

# Das Experiment: Abiogene Bildung von Aminosäuren

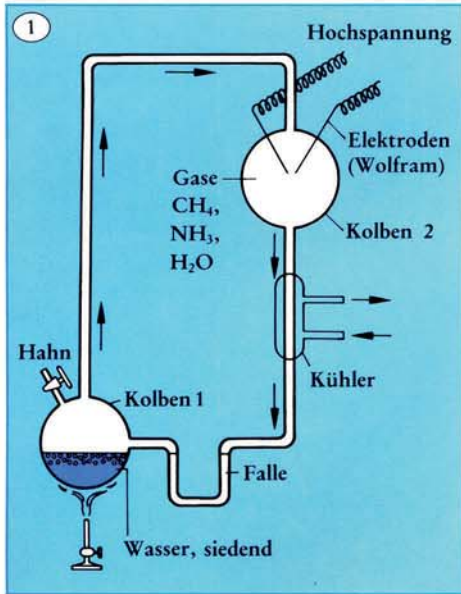


Abb. 1. Miller-Apparatur zur Bildung von Aminosäuren in imitierten Planeten-Uratmosphären.

## 1. Einleitung

„Sie haben recht, Eisenlohr. Es bewegt sich. Vielleicht..., es könnte vielleicht...“

„Was könnte es sein?“ fiel ihm Eisenlohr ins Wort.

Bruck zuckte die Achseln. „Man kann noch nichts sagen. Wir wissen noch nicht genug...“

„Wenn es die Urzeugung wäre, Bruck? Wenn der tote Stoff unter unserer Strahlung wirklich Leben gewonnen hätte?... Wenn wir tatsächlich dem Geheimnis der Urzeugung auf der Spur wären?“

Liest man heute in dem Zukunftsroman „Lebensstrahlen“ von Hans Dominik [2] – dem die oben aufgeführten Zeilen entnommen sind – so ist es beinahe verwunderlich, daß die berühmte Arbeit von S. L. Miller, „Production of Some Organic Compounds under Possible Primitive Earth Conditions“ [9] „erst“ im Jahre 1955 erschien. Der Miller-Versuch, inzwischen hinsichtlich der Zusammensetzung der Atmosphäre, der Versuchsdauer und der Energiequellen vielfach variiert, war der Auftakt zu einer ganzen Serie von interessanten Experimenten auf dem Gebiet der chemischen Evolution [10]. Es folgten Untersuchungen an Bläschen mit primitiven Stoffwechselfunktionen [4, 14] und „knospenden“ Proteinoid-Mikrosphären [4]. Bald begannen sich auch Theoretiker für das komplexe Puzzle der Entstehung des Lebens zu interessieren. Zur entscheidenden Frage, wie ein komplexes hochorganisiertes System „aus sich selbst heraus“ entstehen kann, gibt es unterschiedliche Lösungsansätze [3, 8]. Derzeit ist es Gegenstand theoretischer Untersuchungen, inwieweit thermodynamisch offene Systeme, wenn sie autokatalytische Eigenschaften besitzen, zur Evolution befähigt sind [13, 16].

## 2. Vorstellungen über die Zusammensetzungen der Uratmosphäre der Erde

Mit der „Rotverschiebung der Spektrallinien“ findet die Astrophysik Hinweise dafür, daß vor etwa 16 Mrd. Jahren die gesamte Materie (Energie) unseres Universums auf einem Punkt konzentriert war und durch die dabei aufgetretenen Drucke auseinandergetrieben wurde (*Big-Bang-Theorie*). Anschließend Kondensation und Aggregation der Materie des dadurch gebildeten Urnebels sind im Rahmen neuerer Theorien für die Entstehung von Sternen und Planeten verantwortlich. Auf diese Weise bildete sich wahrscheinlich

auch unser Sonnensystem mit seinen Planeten, u.a. die Erde. Die damaligen Atmosphären der Planeten setzten sich, wie man annimmt, aus den Gasen des Urnebels (hauptsächlich Wasserstoff und Helium) zusammen. Größere Planeten unseres Sonnensystems besitzen auch heute noch eine Atmosphäre, die relativ viel Wasserstoff enthält. Sie sind durch ihr stärkeres Gravitationsfeld befähigt, leichtere Elemente, wie Wasserstoff, in ihrer Atmosphäre zu halten, während kleinere Planeten, wie unsere Erde, dies nur relativ kurze Zeit tun konnten („H<sub>2</sub>-Flucht“). Zum Teil durch diese H<sub>2</sub>-Flucht bedingt, bildeten sich auf der Erde im Laufe ihrer Entwicklung vier Atmosphären unterschiedlicher Zusammensetzung aus.

Die *erste* Atmosphäre, die noch hauptsächlich aus den Gasen des Urnebels bestand, entwickelte sich durch den Zustrom vulkanischer Gase zur *zweiten* Atmosphäre. Auch diese war noch sehr wasserstoffreich, und es bildeten sich deshalb Hydride [6]:

Reaktionen	K
$O_2 + 2 H_2 \rightleftharpoons 2 H_2O$	$4 \cdot 10^{41}$ (1)
$CO_2 + 4 H_2 \rightleftharpoons CH_4 + 2 H_2O$	$7 \cdot 10^{21}$ (2)
$C + 2 H_2 \rightleftharpoons CH_4$	$8 \cdot 10^8$ (3)
$N_2 + 3 H_2 \rightleftharpoons 2 NH_3$	$7 \cdot 10^5$ (4)

Der reduzierende Charakter der zweiten Erdatmosphäre begünstigte vor etwa 3,5 bis 4 Mrd. Jahren den Aufbau höherer CHON-Verbindungen; damit lagen auf der Urerde Bedingungen vor, wie sie S. L. Miller im Laboratorium zu simulieren suchte.

Das langsame Schwinden des Wasserstoffs kennzeichnet den Übergang von der zweiten zur *dritten* Erdatmosphäre, welche sich vornehmlich aus CO<sub>2</sub>, N<sub>2</sub> und Spuren von photolytisch gebildetem O<sub>2</sub> zusammensetzte.

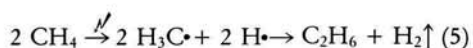
Durch die H<sub>2</sub>-Flucht „weichen“ die Reaktionssysteme (1) bis (4) – vom thermodynamischen Standpunkt aus betrachtet – sozusagen auf die linken Seiten der Gleichungen aus.

Mit dem allmählichen Schwinden des reduzierenden Wasserstoffs hörte die abiogene Bildung höherer C-Verbindungen auf; bereits zu dieser Zeit wurde die Chemo- von der Bioevolution abgelöst. Der Übergang zur *vierten*, stark oxidierenden Atmosphäre durch O<sub>2</sub>-Produzenten (Photosynthese) er-

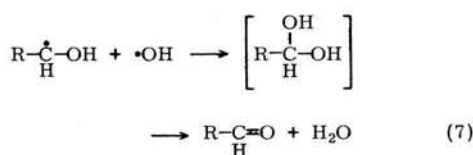
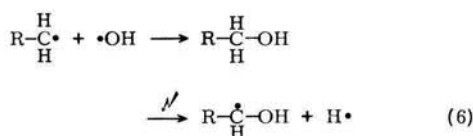
folgte sehr langsam. Er läßt sich wie folgt datieren: In archaischen Sedimenten (Alter: etwa 1,8 Mrd. Jahre) sind Metallsulfide (z.B. FeS<sub>2</sub>) enthalten, welche leicht oxidierbar sind und aufgrund ihrer Schichtenlage sicher dem Einfluß der damaligen Atmosphäre ausgesetzt waren, was darauf hinweist, daß diese reduzierend gewesen ist. Andererseits finden sich ca. 1,8 Mrd. Jahre alte Roteisensedimente (Fe<sub>2</sub>O<sub>3</sub>), welche nur in einer oxidierenden Atmosphäre gebildet werden konnten. Weiter ist zu bemerken, daß nach diesem Wechsel anoxische/oxidierende Atmosphäre hoch- und mittlereenergetische UV-Strahlung, die bisher ungehindert auf die Erdoberfläche vordringen konnte, mit dem sich bildenden O<sub>2</sub>/O<sub>3</sub>-Schutzgürtel nun ein geschlossenes „UV-Fenster“ vorfand.

### 3. Millers vereinfachte Versuchsbedingungen

Miller verwendete aufgrund der Erkenntnisse über die Zusammensetzung der zweiten Atmosphäre für seine Experimente ein Gasgemisch aus Methan, Ammoniak, Wasserdampf und Wasserstoff. Dabei stellte sich heraus, daß es nicht unbedingt notwendig ist, freien Wasserstoff dem Gasgemisch zuzugeben, da dieser durch Zerlegung (Radikalbildung) der übrigen Ausgangsstoffe in der Hochspannungsentladungsstrecke der Millerschen Apparatur (Abbildung 1) z.B. nach Gleichung (5) gebildet wird [1]:



Infolge abwechselnder Wiederholung der Vorgänge Radikalbildung und Rekombination können sich mit zunehmender Versuchsdauer höhermolekulare Alkane und Olefine bilden, die unter dem Einfluß von Hydroxyl-Radikalen wahrscheinlich zu Alkoholen und bei nochmaliger Hydroxylierung zu Aldehyden oder Ketonen abreagieren [1]:



Bereits nach kurzer Zeit ließen sich in der

Millerschen „Ursuppe“ u.a. Cyanwasserstoff und Aldehyde nachweisen. Dieses Resultat und eine Reihe weiterer Befunde, die bei Versuchsreihen erhalten wurden, welche systematisch das ganze Spektrum denkbarer und möglicher Atmosphärenzusammensetzungen abstasteten, deuten darauf hin, daß die Aminosäurebildung in der Versuchsanordnung mit dem Reaktionsschema der Strecker-Synthese beschrieben werden kann (Abbildung 2).

Diese Befunde lassen sich mit der hier beschriebenen vereinfachten Apparatur nachvollziehen [18]. Da die Oberflächentemperatur der Erde während der zweiten Atmosphäre mit der heutigen vergleichbar war [7], wird auf den relativ umständlichen Wasserdampfkreislauf verzichtet und ein Gastransport der lokalen Konvektion im Bereich der Entladungsstrecke überlassen.

### 4. Versuchsanordnung und Versuchsmaterial

Abbildung 3 zeigt die bei den Versuchen verwendete Glasapparatur. Der Reaktionsraum für die Experimente besteht aus einem 2 l-Weithals-Rundkolben mit Planschliff. Dieser ist verschlossen mit einem passenden Planschliffdeckel, der über fünf Normalschliff-(NS-) Hülsen unterschiedlicher Weite verfügt. Vier dieser Hülsen dienen der Aufnahme von zwei Wolfram-Elektroden (350 mm Länge, Ø 6 mm; s. Bezugsquellenverzeichnis), eines Hochvakuumhahnes und eines Thermometers bzw. einer Thermosonde. Im Handel befindliche Schliffverbindungen mit Schraubkappen ermöglichen es, den oft recht unterschiedlichen Durchmesser der Elektroden bzw. der Glasröhren den NS-Hülsen des Planschliffdeckels anzupassen. Die fünfte NS-Hülse, die etwas weiter als die restlichen sein sollte, ermöglicht es, z.B. auch eine UV-Lampe als ergänzende oder alternative Energiequelle für die Experimente in das Gefäß einzuführen (z.B. UV-Tauchlampe). Unbenutzte NS-Hülsen werden verschlossen. Durch die NS-Verbindungen ist es möglich, eine imitierte Atmosphäre einige Zeit (nicht länger als eine Woche!) zu erhalten. Bei der Zusammenstellung der NS-Teile ist in diesem Zusammenhang darauf zu achten, daß die verwendeten Glasteile – insbesondere die Normalschliffe – keine Leckstellen besitzen, durch die Luft in das Gefäß eindringen kann (Methan-Luft-Gemische sind *explosiv!*).

Zur Erzeugung der Spannung für elektrische

Entladungsstrecken verwendet man am besten einen Funkeninduktor, der über zwei räumlich getrennte Hochspannungskabel an die Wolfram-Elektroden angeschlossen wird. Der Elektrodenabstand ist der Spannung anzupassen. Die Funkenstrecke darf nicht zu klein gewählt werden, da sich während des Versuches erfahrungsgemäß Kohlenstoff an den Elektroden abscheidet, der diese kurzschließt und damit zur Zerstörung des Induktors führen kann [18]. Um oftmals weitreichende, lästige Hochfrequenzstörungen zu vermeiden, empfiehlt es sich, die gesamte Hochspannungsanlage und das Versuchsggerät in einem geerdeten Faradayschen Käfig aufzubauen und zu betreiben (z.B. Abzug mit Alu-Folie auskleiden). Zur Vermeidung eventuell auftretender Schäden an der Anlage als Folge der Belastung durch Dauerbetrieb kann man diese mit einer Zeitschaltuhr stundenweise ein- bzw. ausschalten. Weiterhin sollte man den mechanischen Unterbrecher des Funkeninduktors (Wagnerscher Hammer) durch einen elektronischen ersetzen (Bezugsquellenverzeichnis).

### 5. Versuchsvorbereitung und Versuchsablauf

Vor Versuchsbeginn müssen alle Teile der Glasapparatur gründlich gereinigt werden (s. unten). Nach der Reinigung darf kein organisches Material mehr in das Gefäß gelangen. Zweckmäßigerweise berührt man die Glasteile deshalb nur mit „Einweg-Kunststoffhandschuhen“, die öfter gewechselt werden, und legt die gesamte Arbeitsfläche mit Alu-Folie aus. Bakterielle Kontamination wird durch Beleuchtung der Arbeitsfläche mit UV-Licht weitgehend ausgeschlossen.

Um Verunreinigungen vollständig zu entfernen, werden alle Glasteile zuerst mechanisch gereinigt, anschließend einige Minuten in heiße Chromschwefelsäure gelegt und zuletzt mit sterilisiertem, bidestilliertem Wasser solange ausgespült, bis alle Reste des Reinigungsmittels entfernt sind. Anschließend wird das Reaktionsgefäß zusammengesetzt, ohne es innen zu berühren. Als Schliff-Fett verwendet man Hochvakuum-Silicon-Fett, das so aufgetragen wird, daß nichts davon ins Innere des Gefäßes gelangen kann (nur die außenliegenden Ränder der Schliffe leicht einfetten). Dabei wird *eine* NS-Hülse vorerst noch nicht verschlossen, durch diese werden mit Hilfe eines gereinigten Glastrichters die Ausgangsstoffe für die Experimente: 100 ml sterilisiertes, bidestilliertes Wasser und ca. 25



schwarze, meist teerige Stoffe ab. Bereits nach einem Tag ist die wäßrige Phase im Reaktionsgefäß mit einer Art „Kahmhaut“ [10] bedeckt, welche sich vermutlich aus verschiedenen höheren Kohlenwasserstoffen zusammensetzt. In entnommenen Proben können schon nach kurzer Zeit (mindestens 12 Stunden) Aminosäuren nachgewiesen werden [18]. Proben von einigen ml können mit Hilfe der Probenentnahmevorrichtung (Abbildung 3) durch Ansaugen mittels Kolbenprober (Abbildung 6) entnommen werden. Zweckmäßigerweise erfolgt die Entnahme in vorher festgelegten Zeitintervallen, um anschließend Aussagen über den zeitlichen Verlauf der Reaktion machen zu können. Bei allen Versuchsreihen ist es *unerlässlich*, zu Beginn und Ende je einen Blindversuch mit Reaktionsfüllung (CH<sub>4</sub>; NH<sub>3</sub>; H<sub>2</sub>O) ohne Energiezufuhr im Dunkeln über mindestens 3 Tage durchzuführen.

## 6. Chromatographischer Nachweis von Aminosäuren

### 6.1. Fluoreszenzmarkierung von Aminosäuren

Im folgenden wird eine Methode zur qualitativen Bestimmung von Aminosäuren, die in der „Ursuppe“ gelöst sind, dargestellt. Die übliche Methode der Papier- bzw. Dünnschichtchromatographie mit 2,2-Dihydroxyindandion-(1,3) (=Ninhydrin) als ein für  $\alpha$ -Aminosäuren spezifisches Reagenz bringt in diesem Fall nicht den gewünschten Erfolg, da es in ammoniakalischem Milieu keine eindeutigen Ergebnisse liefert [20]. Deshalb werden die entstandenen Aminosäuren mit dem Dansyl-Verfahren identifiziert. Die aus der Reaktion von Aminosäuren mit Dansylchlorid (1-di-methylamino-naphthalin-5-sulfonyl-chlorid) gebildeten Produkte (Abbildung 5) zeigen unter UV-Licht (254-366 nm) eine intensive<sup>1</sup> gelb-grüne Fluoreszenz, die es ermöglicht, die so markierten Aminosäuren von anderen gebildeten Stoffen zu unterscheiden. Die Dansyl-Aminosäuren können auf Mikropolyamidfolien chromatographisch (zweidimensional) getrennt und mit Hilfe von käuflichen dansylierten Vergleichsaminosäuren identifiziert werden [11, 12, 15, 18].

### 6.2. Durchführung der Dansylierung (vgl. Abbildung 6)

Vor der Dansylierung ist es notwendig, daß aus 10 ml der aminosäurehaltigen Probe der

gelöste Ammoniak möglichst vollständig ausgetrieben wird (z.B. durch gelindes Erhitzen im Vakuum; allerdings werden dabei eventuell vorhandene flüchtige Substanzen, wie Amine, mit ausgetrieben). Jetzt werden 2 ml der Probe in ein sorgfältig gereinigtes Reagenzglas pipettiert und 0,5 ml einer Pufferlösung (pH 10.05), die 1,6 g Natriumcarbonat und 0,8 g Natriumhydrogencarbonat auf 200 ml bidestilliertes Wasser enthält, zugegeben (bindet den bei der Reaktion freierwerdenden Chlorwasserstoff). Zuletzt pipettiert man 0,6 ml einer heißgesättigten Lösung von Dansylchlorid in Aceton (2,7 mg/ml) zu. Nach Verschließen des Reagenzglases wird der Inhalt durch mehrmaliges Umschwenken gemischt. Anschließend stellt man die Probe in einen Wärmeschrank (am besten ein vorbereitetes Wasserbad, dazu eignen sich „Babyflaschenwärmer“) und hält sie 30 Minuten lang bei genau 37°C. Da Licht den Ablauf der Reaktion stört, vermeidet man während der Dansylierung jegliche Lichteinwirkung auf die Proben.

### 6.3. Chromatographische Trennung

Die dansylierten Proben können sofort chromatographisch getrennt werden. Dazu schneidet man käufliche Mikropolyamidfolien der Größe 15×15 cm<sup>2</sup> auf die Größe 3×3 cm<sup>2</sup> zu (Beschichtung der Folie nicht berühren!). In einer Ecke der Folie, jeweils mindestens 4 mm vom Rand entfernt, wird mit Hilfe einer Kapillare so viel der dansylierten Probe aufgetragen, daß der Auftragepunkt den Durchmesser von 1 mm nicht überschreitet. Nach dem Eintrocknen der Probe wird dieser Vorgang gegebenenfalls noch einige Male wiederholt, je nach der Aminosäureausbeute bei dem jeweiligen Experiment (die geeignete Menge muß durch Probieren ermittelt werden). Nachdem man den Startfleck mit Bleistift markiert hat, wird die Chromatographiefolie in einem 100 ml-Becherglas möglichst senkrecht aufgestellt, ohne jedoch den Rand des Glases zu berühren (mit geeigneter, zurechtgebogener Klammer fixieren). Das Becherglas enthält maximal 2 mm hoch das Laufmittel für die erste Dimension, das aus 1,5 Volumteilen Ameisensäure und 100 Volumteilen Wasser besteht. Um eine Verdunstung des Lösungsmittels zu verhindern, wird das Becherglas mit Petrischale oder Uhrglas verschlossen. Nach etwa 3 Minuten das Chromatogramm aus dem Fließmittel nehmen und mit einem Föhn oder im Trockenschrank bei 40°C trocknen. Dann wird es um 90° gedreht in ein

Becherglas mit dem Laufmittel für die zweite Dimension gestellt, das sich aus 9 Volumteilen Benzol und 1 Volumteil Eisessig zusammensetzt. Das Becherglas wird auch jetzt wieder gut verschlossen (s. oben). Nach 5 Minuten kann das Chromatogramm herausgenommen und getrocknet werden.

### Rechts:

Abb. 5. Fluoreszenzmarkierung von Aminosäuren mit Dansylchlorid.

Abb. 6. Flußdiagramm der Probenverarbeitung: Die Probenentnahmevorrichtung (s. Abbildung 5) wird mit der „Probenvorlage“ verbunden, nachdem letztere mit Methan gespült wurde. Mittels Kolbenprober wird bei geöffneter Entnahmevorrichtung, geöffnetem Hahn 1 und geeigneter Stellung von 2 die Probe vorsichtig in die Vorlage gesaugt. Zur Entfernung des störenden Ammoniaks wird 1 geschlossen, ebenso die Probenentnahmevorrichtung. Hahn 2 wird so gestellt, daß die Pumpe mit der Vorlage verbunden ist; es wird ca. 5 min evakuiert, bis der gesamte Ammoniak ausgetrieben ist. Das HM-Reagenzglas wird der Gaswaschflasche vorsichtig (Handschuhe) entnommen, mit Puffer und Dansylchlorid versetzt, verschlossen und umgeschüttelt. Im Dunkeln wird 30 Min. bei 37°C im Wasserbad dansyliert. Die dansylierte Probe wird mittels einer Kapillare auf die – vorher zugeschnittene (3×3 cm<sup>2</sup>) – Mikropolyamidfolie aufgetragen. In zwei Bechergläsern wird zweidimensional chromatographiert und nach vorsichtigem Trocknen erfolgt die Auswertung unter der UV-Lampe.

Abb. 7. Lage von wichtigen Dansylaminosäuren mit Nebenprodukten: 1 = Dansyl-OH (aus der Reaktion von Dansylchlorid mit Wasser), 2 = Dansyl-Cystein, 3 = di-Dansyl-Lysin, 4 = di-Dansyl-Ornithin, 5 = di-Dansyl-Tyrosin, 6 = Dansyl-Methionin, 7 = di-Dansyl-Phenylalanin, 8 = di-Dansyl-Histidin, 9 = Dansyl-Leucin, 10 = Dansyl-Isoleucin, 11 = Dansyl-Prolin, 12 = Dansyl-Valin, 13 = Dansyl-Alanin, 14 = Dansyl-NH<sub>2</sub> (aus der Reaktion von Dansylchlorid mit Ammoniak), 15 = Dansyl-Glycin, 16 = Dansyl-Glutaminsäure, 17 = Dansyl-Asparaginsäure, 18 = Dansyl-Threonin, 19 = Dansyl-Serin, 20 = Dansyl-Cystin.

#### 6.4. Auswertung der Chromatogramme

Abbildung 7 zeigt die Lage der wichtigsten auffindbaren Aminosäuren (für andere Aminosäuren vgl. [15]). Da bei den käuflichen Mikropolyamidfolien Vorderseite und Rückseite beschichtet sind, können auf letzterer dansylierte Vergleichsaminosäuren aufgetragen werden (wichtig: gleicher Auftrags-

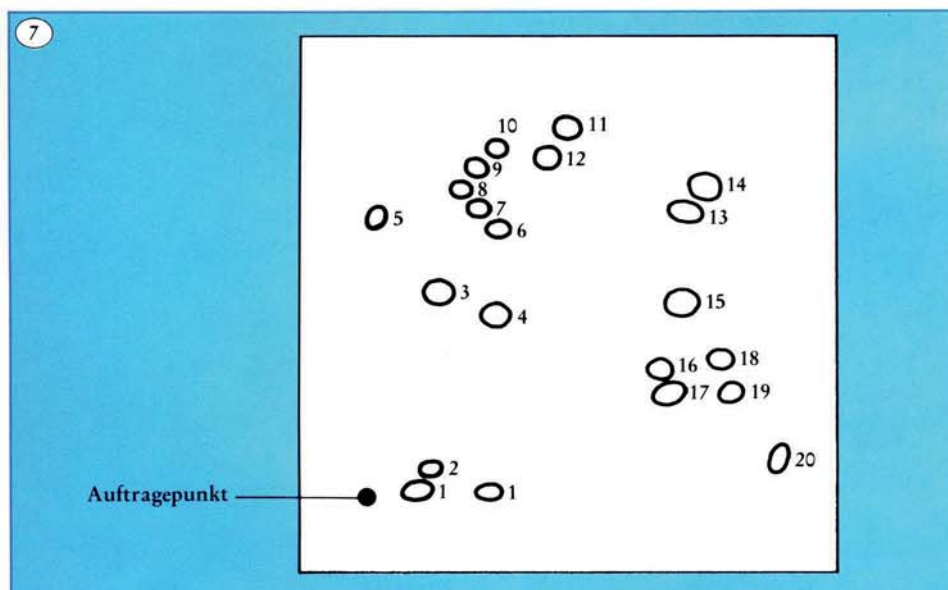
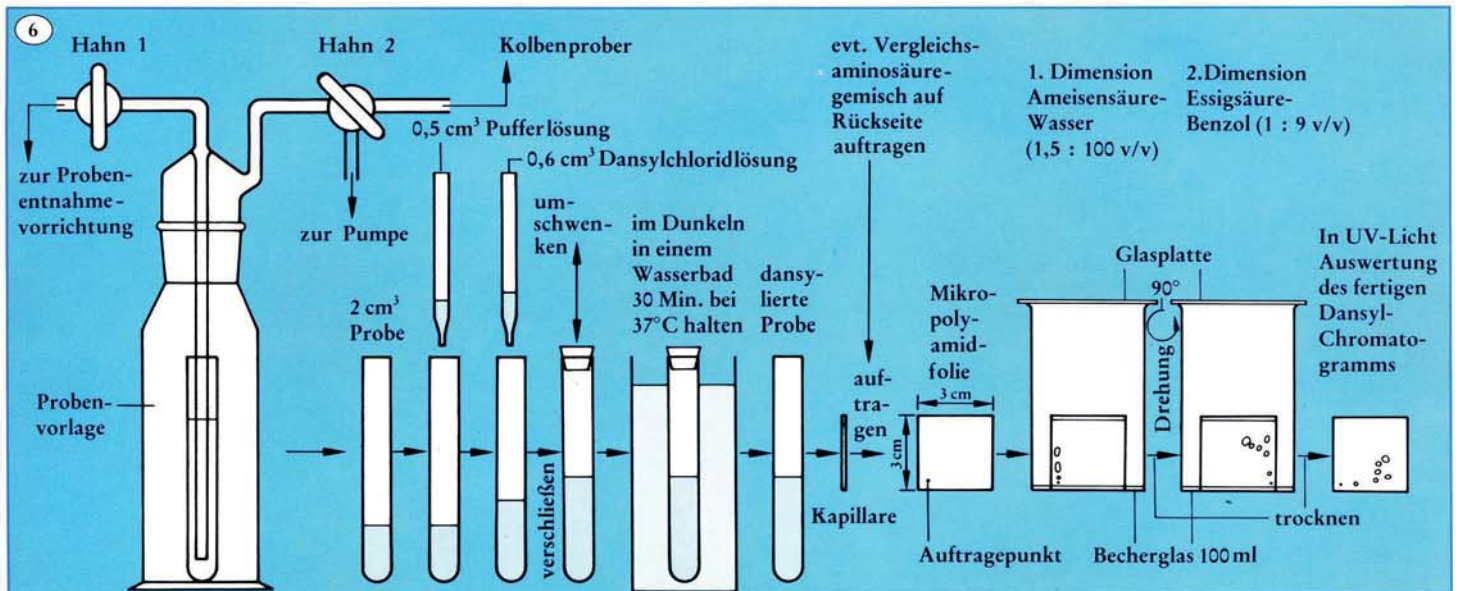
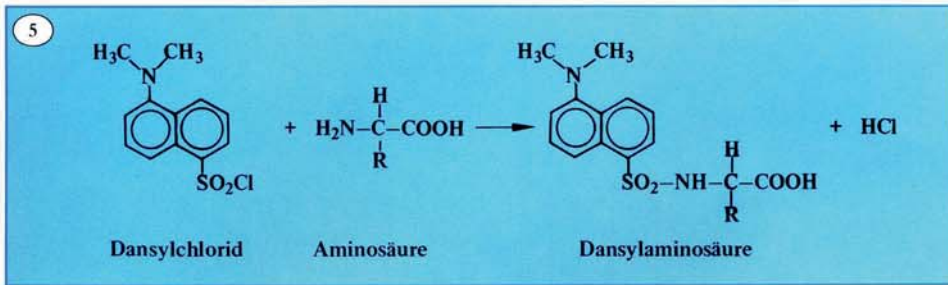
punkt; gleiche Aminosäuren kommen dann übereinander zu liegen).

Neben den *gelb-grün* fluoreszierenden Dansyl-Aminosäuren entdeckt man bei der Auswertung oft noch einen *blau* fluoreszierenden Fleck in der Nähe des Auftragepunktes; er stammt von einem Nebenprodukt der Dansylierung (Dans-OH [12]). Wenn aus

den Proben der Ammoniak nicht sorgfältig genug ausgetrieben wurde, findet man etwa in der Höhe von Dansyl-Alanin (Abbildung 7) einen Fleck von Dans-NH<sub>2</sub>, der, besonders wenn noch viel Ammoniak in der Probe vorhanden war, die Trennung von Aminosäuren stören kann [18] (eventuell noch 3. Dimension, vgl. [15]).

#### 7. Ausblick

Engt man die nach längerer Bestrahlung erhaltene „Ursuppe“ ein – Exsikkator-Trocknung – und unterzieht sie polarimetrischen bzw. laserpolarimetrischen [17] Untersuchungen, so stellt man fest, daß die Lösung die Schwingungsebene polarisierten Lichtes nicht dreht; es liegt ein racemisches Gemisch vor. β<sup>⊖</sup>-Teilchen regen bei der Wechselwir-



kung mit Materie die Emission anders circular polarisierten Lichtes an als β<sup>⊖</sup>-Teilchen [19]. Durch Negatronenüberschuß entsteht bevorzugt nur eine Sorte zirkular polarisierter Bremsstrahlung, welche bereits im racemischen Urozean eines der Enantiomere selektiv diskriminiert haben könnte. Damit wäre eine mögliche Erklärung dafür gefunden, warum sich das Leben ausschließlich auf der Basis von L-Aminosäuren entwickelte. In letzter Zeit zeichnen sich auf diesem Gebiet immer neue interessante experimentelle Ergebnisse ab [5], und auch mit der beschriebenen Apparatur kann versucht werden, diese Stereo-Selektion durch Verwendung circular polarisierter UV-Strahlung als Energiequelle nachzuweisen. Zur Erweiterung der Experimente sei besonders auf die Verwendung einer UV-Tauchlampe hingewiesen.

Auch Untersuchungen mit abgeänderter Atmosphäre (Zugabe von SO<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub>, N<sub>2</sub>) können interessante Ergebnisse liefern.

## Bezugsquellenverzeichnis

### Geräte:

1. Reaktionsgefäß: Corning Glas GmbH, Quickfit Laborglas, Hagenauer Str. 47, D-6200 Wiesbaden 12.

Genauere Bezeichnung der Einzelteile:

a) Weithals-Reaktionskolben 2 l mit Planschliff (Best.-Nr. Fr 2 LF); b) Planschliffdeckel mit 5 NS-Hülsen (3 Hülsen mit NS 19/26, 1 Hülse NS 24/29 und eine Hülse NS 34/35 (Best.-Nr. MAF 3/52); c) Klemme (zur Befestigung des Deckels auf dem Kolben) (Best.-Nr. JC100F); d) NS-Stopfen, Kern NS 34/35 (Best.-Nr. SB 34); e) Schliffverbindungen mit Schraubkappe, Kern NS 19/26, 6 mm Schraubkappenweite (Best.-Nr. ST 52/13) (3 Stück); f) Schliffverbindung mit Schraubkappen, Kern NS 24/29, 6 mm Schraubkappenweite (Best.-Nr. ST 53/13); g) Hochvakuumhahn, 6 mm Rohrdurchmesser.

2. Wolframelektroden: Wolframindustrie Traunstein, Permanederstr. 34, D-8220 Traunstein. 2 Stäbe; Länge 350 mm, Durchmesser 6 mm.

3. Funkeninduktor mit elektronischem Unterbrecher: Neva Dr. Vatter KG, D-7340 Geislingen (Steige). a) Funkeninduktor 60 kV (Best.-Nr. 7591); b) Elektronischer Unterbrecher für Funkeninduktor (Best.-Nr. 7290).

4. UV-Labor-Tauchlampe: (254 nm) mit Quarzrohr, Kern NS 29/32, Eintauchtiefe 220 mm (Best.-Nr. 665636); Maey-Lehrmittelbau, Gerhard-Domagk-Str. 2, D-5300 Bonn 1.

5. Übergangsstück für UV-Tauchlampe: (Anstelle NS-Stopfen, Kern NS 34/35); Corning Glas GmbH, Quickfit-Laborglas; Übergangsstück (kleine Hülse auf großem Kern) Hülse NS 29/32, Kern NS 34/35 (Best.-Nr. DA 45).

6. Einen kompletten Geräte- und Chemikaliensatz für das Experiment liefert die Fa. Maey-Lehrmittelbau, vgl. 4.

### Chemikalien:

7. Methan: aus Reinheitsgründen *nicht* aus Aluminiumcarbid herstellen! Fa. Linde AG, z.B. Minican Laborgase in Dosen.

8. Mikropolyamidfolien: Fa. Schleicher & Schüll, Postfach 4, D-3354 Dassel. Selektad-DC-Fertigfolien, Mikropolyamid, beidseitig beschichtet (Best.-Nr. F 1700).

9. Vergleichsaminosäuren: a) dansylierte Aminosäuren: Fa. Serva, Karl-Benz-Str. 7, D-6900 Heidelberg 1; wegen Kostenersparnis ist es empfehlenswert, die Dansyl-Aminosäuren für Vergleichszwecke selbst herzustellen. b) Aminosäuren für chromatographische Vergleichszwecke, Fa. Merck AG, Darmstadt (nicht dansylierte Aminosäuren zur Herstellung der Referenzsubstanzen).

10. Dansylchlorid: Aldrich Europe Division, Janssen Pharmaceutica N.V., B-2340 Beerse Belgium; Merck AG.

## Literatur

[1] Cordes, J. F.: Chemie und ihre Grenzgebiete – Extraterrestrisches Leben? S. 145–165. Bibliographisches Institut, Mannheim/Wien/Zürich 1970.

[2] Dominik, H.: Lebensstrahlen. (Vgl. S. 10 f.), Heyne, München 1972.

[3] Eigen, M., P. Schuster: Naturwiss. **64**, 541–565 (1977), **65**, 7–41 u. 341–369 (1978).

[4] Fox, S. W.: Naturwiss. **56**, 1–9 (1969).

[5] Garay, A. S.: Nature **219**, 338–340 (1968).

[6] Kaplan, R. W.: Der Ursprung des Lebens. 2. Aufl., Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1978.

[7] Knauth, L. P., S. Epstein: Geochim. Cosmochim. Acta **40**, 1095 (1976).

[8] Kuhn, H.: Physikal. Blätter **34**, 208–217 u. 255–263 (1978).

[9] Miller, S. L.: Chem. Soc. **9**, 2351–2361 (1955).

[10] Miller, S. L., L. E. Orgel: The Origins of Life on the Earth. Prentice-Hall, Inc., Englewood Cliffs, New Jersey 1974.

[11] Needle, D. J., R. J. Pollitt: Biochem. J., **97**, 607 (1965).

[12] Neuhoff, V.: Hoppe-Seyler's Zeitschr. Physiol. Chem. **350**, 121 (1969).

[13] Nicolis, G., I. Prigogine: Self Organization in Nonequilibrium Systems. Wiley Interscience, New York 1977.

[14] Oparin, A. J.: Genesis and Evolutionary Development of Life. Academic Press, New York 1968.

[15] Osborn, N. N.: Progr. Neurobiol. **1**, 299–309 (1973).

[16] Prigogine, I.: Angew. Chem. **90**, 704–715 (1978).

[17] Schwankner, R.: Laseranwendungen in der Experimentalchemie – Ein Praktikum. Carl Hanser Verlag, München – Wien 1978.

[18] Sextl, G., R. Schwankner: Praxis (Chemie) **26**, 309–321 (1977).

[19] Vester, F.: bild der wissenschaft **11**, 68–80 (1974).

[20] Wilk, M.: Organische Chemie. S. 250. Bibliographisches Institut, Mannheim/Wien/Zürich 1970.

G. SEXTL, R. SCHWANKNER u. M. EISWIRTH

Anschrift:

R. Schwankner, Scheibenstr. 18; G. SEXTL, Kienbergstr. 10; beide D-8220 Traunstein, – M. Eiswirth, Stiftung Maximilianeum, D-8000 München 85.