durch Aufwärtstransport im Xylem.

Cytokinine sind Wachstumsregulatoren, die unter Zusammenwirken mit Auxin die Zellteilung und Zelldifferenzierung fördern, indem sie die Bildung von RNA und Proteinen stimulieren. Das relative Verhältnis von Cytokinin zu Auxin kontrolliert die Differenzierung der Zellen (siehe Abb.8).

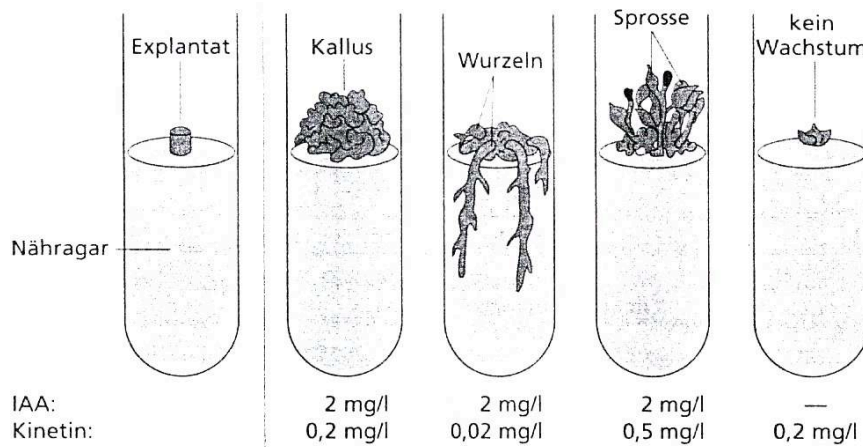


Abb.8: Konzentrationsabhängiges Zusammenwirken von IAA (Auxin) und Kinetin (Cytokinin) bei der Differenzierung von Zellen [aus: Munk, Grundstudium der Biologie – Bd. Botanik, 2001, Spektrum Verlag]

Genutzt wird diese Korrelation in der Gewebekulturtechnik, da durch geeignete Wahl der Konzentrationen sowohl Kalluswachstum als auch Wurzel- oder Sprossbildung ausgelöst werden kann.

Ein weiteres Beispiel für das Zusammenwirken von Auxin und Cytokininen ist die Regulation der Apikaldominanz (Eigenschaft der Endknospe, das Austreiben der Seitenknospen zu unterdrücken). Auxine und Cytokinine wirken hier antagonistisch: das Auxin der Apikalknospe unterdrückt das Wachstum der Achselknospen zu Gunsten des Längenwachstums, während die Cytokinine das Austreiben der Seitenknospen induzieren. Sie werden von der Wurzel aufwärts transportiert und wirken dem Auxin entgegen. Deshalb bilden Achselknospen in Wurzelnähe eher Seitenäste aus als solche, die sich in der Nähe der Spross-Spitze befinden. Sobald man die Apikalknospe einer Pflanze entfernt, können sich auch an der Spross-Spitze Seitenäste bilden.

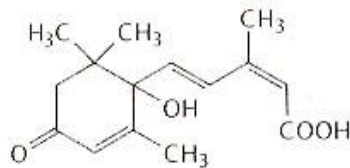
Die Cytokinine können auch als **Anti-Seneszenz-Hormone** wirken und das Altern einiger Pflanzenorgane verzögern, indem sie den Proteinabbau hemmen, die RNA- und Proteinsynthese anregen und nötige Nährstoffe im angrenzenden Gewebe mobilisieren.

Diese Fähigkeit wird sowohl von der Obstindustrie als auch vom Blumenhandel genutzt, um Obst, Gemüse und Schnittblumen länger frisch zu halten.

1.1.4 Abscisine (Abscisinsäuren)

Bisher wurden mit den Hormonen Auxin, Cytokinin und Gibberellin wachstumsfördernde Hormone vorgestellt. Von genauso großer Bedeutung sind jedoch auch wachstumshemmende und seneszenzfördernde Hormone. Sie sind also verantwortlich dafür, dass Pflanzen zu bestimmten Zeiten ihr Wachstum verlangsamen und eine Ruhephase eintritt. Auf Grund dieser Wirkung wurden die Abscisine früher auch als **Dormine** bezeichnet. Ihren Namen haben die Abscisine von ihrer Wirkung, den Blattfall (**Abscission**) zu fördern.

Bei den Abscisinen handelt es sich um Terpenderivate. Ein bekannter Vertreter der Abscisine ist die **Abscisinsäure (ABA)**, bei der es sich um ein Sesquiterpen handelt.



Abscisinsäure

Abb. 9: Abscisinsäure (ABA)

[aus: Nultsch, Allgemeine Botanik, 10. Auflage, 1996, Thieme Verlag]

Die Abscisinsäure wird in der Apikalknospe gebildet und ist für die Reduktion der Wachstumsrate verantwortlich. Bei Anwesenheit von Abscisinen bilden die Blattanlagen anstelle normaler Blätter Schuppenblätter, die dem Schutz der Knospe während der Ruhephase im Winter dienen. Die Abscisinsäure stoppt auch die Zellteilung im Leitbündelkambium und unterbricht somit das Primär- und Sekundärwachstum als Vorbereitung auf den Winter.

Auch bei der Samenruhe (Dormanz) wird das Pflanzenwachstum unter Einfluss von Abscisinen unterbrochen. Zur Samenkeimung kommt es, wenn die ABA abgebaut / inaktiviert wird oder wenn es zur Anhäufung von Gibberellinen (Antagonisten der ABA) kommt. So wird die Dormanz einiger Wüstenpflanzen dadurch unterbrochen, wenn ein starker Regenguss die ABA aus den Samen herauspült. Der ABA- Abbau kann allerdings auch durch andere Reize wie Temperatur und Licht angeregt werden.

In den meisten Fällen ist es vom Verhältnis zwischen ABA und Gibberellinen abhängig, ob der Samen keimt oder in der Dormanz verharrt.

Neben der Funktion als Wachstumshemmer wirken die Abscisine auch als Stresshormone. Beginnt beispielsweise eine Pflanze auf Grund von Wasserstress zu welken, dann führt eine erhöhte ABA-Konzentration in den Blättern dazu, dass sich die Stomata schließen. Die verminderte Transpiration verhindert einen weiteren Wasserverlust.

Die Abscisinsynthese findet in fast allen Zellen statt, die Plastiden enthalten. Der Transport der Abscisine erfolgt über Xylem und Phloem. Auf Grund von Umweltbedingungen oder differenzierungsbedingten Veränderungen unterliegt die Abscisinkonzentration starken Schwankungen; am höchsten ist die Konzentration allerdings während der Samenreife am Ende der Embryogenese.

1.1.5 Ethylen

Das Ethylen ist der einfachste ungesättigte Kohlenwasserstoff: $H_2C=CH_2$.

Die meisten Organe höherer Pflanzen produzieren dieses Hormon, um neben der Fruchtreifung noch eine Reihe weiterer Reaktionen zu steuern. Alternde Gewebe und reifende Früchte bilden mehr Ethylen als junge Gewebe.

Das Ethylen ist gasförmig und verbreitet sich in der Pflanze durch Diffusion in den Interzellularen. Dieser Transportweg ist unter den Pflanzenhormonen einzigartig.

Das Ethylen wird aus Methionin synthetisiert, die Synthese kann beispielsweise durch Auxine induziert werden (bei zu hoher Auxinkonzentration).

Ethylen kann die Zellstreckung hemmen; es wird v.a. von Keimpflanzen und reifenden Früchten gebildet und daher für Alterungsprozesse verantwortlich gemacht.

Bei der Fruchtreife kann durch das gasförmige Hormon das Signal zur Reifung von Frucht zu Frucht weitergegeben werden. So verdirbt beispielsweise ein verfaulter Apfel einen ganzen Korb eigentlich noch frischer Äpfel. Nach dem Transport werden Bananen mit Ethylen begast, um die unreif geernteten Früchte zur Reifung zu bringen. Auch die „Anti-Matsch-Tomate“ wird durch Begasung mit Ethylen zur Reifung gebracht, da das Reifungsgen durch gentechnologischen Einbau des Antisensegens „ausgeschaltet“ wurde. Das Gen wird zwar noch abgelesen, aber die Synthese des Hormons wird gehemmt.

Durch den Blattabwurf im Herbst verhindern die Bäume ein Austrocknen über den Winter. In dieser Jahreszeit sind sie im Wasserstress, da die Wurzeln über den gefrorenen Boden kein Wasser aufnehmen können. Die essentiellen Stoffe werden im Spross gespeichert und im Frühjahr den jungen, sich entwickelnden Blättern zur Verfügung gestellt. Voraussetzungen

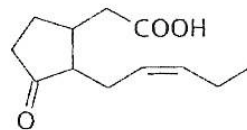
für den Laubfall im Herbst sind die Abnahme der Auxinproduktion und eine Zunahme an Ethylen.

1.1.6 Jasmonate (Jasmonsäuren)

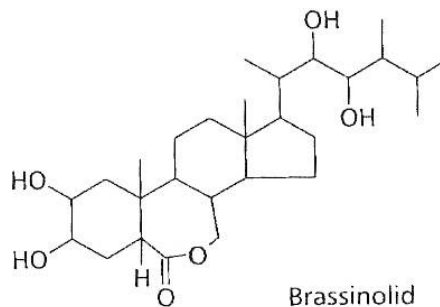
Jasmonate finden sich bei höheren Pflanzen im gesamten Organismus; entdeckt wurden sie allerdings vor allem als flüchtige Bestandteile der ätherischen Öle von Jasmin und Rosmarin. Bei den Jasmonaten handelt es sich um Cyclopentanon- Verbindungen, die aus der Linolensäure synthetisiert werden.

Die Jasmonate zeichnen sich durch folgende Wirkungen aus:

- Induktion von Wundgenen
- Auslösen der Rankenkrümmung nach Tastreizen
- Induktion der Knollenbildung (z.B. bei Kartoffeln)
- Alleopathische Wechselwirkungen (Kommunikation zwischen verschiedenen Pflanzen oder Arten): so werden beispielsweise von der Pflanze Stoffe ausgebildet, die Parasiten von Fressfeinden anlocken
- Hemmung des Längenwachstums von Keimlingen und Wurzeln
- Hemmung der Samen- oder Pollenkeimung



Jasmonsäure



Brassinolid

Abb.10: Chemische Struktur von Jasmonsäure und Brassinolid
[aus: Munk, Grundstudium der Biologie – Bd. Botanik, 2001, Spektrum Verlag]

1.1.7 Brassinoesterioide

Bei den Brassinoesteroiden handelt es sich um Polyhydroxysterioide, die ausgehend vom Campesterol synthetisiert werden. Man findet sie hauptsächlich in Brassicaceen, wie z.B. *Sinapis alba* und *Brassica napus*, sowie zahlreichen anderen Gymno- und Angiospermen.

Die Brassinoesterioide fördern die Zellteilung und Zellstreckung, außerdem verstärken sie die Stressresistenz und den Gravitropismus.

Weitere Wirkungen sind die Verzögerung des Blattfalls und die Förderung der Xylemdifferenzierung.

Ein wichtiges Beispiel für die Brassinosteroide ist das Brassinolid (siehe Abb.10), ein Sterol, das man in Rapspollen findet.

1.1.8 Salicylsäure

Bei der Salicylsäure handelt es sich um eine im Pflanzenreich weit verbreitete Phenolcarbonsäure, die von großer Bedeutung bei der **systemisch erworbenen Resistenz** ist. Man versteht darunter eine durch Pathogene hervorgerufene, verstärkte Widerstandskraft gegen Folgeattacken. Die Salicylsäure trägt zur Aktivierung von Abwehrgenen in der Zelle bei.

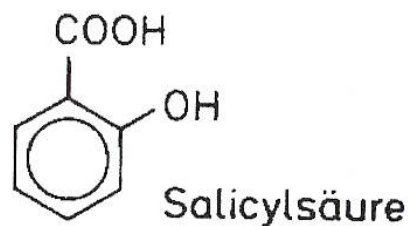


Abb.11: Salicylsäure (2-Hydroxy-benzolsäure)

[aus: Strasburger, Lehrbuch der Botanik, 34. Auflage, 1998, Fischer Verlag]

Die Salicylsäure ist vor allem durch ihre schmerzlindernde und fiebersenkende Wirkung bekannt. Der Wirkstoff wurde früher aus der Rinde der Weide (*Salix sp.*) gewonnen, wo er in hoher Konzentration vorkommt.

1.1.9 Systemin

Das Systemin ist ein Peptidhormon aus 18 Aminosäuren, das von verletzten Blättern produziert wird. Das produzierte Systemin wird in den Apoplasten abgegeben, von wo es durch das Phloem aus dem verwundeten Blatt abtransportiert wird. Ist das Systemin an den Zielzellen angelangt, induziert es dort die Jasmonatsynthese (Induktion von Wundgenen).

1.2 Antheridienbildung in Abhängigkeit von GA₃

Die isosporen Farne weisen einen noch leicht sichtbaren heterophasischen und heteromorphen Generationswechsel auf: man versteht darunter den Wechsel zweier oder mehrerer Generationen, die sich auf verschiedene Weise fortpflanzen (heterophasisch: haploides und diploides Stadium; heteromorph: Gametophyt und Sporophyt besitzen eine unterschiedliche Erscheinung).

Entwicklungszyklus:

Auf dem unscheinbaren haploiden Gametophyten (lappenförmiges, thalloses Prothallium) bilden sich die getrenntgeschlechtlichen Gametangien, die weiblichen **Archegonien** und die männlichen **Antheridien**. Sie reifen zu unterschiedlichen Zeiten und garantieren somit eine Kreuzbefruchtung zwischen verschiedenen Gametophyten. Die haploiden Gametangien verschmelzen zu einer diploiden Zygote. Der junge Sporophyt wächst aus dem Archegonium seines Elters heraus und stellt die eigentliche Farnpflanze dar. Auf der Unterseite seiner Wedel hat der Sporophyt die Sori. Jeder Sorus besteht aus einer Ansammlung von Sporangien, die die Sporen freisetzen, aus denen sich die Gametophyten entwickeln.

GA₃ beeinflusst die Antheridiogenese an den **Prothallien** des Farns *Anemia phyllitidis*. Im Versuch werden die Auswirkungen von verschiedenen GA₃-Konzentrationen auf die Bildung positiver Prothallien (Prothallien, die schon Antheridien gebildet haben) getestet.

1.3 GA₃ im Erbsen-Streckungstest

Im Versuch werden Zwergwuchsmutanten (*dwarf*-mutants) von *Pisum sativum* mit verschiedenen GA₃-Konzentrationen gezüchtet. Bei zunehmender Konzentration des Hormons wachsen die Zwergmutanten normal.

Erreicht die Erbsenpflanze dennoch nicht ihr normales Wachstum, dann kann ein zusätzlicher IAA-Mangel dafür verantwortlich sein oder die GA₃-Rezeptoren haben einen genetisch bedingten Defekt, wodurch das Hormon nicht mehr binden kann.

Dabei besteht eine Korrelation zwischen dem Wachstum und der zugegebenen Hormonmenge. Da normalwüchsige Pflanzen nicht auf eine Gibberellingabe reagieren, kann davon ausgegangen werden, dass die optimale Dosierung des Hormons von den Pflanzen selbst geregelt wird. Bei den zwergwüchsigen Formen ist Gibberellin entweder gar nicht oder nur in geringer Konzentration vorhanden, oder die Zielzellen sind weniger reaktionsbereit als diejenigen des Wildtyps.

2. Material und Methoden

2.1 Versuch 1: Antheridienbildung in Abhängigkeit von Gibberelinsäure

Vorbereitend wurden in Petrischalen auf 20 ml Mohr'scher Nährlösung mit unterschiedlichen Gibberellinsäurekonzentrationen Farnsporen von *Anemia phyllitidis* eine Woche lang inkubiert. Da jede Gruppe die Farnsporen für die nächste zieht, müssten wir normalerweise eine neue Verdünnungsreihe für die nächste Gruppe ansetzen, bei uns war das aber nicht der Fall.

Von jeder Konzentration und einer Probe mit unbekannter Konzentration wurden 60 Prothallien mikroskopisch ausgewertet, indem der Prozentsatz der Prothallien bestimmt wurde, die bereits Antheridien gebildet haben. Zur Erleichterung des Auszählens wurden die Zellkerne der Prothallien mit Karminessigsäure angefärbt.

Anschließend haben wir die jeweiligen Ergebnisse gegen die GA_3 -Konzentration aufgetragen.

So kann eine Eichkurve erstellt werden, mit Hilfe derer die Konzentration der unbekannt Probe bestimmt werden kann.

2.2 Versuch 2: Gibberelinsäure im Erbsen-Streckungstest

Im diesem Versuch werden Erbsenkeimlinge (*Pisum sativum*) verwendet, die vorkultiviert und unter Dauerlicht gezogen wurden. Mit einer Mikropipette wurden einige Tage vorher verschiedene Mengen des wachstumsfördernden Hormons GA_3 zwischen das jüngste Blätterpaar appliziert. An 10 Pflanzen werden jeweils 10 μ l der folgenden GA_3 -Konzentrationen appliziert: 10 μ g/ml, 5 μ g/ml, 1 μ g/ml, 0 μ g/ml. Die Verdünnungsreihe wurde ausgehend von einer GA_3 - Stammlösung mit einer Konzentration von 100 μ g/ml angesetzt.

Wir konnten die Auswirkungen der GA_3 ermitteln, indem wir die Längen der einzelnen Internodien sowie der gesamten Pflanzen gemessen und in einer Tabelle dargestellt haben. Von den 10 Pflanzen pro GA_3 -Konzentration wird der Mittelwert bestimmt und in Abhängigkeit vom negativen Logarithmus der Gibberellinsäurekonzentration in ein Diagramm eingetragen.

3. Ergebnisse

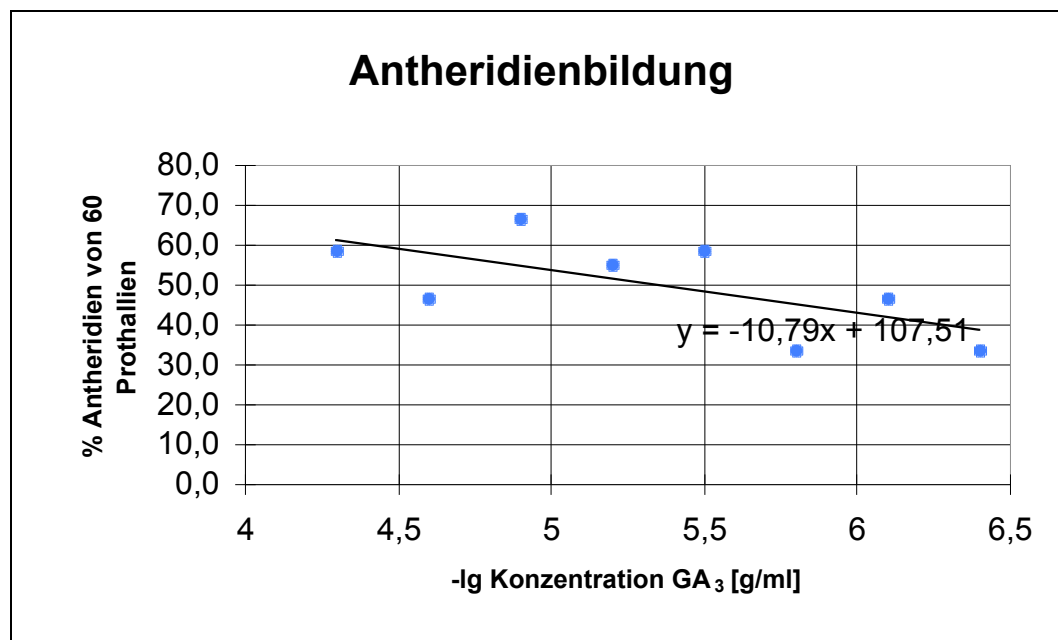
3.1 Versuch 1: Antheridien in Abhängigkeit von Gibberelinsäure

Die absolute Anzahl und der prozentuale Anteil „positiver“ Prothallien, also Prothallien die bei den unterschiedlichen GA_3 -Konzentrationen bereits Antheridien gebildet haben sind in folgender Tabelle eingetragen.

Tab.1: Anteil „positiver“ Prothallien in Abhängigkeit der GA_3 -Konzentration

Konzentration GA_3 [g/ml]	$-\log cGA_3$	"positive" Prothallien von 60	Anteil "positiver" Prothallien [%]
0	-	17	28,3
$5 \cdot 10^{-5}$	4,3	35	58,3
$2,5 \cdot 10^{-5}$	4,3	28	46,7
$1,25 \cdot 10^{-5}$	4,9	40	66,7
$6,25 \cdot 10^{-6}$	5,2	33	55,0
$3,125 \cdot 10^{-6}$	5,5	35	58,3
$1,56 \cdot 10^{-6}$	5,8	20	33,3
$7,8 \cdot 10^{-7}$	6,1	28	46,7
$3,9 \cdot 10^{-7}$	6,4	20	33,3
unbekannte cGA_3		37	61,7

Zusätzlich zu den Proben mit bekanntem GA_3 -Anteil wurde auch eine Probe mit unbekannter GA_3 -Konzentration und eine ohne GA_3 untersucht.



Dia.1: Antheridienbildung in Abhängigkeit der GA_3 -Konzentration

Das graphische Darstellung der Antheridienbildung zeigt, dass mit abnehmender GA₃-Konzentration die Zahl der Prothallien die bereits Antheridien gebildet haben abnimmt, bzw., dass mit zunehmender GA₃-Konzentration die Zahl der antheridienbildenden Prothallien zunimmt.

Mit Hilfe der im Diagramm angegebenen Formel der Trendlinie lässt sich die GA₃-Konzentration der unbekannt Probe bestimmen.

Es gilt: $y = -10,79x + 107,51$

Für die Konzentration x gilt: $x = \frac{y - 107,51}{-10,79}$

Mit dem prozentualen Antheridienanteil y von 61,7% ergibt sich $x = 4,246$. Da x der negative Logarithmus der eigentlichen Konzentration ist ergibt sich für cGA₃ der unbekannt Probe ein Wert von $5,67 \cdot 10^{-5} \text{ g/ml}$.

3.2 Versuch 2: Gibberelinsäure im Erbsenstreckungstest

Die gemessenen Längen der einzelnen Pflanzenabschnitte von *Pisum sativum* und die Gesamtlänge wurden in die folgenden Tabellen eingetragen. Für die höchste GA₃-Konzentration und die Kontrolle wird der dreifache mittlere Fehler des Mittelwerts berechnet.

Dieser Fehler kann mit folgenden Formeln berechnet werden, wobei gilt:

- n = Anzahl der Messungen
- \bar{x} = arithmetischer Mittelwert der Messungen
- x_i = Werte der Einzelmessungen
- mittlere Standardabweichung s_x einer Stichprobe:

$$s_x = \pm \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{n - 1}}$$

- Schätzwert für die Standardabweichung des Mittelwerts von Stichproben:

$$S_{\bar{x}} = \frac{s_x}{\sqrt{n}}$$

Das dreifache dieses Wertes wird für die Kontrolle und die höchste Konzentration bestimmt, und als Fehlerintervall dem Mittelwert zuaddiert, bzw. abgezogen. Die Mittelwerte beider Konzentrationen sind zusammen mit dem Fehlerintervall in Tabelle 6 zum besseren Vergleich nochmals gemeinsam aufgeführt. Dies dient der statistischen Auswertung, da es ermöglicht festzustellen, ob die Unterschiede zweier Messungen zufällig sind oder nicht.

Tab.2: Länge der Pflanzenabschnitte in cm bei einer Konzentration 0 µg/ml

Pflanze	Hypokotyl	1. Internodium	2. Internodium	3. Internodium	4. Internodium	5. Internodium	Gesamtlänge
1	1,2	1	0,7	1	0,4	-	5
2	1,8	0,8	0,7	1,2	1,1	-	5,1
3	1,5	1	0,7	1,4	-	-	5,3
4	1,6	1,7	1	0,7	0,9	0,6	6,4
5	2	0,8	1	0,6	-	-	4,4
6	1,2	1,2	1	1,1	0,7	-	4,8
7	1,3	1,9	1	1,3	1	0,2	5,8
8	2,1	0,9	1	1,2	0,4	-	4,9
9	1,3	0,8	1	1,1	0,5	-	4,7
10	1,4	1,1	1,1	1,3	-	-	4,5
Mittelwert	1,54	1,12	0,92	1,09	0,71	0,40	5,09
Standardabweichung s_x	0,327	0,385	0,155	0,260	0,291	0,283	0,491
dreifacher mittlerer Fehler	0,310	0,366	0,147	0,247	0,330	0,600	0,466

Tab.3: Länge der Pflanzenabschnitte in cm bei einer Konzentration 1 µg/ml

Pflanze	Hypokotyl	1. Internodium	2. Internodium	3. Internodium	4. Internodium	5. Internodium	Gesamtlänge
1	1,2	0,8	0,9	2	0,7	-	6,3
2	0,9	0,6	1,1	1	0,3	-	4
3	0,9	0,6	1,1	1,1	0,8	-	5,3
4	1,4	0,7	0,8	1	0,4	-	4,8
5	1,4	0,9	0,8	1,1	0,6	-	4,5
6	1,2	0,8	0,6	0,9	0,3	-	4,4
7	1,5	1	1,1	1,6	0,8	0,2	6,9
8	0,8	0,8	0,9	1,3	0,3	0,3	4,8
9	1	0,6	1	1	0,8	0,4	5,4
10	1,2	0,7	0,7	1	0,8	-	4,6
Mittelwert	1,15	0,75	0,90	1,20	0,58	0,30	5,10

Tab.4: Länge der Pflanzenabschnitte in cm bei einer Konzentration 5 µg/ml

Phytohormone

Pflanze	Hypokotyl	1. Internodium	2. Internodium	3. Internodium	4. Internodium	5. Internodium	Gesamtlänge
1	1,3	1	1,6	3	0,9	0,2	8,6
2	0,8	0,6	1,4	2	1,4	0,3	6,6
3	1,1	0,7	1,1	1,1	0,9	-	5,1
4	1,3	1,1	1,7	1,8	0,9	0,2	7,6
5	0,8	0,6	0,9	1	1,2	0,4	5
6	1,2	1,3	1,5	1,5	0,7	-	5,6
7	1,2	1	1,4	1,1	0,4	-	5,6
8	1,3	1	1	1,2	0,3	-	5,6
9	1,7	1	1,1	1,3	0,5	-	5,2
10	1,4	0,7	1	1,2	0,6	0,1	5,6
Mittelwert	1,21	0,90	1,27	1,52	0,78	0,24	6,05

Tab.5: Länge der Pflanzenabschnitte in cm bei einer Konzentration 10µg/ml

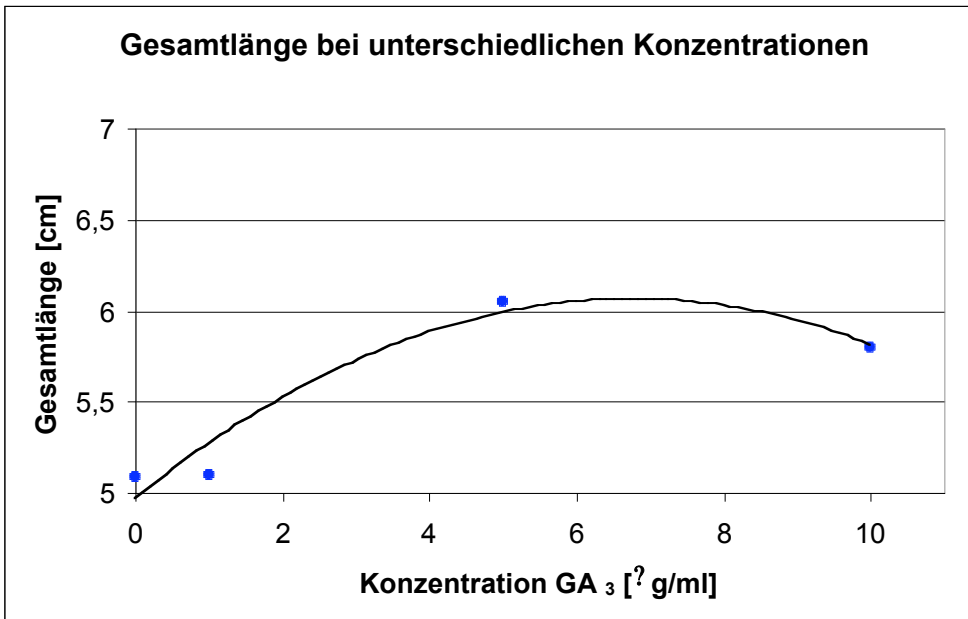
Pflanze	Hypokotyl	1. Internodium	2. Internodium	3. Internodium	4. Internodium	5. Internodium	Gesamtlänge
1	1,3	0,7	0,6	1,2	0,5	-	4,9
2	1,2	0,9	1	0,9	0,6	-	5,9
3	1,3	1	1,1	1,1	0,5	-	4,9
4	1,6	1,1	1,5	1,4	0,7	0,1	6,6
5	1,2	1,1	1	1,4	0,5	-	4,3
6	1,6	1	1,6	1,9	0,6	-	6,2
7	1	0,8	0,8	1,1	0,6	-	5,2
8	1,5	1,1	0,9	0,7	0,1	-	5,9
9	1,1	1,1	1,9	3	1,3	0,2	8,3
10	1,4	1	0,8	1,2	1	0,2	5,8
Mittelwert	1,32	0,98	1,12	1,39	0,64	0,17	5,80
Standardabweichung s_x	0,204	0,140	0,413	0,651	0,320	0,058	1,121
dreifacher mittlerer Fehler	0,194	0,133	0,392	0,617	0,304	0,100	1,063

Die Striche symbolisieren, dass der entsprechende Blattabschnitt nicht vorhanden war.

Tab.6: Fehlergrenzen unterschiedlicher Konzentrationen

Blattabschnitt	Mittelwert mit dreifachem mittlerem Fehler		Unterschied
	Konzentration GA3 0mg/ml	Konzentration GA3 10mg/ml	
Hypokotyl	1,54±0,31	1,32±0,194	nicht signifikant
1. Internodium	1,12±0,366	0,98±0,133	nicht signifikant
2. Internodium	0,92±0,147	1,12±0,392	nicht signifikant
3. Internodium	1,09±0,247	1,39±0,617	nicht signifikant
4. Internodium	0,71±0,33	0,64±0,304	nicht signifikant
5. Internodium	0,4±0,6	0,17±0,1	nicht signifikant
Gesamtlänge	5,09±0,466	5,8±1,063	nicht signifikant

Da sich die Fehlergrenzen der Mittelwerte überschneiden unterscheiden sich die Werte nicht signifikant.

Dia.2: Gesamtlänge der Pflanzen in Abhängigkeit der GA₃-Konzentration

Die Trendlinie zeigt eine Steigerung des Längenwachstums mit zunehmender GA₃-Konzentration.

4. Diskussion

4.1 Versuch 1: Antheridienbildung in Abhängigkeit von Gibberelinsäure

Grundsätzlich zeigt die Trendlinie von Diagramm 1 dass mit steigender GA₃-Konzentration auch der Anteil der Prothallien, die bereits Antheridien gebildet haben, ansteigt. Das bedeutet, dass die Gibberelinsäure einen positiven Einfluß auf die Bildung von Antheridien zu haben scheint. Allerdings weichen die einzelnen Werte zum Teil sehr stark von der Trendlinie ab. So haben z.B. sowohl bei einer GA₃-Konzentration von $7,8 \cdot 10^{-7}$ g/ml, als auch bei der ca. 32mal höheren Konzentration von $2,5 \cdot 10^{-5}$ g/ml ca. 46,7% der Antheridien ein Prothallium gebildet. Dies ist zum einen darauf zurückzuführen, dass die Anzahl von 60 beobachteten Prothallien zu gering war um eine wirkliche Aussage über den tatsächlichen Antheridiengehalt der gesamten Probe zu geben. Zum anderen war es zum Teil schwierig den Überblick über die bereits gezählten und die noch nicht aufgenommenen Antheridien auf dem Objektträger zu behalten.

Mit $5,67 \cdot 10^{-5}$ g/ml ist die von uns bestimmte Konzentration für die unbekannte Lösung relativ hoch, liegt aber noch im Bereich der anderen Proben.

Auch in der Probe ohne zusätzliche Gibberelinsäure-Zugabe haben 28,3% der Prothallien Antheridien gebildet. Dies ist nicht weiter verwunderlich, da die Farne selbstverständlich auch eigene Gibbereline produzieren, um unter anderem die Antheridiogenese zu starten.

4.2 Versuch 2: Gibberelinsäure im Erbsen-Streckungstest

Die graphische Darstellung der durchschnittlichen Gesamtlängen der Erbsenkeimlinge zeigt, dass das Längenwachstum mit steigender GA₃-Konzentration bis zu einem bestimmten Punkt zunimmt. Allerdings zeigen die Keimlinge, denen GA₃ in einer Konzentration von 5 µg/ml appliziert wurde das größte Längenwachstum. Die Kontrolle zeigt wie erwartet das geringste Längenwachstum, da bei diesen das Zellstreckungswachstum und die Zellteilung nicht durch applizierte Gibbereline zusätzlich stimuliert wurde. Die mit einer GA₃-Konzentration von 1 µg/ml applizierten Erbsenkeimlinge sind nur geringfügig mehr gewachsen als die Kontrolle. Dies war ebenfalls zu erwarten, da die Menge an zusätzlichem Gibberelin nur sehr gering war.

Zwar nimmt das Streckungswachstum der Pflanzen durch Zugabe von Gibberelinen zu, allerdings regulieren die Pflanzen die optimale Zugabe des Hormons selbst. Das heißt, dass ab einer bestimmten GA₃-Konzentration das Streckungswachstum durch Zugabe noch

höherer Konzentrationen nicht mehr gesteigert werden kann. Dies erklärt warum bei unseren Pflanzen die Gesamtlänge ab einer GA₃-Konzentration von 5 µg/ml nicht mehr zugenommen hat. Allerdings hätten die Keimlinge bei einer GA₃-Konzentration von 10 µg/ml zumindest gleich lang sein müssen wie bei der darunterliegenden. Fehler könnten sich bei der Abmessung ergeben haben, da dieses sich durch die Krümmung der Keimlinge relativ schwierig gestaltete und zudem von drei unterschiedlichen Personen durchgeführt wurde. Bei Bioassays ergeben sich zwangsläufig Fehler, da trotz gleicher äußerer Bedingungen die internen Verhältnisse der Pflanzen, von denen die gezeigten Reaktionen abhängen, nie identisch sind. Auch lassen sich minimale Unterschiede der äußeren Verhältnisse, z.B. bei der Belichtung kaum vermeiden.

Der Vergleich der Mittelwerte mit zuaddiertem bzw. abgezogenem Fehlerintervall zeigt, dass sich unsere Messungen bei 0 µg/ml und 10 µg/ml appliziertem GA₃ nicht genug unterscheiden um als nicht zufällig zu gelten. Man spricht von einem nicht signifikantem Unterschied. Um ein besseres Ergebnis zu erhalten wären mehr Messungen nötig gewesen. Durch kleinere Schritte bei der Konzentrationsänderung wäre eine bessere Bestimmung der Gibberelinkonzentration, ab der keine Erhöhung des Streckungswachstums mehr stattfindet, möglich gewesen.

5. Zusammenfassung

In unseren Versuchen sollten wir den Einfluß von Phytohormonen auf Wachstum, Entwicklung und Differenzierung pflanzlicher Zellen in Abhängigkeit von der Konzentration untersuchen.

Durch Zugabe von GA₃ (Gibberelinsäure) in unterschiedlichen Konzentrationen haben wir die Antheridiogenese an Prothallien des Farns *Anemia phyllitidis* und das Streckungswachstum von Erbsenkeimlingen (*pisum sativum*) beeinflusst.

6. Weiterführende Fragen

- **Wie gelangen Hormone in Pflanzen von dem Synthese- an den Wirkort?**

Bei den meisten pflanzlichen Hormonen (und bei allen tierischen) unterscheidet sich der Syntheseort vom Wirkort. Deshalb benötigt die Pflanze Mechanismen zum Transport der verschiedenen Hormone. Bei den unterschiedlichen Hormonen finden sich unterschiedliche Wege des Transports. So wird das Auxin hauptsächlich basipolar über das Parenchym, teilweise aber auch über das Phloem transportiert. Die Gibbereline können sowohl in Phloem und Xylem, als auch über das Parenchymgewebe transportiert werden. Das gleiche gilt für die Cytokinine, das Abscisin und andere. Eine Besonderheit stellt das gasförmige Ethylen dar. Dieses verbreitet sich in der Pflanze durch Diffusion in den Interzellularen, was einen unter den Pflanzenhormonen einzigartigen Transportweg darstellt. Auf die genaueren Transportvorgänge der einzelnen Phytohormone sind wir im theoretischen Teil genauer eingegangen.

- **Welche Gene können bei einer Zwergmutante betroffen sein, wenn selbst nach Zugabe von Gibberelin kein normales Wachstum eintritt, bzw. nachweislich Gibberelin in der Pflanze synthetisiert wird?**

Bei normalem Gibberelin-Gehalt in der Pflanze wäre eine mögliche Erklärung, dass andere Phytohormone, die mit den Gibberelinen in Wechselwirkung stehen (wie z.B. das Auxin IES), nicht ausreichend oder in übergroßen Mengen vorliegen. Die Wirkung von Hormonen ist, wie im Theorieteil bereits erwähnt, nämlich stets abhängig von den inneren Verhältnissen der Pflanze.

Eine andere Erklärung könnten Fehler in der Weiterverarbeitung und Weiterleitung der Gibbereline sein. Durch eine Genmutation könnten zum Beispiel die Gibberelin-Rezeptoren funktionsunfähig geworden sein. Dies führt zu einer Unterbrechung der Informationsübertragung. Auch bei den an der Weiterverarbeitung und Umsetzung der Information beteiligten Enzymen könnten durch Mutationen Fehler aufgetreten sein.

Weiterhin könnten durch Mutationen hervorgerufene Defekte im Transportsystem, z.B. bei den am Parenchymtransport beteiligten Carrierproteinen oder beim Protonen-Co-Transport der Gibbereline, dazu führen, dass trotz des Vorhandenseins von Gibberelinen kein normales Wachstum stattfindet.

Literaturverzeichnis

Campbell: **Biologie**, 2. korrigierter Nachdruck 2000, Spektrum Verlag

Nultsch: **Allgemeine Botanik**, 10. Auflage, 1996, Thieme Verlag

Schopfer / Brennicke: **Pflanzenphysiologie**, 5. Auflage, 1999, Springer-Verlag

Mohr / Schopfer: **Lehrbuch der Pflanzenphysiologie**, 3. Auflage, 1978, Springer-Verlag

Scherf: **Wörterbuch Biologie**, 1. Auflage, 1997, dtv

Sitte / Ziegler / Ehrendorfer / Bresinsky, **Strasburger Lehrbuch der Botanik**, 34. Auflage, 1998, Fischer-Verlag

Munk, **Grundstudium Biologie – Bd. Botanik**, 2001, Spektrum Verlag

Skript zum Grundpraktikum Pflanzenphysiologie und molekulare Botanik, SS 2003

Alte Protokolle