

DIPLOMARBEIT / DIPLOMA THESIS

Titel der Diplomarbeit / Title of the Diploma Thesis

**„Konfokale Raman-Spektroskopie zur Evaluierung alltäglicher
Hautschäden durch chemische und physikalische Behandlung in
vitro“**

verfasst von / submitted by

Matej Grgić

angestrebter akademischer Grad / in partial fulfilment of the requirements for the degree of
Magister der Pharmazie (Mag.pharm.)

Wien, 2020/ Vienna, 2020

Studienkennzahl lt. Studienblatt /
degree programme code as it appears on
the student record sheet:

UA 449

Studienrichtung lt. Studienblatt /
degree programme as it appears on
the student record sheet:

Diplomstudium Pharmazie

Betreut von / Supervisor:

Ao. Univ.-Prof. Mag. Dr. Claudia Valenta

Inhaltsverzeichnis

Danksagung.....	3
1. Einleitung	4
2. Allgemeiner Teil	5
2.1 Die menschliche Haut.....	5
2.2 Die porcine Haut.....	14
2.3 Verwendete Produkte und Materialien	16
3. Methoden	18
3.1 Derma-Unit	18
3.2 Biox AquaFlux®.....	21
3.3 Biox Epsilon®	22
3.4 Raman-Spektroskopie	23
4. Experimenteller Teil	27
4.1 Vorversuche	28
4.2 Erste Waschvorgänge	29
4.3 Vorher/Nachher Waschvorgänge	31
4.4 Kombination Waschen mit Rasur	33
4.5 Vollbad mit SDS	33
4.5.1 Protokoll Vollbad mit 15%iger SDS-Lösung (m/m) -Kontrolle	35
4.5.2 Vollbad mit Rasur	36
4.5.3 Vollbad mit Peeling.....	37
4.5.4 Vollbad mit tape-stripping	39
4.6 in-vivo Versuche	40
5. Ergebnisse	43
5.1 Ergebnisse der Vorversuche	43
5.2. Ergebnisse Waschvorgänge.....	47
5.3. Ergebnisse Waschvorgänge mit Vorher/Nachher-Messungen	48
5.4. Ergebnisse Waschvorgänge mit Rasur	51
5.5 Ergebnisse Vollbad mit mechanischer Behandlung	54
5.6 Ergebnisse in vivo	57
5.6.1 biophysikalische Ergebnisse	61
5.6.2 Ergebnisse der konfokalen Raman-Spektroskopie	67
6. Diskussion.....	73
7. Zusammenfassung	76
8. Abstract.....	77
9. Anhang.....	78
10. Quellenverzeichnis	126

Danksagung

Mein größter Dank geht an Ao. Univ.-Prof. Mag. Pharm. Dr. Claudia Valenta für die Möglichkeit, in ihrer Arbeitsgruppe meine Diplomarbeit schreiben zu dürfen.

Ein besonderer Dank geht an Mag. Pharm. Dr. Viktoria Klang, die mich während der ganzen Zeit über betreut hat und mir stets helfend zur Seite stand.

Auch der Arbeitsgruppe, Mag. Pharm. Dr. Lisa Binder, Mag. Pharm. Claudia Vater, möchte ich herzlichen danken, dass sie mir, wenn ich nicht weiterwusste, sie mir unter die Arme griffen.

Ganz besonders möchte ich Mag. Pharm. Hannes Hrovat und meinen Kolleginnen aus meiner Apotheke bedanken. Ohne euer Verständnis und eure Unterstützung während der Diplomarbeit und weit darüber hinaus wäre ich nicht da wo ich heute nun bin.

Ein herzliches Dankeschön geht an meine Freunde, die ich während des Studiums kennenlernen durfte. Dank euch wurde die Zeit während dem Studium so unvergesslich.

Schlussendlich geht mein tiefster und innigster Dank an meine Familie. Meine Schwester Ivona und mein Bruder David, die die ganze Zeit über mir die Daumen druckten und mich stets motivierten weiterzumachen. Zu allerletzt danke ich Mama und Papa. Nur dank ihnen kann ich diese Zeilen hier verfassen, da sie mich mein ganzes Leben lang und vor allem während des Studiums finanziell und seelisch unterstützt haben. Ohne sie hätte ich nicht das Studium absolvieren können.

1. Einleitung

Unsere Haut ist ein lebenswichtiges Organ, dessen Wert wir uns viel zu selten bewusst sind. Tag für Tag wird sie durch verschiedenste Wasch- und Pflegeprodukte strapaziert. Viel zu häufig unterschätzen wir die außerordentliche Belastung, mit der unsere Haut täglich fertig werden muss.

Diese Arbeit beschäftigte sich daher mit der Fragestellung, inwiefern verschiedene alltägliche Behandlungen chemischer und physikalischer Natur die Haut schädigen. Als natürliche Barriere zur Außenwelt soll die Haut vor dem Eindringen von äußeren Einflüssen schützen. Es erscheint naheliegend, dass zum Beispiel Auftragen von Kosmetika oder das Enthaaren diese Barrierefunktion beeinträchtigen kann.

Der Fokus dieser Arbeit lag auf der Untersuchung des Einflusses verschiedenster Haushaltsprodukte auf die Haut. Zusätzlich wurde auf Basis einer vorangegangenen Studie (1) auch die Enthaarung in Kombination mit Waschvorgängen untersucht. Als Ersatzmodell für menschliche Haut wurde Schweinehaut verwendet.

Um den Hautzustand vor und nach den Behandlungen beurteilen zu können, wurden die Schweineohren biophysikalisch mittels Biox AquaFlux und Epsilon sowie Derma-Unit vermessen und mittels konfokaler Raman-Spektroskopie die verschiedenen Hautkomponenten semi-quantitativ erfasst. Des Weiteren wurden tiefgefrorene und frische Schweineohren mit denselben Methoden verglichen.

Im zweiten Teil dieser Arbeit wurden die chemischen Behandlungen auch im kleinen Ausmaß in vivo untersucht mit dem Zusatz, dass sie zu verschiedenen Jahreszeiten durchgeführt wurden. Ziel war es, den Einfluss der Temperatur auf die Messungen zu untersuchen. Die erste Versuchsreihe wurde im Hochsommer durchgeführt, eine für Hautstudien absolut unübliche Zeit, die zweite im Herbst, eine für Hautstudien normale Jahreszeit.

2. Allgemeiner Teil

2.1 Die menschliche Haut

Die Haut ist mit ihrer Gesamtfläche von 2 m² und einem Gewicht von etwa 10-15 kg das größte Organ des menschlichen Körpers. Dementsprechend erfüllt sie eine Vielzahl von lebenswichtigen Aufgaben. Die Haut schützt den Organismus vor äußerlichen Einflüssen, verhindert das Eindringen pathogener Keime. Gleichzeitig bewahrt sie den Körper vor einem zu großen Wasserverlust. Durch den direkten Kontakt zu unserer Umwelt fungiert die Haut auch als Sinnesorgan und leitet zum Beispiel Schmerzreize weiter an das Gehirn. Zudem ist die Haut für die Regulation der Körpertemperatur unerlässlich (2,3).

Die Haut lässt sich in drei Schichten unterteilen. Von innen nach außen gliedert man sie in:

Subkutis (Unterhaut)

Korium (Lederhaut)

Epidermis (Oberhaut)

Die Subkutis und das Korium bezeichnet man gemeinsam auch als die **Kutis** (2).

Die Epidermis wiederum wird in weiteren Schichten unterteilt: von innen nach außen:

Stratum basale (Basalschicht)

Stratum spinosum (Stachelzellschicht)

Stratum granula (Körnerschicht)

Stratum lucidum (Glanzschicht)

Stratum corneum (Hornschicht)

Das Stratum basale und Stratum spinosum wird zusammengefasst auch als **Stratum germinativum** bezeichnet (3).

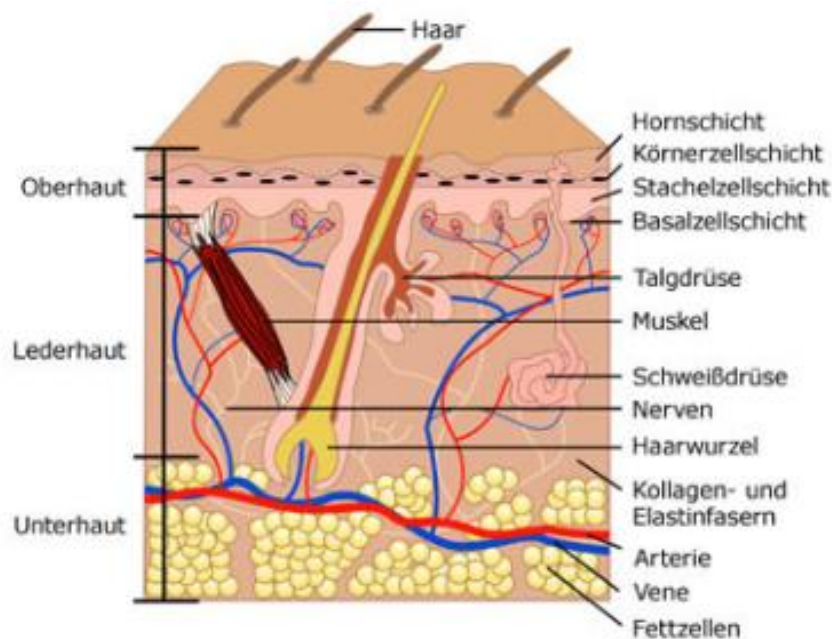


Abbildung 1: Aufbau der Haut (4)

Die **Subkutis** stellt ein lockeres Bindegewebe dar, in dem das Fettgewebe eingelagert ist. Dieses subkutane Fettgewebe schützt in erster Linie vor der Kälte und ist zudem ein Energiespeicher. Zusätzlich bietet es einen Schutz der darunterliegenden Organe vor Stößen (5).

Das **Korium** versorgt die Epidermis mit Nährstoffen und Feuchtigkeit. Sie wird in zwei Schichten unterteilt. Die obere Schicht, genannt **Stratum papillare**, ist reich an Zellen und Kapillaren. Ferner findet man hier Nervenfasern, die unter anderem für Sinnes -und Schmerzempfinden verantwortlich sind. Die untere Schicht, genannt **Stratum reticulare**, ist zellarm und besteht aus kräftigen, miteinander verflochtenen Kollagenfaserbündeln, zwischen denen elastische Fasern liegen. Diese sorgen für die Elastizität der Haut (5).

Die **Epidermis** steht im direkten Kontakt zur Umwelt und besteht zu 85% aus Keratinozyten, zu 10% aus Langerhans-Zellen und zu circa 5% aus Melanozyten. Da die Epidermis keine Blutgefäße enthält, werden die epidermalen Zellen per Diffusion aus dem dermalen Kapillarsystem ernährt (2).

Die Dicke der Epidermis variiert je nach Lokalisation zwischen 0,06 mm und 0,1 mm. Sie ist zum Beispiel deutlich dicker an den Fußsohlen und Handinnenflächen, bedingt durch mechanische Belastung, die das Stratum corneum verdicken lässt (2).

Wie bereits erwähnt wird die Epidermis in weitere Schichten unterteilt. Diese Schichten stellen die verschiedenen Entwicklungsstadien der Keratinozyten bei ihrer Migration durch die Epidermis in Richtung Hautoberfläche dar, wo sie sich am Ende ihres kurzweiligen Lebenszyklus zu abgeflachten, kernlosen und somit abgestorbenen Corneozyten entwickelt haben (2).

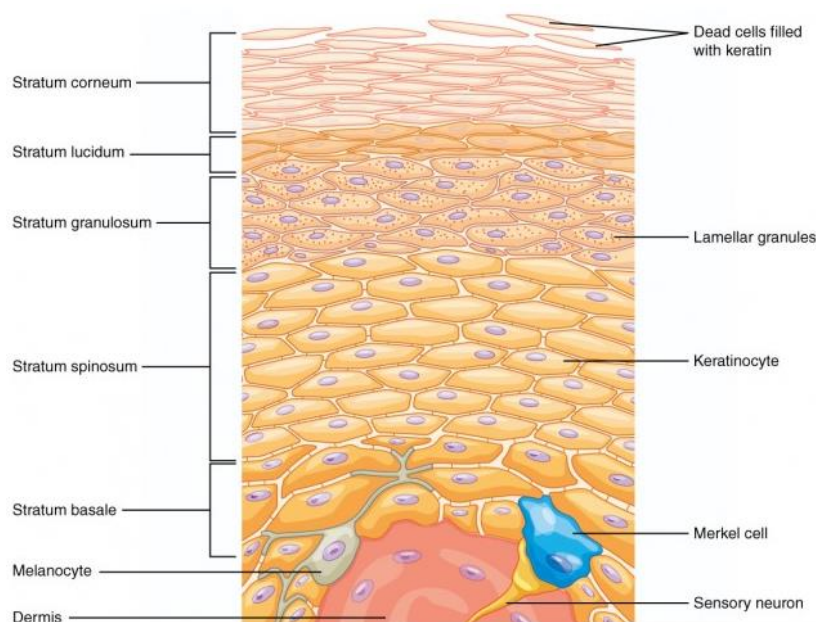


Abbildung 2: Aufbau der Epidermis (6)

Das **Stratum basale** bildet die tiefste Schicht der Epidermis, sie ist die Schnittstelle zwischen Ober- und Lederhaut. Hier findet man zahlreiche Keratinozyten, die funktionell heterogen sind und anfangs rund geformt sind. Solange sie mitotisch aktiv sind, bleiben sie an der Basalmembran haften. Über sogenannte Hemidesmosomen und fokale Adhäsionen wird der Halt zwischen basalen Zellen und der Basalmembran, über Desmosomen und adhärente Junctionen der interzelluläre Zusammenhalt erreicht (2).

Neben den Keratinozyten befinden sich in der Basalschicht auch Melanocyten, jedoch in einer geringeren Anzahl. Sie werden auch Pigmentzellen genannt, denn sie produzieren Melanin, das sie in Melanosomen verpacken. Diese Melanosomen werden von den Keratinozyten phagozytiert. Das Melanin schützt die Keratinozyten vor den schädlichen UV-Strahlen, die unter anderem auch die Mitose stört. Ohne diese Schutzfunktion des Melanins wäre eine geregelte Mitose nicht möglich. Im Durchschnitt versorgt ein Melanozyt mit seinen dendritischen Ausläufern etwa 36 Keratinozyten (2).

Haben sich die Keratinozyten zu teilungsunfähigen Zellen entwickelt, lösen sie sich von der Basalmembran und starten die Migration durch das Epithel Richtung Hautoberfläche. Diese vertikale und organisierte Migration wird von einer koordinierten Sequenz aus Differenzierungsvorgängen begleitet (2).

Die nächste Schicht, das **Stratum spinosum**, besteht aus 1-2 Zellschichten polygonaler Tochterzellen der basalen Keratinozyten. Diese synthetisieren Keratingranula, die für die Barrierefunktion der Epidermis überaus wichtig ist. Zusätzlich findet man hier die Langerhans-Zellen, die zum Monozyten-Makrophagen-System zählen und eine große Rolle in der erworbenen Immunantwort als zelluläre Komponente spielen (2).

In der darauffolgenden Schicht, dem **Stratum granulosum**, haben sich die aus der Basalzellschicht wandernden Zellen deformiert und sind nun abgeflacht. Sie besteht aus 1-2 Lagen von Zellen mit großen, basophilen Keratohyalin granula, die das Pro-Filaggrin als Vorläuferprotein des Filaggrins enthalten. Diese Granula sind namensgebend für diese Schicht. Im Rahmen der Ausdifferenzierung der Zellen wird das Pro-Filaggrin zu Filaggrin umgewandelt, das dann für die stabile Quervernetzung der Keratinfilamente sorgt (2).

Das **Stratum lucidum** besteht aus einer dünnen, homogenen Zellschicht, die überwiegend an stark belasteten Händen und Füßen lokalisiert ist. Histologisch betrachtet stellt sie eine Schicht aus kernlosen, hyalinhaltigen abgestorbenen Zellen dar (2).

Am Ende der Migration haben sich die anfangs runden, mitotisch aktiven Keratinozyten zu abgeflachten, kernlosen und somit abgestorbenen Corneozyten entwickelt. Diese Wanderung dauert in etwa 30 Tage (7).

Das **Stratum corneum**, die Hornhautschicht, ist die äußerste Hautschicht und steht somit im direkten Kontakt zur Umwelt. Ihrem einzigartigen Aufbau ist es zu verdanken, dass exogene Substanzen und schädliche Mikroben vom Eindringen effektiv gehindert werden und gleichzeitig der Wasserverlust über die Haut so gering wie möglich gehalten wird (8).

Das Stratum corneum ist in etwa 10-15 µm dick. Es besteht aus den flachen, Keratin gefüllten Corneozyten und Lipiden. Ein einfaches Modell zur Beschreibung des Stratum corneum ist das „Ziegel-Mörtel“-Modell von Peter Elias (9). In diesem stellen die Corneozyten die Ziegel dar, die durch die Lipide, die den Mörtel darstellen, zusammengehalten werden. Diese Vereinfachung des Aufbaus ist äußerst hilfreich zum Verständnis, es reicht jedoch nicht um die Barrierefunktion des Stratum corneum ausreichend zu erklären (8).

Mehrere Faktoren tragen zur effektiven Barrierefunktion bei. Mehrere Arbeiten bewiesen, dass haken- oder klammerähnliche Strukturen der Corneozyten entscheidend zur mechanischen Stabilität und in weiterer Folge zur Schutzfunktion beitragen. Des Weiteren sorgen punktförmige Zell-Zell-Verbindungen für mechanische Stabilität. Diese werden in lebenden Epidermishautschichten gebildet und in der toten Hautschicht durch zusätzliche Proteine ergänzt und stabilisiert. Genannt werden die Verbindungsstellen Corneodesmosomen, die ineinandergreifen und so die Corneozyten wie eine Niete zusammenhalten (8).

Die Zusammensetzung und die Anordnung der interzellulären Lipide sind ebenfalls entscheidend für die Barrierefunktion. Die interzellulären Lipide bestehen aus drei Hauptfraktionen: Ceramide, freie Fettsäuren und Cholesterol in etwa äquimolarer Konzentration (8).

Ceramide sind Sphingolipide, die man im menschlichen Körper nur in der Epidermis findet, und unterscheiden sich hinsichtlich des Aufbaus von den Phospholipiden, die man vor allem in Biomembranen findet. Sie bestehen aus einer hydrophilen Gruppe, der Base Sphingosin, und einer lipophilen Gruppe, einer langkettigen Fettsäure. Beide sind über eine Amidbindung kovalent miteinander verbunden (10).

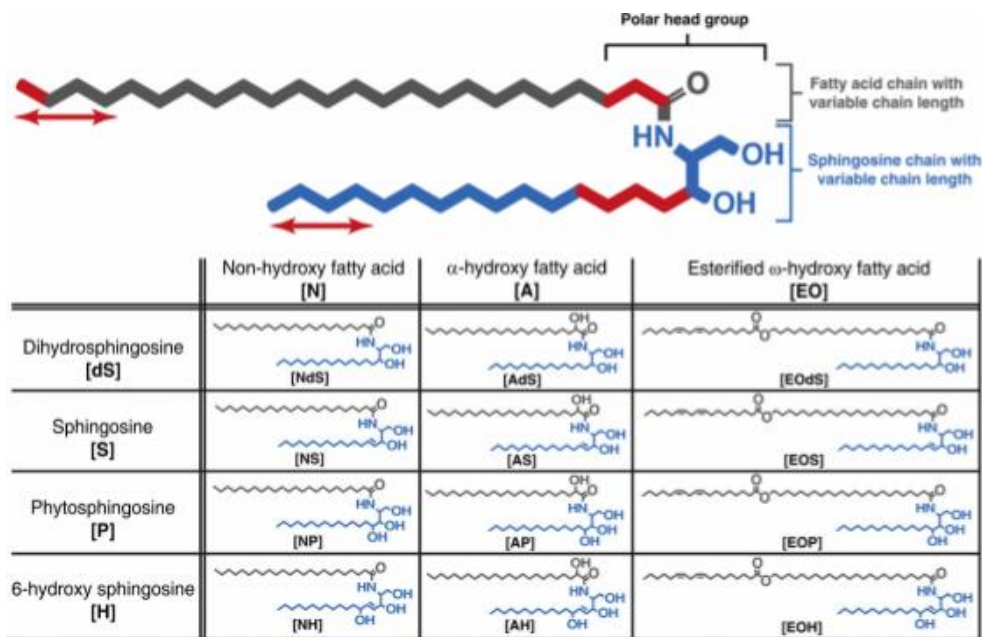


Abbildung 3: Struktur der Ceramide (11)

Bisher konnten mehrere Ceramide identifiziert werden. Bestimmte Gruppen der Ceramide spielen eine überragende Rolle im Stratum corneum, nämlich die sogenannten Acyl-Ceramide. Es gibt drei Acyl-Ceramide in der menschlichen Epidermis. Sie heißen EOS („omega-esterfied-sphingosine“), EOP („omega-esterfied-phytoshpingosine“) und EOH („omega-esterfied-6-hydroxy sphingosine“) (10,12,13).

Sie unterscheiden sich ein wenig im Aufbau zu den anderen Ceramiden. Sie weisen an der gebundenen Fettsäure eine ω -Hydroxylgruppe auf, an der eine weitere Fettsäure verknüpft ist. Diese Fettsäure ist zumeist Linolsäure, Stearinsäure oder Ölsäure. Diese 3 Acyl-Ceramide sind somit die größten Ceramide (10,12,13).

Man weiß, dass die interzellulären Lipide sich in 2 lamellaren Schichten mit sich wiederholenden Abständen von 6 und 13 nm anordnen, die man SPP („short periodicity phase“) und LPP („long periodicity phase“) nennt (12).

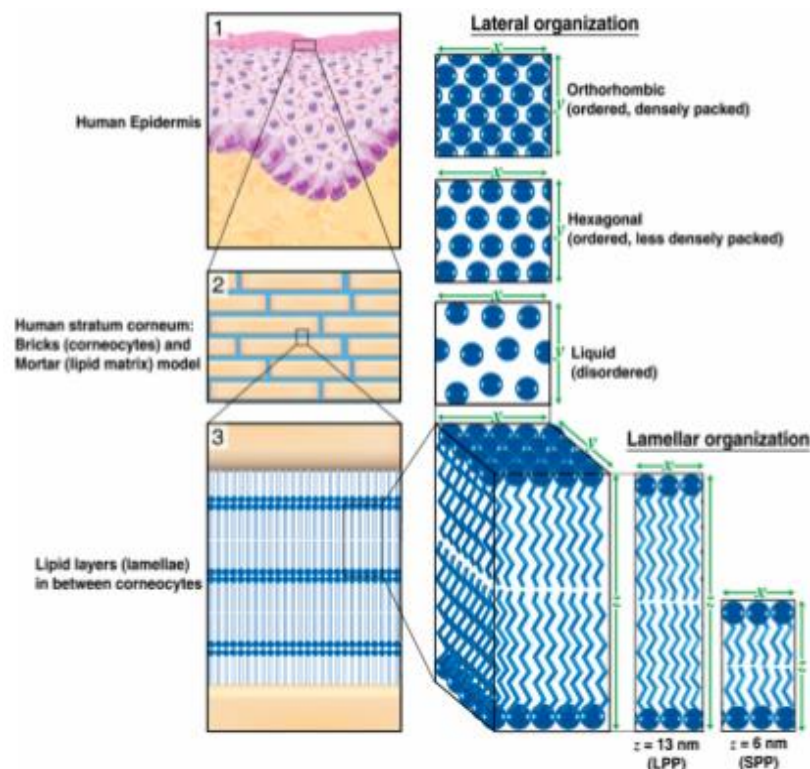


Abbildung 4: Anordnung der Lipide (11)

In der lateralen Anordnung, die senkrecht zur lamellaren ist, kann man Erkenntnisse darüber finden, in welcher Phase sich die Lipide befinden und Rückschlüsse darüber, wie dicht sie gepackt sind. Sie können grundsätzlich sich in drei Phasen befinden, die sich durch unterschiedliche Durchlässigkeit und Ordnungsgrad unterscheiden (12,13).

In der flüssig-kristallinen Phase herrscht kein höherer Ordnungsgrad, die Ceramide können frei rotieren und zeichnen sich durch hohe Durchlässigkeit aus. Es ist somit die am wenigsten dichte Phase (13,14).

Deutlich kompakter und damit weitaus weniger durchlässig ist die hexagonale Phase, in der sich die Ceramide in einem Hexagon anordnen und die Abstände zu den einzelnen Molekülen wesentlich kürzer sind. Die lipophilen Ketten können noch zu einem gewissen Grad Rotationsbewegungen durchführen (13,14).

Die dichteste Phase ist die orthorhombische Phase, in der die Ceramide noch näher aneinander gepackt sind und die lipophilen Ketten sich gerade unter den hydrophilen Köpfen anordnen. In dieser Phase treten die stärksten van-der-Waals-Interaktionen auf, die Moleküle können nur noch entlang ihrer Längsachse

rotieren. Sie ist die dichteste Phase und dementsprechend die am wenigsten durchlässige Phase (13,14).

Alle drei Phasen können in der Epidermis nebeneinander beobachtet werden, jedoch überwiegt bei einer gesunden Haut die orthorhombische. Die laterale Anordnung ist auch temperaturabhängig, wobei man ebenfalls feststellen konnte, dass bei der durchschnittlichen Temperatur der Haut die orthorhombische Anordnung dominiert (13,14).

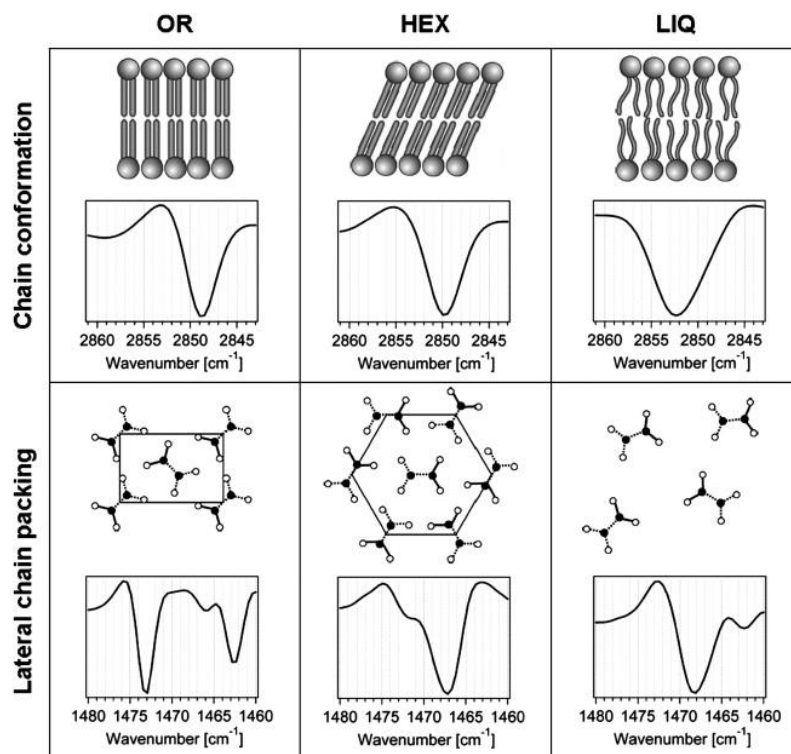


Abbildung 5: Vergleich der verschiedenen Lipidphasen (14)

Nun ist jedoch auch die Zusammensetzung der Ceramide ausschlaggebend dafür, in welche Phase die Lipide überwiegend vorliegen und somit die Barrierefunktion bestimmen. So sind die Acyl-Ceramide unerlässlich für die orthorhombische Phase. Eine verringerte Konzentration dieser besonderen Ceramide führt zu einem Verlust der orthorhombischen Anordnung und die Haut wird damit durchlässiger für exogene Substanzen (13,14).

Allgemein gibt es vier Wege, die durch das Stratum corneum führen (8).

1. Transzellulären Weg: dieser gilt als der unwahrscheinlichste, da hier die Substanzen abwechselnd durch lipophile und hydrophile Schichten penetrieren und diffundieren müssten.
2. Interzellulären Weg: die Hauptroute von lipophilen Stoffen. Sie diffundieren entlang der Lipide durch das Stratum corneum. Diese Route stellt die längste dar, da die Wirkstoffe sich teilweise seitlich vorbei an den Corneozyten bewegen müssen um weiter tiefer vorzudringen.
3. Hydrophiler Weg: auch corneodesmosaler Weg genannt. Hydrophile Wirkstoffe wandern entlang den Corneodesmosomen, die die Corneozyten miteinander verbinden.
4. Es wird ein vierter Weg postuliert, der über die Hautanhangsgebilde (Haare und Drüsenausführgänge) führt. Diesen Weg nennt man auch den transglandulären Weg (8).

Schweiß und Talg bedecken als Oberflächenfilm das Stratum corneum und beeinflussen dadurch wesentlich den Haut-pH. Dieser wird konstant im sauren Bereich von 4,2-5,6 gehalten und ist einer gewissen Schwankung unterzogen. Ein saurer pH-Wert ist wichtig zur Abwehr pathogener Keime (7).

Allgemein gilt jedoch, dass nur Wirkstoffe mit ausreichender Lipophilie die Hautbarriere durchdringen können oder auch sehr kleine polare Stoffe wie zum Beispiel Harnstoff und Propylenglykol (8).

2.2 Die porzine Haut

In Forschungsarbeiten über die menschliche Haut wird Schweinehaut als Ersatzmodell verwendet (15, 16). Sie ist wesentlich leichter zugänglich als humane Haut und mehrere Studien haben bewiesen, dass sie in Bezug zu verschiedenen Eigenschaften der menschlichen Haut am nächsten kommt (17, 18, 19). Auch in der hier vorliegenden Arbeit wurde mit Schweinehaut gearbeitet

Folgende Unterschiede zeigen sich im Aufbau der Epidermis.

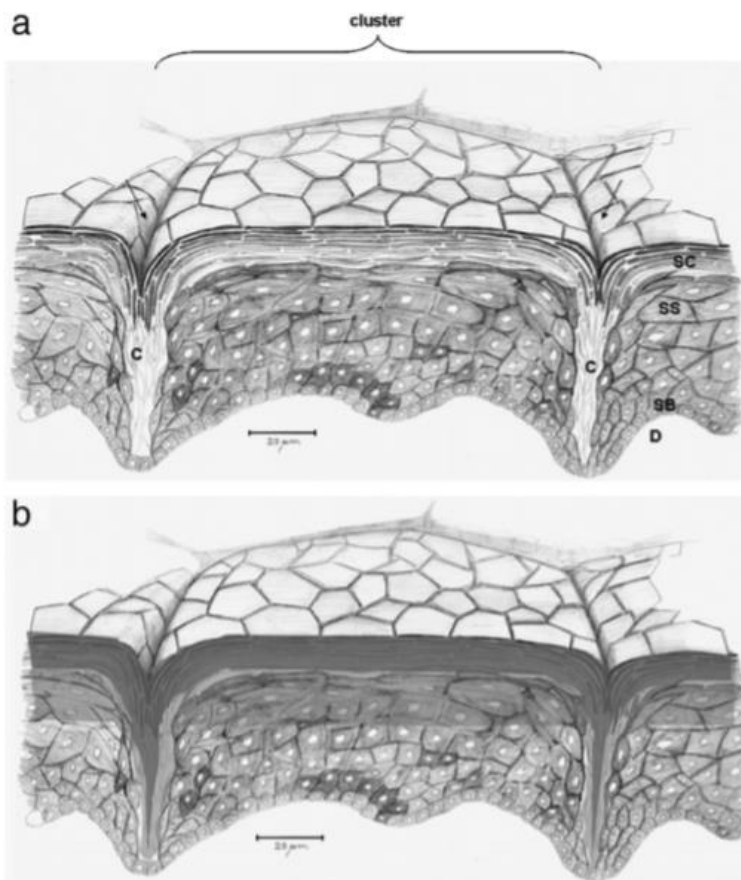


Abbildung 6: Aufbau der Schweinehaut (21)

So sind die epidermalen Zellen der porzinen Haut in sogenannten „cluster“ angeordnet, die durch dazwischenliegende Regionen, die „canyons“ genannt werden, voneinander getrennt sind. Diese „canyons“ erkennt man an der Hautoberfläche als Falten. Sie reichen tief in die Haut hinein (20).

Die Dicke des Stratum corneum beträgt an der dorsalen Seite des Schweineohrs im Durchschnitt 12-18 μm . Die Region ist ähnlich stark behaart wie menschliche Haut (mit Ausnahme der Kopfbehaarung), jedoch sind die Schweinehaare dicker als menschliche Haare (15).

Im Stratum corneum findet man ebenfalls die drei gleichen Hauptfraktionen an Lipiden: Ceramide, freie Fettsäure und Cholesterol. Die Konzentration an Lipiden unterscheidet sich kaum zu der im menschlichen Stratum corneum. Auch hier lagern sich die Lipide in 2 lamellaren Schichten an, die bereits im vorherigen Kapitel beschrieben wurden (21).

Einen wesentlichen Unterschied gibt es in der lateralen Anordnung. Während man beim menschlichen Stratum corneum überwiegend die orthorhombische Anordnung vorliegen hat, dominiert im porzinen Stratum corneum die hexagonale Anordnung. Die Ursache hierfür liegt in der abweichenden Ceramid-Zusammensetzung (21).

Während man beim Menschen 3 Acyl-Ceramide, die mit ihren starken Van-der-Waals-Interaktionen wesentlich zur orthorhombischen Anordnung beitragen, findet, gibt es im porzinen Stratum corneum nur 1 Acyl-Ceramid. Zudem sind die porzinen Ceramide mit kürzeren Fettsäuren verknüpft. Beides führt dazu, dass die Lipide bevorzugt in der hexagonalen Anordnung gepackt sind (21).

Weitere Faktoren, wie zum Beispiel eine geringere Konzentration an NMF („natural moisturizing factor“), tragen dazu bei, dass Schweinehaut allgemein durchlässiger ist für lipophile und hydrophile Substanzen. Die verringerte Barrierefunktion muss daher bei der Interpretation der mit Schweinehaut generierten Daten stets berücksichtigt werden. (22)

2.3 Verwendete Produkte und Materialien

Im folgenden Kapitel werden die verwendeten Produkte aufgelistet und deren Zusammensetzung angegeben.

REMINGTON Model HC-5150 Trimmer

GILLETTE Mach 3 Rasierer

GILLETTE Rasierschaum

Aqua, Triethanolamine, Palmitic Acid, Stearic Acid, Isobutane, Laureth-23, Sodium Lauryl Sulfate, Propane, Parfum, BHT, Eugenol, Geraniol, Coumarin, Citronellol, Linalool, Limonene, Isoeugenol

HIRSCH Flüssigseife

Aqua, Sodium Laureth Sulfate, Cocamidpropyl Betaine, Sodium Chloride, Coco Glucoside, Glyceryl Oleate, Parfum, Geraniol, Citric Acid, Sodium Benzoate, Potassium Sorbate, CI 47005

Mit der Flüssigseife wurde in erster Linie der Effekt von „Sodium Laureth Sulfate“ (SLES) auf die Haut untersucht.

SLES stellt die ethoxylierte Form des SDS dar und wird in diversen Kosmetika als waschaktive Substanz eingesetzt. Aufgrund der Ethoxylierung gilt das SLES als milder und hautfreundlicher (23, 24, 25).

AOK- FEIN-GEFÜHL! Peeling-Creme

Aqua, Sorbitol, Quarz, Lauryl Glycoside, Hydrated Silica, PEG-7 Glyceryl Cocoate, Disodium Cocoamphodiacetate, Camellia Sinensis Leaf Extract, Panax Ginseng Root Extract, Sebacic Acid, 10-Hydroxydecanoic Acid, 1,10- Decanediol, Silica, Acrylates/C10-30 Alkyl Acrylate Crosspolymer, Propylene Glycol, Caramel, Sodium Chloride, Butylene Glycol, Sodium Benzoate, CI 77891

Destilliertes Wasser.

70%iger Alkohol

15%ige (m/m) SDS-Lösung

Natriumdodecylsulfat (SDS) ist ein anionisches Tensid. Als ein solches besitzt es einen amphiphilen Charakter, dass es seinem chemischen Aufbau zu verdanken hat (7, 26).

Es besteht aus einem lipophilen Schwanz, einer Kohlenwasserstoffkette mit 12 C-Atomen, und einem hydrophilen Kopf, einer Sulfatgruppe. Dadurch weist es gute Affinität zu sowohl hydrophilen als auch lipophilen Phasen auf und kann daher vielseitig eingesetzt werden (7, 26).

In der Bioanalytik wird es als Detergenz in der SDS-PAGE verwendet. SDS denaturiert Proteine, dadurch können die Proteine analysiert werden (27).

SDS kommt als waschaktive Substanz in vielen Kosmetika wie Shampoos, Duschgelen und Seifen vor. Es ist aber mittlerweile bekannt, dass es äußerst hautreizend wirkt und negative Einflüsse auf die Haut und ihre Barrierefunktion ausübt (26, 28, 29, 30, 31).

In dieser Arbeit wurde ein 15%ige (m/m) Lösung als positive Kontrolle verwendet, da diese als Standard bei Hautstudien gilt (23).

15%ige (m/m) Lezithin-Lösung

Lezithin ist eine gelblich bis bräunliche Substanz, die zu den Phospholipiden zählt. Sie sind in menschlichen und tierischen Organismen sowie im pflanzlichen Bereich weit verbreitet, wo sie im Aufbau von Zellmembranen beteiligt sind. In der Lebensmittelindustrie werden sie sehr lange eingesetzt (7,32).

Seit neuestem finden sie auch in der pharmazeutischen Industrie und in der Kosmetik als natürlicher Emulgator Verwendung. Chemisch betrachtet stellen sie sn-3-Phosphatidylcholine dar. Ebenso wie das SDS weisen sie einen amphiphilen Charakter auf (32).

Lezithine stellen ein Gemisch aus Phosphatiden und Phospholipiden dar, die wichtige Funktionen im Zellwachstum übernehmen. Das wichtigste ist das Phosphatidylcholin. Ihr polarer Kopf und die lipophilen Fettsäureketten machen ihre Verwendung als Emulgatoren möglich. ein großer Vorteil der Lezithine gegenüber synthetischen Emulgatoren wie das SDS ist ihre ausgeprägte Biokompatibilität (32).

Nur in äußersten Fällen verursachen sie eine allergische Reaktion. Sie gelten als hautfreundlich und verursachen keine Rötung der Haut nach Applikation. Lezithine können wie bereits erwähnt tierischer oder pflanzlicher Herkunft sein (32).

In der vorliegenden Arbeit wurde mit LPC S 65 gearbeitet, bezogen von der Firma Lipoid GmbH. Das S steht für Soja, es handelt sich daher um ein Soja-Lezithin.

Die Schweineohren, die in dieser Arbeit verwendet wurden, wurden von einem lokalen Schlachthaus bezogen. Sie wurden nach der Schlachtung mit Wasser gewaschen und trocken getupft, verschweißt und anschließend bei -20°C eingefroren. Die frischen Schweineohren wurden nach dem Waschen weder eingepackt noch eingefroren, sondern nach 1-2 Stunden vermessen.

Die Probanden der in vivo Messungen waren alle kaukasischen Ursprungs und im Alter von 24-29. Insgesamt waren es 3 Probanden, 2 Frauen und ein Mann. Alle 3 waren zum Zeitpunkt der Messungen vollkommen gesund und litten an keinen Dermatosen.

3. Methoden

3.1 Derma-Unit

Die Derma-Unit SSC 3 von der Firma Courage + Khazaka Electronic GmbH ist ein Kombinationsinstrument aus den 3 Geräten Sebumeter®, Corneometer® und Skin-pH-Meter®. Es ist ein praktisches Instrument, mit dem man die Hautparameter Sebumgehalt, Feuchtigkeit und pH-Wert bestimmen kann (33).

Das Sebumeter® dient zur Bestimmung des Sebumgehalts der Haut. Die Messung

Hautstatus	Kopfhaut, Stirn, T- Region	Haare	Wange, Schläfe, Augenlid	Hals, Rücken, Oberkörper, Mundwinkel	Arme, Beine, Hand, Ellenbogen
Trocken	< 100	< 40	< 70	< 55	0-6
Normal	100-220	40-100	70-180	55-130	< 6
Fettig	>220	>100	>180	>130	-

Tabelle 1: Richtwerte des Sebumgehalts

basiert auf dem Sebumeter®-Messprinzip. Es handelt sich um eine photometrische Methode. Das Gerät ist dafür mit einem Messband ausgestattet, das bei Kontakt mit dem Sebum der Hautoberfläche transparenter wird. Über die Differenz der Transparenz vor und nach Kontakt wird der Wert photometrisch bestimmt (34, 35).

Aus Tabelle 1 kann man die Richtwerte des Herstellers bei einer Raumtemperatur von 20°C und einer Luftfeuchtigkeit von 40-60% entnehmen.

Zur Messung nimmt man die Messkassette aus der Derma Unit® und zieht den Schlitten der Kassette nach hinten. Damit wird ein neues Stück Messband über den Messkopf gezogen. Nun wird ein Nullabgleich durchgeführt, indem man die Messkassette in die vorgesehene Vorrichtung im Gerät drückt. Danach platziert man den Messkopf mit dem Band für 30 Sekunden auf die Hautstelle. Nach den 30 Sekunden drückt man die Kassette wiederum in die Vorrichtung und am Display erscheint der Wert.

Das Corneometer® dient zur Bestimmung des Feuchtigkeitsgehalts der Haut. Die Messung basiert auf einer kapazitiven Methode. Die trockene Haut ist ein dielektrisches Medium; wird es feucht, ändern sich die dielektrischen Eigenschaften. Die Messung beruht auf der Tatsache sehr unterschiedlicher Dielektrizitätskonstanten von Wasser und anderen Stoffen (33).

Der Wassergehalt der Haut ist entscheidend für die Funktion der Haut. Falls die Haut zu viel Wasser verliert, ist die Barrierefunktion beeinträchtigt (34).

Der Hersteller gibt folgende Richtwerte an:

Hautstatus	Innenseite des Unterarms
Sehr trocken	< 30
Trocken	30-45
Ausreichend feucht	>45

Tabelle 2: Richtwerte des Feuchtigkeitsgehaltes

Zur Messung platziert man einfach den Messstab vertikal auf die zu messende Hautstelle mit leichtem Druck. Auf dem Display erscheint nach bereits 1 Sekunde „H“

und der Messwert in absoluten Zahlen. Bei wiederholter Messung muss darauf geachtet werden, dass nicht zweimal hintereinander dieselbe Stelle gemessen wird, da es durch Okklusion zu einer Verfälschung des Ergebnisses kommt (höher als eigentlicher Wert).

Das Skin-pH-Meter® dient zur Bestimmung des Haut pH-Wertes. Das Skin- pH - Meter ist speziell entwickelt worden, um einfach, schnell und sehr exakt die Messung durchzuführen. (33)

In der folgenden Tabelle 3 und 4 sind die Richtwerte vom Hersteller bei einer Raumtemperatur von 20°C und einer Luftfeuchtigkeit von 40-60% angegeben:

pH-Wert	< 3,5-4,0	4,3	4,5-5,5	>5,7
Männer	saurer Bereich	normaler Bereich		basischer Bereich
Frauen	saurer Bereich		normaler Bereich	basischer Bereich

Tabelle 3: Richtwerte des pH-Wertes

Zur Messung wird die Messsonde auf die Haut platziert und der Knopf am Griff gedrückt bis der Wert am Display der Derma Unit® angezeigt wird. Zwischen den Messungen wird die Sonde mit destilliertem Wasser feucht gehalten.



Abbildung 7: Derma-Unit

3.2 Biox AquaFlux®

Der Biox AquaFlux® ist ein Messinstrument zur Bestimmung des transepidermalen Wasserverlusts. Der TEWL wird in der Einheit $\text{g/m}^2/\text{h}$ angegeben (36,37).

Durch die Ermittlung des TEWL kann man Rückschlüsse über die Barrierefunktion der Haut ziehen. Bei einer intakten Haut sind in der Regel niedrige TEWL-Werte zu verzeichnen. Höhere Werte liegen vor, wenn die Barrierefunktion aufgrund von Dermatosen oder anderen Störfaktoren geschädigt ist (35, 38).

In der pharmazeutischen und kosmetischen Industrie wird häufig die Messung des TEWL durchgeführt um die Auswirkung von topisch applizierten Produkten auf die Barriere zu erfassen (38).

Der Biox AquaFlux® besteht aus einem Messstab, der am Kopf eine Messkappe enthält, in der sich die Messkammer mit dem Kondensator befindet. Kammer und Kondensator bilden das Herzstück. Der Kondensator wird konstant auf einer Temperatur von $-7,65^\circ\text{C}$ gekühlt, sodass sich hier eine geringe Menge an Eis bildet. Für die Messung wird der Messstab möglichst vertikal mit der Messkappe voran auf die Haut platziert. Es entsteht nun eine geschlossene Kammer, die den Wasserdampf von der Haut einschließt. Dadurch bildet sich ein Feuchtigkeitsgradient ausgehend von der Haut (hohe Feuchtigkeit) zum Kondensator (niedrige Feuchtigkeit). Der Wasserdampf diffundiert entlang dieses Gradienten und bildet zusätzliches Eis am Kondensator. Je mehr Eis sich am Kondensator bildet umso höher ist der Wasserverlust über die Haut. Dies ist das Prinzip des Biox AquaFlux® (36).

Das Gerät ist über ein Netzkabel mit dem Computer verbunden. Über die Software AquaFlux® V6.2 läuft dann die Messung, die eine Kurve über den Verlauf liefert und nach Beendigung der Messzeit den Wert angibt (36).

3.3 Biox Epsilon®

Mit diesem Gerät kann die dielektrische Leitfähigkeit ϵ gemessen werden, die ein Maß für die Hautfeuchtigkeit ist. Der Sensor wird auf die Hautoberfläche platziert und dadurch Bilder gewonnen (39, 40).

Das Epsilon® beruht wie das Corneometer® auf einer kapazitiven Methode. Beide liefern Information über die Hautfeuchtigkeit, wobei das Epsilon zusätzlich ein Bild liefert. Es wurde zudem validiert, dass beide Geräte zu vergleichbaren Ergebnissen kommen (39).

Vor der Anwendung muss der Sensor an dem Computer angeschlossen werden und die Software Biox Epsilon V2 gestartet werden. Hier kann man verschiedenen Parameter einstellen. Zur Messung klickt man auf den Start-Button und drückt den Sensor auf die Haut, bis der grüne Balken auf dem Monitor 100% erreicht

Nach der zuvor eingestellten Zeit wird ein Bild der Hautoberfläche generiert und man erhält einen ϵ -Wert. Helle Stellen sind ein Zeichen für hohe Feuchtigkeit.

Die Messung dauert in etwa 5 Sekunden, es kommt daher zur Okklusion. Aus diesem Grund darf man nicht zweimal hintereinander auf derselben Stelle messen, da dies zu falsch erhöhten Werten führt.

3.4 Raman-Spektroskopie

In der Raman-Spektroskopie werden wie bei der IR-Spektroskopie mithilfe energieärmerer Strahlung in Molekülen Schwingungen angeregt, die für bestimmte Atomgruppen charakteristisch sind. Aus diesem Grund eignen sich beide Methoden zur Identifizierung funktioneller Gruppen und daher zur qualitativen Analyse (41).

Die Raman-Spektroskopie beruht im Gegensatz zur IR-Spektroskopie auf der inelastischen Streuung von Licht. Das Raman-Spektrum ist somit ein Emissionsspektrum (41).

Die Strahlungsenergie wird in der Wellenzahl angegeben. Sie ist der Kehrwert der Wellenlänge und wird in der Einheit cm^{-1} angegeben. Sie gibt die Zahl der Schwingungen einer Welle pro cm an. Das Spektrum ist wie beim IR in zwei Bereiche unterteilt. Der Wellenzahlbereich unter 1400 cm^{-1} wird als fingerprint-Bereich bezeichnet, der Bereich über 1400 cm^{-1} als charakterisierbarer Bereich (41).

Die Anregung erfolgt mit einem monochromatischen Laser indirekt über die Elektronenhülle. Die Energie des Lasers ist so gering, dass es nicht zu einer Absorption kommt. Bei einem geringen Teil der Strahlung verursacht der Aufprall der Photonen die Anregung von Valenzelektronen in ein virtuelles Energieniveau, das energetisch unterhalb des Energiezustands der Elektronenanregung liegt. Dieser virtuelle Zustand ist nicht gequantelt, das heißt die Energie des Moleküls kann abhängig von der Strahlungsfrequenz einen beliebigen Wert zwischen Grund- und elektronisch angeregten Zustand annehmen (41).

Bei der Relaxation kommt es in der Regel zur Aussendung eines Photons mit unveränderter Energie und Frequenz, die man Rayleigh-Streuung nennt. Bei dieser Art von Streuung handelt es sich um eine elastische, da die Anregung gleich der Emission ist. Im Raman-Spektrum ist sie das Signal mit der stärksten Intensität (41).

Ein kleiner Anteil entfällt auf eine inelastische Streuung. Dies ist die Raman-Streuung. Diese wurde von Sir Raman entdeckt und er erhielt dafür 1930 den Nobelpreis für Physik (41).

Wenn das Photon nach der Relaxation einen angeregten Zustand einnimmt, weist die emittierte Strahlung eine geringere Energie auf. Dies nennt man Stokes-

Strahlung. Wird das Photon aber bereits aus einem angeregten Zustand angeregt und die Relaxation erfolgt auf den Schwingungszustand, so ist dessen Energie höher als die der Anregungsstrahlung. Dies nennt man Anti-Stokes-Streuung (41).

Im Raman-Spektrum verschieben sich Stokes- und Anti-Stokes-Linien bezogen auf die Rayleigh-Strahlung um den gleichen Energiebetrag. Beide Raman-Streuungen weisen eine deutlich niedrigere Intensität als die Rayleigh-Strahlung auf. Zusätzlich sind die Stokes-Linien intensiver als die Anti-Stokes-Linien, da bei Raumtemperatur die meisten Moleküle sich im nichtangeregten Zustand befinden (41).

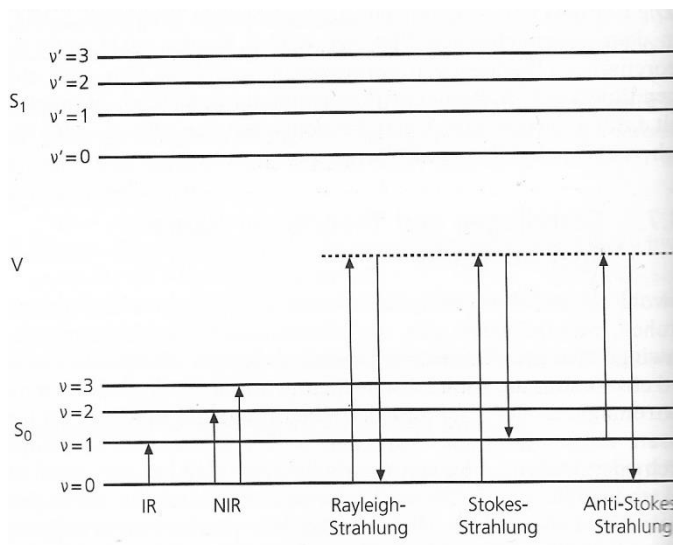


Abbildung 8: Raman-Anregung (41)

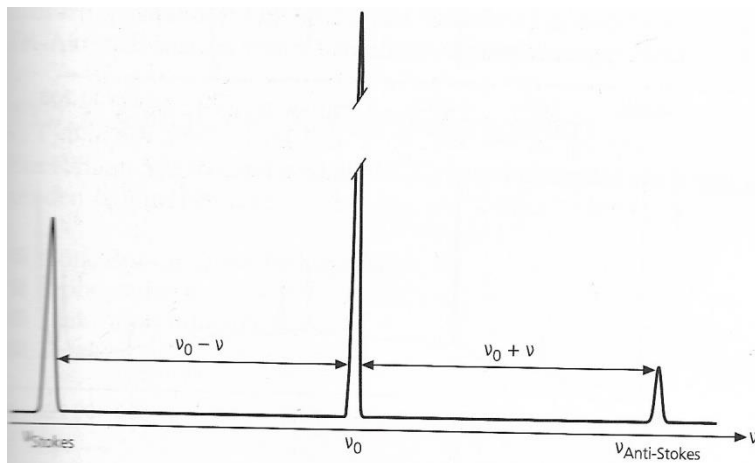


Abbildung 9: Raman-Frequenzverschiebung (41)

Damit Moleküle von der Raman-Spektroskopie erfasst werden können, müssen sie Raman-aktiv sein. Hier ist eine Änderung der Polarisierbarkeit notwendig. Das bedeutet, dass es zu einer Verschiebung der Bindungselektronen um die Bindung

nach Bestrahlung mit dem Laser kommen muss, gefolgt von Strahlungsemission bei der Relaxation (41).

Ein Raman-Spektrometer ist aus folgenden Bestandteilen aufgebaut:

- Monochromatische Lichtquelle
- Probenhalterung
- Spektralphotometer
- Detektor

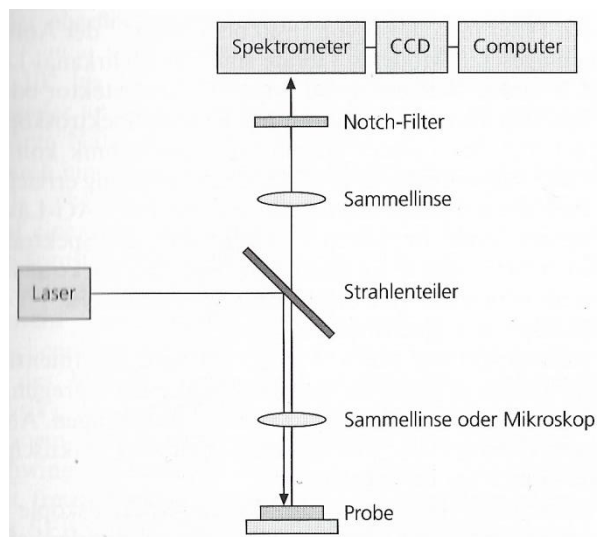


Abbildung 10: Schematischer Aufbau eines Ramanspektrometers (41)

Im Rahmen dieser Arbeit wurde mit dem Raman-Spektrometer „gen2 Skin Composition Analyzer“ der Firma River Diagnostics gearbeitet. Es ist explizit für die Arbeit mit der Haut bestimmt. Diese Ramanmethode stellt eine nicht-invasive Methode zur Vermessung der Haut dar.

Zur Messung legt man das Schweineohr oder den Unterarm auf den Messkristall. Über das mikroskopische Videobild wird eine geeignete Stelle ausgewählt. Danach stellt man den Fokus richtig ein indem man die im Programm erscheinenden Banden beurteilt. So stellt man sicher, dass der Laser genau von der Hautoberfläche aus zu messen beginnt.

Das Gerät ist auf zwei Wellenbereiche voreingestellt: die „high wave number“ bei 671 nm und dem „Fingerprint“ Bereich bei 785 nm. Der high wave number-Bereich dient

zur Bestimmung des Wassergehalts im Stratum corneum, hier werden vor allem OH-Banden erfasst und analysiert (41).

Im Fingerprint-Bereich erfasst man den Bereich von 400-2000 cm^{-1} und dieser dient zur Bestimmung der einzelnen Hautkomponenten wie NMF, Harnstoff, Ceramide und Cholesterol. Zusätzlich kann man im Fingerprint-Bereich topisch applizierte Substanzen erfassen, wenn sie Signale aufweisen, die sich von den Hautsignalen unterscheiden, wie zum Beispiel das SDS (16).

Ein weiterer wichtiger Vorteil dieser speziellen Raman-Methode besteht darin, dass man ein Tiefenprofil der Haut erstellen kann. Der Laser startet an der Hautoberfläche und misst bis zu einer vorgegebenen Tiefe in die Haut hinein. Durch ein externes Programm, den „skin-tool Analyzer“ kann über einen speziellen Algorithmus semiquantitativ der Gehalt der einzelnen Hautkomponenten sowie der Wassergehalt ausgewertet werden (42).

Dadurch kann man physiologische und pathologische Zustände der Haut identifizieren und analysieren, zum Beispiel die Auswirkung chemischer oder mechanischer Noxen auf die Haut (42).

4. Experimenteller Teil

Die Schweineohren wurden stets nach derselben Vorgehensweise präpariert. Am Vortag der Messungen wurden sie zum Auftauen in den Kühlschrank gelegt, sodass sie für mindestens 18 Stunden auftauten. Am Tag der Messungen wurden sie dann für mindestens 1 Stunde zum Akklimatisieren bei Raumtemperatur gelagert.

Im Anschluss wurden sie enthaart und geeignete Stellen für die Messungen ausgesucht. Danach wurden die einzelnen Versuche an den Schweineohren durchgeführt.

Bei den biophysikalischen Messungen konzentrierten wir uns auf die folgenden Parameter:

- pH-Wert
- Feuchtigkeitsgehalt
- TEWL
- Permittivität

Jedes Ohr wurde an 3 geeigneten Stellen vermessen, sodass wir stets ein n von mindestens 9 hatten. Aus diesen Einzelmessungen wurde dann Mittelwert und Standardabweichung ermittelt.

Für die Ramanspektroskopie wurde ebenfalls jedes Ohr beziehungsweise der Unterarm in vivo an 3 geeigneten Stellen vermessen. Die Einstellungen am Gerät waren wie folgt:

Wellenlänge: **671** nm

Exposure time: 1 sec

Number of frames: 1

Tiefe: 0-40 μm

Steps: 2

Diese Einstellungen wurden für die **high wave number** Messungen gewählt. Sie diente zur Bestimmung des Wassergehalts.

Folgende Einstellungen wurden für die **fingerprint** Messungen gewählt. Sie diente der Bestimmung der einzelnen Hautkomponenten. Bei der Auswertung wurde der Fokus auf NMF (natural moisturizing factor), Cholesterol, Ceramide und Harnstoff gelegt. Beim Waschen mit SDS-Lösung wurde zusätzlich auch SDS bestimmt.

Wellenlänge: **785** nm

Exposure time: 5 sec

Number of frames: 1

Tiefe: 0-40 μm (30 μm in vivo)

Steps: 2

4.1 Vorversuche

Die Vorversuche dienten in erster Linie dazu ein Gefühl für die verschiedenen Hautparameter der Schweineohren zu entwickeln. Gleichzeitig wurde der Unterschied zwischen Entfernen der Haare mit einer Nagelschere und einem Trimmer untersucht.

Es ist üblich, dass man die Borstenhaare des Schweineohrs entfernt, da diese bei den Messungen stören. Dazu wird gerne zur Nagelschere gegriffen, mit der man dann vorsichtig die Haare abschneidet ohne dabei die Hautoberfläche zu verletzen (16, 43).

Da man meist nur würfelgroße Stücke des Schweineohrs zum Vermessen verwendet, ist das Schneiden mit der Nagelschere in der Regel schnell erledigt. Möchte man jedoch möglichst das ganze Ohr verwenden, ist das Schneiden mit der Nagelschere extrem zeitaufwendig und die Wahrscheinlichkeit, dass Ohr zu verletzen dementsprechend höher.

Mit einem Trimmer verringert sich der Zeitaufwand erheblich. Zusätzlich dürfte es bei vorsichtiger Handhabung zu keiner nennenswerten Schädigung der Haut kommen, da der Trimmer die Haare circa 0,5 mm über der Hautoberfläche kürzt und der

Ansatz somit nicht in direktem Kontakt zur Haut steht. Das war die Prämisse. Es wurde stets nach Vorschrift eines zuvor ausgearbeiteten Protokolls vorgegangen.

Beim Trimmen wurde so vorgegangen, dass das Ohr über den Zeigefinger gebogen wurde und der Trimmer mit möglichst wenig Kontakt am Haaransatz angelegt wurde und die Haare entfernt wurden.

Bei den Vorversuchen wurden 4 Ohren getrimmt und weitere 4 Ohren mit der Nagelschere enthaart. Anschließend wurden die biophysikalischen Messungen durchgeführt und die Ergebnisse miteinander verglichen.

In einer zweiten Vorversuchsreihe verwendeten wir „frische“ Ohren. Damit meinen wir Schweineohren, die nicht eingefroren wurden. Es wurden die bereits genannten Methoden verwendet (Derma-Unit, Biox AquaFlux, Biox Epsilon, Raman).

Ziel war es herauszufinden, ob es einen messbaren Unterschied zwischen „frische“ und aufgetauten Ohren gibt. Des Weiteren findet man in der Literatur praktisch keine Daten oder Information über die Hautparameter von frischen Ohren, da in der Forschung vorrangig mit aufgetauten Schweineohren gearbeitet wird.

4.2 Erste Waschvorgänge

Nach den Vorversuchen, bei denen die Ohren unbehandelt vermessen wurden, haben wir bei diesen Versuchen die Ohren vor den Messungen gewaschen. Für die Anwendung von Messmethoden wie der Corneometrie, der Bestimmung des TEWL oder des kapazitätsbasierten Sensors mussten die Haare auf der dorsalen Seite der Schweineohren sorgfältig entfernt werden.

Nach gelungener Entfernung der Haare wurden die Ohren verschiedenen Waschvorgängen unterzogen, bevor die Messung erfolgte. Die getesteten Waschvorgänge beinhalteten Waschen mit destilliertem Wasser (als positive Kontrolle), mit 15 %-iger (m/m) SDS-Lösung, mit 15 %-iger (m/m) Lezithin S LPC65-Lösung, mit einer kommerziell erhältlichen Flüssigseife (Hirsch®, SLES-haltig) sowie mit Waschalkohol (Ethanol 70% V/V).

Um den Waschvorgang zu simulieren wurde ein regelmäßiges Hautareal mit Marker gekennzeichnet. Dann wurde die jeweilige Waschsubstanz im Überschuss (ca. 0,05 g/cm² bzw. 50 mg/cm²) mit Hilfe einer Spritze eingewogen und gleichmäßig aufgetragen.

Mit Hilfe eines gesättigten Fingerlings wurde die Waschsubstanz nun 60 Sekunden lang mit kreisenden Bewegungen in die Haut einmassiert. Die jeweiligen Waschsubstanzen wurden im Anschluss mit Wasser abgewaschen und die Haut wurde mit Zellstofftupfern vorsichtig trockengetupft. Nur im Fall des Waschalkohols wurde auf das Abwaschen von Substanzresten verzichtet, um den gängigen Desinfektionsvorgang auf authentische Weise zu simulieren.

Im Anschluss wurde die trockene und saubere Haut mit den oben genannten Messmethoden vermessen. Um einen Überblick auf den Effekt der Waschvorgänge und die natürlichen Schwankungen der Hautparameter in vitro zu gewinnen, wurde zunächst eine größere Anzahl an Messungen durchgeführt.

Hintergrundgedanke bei diesen Versuchen waren allgemeine Annahmen, die man über den Einfluss verschiedener Waschmittel an die Haut hat entweder zu bestätigen oder zu widerlegen. Um eine höhere statistische Signifikanz zu erreichen wurde pro Waschmittel mit je 4 Ohren gearbeitet, wobei jeder Parameter dreimal gemessen wurde um somit ein n von mindestens zwölf zu haben.



Abbildung 11: getrimmtes Ohr mit Markierung

Abbildung 11 zeigt exemplarisch ein Ohr, an dem die Versuche durchgeführt wurden. Das aufgetaute Ohr wurde getrimmt und in dem markierten Feld die Waschsubstanz aufgetragen. Im Anschluss wurde die Fläche vermessen.

4.3 Vorher/Nachher Waschvorgänge

Die zweite Versuchsreihe knüpfte an die erste an. Im Gegensatz zur ersten Versuchsreihe, bei der die Ohren nur nach dem Waschen vermessen wurden, wurden in der zweiten Versuchsreihe die Parameter auch vor den Waschvorgang gemessen.

Wie üblich, wurden die Ohren zunächst mit dem Trimmer enthaart und im Anschluss eine möglichst verletzungsfreie Fläche auf dem Ohr markiert. In dieser Fläche wurden nun geeignete Stellen für die jeweiligen Parameter bestimmt. Dafür wurde das Ohr als Schablone auf eine Overheadfolie abgezeichnet. Die Messstellen wurden auf der Folie markiert und bei den Messvorgängen stets unmittelbar davor auf das Ohr gelegt. So wurde sichergestellt, dass dieselben Parameter auf derselben Stelle wie vor und nach dem Waschen bestimmt wurde.

Die Waschmittel blieben unverändert. Nach der Markierung wurden im nächsten Schritt die jeweiligen Hautparameter mit den bereits beschriebenen Methoden bestimmt und notiert. Danach wurde das Ohr in der Fläche mit dem jeweiligen Waschmittel gewaschen. Wiederum wurde das Ohr 60 Sekunden lang mit einem gesättigten Fingerling mit kreisenden Bewegungen massiert. Überschüssiges Waschmittel ist unter laufendem Wasser abgespült worden. Einzig beim Waschen mit verdünntem Alkohol wurde auf das Abspülen verzichtet um einen möglichst realitätsnahen Desinfektionsvorgang zu simulieren.

Nach dem Abspülen wurden die Ohren noch trocken getupft und für zehn Minuten ruhen gelassen. Im Anschluss der zehnminütigen Wartezeit wurden die Hautparameter erneut bestimmt und zwar auf denselben Stellen wie vor den Waschgängen mit Hilfe der Folie.

Ziel dieser Versuchsreihe war es zu sehen, ob man einen direkten Effekt der Substanzen auf die Hautparameter erkennen kann. Um Zufall auszuschließen wurde auch eine Kontrollreihe durchgeführt, bei der nicht gewaschen wurde. Wir stellten die

Hypothese auf, dass ein Waschvorgang mit 60 Sekunden keinen allzu negativen Einfluss auf die Haut haben dürfte.

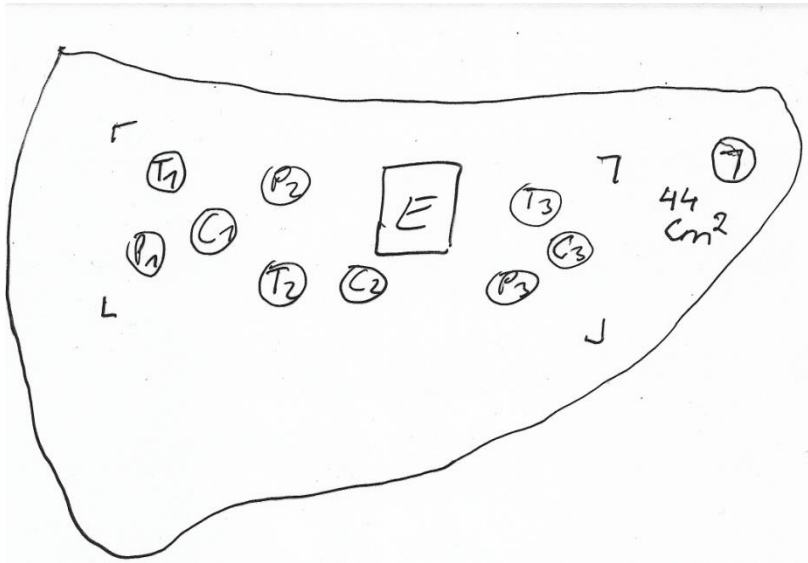


Abbildung 12: Vorlage der Vorher/Nachher-Messungen

Abbildung 12 zeigt die Vorgehensweise bei dieser Versuchsreihe. An den entsprechenden Punkten wurden die Messungen vor und nach dem Waschen durchgeführt.

Die Kreise, die mit T 1-3 beschriftet sind, stehen für die Stellen, an denen der TEWL gemessen wurde

P1-3 steht für die Stellen, an denen der pH-Wert gemessen wurde.

C1-3 markiert die Messungen des Feuchtigkeitsgehalts mittels Corneometer®.

An E wurde mit dem Biox Epsilon ein Bild aufgenommen und somit die Permittivität bestimmt.

4.4 Kombination Waschen mit Rasur

Bei der dritten Versuchsreihe wurde der Einfluss einer Nassrasur plus anschließendes Waschen auf die Haut untersucht. Das Protokoll, nachdem gearbeitet wurde, unterschied sich in einem Punkt von dem vorherigen Versuch ohne Rasur. Das Ohr wurde vor den Waschvorgängen zusätzlich rasiert. Davor wurde noch eine „infinite dose“ an Rasierschaum aufgetragen.

Protokoll Vorher-Nachher-Versuche: mechanischer + chemischer Schaden:

1. Abtauen, trimmen
2. Vorher-Messung
3. Rasur: infinite dose Rasierschaum → dünner Film auf der Haut, 3 x Rasieren (gegen Wuchsrichtung, mit, wieder gegen Wuchsrichtung) → Ohr wie beim Trimmen über den Finger biegen um besser an der Hautoberfläche zu rasieren, Schaum mit Wasser Abspülen
4. Trockentupfen mit Wattepad, im Anschluss Waschvorgang starten
5. Waschvorgang: mit definierter Menge, direkt nach Waschen mit Wasser trockentupfen.
6. 10 Min warten, Messen

Die Waschsubstanzen blieben die gleichen. Pro Substanz wurden vier Ohren behandelt. Zusätzlich wurde eine Reihe von Ohren nur rasiert ohne anschließendes Waschen als Kontrolle gemacht. Es wurde zudem festgelegt, dass die Rasierklingen nach jedem vierten Ohr ausgetauscht werden.

4.5 Vollbad mit SDS

Bei diesen Versuchsreihen haben wir die Kombination aus chemischer und mechanischer Behandlung der Haut in einer Langzeitexposition untersucht. Das Experiment sollte das Baden simulieren. Als Badewasser wurde die 15%ige SDS-Lösung eingesetzt.

Die Lösung wurde stets frisch vor dem Versuchsstart hergestellt und in ein ausreichend großes Becherglas vorgelegt. Im nächsten Schritt wurden die Ohren mechanisch behandelt mit folgenden 4 Methoden: Trimmen, Rasieren, Peelen und Tape-Stripping.

Die getrimmten Ohren dienten als Kontrollohren, da bereits festgestellt wurde, dass durch das Trimmen die Barrierefunktion nicht geschädigt wird. Im Anschluss wurden die Ohren in das mit der SDS-Lösung befüllte Becherglas gelegt. Zum Schluss wurde das Becherglas in ein auf 32°C temperiertes Wasserbad platziert, weil ein authentisches Bad ebenfalls bei höheren Wassertemperaturen genommen wird.

Mithilfe des Ramanspektrometers wurde die Eindringtiefe von SDS in die Haut bestimmt sowie die Konzentration des SDS in Abhängigkeit von der Hauttiefe semiquantitativ ermittelt. Dabei wurde von der Annahme ausgegangen, dass je tiefer das SDS eindringt und desto höher seine Konzentration in den tieferen Hautschichten ist die Haut stärker beschädigt sein muss.

Es wurde streng nach einem zuvor erarbeiteten Protokoll gearbeitet. Als Messzeitpunkte wurden 30, 60 und 90 Minuten festgelegt. Pro Versuchsreihe wurden 4-5 Ohren eingesetzt.



Abbildung 13: Versuchsaufbau der Vollbad-Reihe

Abbildung 13 zeigt den Aufbau dieser Versuchsreihe.

4.5.1 Protokoll Vollbad mit 15%iger SDS-Lösung (m/m) -Kontrolle

Folgendes Protokoll wurde angewendet:

1. Ohr für circa 16 h im Kühlschrank auftauen lassen
2. Ohr **trimmen** und für circa 1 h akklimatisieren lassen
3. 250 ml-Becherglas bis circa 100-125 ml mit der SDS-Lösung auffüllen
4. Ohr gerollt hineinlegen, sodass die dorsale Seite (=die getrimmte, auf der die Messungen durchgeführt werden) zum Becherrand schaut.
5. Becherglas in das temperierte Wasserbad ($32^{\circ}\text{C}\pm 0,5$) stellen
6. Timer aktivieren. Nach 30 Minuten für die erste Messung stoppen
7. Ohr vorsichtig aus dem Becherglas nehmen.
8. Ohr auf beiden Seiten unter laufendem Wasser abspülen. Rückseite 15-20 Sekunden, die dorsale Seite 20-30 Sekunden abspülen.
9. Ohr auf beiden Seiten mit Küchenrolle ordentlich abtrocknen. Mit Druck die Küchenrolle auflegen und trocknen.
10. Das Ohr nun in 2 Lagen Küchenrolle legen und so zum Spektrometer transportieren.
11. Das Ohr auf der dorsalen Seite nochmals mit einem „Kimwipes-Kimtech“ abtupfen.
12. Ohr auf den Messkristall legen. Mit einem Trinkglas das Ohr beschweren. Messung durchführen (4 mal „*fingerprint*“ und 3 mal „*high wave number*“ pro Intervall)
13. Nach erfolgreicher Messung das Ohr wieder in Becherglas stellen (wie bei Schritt 4 beschrieben).
14. Timer wieder aktivieren (weiterlaufen lassen). Nach 60 Minuten stoppen.
15. Schritt 7-14 wiederholen bis 90 Minuten erreicht sind

Ad Schritt 4: das Ohr soll nicht am Rand des Becherglases ansaugen.

Je nach Bedarf wurde frische SDS-Lösung nachgefüllt. Nach 60 Minuten wurde der Flüssigkeitsstand auf circa 100 ml abgelassen und mit frischer SDS-Lösung wieder auf etwa 125 ml (ursprünglichen Flüssigkeitsstand) aufgefüllt.

Das Becherglas wurde mit ausreichend SDS-Lösung gefüllt, um ein vollständiges Benetzen der Ohren-Messfläche zu gewährleisten. Hierbei wurden bewusst 2 cm

Abstand zum Schnitttrand des Ohres gehalten, um eine seitliche Diffusion und ein Vollaugen des Gewebes mit SDS-Lösung zu vermeiden (siehe Abbildung 12).

Bei den Kontrollohren wurde demzufolge nur die Auswirkung der SDS-Lösung auf die Haut im Zuge einer Langzeitexposition untersucht. Dadurch war es uns möglich herauszufinden, ob eine mechanische Behandlung vor dem Baden synergistisch wirkt.

4.5.2 Vollbad mit Rasur

Protokoll Vollbad mit 15%iger SDS-Lösung (m/m) **+Rasur**

1. Ohr für ca. 16 h im Kühlschrank auftauen lassen
2. **Ohr rasieren.** Eine „infinite dose“ an Rasierschaum auftragen. Zuerst gegen, dann in und zum Schluss wieder gegen Wuchsrichtung.
3. Das rasierte Ohr unter laufendem Wasser abwaschen und gut abtrocknen.
4. Ohr für ca. 1 h akklimatisieren lassen.
5. 250 ml-Becherglas bis ca. 100-125 ml mit der SDS-Lösung auffüllen
6. Ohr gerollt hineinlegen, sodass die dorsale Seite (=die rasierte, auf der die Messungen durchgeführt werden) zum Becherrand schaut.
7. Becherglas ins temperierte Wasserbad ($32^{\circ}\text{C} \pm 0,5$) stellen
8. Timer aktivieren. Nach 30 Minuten für die erste Messung stoppen
9. Ohr vorsichtig aus dem Becherglas nehmen.
10. Ohr auf beiden Seiten unter laufendem Wasser abspülen. Rückseite 15-20 Sekunden, die dorsale Seite 20-30 Sekunden abspülen.
11. Ohr auf beiden Seiten mit Küchenrolle ordentlich abtrocknen. Mit Druck die Küchenrolle auflegen und trocknen.
12. Das Ohr nun in 2 Lagen Küchenrolle legen und so zum Spektrometer transportieren.
13. Das Ohr auf der dorsalen Seite nochmals mit einem „Kimwipes-Kimmtech“ abtupfen.
14. Ohr auf den Messkristall legen. Mit einem Trinkglas das Ohr beschweren. Messung durchführen (4 mal „*fingerprint*“ und 3 mal high „*wave number*“ pro Intervall)
15. Nach erfolgreicher Messung das Ohr wieder in Becherglas stellen (wie bei Schritt 4 beschrieben).

16. Timer wieder aktivieren (weiterlaufen lassen). Nach 30 Minuten stoppen.
17. Schritt 7-14 wiederholen bis 90 Minuten erreicht sind

Es wurden dieselben Rasierklingen und derselbe Rasierschaum wie bei den vorherigen Versuchsreihen verwendet. Das Schema der Rasur blieb unverändert. Auf das Trimmen wurde verzichtet.

4.5.3 Vollbad mit Peeling

Protokoll **Peeling** und anschließendes Vollbad mit 15%iger SDS-Lösung(m/m)

1. Ohr für ca. 12-16 h im Kühlschrank auftauen lassen
2. Ohr trimmen und für mindestens 1 h akklimatisieren lassen
3. Overheadfolie auf das Ohr legen und eine rechteckige Fläche einzeichnen. Fläche in cm² notieren.
4. Das Ohr mit wenig Wasser anfeuchten. Überschüssiges Wasser abrinnen lassen.
5. Eine definierte Menge an Peeling-Produkt auftragen: 0,05 g/cm². Peeling-Produkt wird auf einem tarierten Uhrglas eingewogen.
6. Mit einem gesättigten Fingerling Peeling-Produkt auf die markierte Fläche auftragen.
7. Peeling-Produkt 1 Minute lang einmassieren
8. Nach dem Einmassieren das Ohr unterlaufendem Wasser gründlich abwaschen. Anschließend trocken tupfen.
9. 250 ml-Becherglas bis ca. 125 ml mit der SDS-Lösung auffüllen
10. Ohr gerollt hineinlegen, sodass die dorsale Seite (=die epilierte, auf der die Messungen durchgeführt werden) zum Becherrand schaut.
11. Becherglas ins temperierte Wasserbad (32°C±0,5) stellen.
12. Timer aktivieren. Nach 30 Minuten für die erste Messung stoppen
13. Ohr vorsichtig aus dem Becherglas nehmen.
14. Ohr auf beiden Seiten unterlaufendem Wasser abspülen. Rückseite 15-20 Sekunden, die dorsale Seite 20-30 Sekunden abspülen.
15. Ohr auf beiden Seiten mit Küchenrolle ordentlich abtrocknen. Mit Druck die Küchenrolle auflegen und trocknen.

16. Das Ohr in 2 Lagen Küchenrolle legen und so zum Spektroskop transportieren.
17. Das Ohr auf der dorsalen Seite nochmals mit einem „Kimwipes-Kimmtech“ abtupfen.
18. Ohr auf den Messkristall legen. Mit einem Trinkglas das Ohr beschweren. Messung durchführen (4 mal „*fingerprint*“ und 3 mal high „*wave number*“ pro Intervall)
19. Nach erfolgreicher Messung das Ohr wieder in Becherglas stellen (wie bei Schritt 9 beschrieben).
20. Timer wieder aktivieren (weiterlaufen lassen). Nach 60 Minuten stoppen.
21. Schritt 9-19 wiederholen bis 90 Minuten erreicht sind

Als Nächstes wurde der Effekt von Peeling auf die Hautbarriere untersucht. Dazu wurde ein haushaltsübliches Produkt aus einer Drogerie verwendet. Unser Produkt war: „**AOK Feingefühl Peeling mit Seesand**“. Laut Hersteller ist es für Mischhaut und unreine Haut geeignet. Es verspricht abgestorbene Hautschüppchen mithilfe von feinstem Seesand zu entfernen sowie die Poren zu öffnen und zu befreien. Dadurch sollen Unreinheiten, neue Pickel und Mitesser wirksam vorgebeugt werden. Das Ergebnis soll ein sichtbar verfeinertes Hautbild sein.

Empfohlene Anwendung: 1-2-mal pro Woche auf das gereinigte und angefeuchtete Gesicht auftragen und sanft einmassieren. Anschließend mit viel Wasser gründlich abspülen.

Bei der Durchführung der Versuche hielten wir uns an diese empfohlene Anwendung um es möglichst authentisch und realitätsnahe zu simulieren. Um es reproduzierbar zu machen wurde eine definierte Menge aufgetragen. Wie bei den Waschvorgängen wurde eine geeignete Fläche auf einer Schablone eingezeichnet und anhand dieser Fläche eine entsprechende Einwaage genommen.

4.5.4 Vollbad mit Tape-stripping

Protokoll **tape-stripping** mit Vollbad in 15%iger SDS-Lösung (m/m)

1. Ohr für ca. 16 h im Kühlschrank auftauen lassen
2. Ohr trimmen und für ca. 1 h akklimatisieren lassen
3. Eine geeignete Stelle zum Tape-stripping wurde am Ohr ausgewählt. Auf dieser Stelle 10 Tapes nacheinander aufkleben und abziehen.
4. Auf einer Schablone das Ohr sowie die behandelte Stelle abzeichnen.
5. 250 ml-Becherglas bis ca. 100-125 ml mit der SDS-Lösung auffüllen
6. Ohr gerollt hineinlegen, sodass die dorsale Seite (=die getrimmte, auf der die Messungen durchgeführt werden) zum Becherrand schaut.
7. Becherglas ins temperierte Wasserbad ($32^{\circ}\text{C} \pm 0,5$) stellen
8. Timer aktivieren. Nach 15 Minuten für die erste Messung stoppen
9. Ohr vorsichtig aus dem Becherglas nehmen.
10. Ohr auf beiden Seiten unter laufendem Wasser abspülen. Rückseite 15-20 Sekunden lang, die dorsale Seite 20-30 Sekunden abspülen.
11. Ohr auf beiden Seiten mit Küchenrolle sorgfältig abtrocknen. Mit Druck die Küchenrolle auflegen und trocknen.
12. Das Ohr in 2 Lagen Küchenrolle legen und so zum Spektrometer transportieren.
13. Das Ohr auf der dorsalen Seite nochmals mit einem „Kimwipes-Kimmtech“ abtupfen.
14. Ohr auf den Messkristall legen. Mit einem Trinkglas das Ohr beschweren. Messung durchführen (3 mal „*fingerprint*“ und 3 mal high „*wave number*“ pro Intervall)
15. Nach erfolgreicher Messung das Ohr wieder in Becherglas stellen (wie bei Schritt 4 beschrieben).
16. Timer wieder aktivieren (weiterlaufen lassen). Nach 30 Minuten stoppen.
17. Schritt 7-14 wiederholen bis 120 Minuten erreicht sind

Das Tape-stripping stellt die intensivste Methode der Hautschädigung dar. In der Forschung wird es gerne eingesetzt um die Hautpenetration von Wirkstoffen zu ermitteln. Dazu werden meist zwischen 20-30 1 cm² große Klebestreifen nacheinander mit konstantem Druck auf eine geeignete Hautstelle aufgeklebt und in

einem schnellen Zug abgezogen. Dadurch werden nach und nach die Zellschichten des Stratum corneums abgezogen.

Im Anschluss wird der Proteingehalt der einzelnen Klebestreifen mit einem NIR-Densitometer bestimmt. Über den Proteingehalt kann man Rückschlüsse auf die Dicke des Stratum corneum ziehen (44-48).

Es wurde für das Experiment pro Ohr mit 10 Klebestreifen der Marke Corneofix® gearbeitet da damit eine stark verletzte Haut simuliert werden kann.

4.6 in-vivo Versuche

Als Abschluss der vorliegenden Arbeit sollten die zuvor gesammelten in vitro Daten durch in vivo Messungen überprüft werden.

Der Versuchsaufbau blieb weitestgehend unverändert. Einzig auf das Trimmen wurde verzichtet. Als Messstelle wurde der Unterarm gewählt, wie es in den meisten in vivo Experimenten üblich ist (49, 50). Diese Stelle eignet sich unter anderem deshalb, da sie wenig bis kaum behaart ist und es dadurch zu keinen Störungen während den Messungen kommt.

Als erstes wurden Rohdaten gesammelt, das heißt es wurde der unbehandelte Unterarm der Probanden gemessen. Die letzte Dusche sollte einen Tag vor den Messungen stattgefunden haben. Damit sollte sichergestellt werden, dass authentische Werte gemessen wurden. Direkt vor den Messungen wurden die Probanden 10 Minuten lang bei Raumtemperatur akklimatisiert um mögliche Störungen, die durch das Schwitzen hervorgerufen werden können, auszuschließen.

Es wurde mit denselben Methoden wie bei den in vitro Versuchen gearbeitet. Nacheinander wurden zuerst die biophysikalischen Parameter mit der Derma-Unit®, gefolgt von dem Biox AquaFlux® und Biox Epsilon® erfasst und darauffolgend mit dem Ramanspektrometer die Spektren des Stratum corneum aufgenommen.

Im zweiten Schritt wurden die in vitro Versuchsreihe mit den Vorher/Nachher-Waschvorgängen wiederholt. Es kamen dieselben Waschsubstanzen zum Einsatz. Abgesehen vom Trimmen, das bei den Schweineohren notwendig war, blieb der Versuchsaufbau gleich.

Es wurde nach folgendem Protokoll gearbeitet:

1. Probanden bei Raumtemperatur 10 Minuten akklimatisieren lassen
2. Eine geeignete Fläche zum Vermessen am Unterarm markieren
3. Die unbehandelte Fläche mit den bekannten Methoden vermessen (dies sind die „Vorher“-Daten). Mit Ausnahme des Biox Epsilon immer 3 Werte pro Parameter erfassen.
4. Eine definierte Menge an Waschsubstanz auf die Fläche auftragen (50 mg/cm²)
5. Waschsubstanz für 60 Sekunden mit einem gesättigten Fingerling einmassieren.
6. Nach den 60 Sekunden die Waschsubstanz unter laufendem Wasser spülen
7. Die behandelte Stelle abtupfen
8. Proband für 10 Minuten bei Raumtemperatur akklimatisieren lassen.
9. Die „Nachher“-Messungen durchführen. Ebenfalls 3 Werte pro Parameter



Abbildung 14: Versuchsaufbau der in vivo Messung

Abbildung 14 zeigt, wie die Waschvorgänge durchgeführt wurden. Die Messfläche betrug stets 5 cmx15 cm, also 75 cm². Die Einwaage war demnach jedes Mal 3,75 g Waschsubstanz. Die Fläche wurde mit einer Overhead-Folie, in der die Fläche herausgeschnitten wurde, seitlich abgedeckt und die Folie mit gewöhnlichen Klebestreifen auf dem Unterarm fixiert. Dadurch wurde sichergestellt, dass die gesamte eingewogene Waschsubstanz auf der Messfläche aufgetragen wurde und es zu keinem oder minimalen Substanzverlust kam.

Nach erfolgreicher Durchführung des Waschvorganges wurde die Overheadfolie vom Unterarm entfernt. Die Fläche war zuvor mit einem wasserfesten Marker auf dem

Unterarm eingezeichnet worden. Mit dieser Maßnahme wurde sichergestellt, dass bei den „Nachher“-Messungen nur behandelte Haut vermessen wurde.

Die in vivo Messungen wurden zweimal durchgeführt, jedoch zu unterschiedlichen Zeitpunkten. Die ersten Versuche wurden im Hochsommer durchgeführt, wo meistens über 30 °C gemessen wurden. Im Labor wurden Temperaturen von 30°C und eine Raumfeuchtigkeit von über 50 % gemessen. Diese Messbedingungen waren für die Messungen äußerst ungünstig, weshalb man in der Regel in vivo Versuche nur in den kälteren Jahreszeiten durchführen sollten.

Gründe hierfür sind zum einen, dass die Probanden im Sommer zu starken Schwitzen neigen. Schweiß ist bei den Messungen ein großer Störfaktor, vor allem bei der Bestimmung des TEWL und des Feuchtigkeitsgehalts der Haut (führt zu falsch erhöhten Werten). Zum anderen können die meisten Geräte unter diesen extremen Bedingungen nicht funktionsgerecht arbeiten. Die Hersteller verweisen bei Anwendung explizit darauf, die Geräte nur unter von ihnen vorgeschriebenen Bedingungen einzusetzen (zum Beispiel Biox AquaFlux: <25°C und Feuchtigkeit maximal 40%).

Daher sollte untersucht werden, welche Auswirkung die hohen Temperaturen und der relative Feuchtigkeitsgehalt auf die Messergebnisse haben und ob es möglich wäre, unter den extremen Bedingungen im Hochsommer in vivo Messungen durchzuführen. Zu diesem Zweck wurden an jedem Tag und bei jeder Messung stets auch die vorliegenden Bedingungen datiert und bei den Interpretationen der Ergebnisse berücksichtigt.

Die in vivo Messungen wurden dann im Herbst wiederholt. Zu diesem Zeitpunkt herrschten deutlich kältere Bedingungen. Der Versuchsaufbau war identisch zu jenem im Hochsommer. Um die Ergebnisse besser vergleichen zu können, wurde mit denselben 3 Probanden gearbeitet wie bei den in vivo Messungen im Hochsommer

5. Ergebnisse

5.1 Ergebnisse der Vorversuche

Pro Versuch wurden 4 Schweineohren an 3 geeigneten Stellen vermessen. Dadurch hatten wir ein $n=12$.

	Aufgetaut, mit Nagelschere enthaart	Aufgetaut, getrimmt	Frisch , getrimmt
Haut-pH-Wert	6,88±0,16	6,93±0,26	6,65±0,26
Feuchtigkeitsgehalt	22,58±5,74	18,17±6,30	21,02±3,16
Permittivität	20,34±2,79	17,97±2,73	17,21±6,77
TEWL	12,21±2,19	13,15±2,58	7,14±1,34

Tabelle 4: Ergebnisse der Vorversuche

Wie man aus der Tabelle entnehmen kann, besteht zwischen dem Enthaaren mit der Nagelschere und dem Trimmen kein signifikanter Unterschied. Aus diesem Grund wurden alle anderen Schweineohren von diesem Zeitpunkt an ausschließlich getrimmt.

Nach einigen Messungen des Sebumgehalts wurde schnell klar, dass er meist nur zwischen 0-1 betrug und somit für die weiteren Versuchsreihen keine Aussagekraft hatte. Somit wurde der Sebumgehalt nicht mehr ermittelt.

Die Haut der Schweineohren wiesen durchwegs fast neutrale pH-Werte auf, dabei bestand zwischen aufgetauten oder frischen Ohren kaum ein Unterschied.

Die Corneometrie lieferte Werte, die laut Hersteller als sehr trocken einzustufen sind (siehe Tabelle 2). Wiederum bestand zwischen aufgetauten und frischen Ohren kaum ein Unterschied. Dasselbe galt auch für die Permittivität

Die TEWL- Werte zeigten, dass alle 3 Ohren eine intakte Hautbarriere aufwiesen, da sie unter 15 g/m²/h waren. Dies ist auch im Einklang mit der Literatur (43, 48).

Auffällig war der Unterschied zwischen aufgetauten und frischen Ohren. Die frischen Ohren, die wir 2-3 Stunden nach der Schlachtung vermessen haben, wiesen niedrigere Werte auf.

Es folgen nun die Ergebnisse der Raman-Spektroskopie der aufgetauten und frischen Ohren, die graphisch dargestellt werden. Damit erhält man das bereits erwähnte Tiefenprofil der Haut.

Fingerprint-Spektren:

Auf der y-Achse wurden die Konzentrationen der Hautkomponenten in arbitrary units (a.u.) angegeben, da man die absoluten Werte nicht berechnen kann. Auf der x-Achse ist die Hauttiefe in μm angegeben.

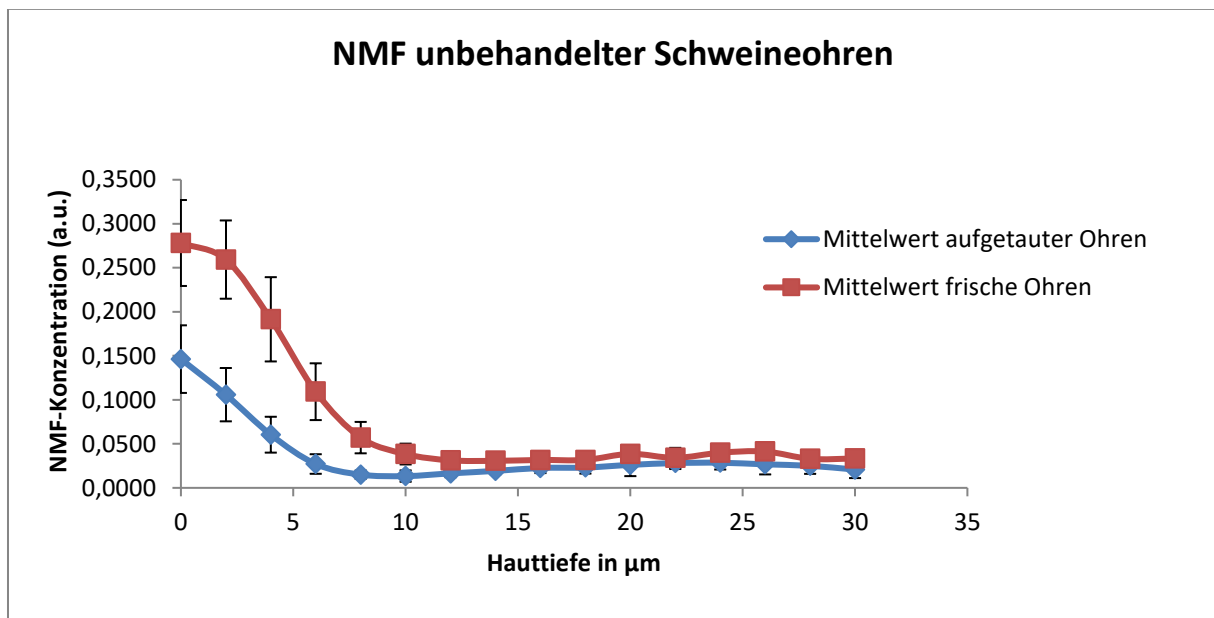


Abbildung 15: NMF-Ergebnisse der Schweineohren

Abbildung 15 zeigt die gemessenen NMF-Kurven von aufgetauten und frischen Ohren. Man erkennt, dass der Gehalt in den ersten 4 μm am höchsten ist bevor er rapide abfällt und sich in tieferen Schichten dem Nullpunkt nähert.

Der Kurvenverlauf der aufgetauten Ohren stimmte mit jene in der Literatur gefundenen überein (22). Interessanterweise war der Gehalt der frischen Ohren in den ersten 5 μm fast doppelt so hoch. Das heißt, im Stratum corneum zeigten die frischen Ohren einen höheren NMF-Gehalt auf als die aufgetauten Ohren.

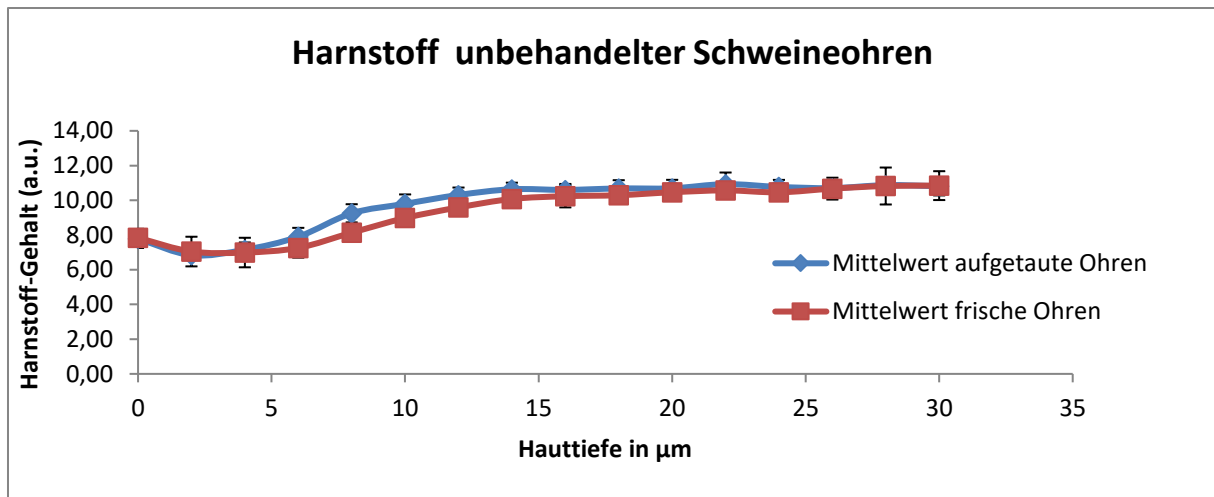


Abbildung 16: Harnstoff-Ergebnisse der Schweineohren

Abbildung 16 zeigt die Unterschiede in der Harnstoffkonzentration. Die Konzentration blieb durchgehend konstant, wobei sie ab 8 μm leicht zunahm.

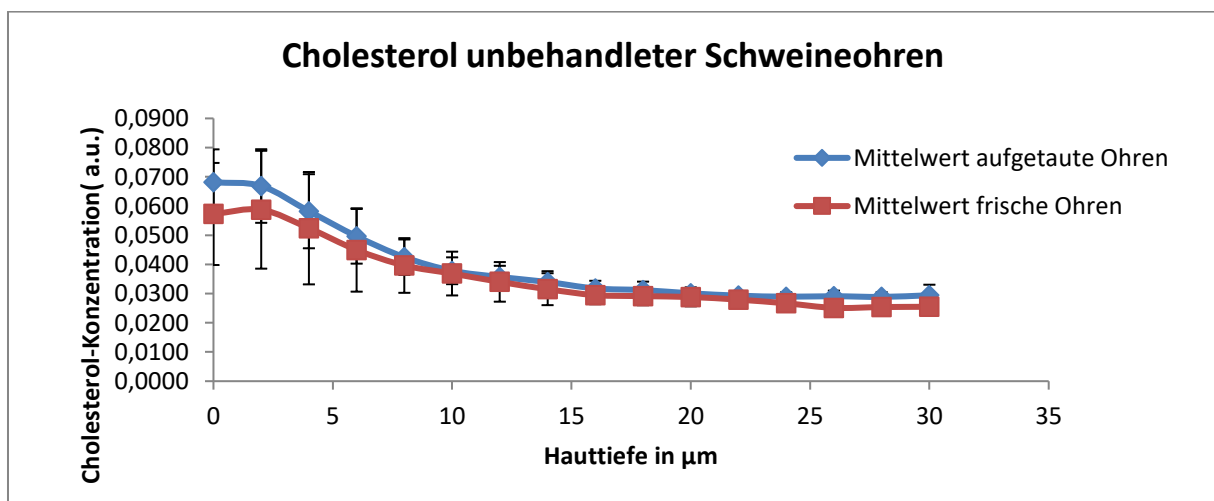


Abbildung 17: Cholesterol-Ergebnisse der Schweineohren

Abbildung 17 zeigt, dass die Konzentration an Cholesterol im Allgemein relativ niedrig war. Wie beim NMF sah man, dass nahe an der Hautoberfläche eine höhere Konzentration vorlag, die mit der Tiefe der Hautschichten abnahm. Aufgetaute und frische Ohren wiesen zudem annähernd gleiche Konzentrationen und Kurvenverläufe auf.

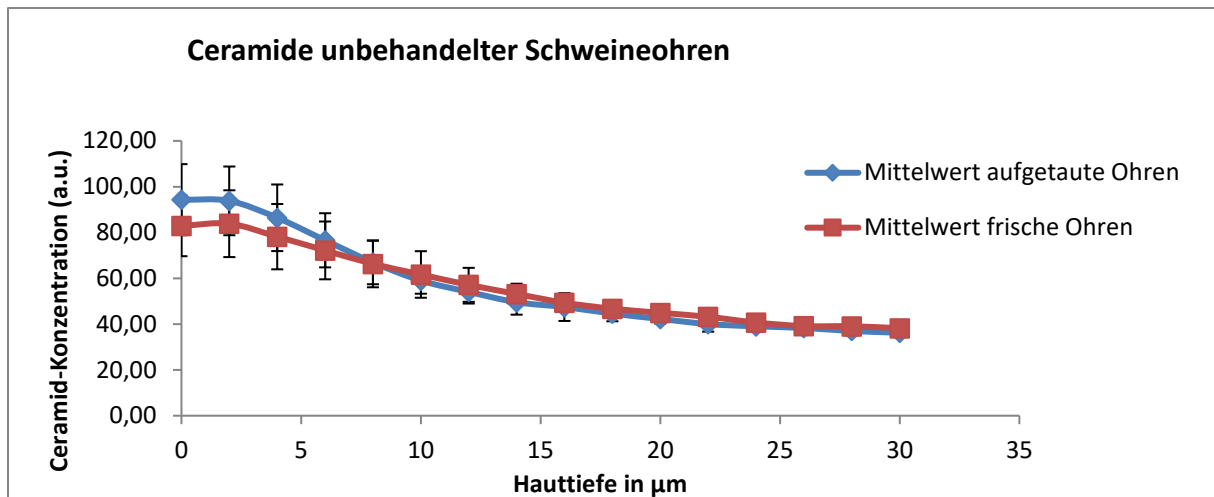


Abbildung 18: Ceramid-Ergebnisse der Schweineohren

Bei den Kurvenverläufen der Ceramide kam es ebenfalls zu einer Abflachung der Kurve mit Zunahme der Hauttiefe. Somit wies das Stratum corneum einen höheren Gehalt an Ceramiden auf als die Epidermis. Die Kurven zeigten zudem, dass es zwischen den aufgetauten und frischen Ohren keinen Unterschied gab im Bezug zum Gehalt an Ceramiden.

High-Wave-Number-Spektren:

Sie liefern wie, bereits erwähnt, den Wassergehalt und geben den Wert in Massenprozent an.

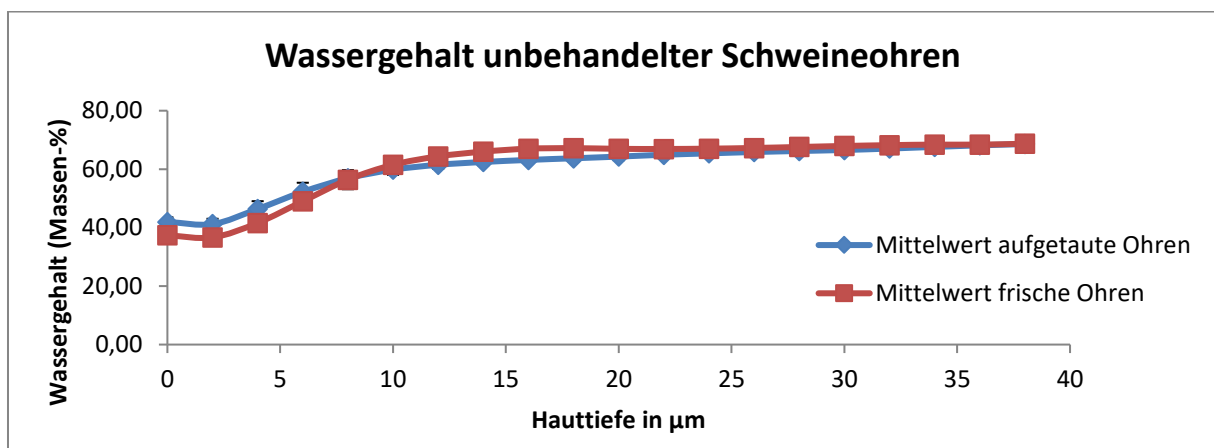


Abbildung 19: Wassergehalt der Schweineohren

Wie man aus der Abbildung 19 entnehmen kann, stieg der Wassergehalt ausgehend von der Hautoberfläche zuerst langsamer, dann schneller an und erreichte dann mit fortschreitender Hauttiefe einen konstanten Wert. Dieser Kurvenverlauf stimmt auch mit der Literatur überein (22).

Die Kurve zeigte demnach, dass der Wassergehalt im Stratum corneum niedriger ist als in der Epidermis. Zugleich ließ sich kein Unterschied zwischen aufgetauten und frischen Ohren erkennen.

Somit ging aus den Graphiken eindeutig hervor, dass zwischen aufgetauten und frischen Schweineohren kaum ein Unterschied feststellbar ist. Einzig der relative Gehalt an NMF wies einen signifikanten Unterschied auf, war er bei den frischen Ohren fast doppelt so hoch.

5.2. Ergebnisse Waschvorgänge

Waschsubstanzen	Destilliertes Wasser	70%iger Alkohol	HIRSCH-Seife	15%ige SDS-Lösung	15%ige Lezithin-Lösung
pH-Wert	7,42±0,24	7,19±0,3	6,59±0,25	7,55±0,51	7,33±0,15
Feuchtigkeitsgehalt	21,99±10,53	25,76±8,52	31,1±7,54	34,28±4,45	35,63±6,84
Permittivität	21,24±4,72	19,99±3,81	22,99±4,56	26,94±5,33	35,1±7,34
TEWL	11,29±3,17	11,86±3,97	15,71±4,97	13,33±5,3	9,82±1,4

Tabelle 5: Ergebnisse der ersten Waschvorgänge

Tabelle 5 zeigte, dass die Auswirkungen der einzelnen Waschsubstanzen sich kaum voneinander unterschieden. Auch war keine nennenswerte Schädigung festzustellen.

Die Ohren wiesen nach dem Waschen leicht erhöhte pH-Werte auf, also eine Verschiebung ins Alkalische. Dabei kam es nach dem Waschen mit der Flüssigseife zum niedrigsten Anstieg, der pH-Wert blieb sogar unter 7.

Der Feuchtigkeitsgehalt änderte sich vor allem bei der Flüssigseife, der SDS-Lösung und der Lezithin-Lösung. Nach dem Waschen war ein leichter Anstieg über 30 erkennbar. Damit waren die Ohren weiterhin als trocken einzustufen (bezieht sich auf Tabelle 2). Das Waschen mit destilliertem Wasser sowie das Desinfizieren mit verdünntem Alkohol beeinflusste den Feuchtigkeitsgehalt wenig bis gar nicht.

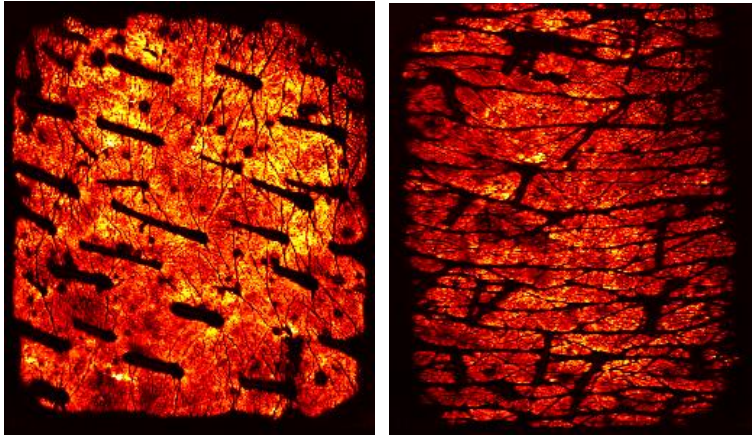


Abbildung 20: Beispielfoto Epsilon einer Schweineohrhaut nach dem Waschen und Kontrolle

Abbildung 20 zeigt eine beispielhafte Epsilon Aufnahme links nach dem Waschen und rechts zum Vergleich eine Aufnahme von einem unbehandelten, aufgetautem Kontrollohr. Man sieht, dass das linke Foto heller ist als das rechte. Dies deutete auf eine erhöhte Feuchtigkeit nach dem Waschen hin.

Die TEWL- Werte waren bei allen Waschmitteln nach dem Waschen kleiner als 15. Damit konnte eine Schädigung der Hautbarriere infolge der Behandlung mit den Waschmitteln ausgeschlossen werden. Interessanterweise stieg der TEWL nach dem Waschen mit der Lezithin-Lösung am geringsten an.

5.3. Ergebnisse Waschvorgänge mit Vorher/Nachher-Messungen

Die Ergebnisse dieser Versuchsreihe werden in Graphiken dargestellt. Jede Graphik zeigt einen biophysikalischen Parameter. Die Balken präsentieren die jeweiligen Werte der einzelnen Waschsubstanzen vor und nach dem Waschen, sodass 2 Balken für eine Waschsubstanz stehen.

Die Zahlen 1-10 stehen für folgendes:

- | | |
|----------------------------------|------------------------------------|
| 1. Destilliertes Wasser vorher | 2. Destilliertes Wasser nachher |
| 3. 70%iger Alkohol vorher | 4. 70%iger Alkohol nachher |
| 5. HIRSCH-Seife vorher | 6. HIRSCH-Seife nachher |
| 7. 15%ige SDS-Lösung vorher | 8. 15%ige SDS-Lösung nachher |
| 9. 15%ige Lezithin-Lösung vorher | 10. 15%ige Lezithin-Lösung nachher |

Dies gilt auch für die folgenden Abbildungen.

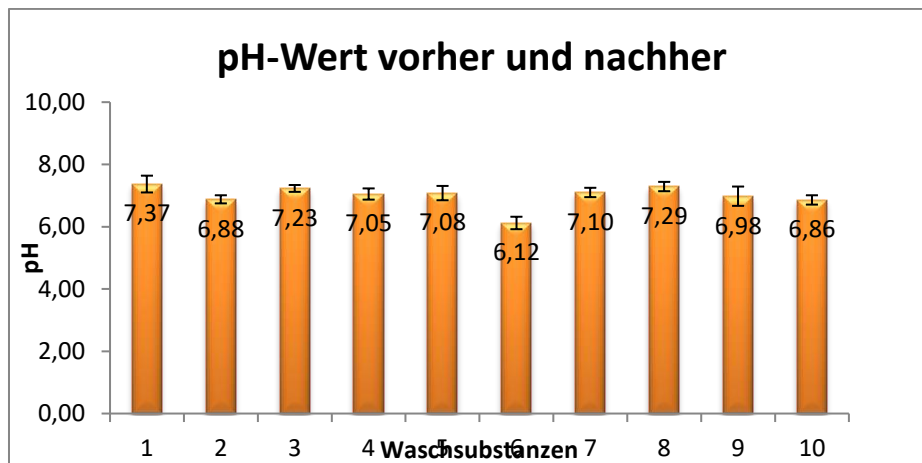


Abbildung 21: pH-Werte vorher und nachher bei porziner Haut

Wie schon zuvor konnte man in Abbildung 19 erkennen, dass der pH-Wert vor dem Waschen (Balken 1, 3, 5, 7 und 9) im neutralen Bereich lag. Nach dem Waschen kam es kaum zu einer Änderung des pH (Balken 2, 4, 6, 8 und 10). Eine Ausnahme schien dabei die Flüssigseife zu sein (Balken 6). Der pH sank um fast eine ganze log-Einheit. Die Flüssigseife selbst wies einen pH von 5,08 auf. Es wird vom Hersteller auch als „Haut pH freundlich“ beworben.

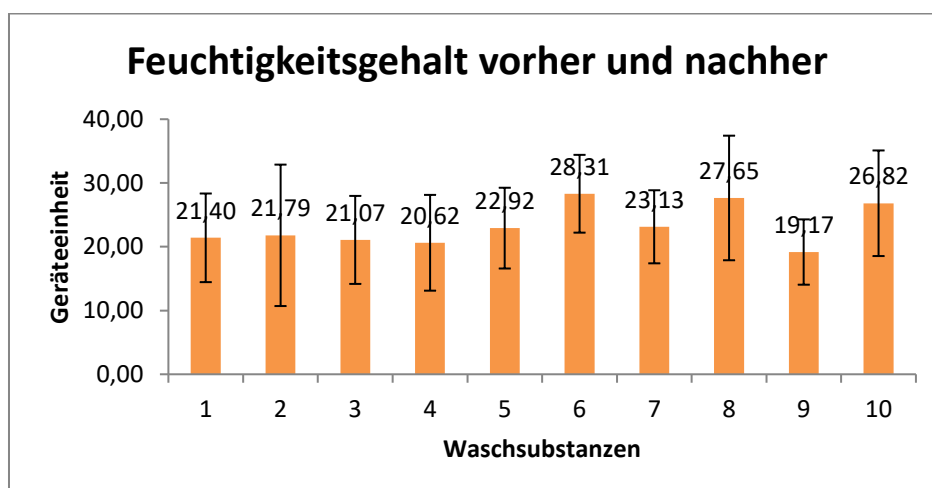


Abbildung 22: Feuchtigkeitsgehalt vorher und nachher bei porziner Haut

Die Balken 1, 3, 5, 7 und 9 (die Werte vor dem Messen) stimmten mit den zuvor gemessenen Kontrollwerten überein und waren wiederum als sehr trocken einzustufen. Nach den Waschvorgängen kam es zu einem geringfügigen Anstieg des

Feuchtigkeitsgehalts (Balken 2, 4, 6, 8, 10) wie es bei den ersten Waschvorgängen zu erkennen war.

Wie zuvor war der Anstieg nach dem Waschen mit Flüssigseife, SDS-Lösung und Lezithinlösung (Balken 6, 8, 10) höher als nach dem Waschen mit destilliertem Wasser und verdünntem Alkohol (Balken 2 und 4).

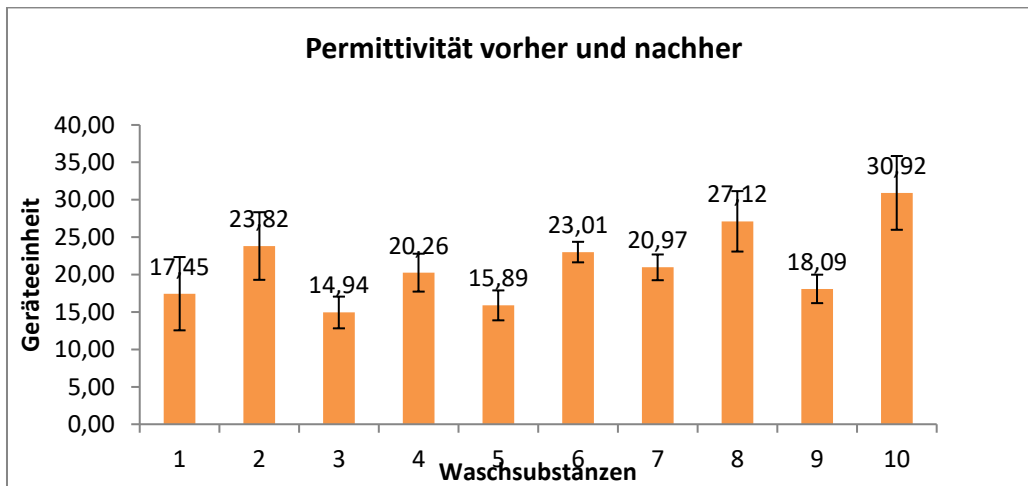


Abbildung 23: Ergebnisse des Epsilon vorher und nachher bei porziner Haut

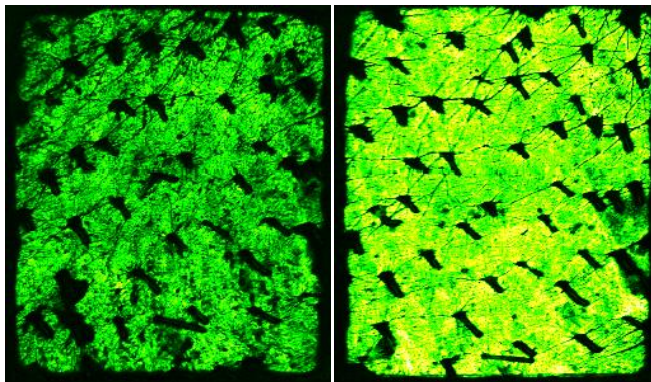


Abbildung 24: Epsilon Aufnahme vorher und nachher porziner Ohrhaut

Abbildung 24 zeigt eine Stelle, die mit 15%iger Lezithinlösung behandelt wurde. Man konnte beobachten, dass es nach dem Waschen zu einer Steigerung der Permittivität und somit zu einem Anstieg des Feuchtigkeitsgehalts kam.

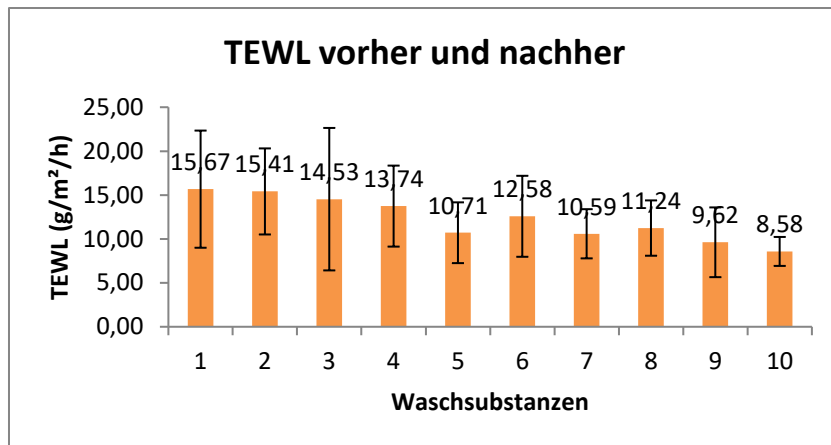


Abbildung 25: Ergebnisse der TEWL-Messungen vorher und nachher porziner Ohrhaut

Der TEWL änderte sich nach den Waschvorgängen kaum. Er war durchwegs unter 15, sodass man davon ausgehen konnte, dass es zu keiner Schädigung der Hautbarriere kam.

Interessant waren wiederum die Balken 9 und 10, die das Waschen mit der Lezithinlösung präsentieren. Wie beim ersten Waschvorgang blieb der TEWL unverändert beziehungsweise nahm sogar leicht ab.

Aus den Graphiken ging klar hervor, dass es unter allen Waschsubstanzen zu keiner signifikanten Schädigung der Haut kam. Alle Hautparameter wiesen einen für gesunde Haut üblichen Wert auf. Auffällig war, dass der Feuchtigkeitshalt zunahm.

5.4. Ergebnisse Waschvorgänge mit Rasur

Die Ergebnisse dieser Versuchsreihe werden in gleicher Weise präsentiert wie im vorherigen Abschnitt. Das heißt, die Balken zeigen dieselben Waschsubstanzen.

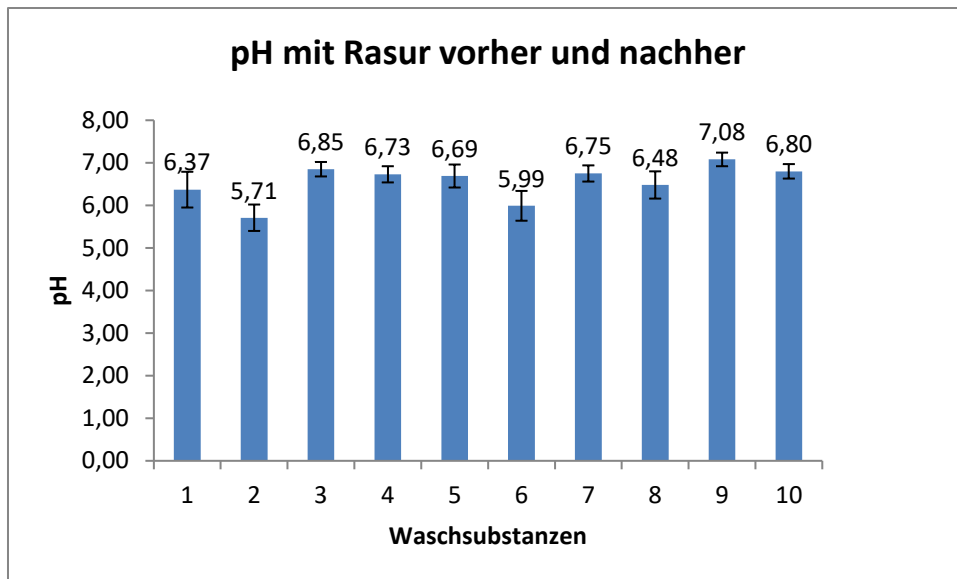


Abbildung 26: pH-Werte vor und nach Rasur und Waschen porziner Ohrhaut

Der pH war vor dem Waschen (Balken 1, 3, 5, 7 und 9) wieder im schwach saurem bis neutralen Bereich. Nach dem Waschen (Balken 2, 4, 6, 8 und 10) sank der pH in unterschiedlichem Ausmaß. Bei den Waschvorgängen ohne Rasur stieg der pH geringfügig an. Der verwendete Rasierschaum wies einen pH von etwa 5 auf.

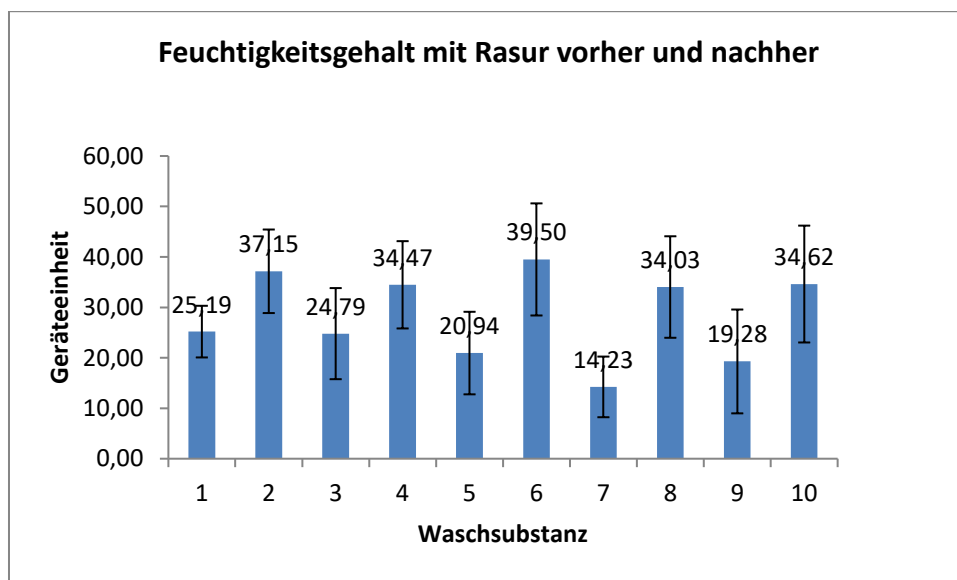


Abbildung 27: Feuchtigkeitsgehalt vor und nach Rasur+ Waschen porziner Ohrhaut

Die Ergebnisse der Corneometrie zeigten, dass es im Zuge der Kombination Rasur+ Waschen zu einer Erhöhung des Feuchtigkeitsgehalts kam. Bei allen Waschsubstanzen kommt es nach der kombinierten Behandlung zu Werten über 30.

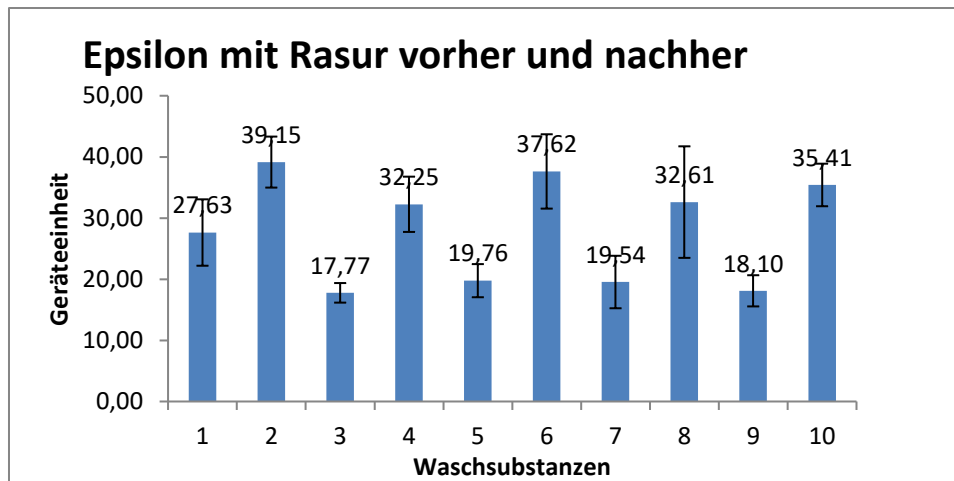


Abbildung 28: Ergebnisse Epsilon Rasur+ Waschen porziner Ohrhaut

Die Ergebnisse der Corneometrie konnten mittels Epsilon bestätigt werden.

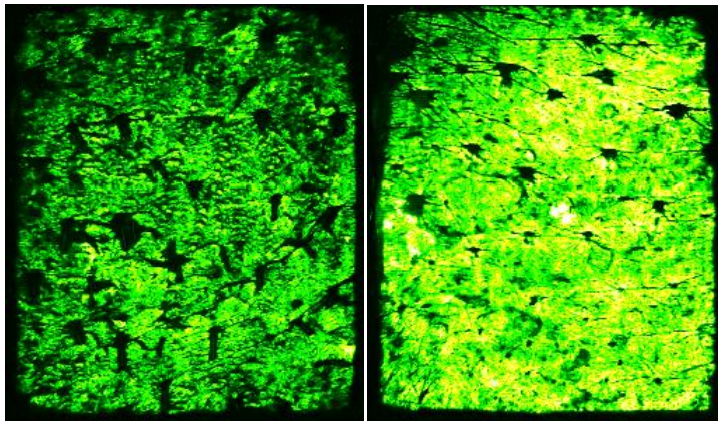


Abbildung 29: Aufnahme vor und nach Rasur+ Waschen porziner Ohrhaut

Die zu anfangs sehr trockenen Ohren wiesen nach der Behandlung einen deutlich erhöhten Feuchtigkeitsgehalt auf. Abbildung 29 zeigt beispielhaft die Behandlung mit 15%iger Lezithinlösung.

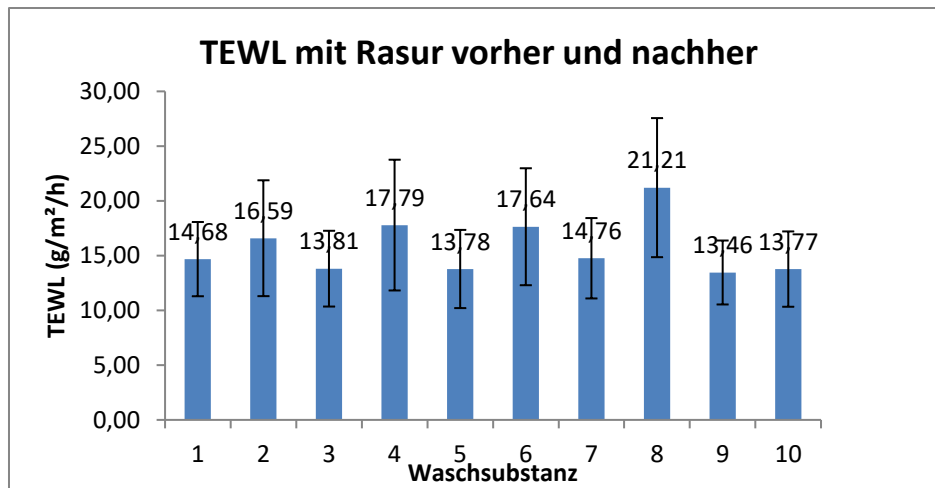


Abbildung 30: Ergebnis TEWL vor und nach Rasur+ Waschen porziner Ohrhaut

Die Werte vor der Behandlung (Balken 1, 3, 5, 7 und 9) zeigten wieder, dass die Ohrenhaut intakt war. Nach der Behandlung war ein leichter Anstieg des TEWL zu erkennen. Am meisten stieg der TEWL nach dem Waschen mit der SDS-Lösung an (Balken 8). Hier schien die Kombination mit dem Rasieren synergistisch zu wirken, da der TEWL bei der alleinigen Behandlung mit der SDS-Lösung (siehe vorheriges Unterkapitel) nur wenig anstieg. Interessant war auch hier wieder die Lezithinlösung (Balken 9 und 10). Der TEWL blieb unverändert.

Die Graphiken zeigten auf, dass durch vorheriges Rasieren der Feuchtigkeitsgehalt der Schweinehaut drastisch zunahm. Ebenso war erkennbar, dass der pH-Wert leicht sank und Richtung sauer verschoben wurde. Bei den TEWL-Werten war ein leichter Trend zu beobachten, vor allem beim Waschen mit der SDS-Lösung. Im Durchschnitt stieg der TEWL über 20. Dies könnte ein Hinweis auf eine Schädigung der Hautbarriere sein.

5.5 Ergebnisse Vollbad mit mechanischer Behandlung

Hier wurde der Fokus auf die Detektion des SDS in der Haut gelegt. Sie galt als Indikator in welchem Ausmaß die Barrierefunktion der Haut durch die Langzeitexposition beeinträchtigt wird. Je tiefer es eindrang desto größer könnte die Hautschädigung sein.

Die Ergebnisse werden in Graphiken präsentiert. Sie zeigen den relativen Konzentrationsverlauf von SDS in den Hautschichten. Auf der y-Achse ist die Konzentration des SDS (in arbitrary units) angegeben und auf der x-Achse die Tiefe

der Haut in μm . Da pro Versuch nach 3 Zeitpunkten gemessen wurde, gibt es pro Graphik 3 Kurven für die jeweiligen Messzeitpunkte.

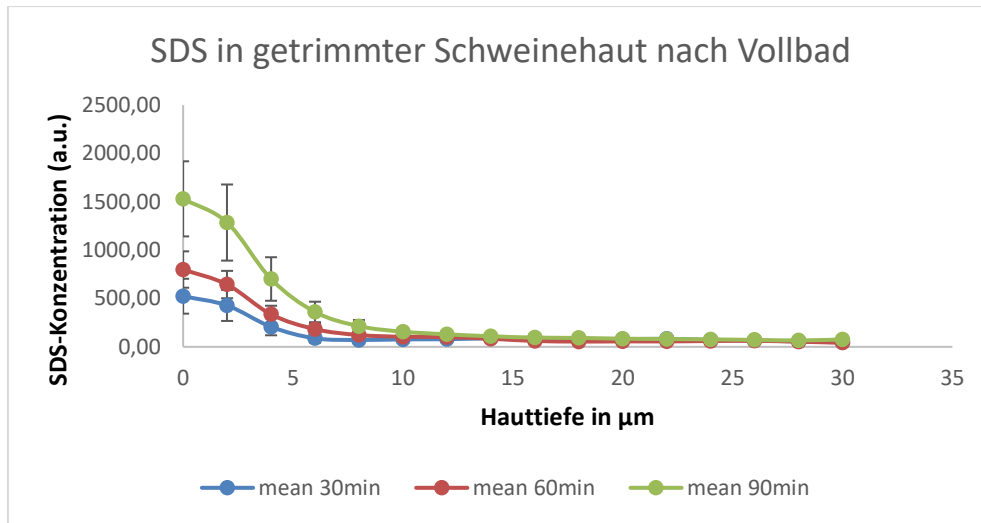


Abbildung 31: Ergebnis der Penetration von SDS in porzine Ohrenhaut

Abbildung 31 zeigt das Ergebnis der getrimmten Ohren, die als Kontrolle verwendet wurden. Man sieht, dass nahe der Hautoberfläche und bis in 4 μm Hauttiefe eine hohe Konzentration an SDS vorlag. Ab 5 μm kam es zu einem rapiden Abfall der Konzentration. Die Signale ab 10 μm konnte nicht mehr quantifiziert werden.

Das heißt, dass SDS vor allem in das Stratum corneum gut eindrang. Dabei zeigte sich auch, dass die Menge an SDS nach 30 und 60 Minuten fast gleich war. Erst nach 90 Minuten war ein drastischer Anstieg erkennbar.

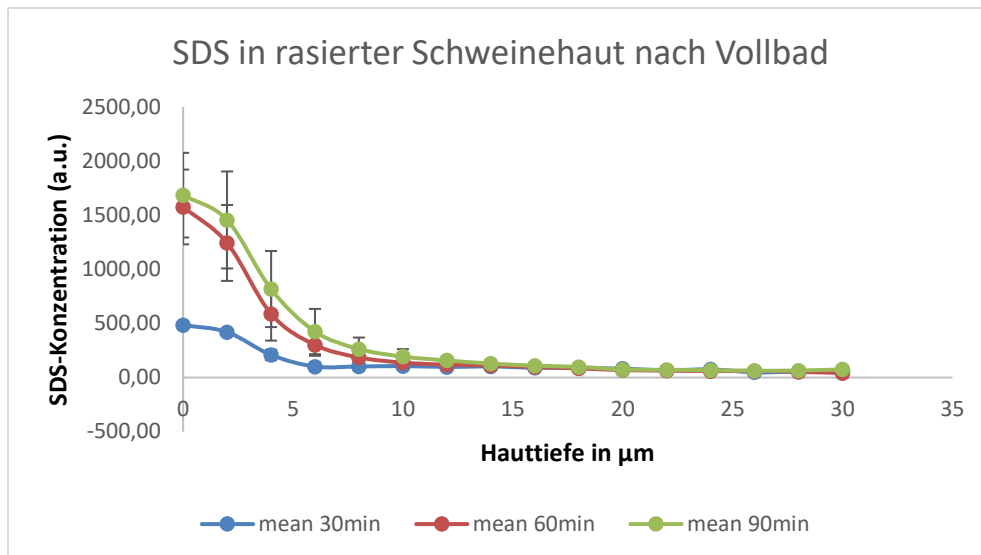


Abbildung 32: Ergebnis der Penetration von SDS in porziner Ohrenhaut

Bei den rasierten Schweineohren zeigte sich ein etwas anderes Bild. Der Verlauf der Kurven war gleich zu den Kontrollohren. Nach 30 Minuten zeigten sich ähnliche Werte wie bei den Kontrollohren. Nach 60 Minuten jedoch war bei den rasierten Ohren die Anfangskonzentration deutlich höher und hielt bis 90 Minuten konstant an.

Das heißt, dass bei den rasierten Ohren bereits nach 60 Minuten deutlich mehr SDS in das Stratum corneum eindrang als bei den Kontrollohren.

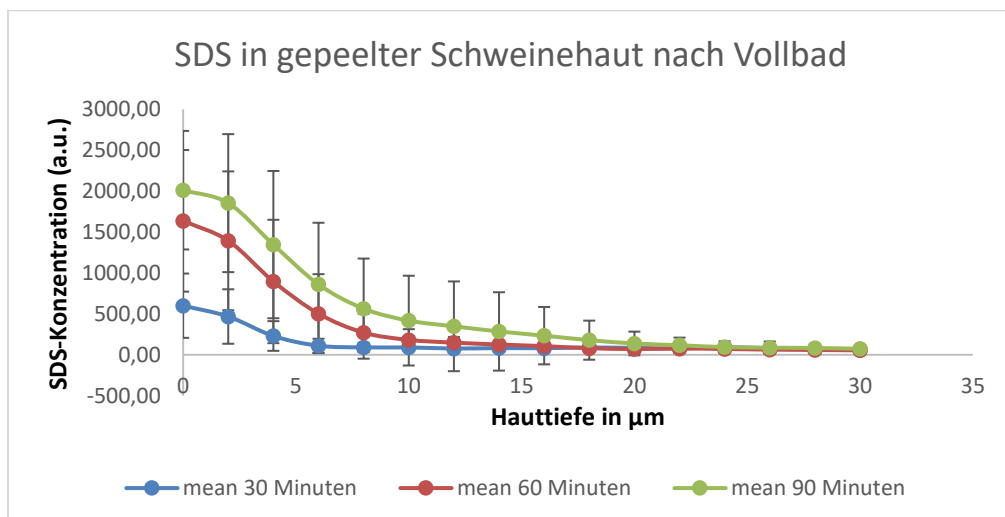


Abbildung 33: Ergebnis der Penetration von SDS an gepeelter porziner Ohrenhaut

Die gepeelten Ohren zeigten ein ähnliches Bild wie die rasierten Ohren. Nach 30 Minuten bestand kein Unterschied hinsichtlich des Kurvenverlaufs zu den Kontrollohren. Nach 60 Minuten Vollbad penetrierte auch bei den gepeelten Ohren deutlich mehr SDS in das Stratum corneum als in die Kontrollohren.

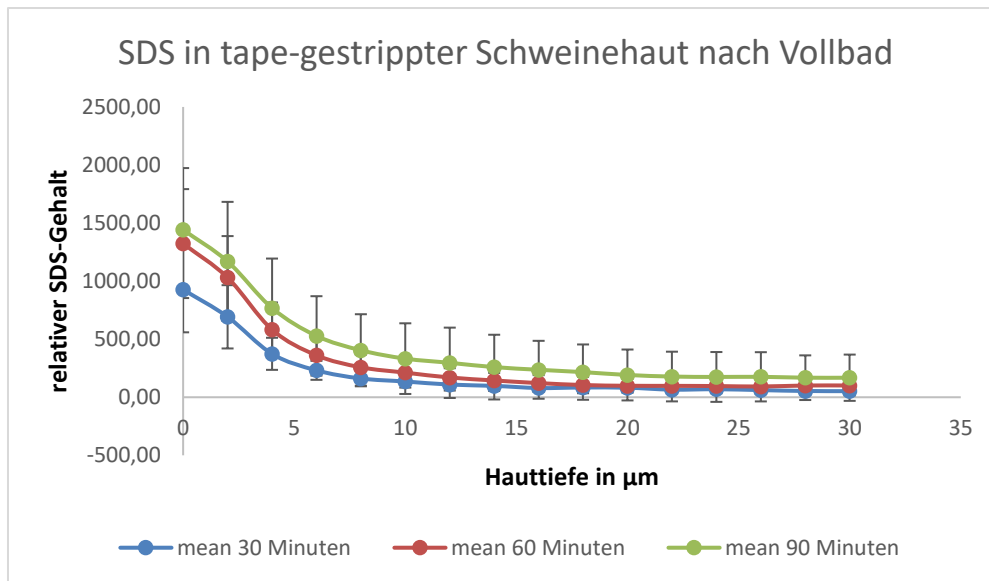


Abbildung 34: Ergebnis der Penetration von SDS an „Tape-gestrippter“ porziner Ohrenhaut

Das Tape-stripping diente als positiv-Kontrolle. Man sieht, dass bereits nach 30 Minuten eine deutlich höhere Konzentration an SDS penetriert war als bei den anderen Versuchsohren (Kontrolle, Rasur und Peeling). Die Kurven flachten auch erst tiefer als ab bei den anderen. Daher kann man davon ausgehen, dass das Ohr bereits durch die Tape-stripping Behandlung stark geschädigt wurde.

Man sah, dass je länger die Schweineohrhaut der SDS-Lösung ausgesetzt wurde desto stärker war die Schädigung der Hautbarriere. Dabei schien die vorherige Behandlung keinen wesentlichen Einfluss auszuüben. Einzig die porzine Ohrhaut, die zuvor dem Tape-Stripping unterzogen wurde, war bereits nach 30 Minuten völlig beschädigt.

5.6 Ergebnisse in vivo

In diesem Kapitel werden beide Versuchsreihen direkt miteinander verglichen und die Ergebnisse in Abhängigkeit von Temperatur und relative Luftfeuchtigkeit interpretiert werden. Zuerst werden die Ergebnisse der biophysikalischen Messungen inklusive der Aufnahmen des Biox Epsilon und im Anschluss die Ergebnisse der konfokalen Raman-Spektroskopie gezeigt.

Zuerst werden die Kontrollmessungen der unbehandelten Haut vom Sommer mit dem Herbst direkt miteinander verglichen.

N=45	pH	Feuchtigkeitsgehalt	Permittivität	TEWL
Sommer	4,36±0,21	51,15±10,54	16,14±7,69	15,49±5,71
Herbst	5,30±0,32	38,73±5,07	7,54±1,67	9,00±2,36

Tabelle6: Ergebnisse der biophysikalischen Kontrollmessungen

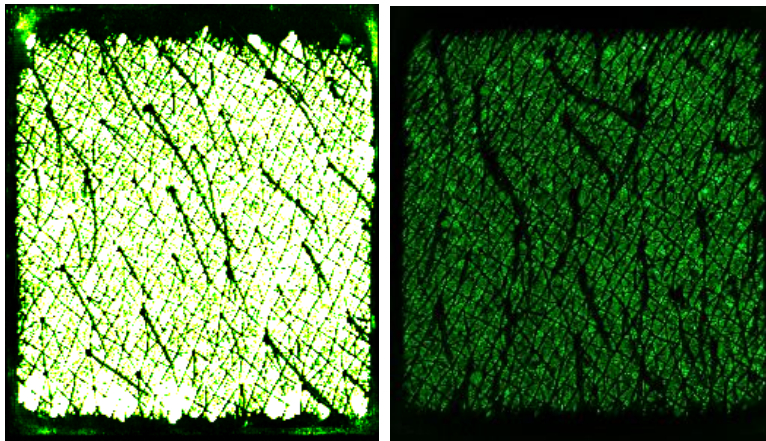


Abbildung 35: Beispielhafte Epsilon-Aufnahme unbehandelter Haut in vivo

Tabelle 6 zeigt die Unterschiede der Kontrollwerte. Bei allen 4 Parametern waren klare Unterschiede erkennbar. Der pH-Wert war im Sommer um etwa eine log-Einheit niedriger als im Herbst. Zusätzlich zeigte sich, dass die humane Haut deutlich saurer ist als die porcine Haut in vitro (siehe Tabelle 4).

Der Feuchtigkeitsgehalt war im Sommer ebenfalls deutlich höher als im Herbst. Zudem war er auch viel höher als bei den Schweineohren (siehe Tabelle 4). Abbildung 23 zeigt den erhöhten Feuchtigkeitsgehalt im Sommer im Vergleich zum Herbst. Die rechte Aufnahme war vom Sommer und die linke vom Herbst.

Die TEWL-Werte waren ebenfalls unterschiedlich im Sommer und Herbst. Dabei sollte bei den Werten vom Sommer berücksichtigt werden, dass der Biox AquaFlux unter den extremen Bedingungen nur bedingt funktionstüchtig war.

Durchschnittliche Messbedingungen im Sommer waren 28-30°C und relative Luftfeuchtigkeit 50-60%.

Durchschnittliche Messbedingungen im Herbst waren 21-24°C und relative Luftfeuchtigkeit 40-45%.

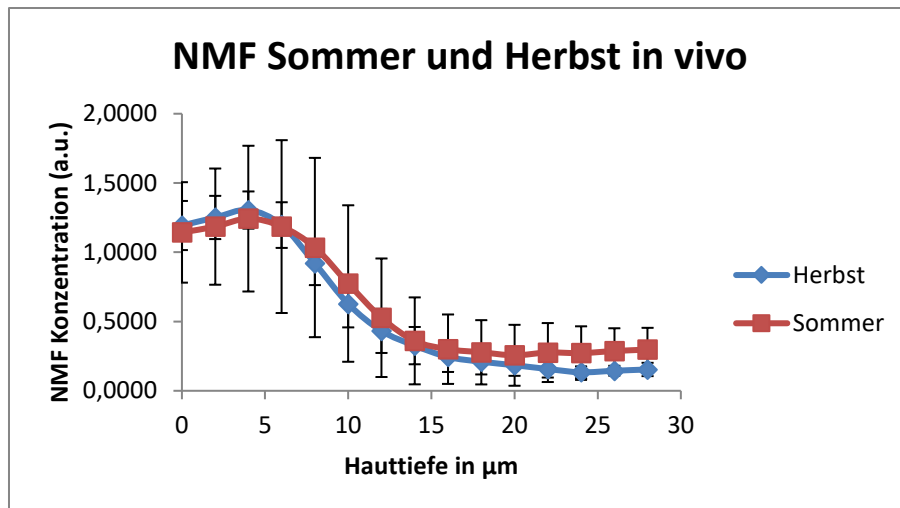


Abbildung 36: NMF unbehandelt in vivo

Der Gehalt an NMF war im Sommer und Herbst fast gleich. In vivo war die Konzentration um einiges höher als in vitro bei den Schweineohren (siehe Abbildung 15).

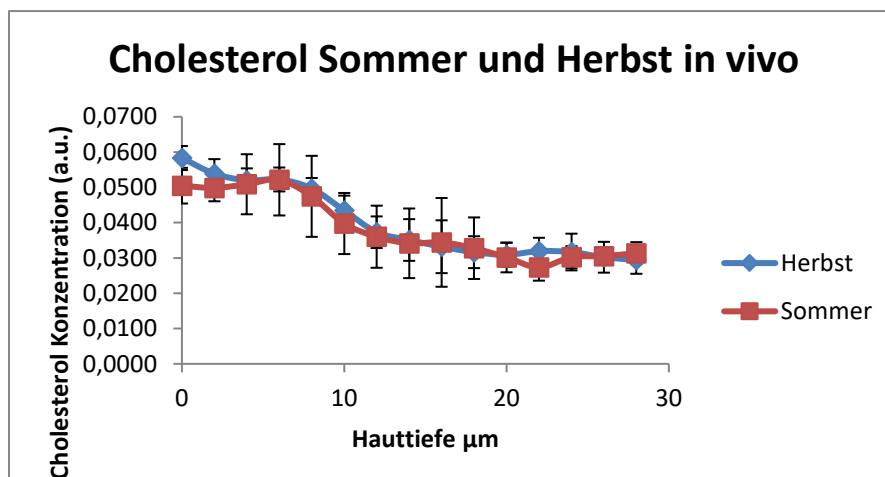


Abbildung 37: Cholesterol unbehandelt in vivo

Der Gehalt an Cholesterol wies ebenfalls keinerlei Unterschiede auf.

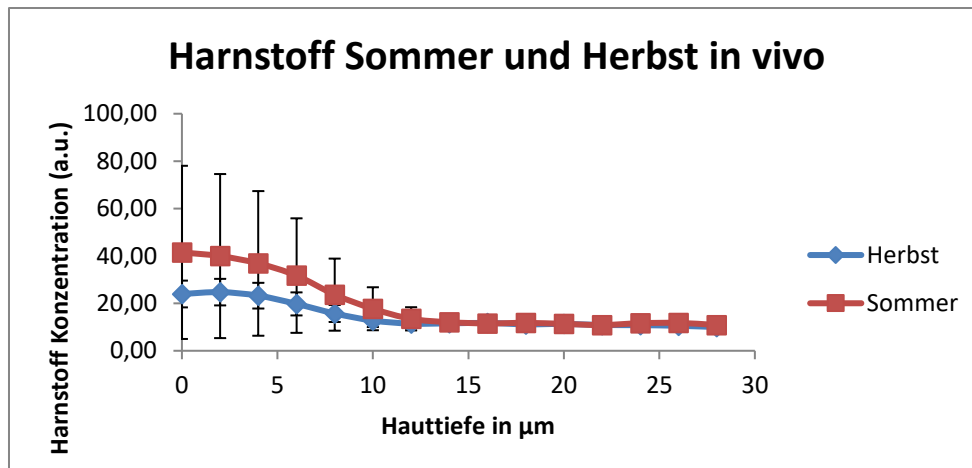


Abbildung 38: Harnstoff unbehandelt in vivo

Die Harnstoffkonzentration war vor allem in den ersten 8 μm höher als in den tieferen Hautschichten. Ab 10 μm verringerte sich die Konzentration. Die Streuung der Werte im Sommer waren zu groß um einen Unterschied zu den Werten im Herbst erkennen zu können. Generell wies die humane Haut in vivo einen höheren Gehalt an Harnstoff auf als die Schweineohren in vitro (siehe Abbildung 14).

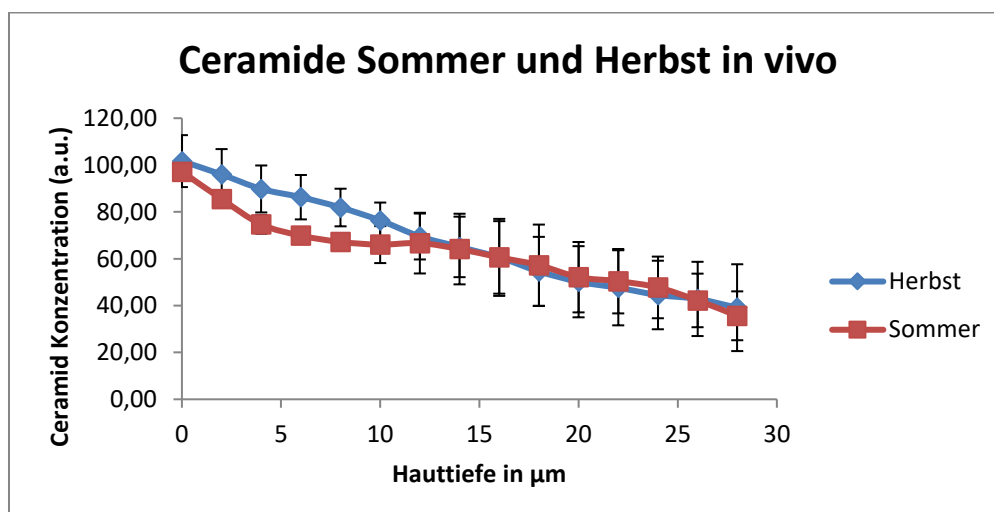


Abbildung 39: Ceramide unbehandelt in vivo

Nahe der Hautoberfläche war der Gehalt an Ceramiden höher und nahm mit der Tiefe der Haut ab. Es bestand kein Unterschied zwischen Sommer und Herbst.

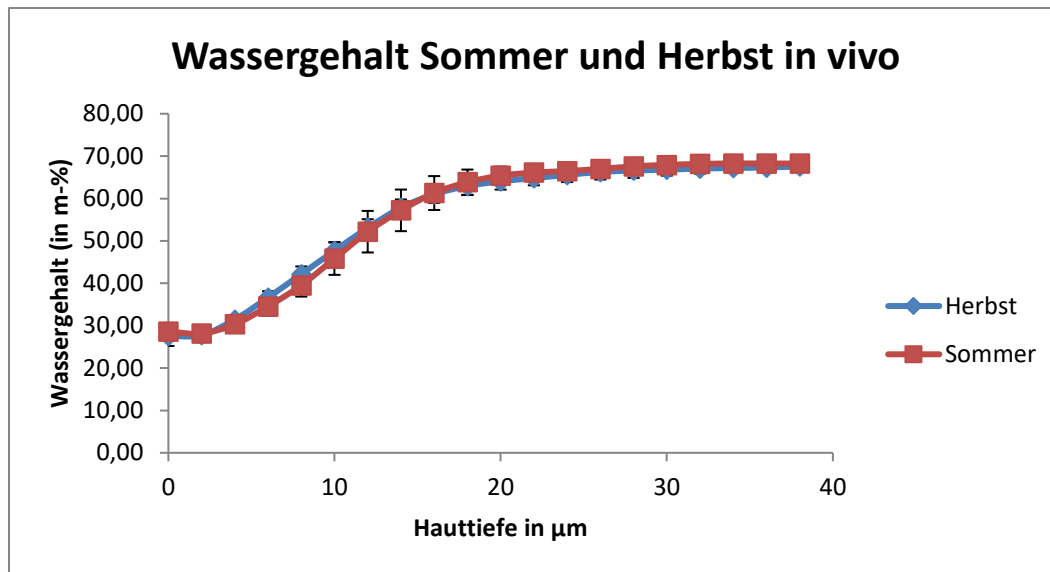


Abbildung 40: Wassergehalt unbehandelt in vivo

Der Wassergehalt blieb ebenfalls im Sommer und im Herbst unverändert.

5.6.1 biophysikalische Ergebnisse

In diesen Abschnitten werden nun die Ergebnisse der Waschvorgänge präsentiert.

Wie bereits bei den in vitro-Graphiken stehen die Balken 1 bis 10 für folgendes:

- | | |
|----------------------------------|------------------------------------|
| 1. Destilliertes Wasser vorher | 2. Destilliertes Wasser nachher |
| 3. 70%iger Alkohol vorher | 4. 70%iger Alkohol nachher |
| 5. HIRSCH-Seife vorher | 6. HIRSCH-Seife nachher |
| 7. 15%ige SDS-Lösung vorher | 8. 15%ige SDS-Lösung nachher |
| 9. 15%ige Lezithin-Lösung vorher | 10. 15%ige Lezithin-Lösung nachher |

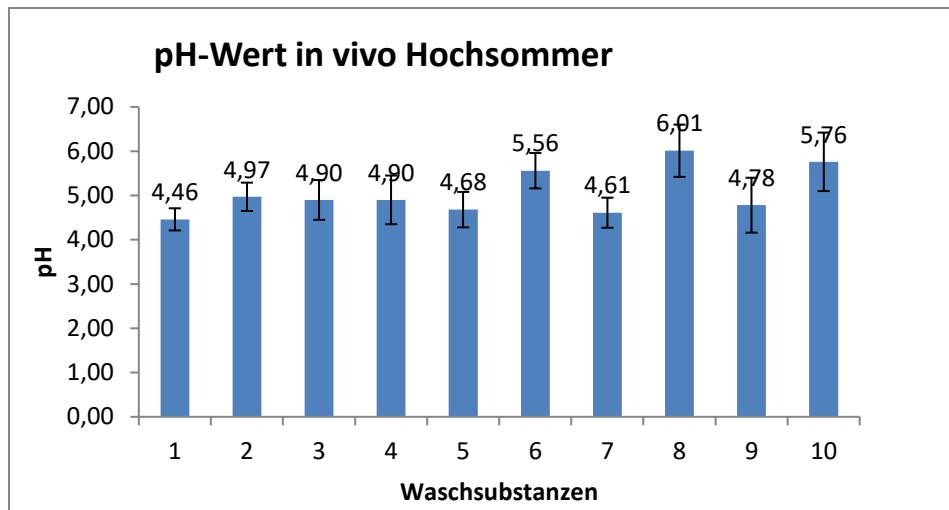


Abbildung 41: pH-Werte im Sommer in vivo

Abbildung 41 zeigt die gemessenen pH-Werte vor und nach dem Waschen. Das Waschen mit destilliertem Wasser (Balken 1 und 2) sowie das Desinfizieren mit verdünntem Alkohol schien kaum einen Einfluss auf den pH-Wert zu haben. Bei der Flüssigseife (Balken 5 und 6), der SDS-Lösung (Balken 7 und 8) sowie der Lezithin-Lösung (Balken 9 und 10) kam es zu einem deutlichen Anstieg des pH. Vor allem bei der SDS-Lösung, die den Haut-pH ins basische verschob (laut Hersteller, siehe Tabelle 3).

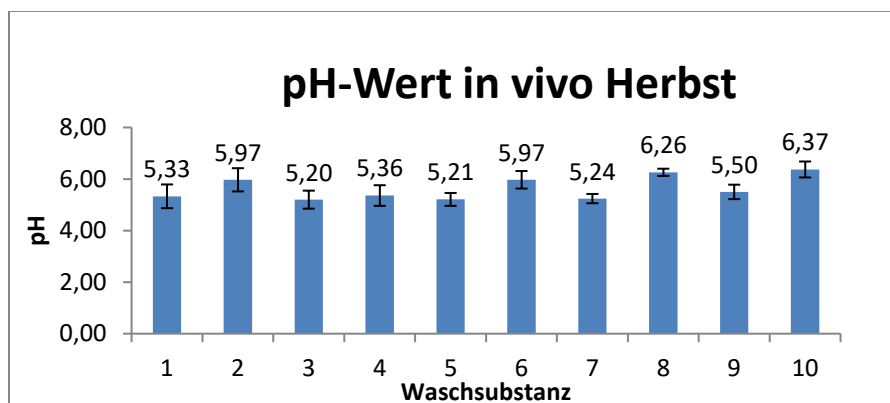


Abbildung 42: pH-Werte im Herbst in vivo

Am ersten Blick fiel sofort auf, dass der pH-Wert im Herbst geringfügig höher war als im Sommer (4,5-5 im Sommer vs. 5-5,5 im Herbst). Im Herbst hatten die Probanden wenig bis gar nicht geschwitzt.

Die Auswirkungen der einzelnen Waschsubstanzen auf den pH waren mehr oder weniger gleich wie im Sommer. Nach dem Waschen mit der SDS-Lösung (Balken 8 und 9) stieg der pH am deutlichsten an.

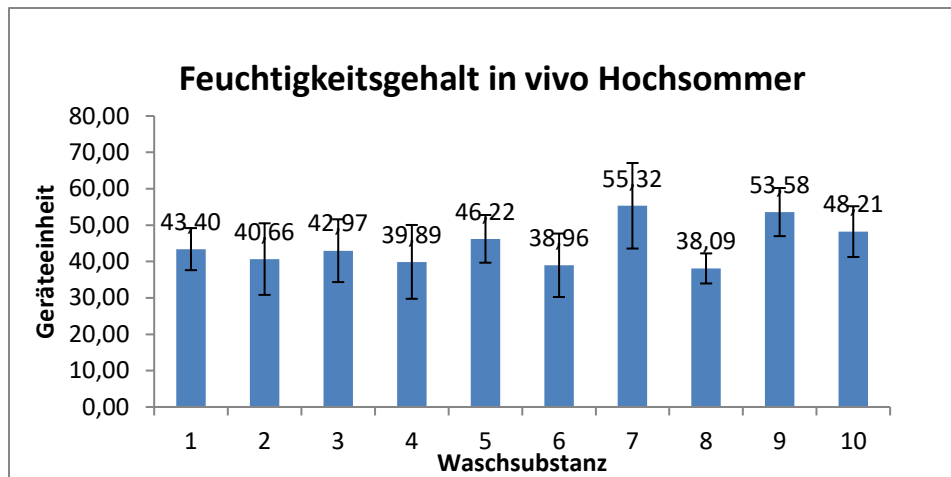


Abbildung 43: Feuchtigkeitsgehalt im Sommer in vivo

Laut Hersteller waren die Werte im Durchschnitt als ausreichend feucht einzustufen. Interessant war jedoch der Effekt des Waschens auf die humane Haut im Vergleich zu den Schweineohren.

Bei der porzinen Ohrenhaut konnte man stets einen Anstieg des Feuchtigkeitsgehalts beobachten (siehe Abbildung 21), in vivo war genau der umgekehrte Effekt zu sehen. Nach dem Waschen (Balken 2, 4, 6, 8 und 10) kam es zu einem Abfall des Feuchtigkeitsgehalts, das heißt zur Austrocknung. Wiederum war das Ausmaß des Austrocknens nach Behandlung mit SDS-Lösung am deutlichsten (Balken 7 und 8)

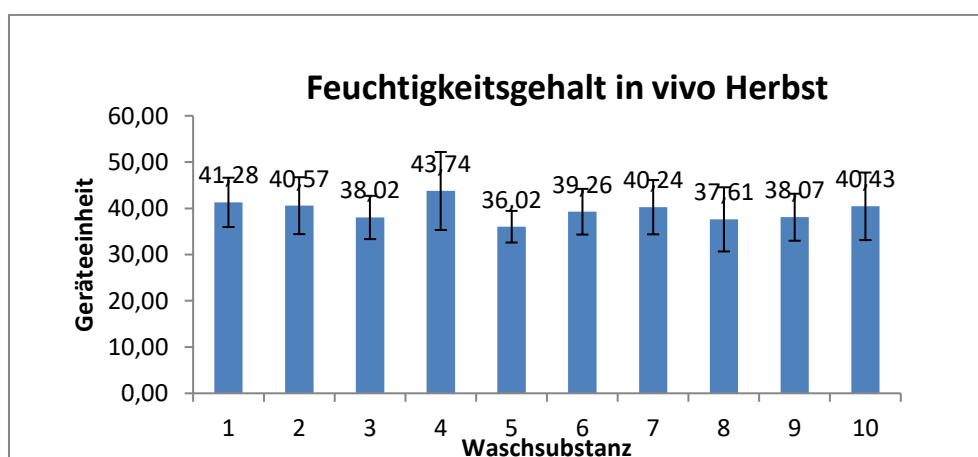


Abbildung 44: Feuchtigkeitsgehalt im Herbst in vivo

Im Sommer konnte man eine Austrocknung beobachten, demgegenüber änderte sich der Feuchtigkeitsgehalt im Herbst kaum.

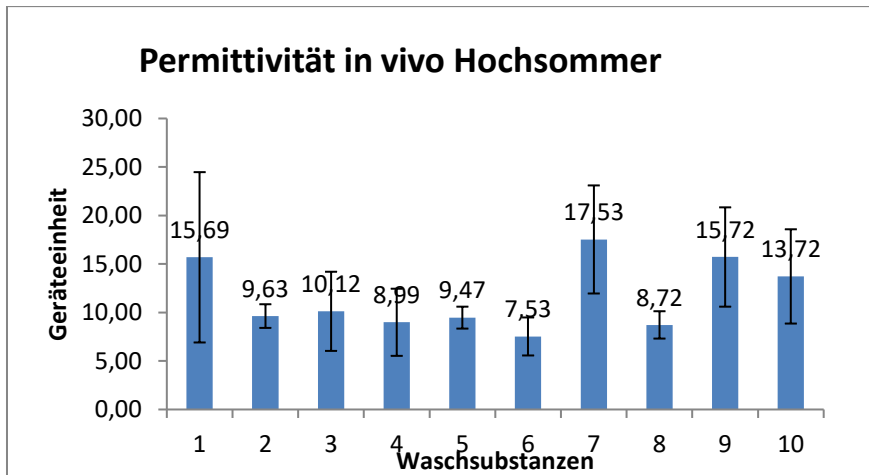


Abbildung 45: Permittivität im Sommer in vivo

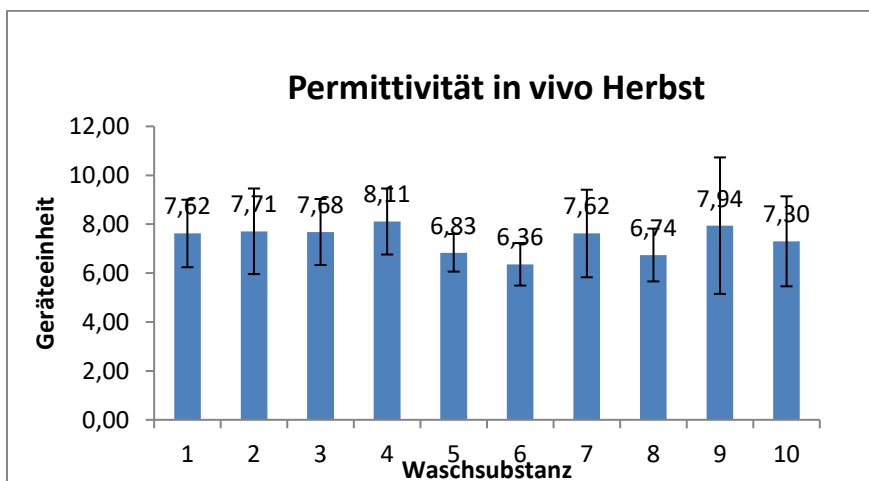


Abbildung 46: Permittivität im Herbst in vivo

Die Ergebnisse des Epsilon bestätigen die Ergebnisse der Corneometrie. Dies zeigte sich vor allem bei den Messungen im Sommer durch die große Standardabweichung. Im Herbst dagegen waren die Werte nicht mehr so stark gestreut. Zwischen den einzelnen Waschvorgängen bestand wiederum kein Unterschied hinsichtlich der Auswirkung auf die Hautbarriere.

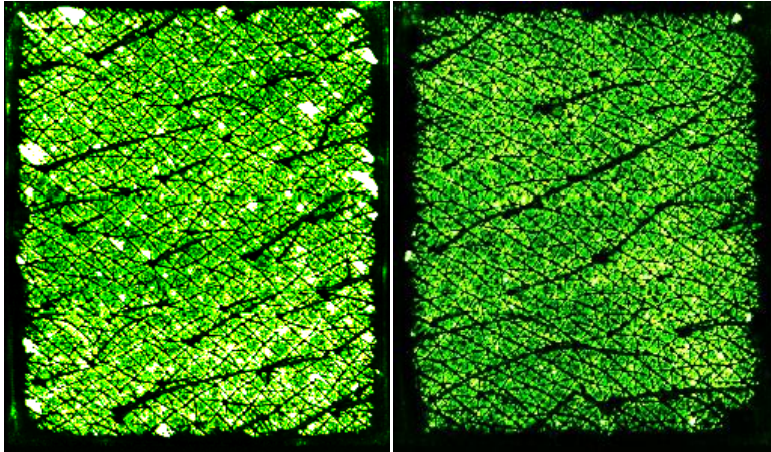


Abbildung 47: Epsilon-Aufnahme vor und nach dem Waschen im Sommer in vivo

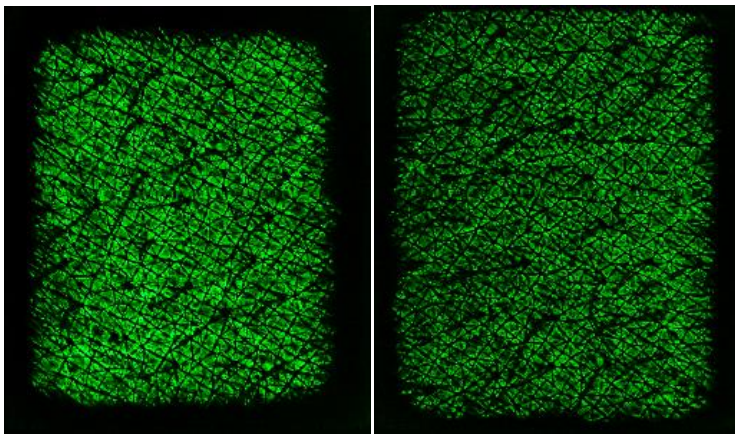


Abbildung 48: Epsilon-Aufnahme vor und nach dem Waschen im Herbst in vivo

Abbildung 47 zeigt eine Aufnahme des Unterarms vor und nach dem Waschen mit 15%iger SDS-Lösung im Sommer. Das linke Bild wurde vor dem Waschen, das rechte nach dem Waschen aufgenommen. Auffällig waren im linken Bild die hellen weißen Punkte. Sie zeigen die Schweißdrüsen. Man sieht, dass es nach dem Waschen zur Austrocknung kam, da das rechte Bild dunkler war als das linke.

Zum Vergleich zeigt Abbildung 48 das Waschen im Herbst. Links ist vor und rechts ist nach dem Waschen. Zwischen beiden Aufnahmen bestand nur ein geringer Unterschied.

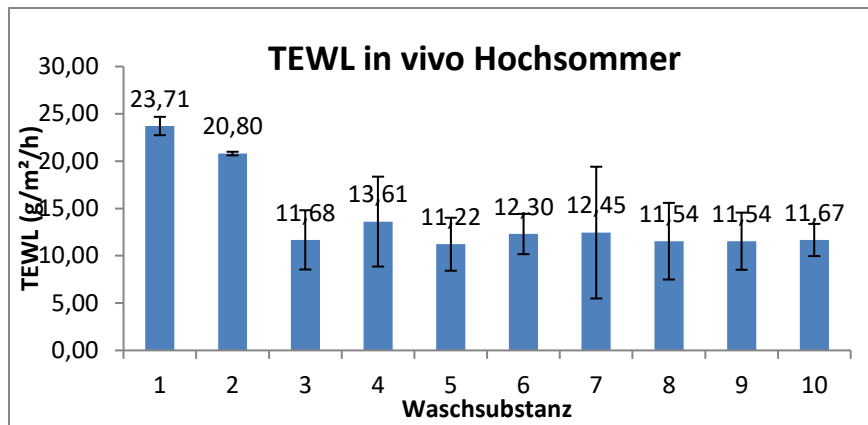


Abbildung 49: TEWL im Sommer in vivo

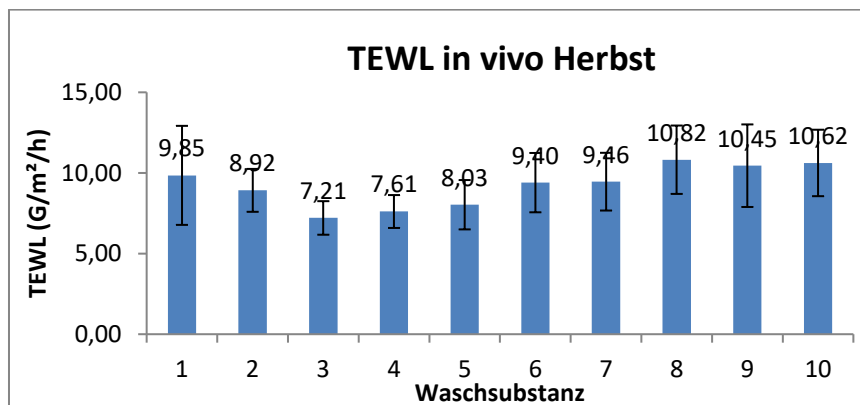


Abbildung 50: TEWL im Herbst in vivo

Die TEWL-Werte, die im Sommer gemessen wurden, waren sehr ungenau, da die klimatischen Verhältnisse sehr unvorteilhaft waren.

Die Werte im Herbst waren ganz im Einklang mit denen in der Literatur gefundenen. (48) Zu dieser Zeit herrschten auch die vom Hersteller empfohlenen Bedingungen. Auch bei den TEWL-Messungen ließ sich kein Unterschied zwischen den jeweiligen Waschsubstanzen erkennen. Der TEWL blieb vor und nach dem Waschen fast unverändert

5.6.2 Ergebnisse der konfokalen Raman-Spektroskopie

Die Ergebnisse der konfokalen Raman-Spektroskopie werden mittels Balken dargestellt. Dabei wird der relative Gehalt der einzelnen Hautkomponenten in einer ausgewählten Hauttiefe präsentiert und die Auswirkung der Waschsubstanzen verglichen.

Die Balken 1-6 stehen für folgendes:

- | | |
|-------------------------------------|-------------------------------|
| 1. Vor dem Waschen | 4. Waschen mit HIRSCH-Seife |
| 2. Waschen mit destilliertem Wasser | 5. Waschen mit SDS-Lösung |
| 3. Waschen mit verdünntem Alkohol | 6. Waschen mit Lezithinlösung |

Dies gilt auch für die folgenden Graphiken.

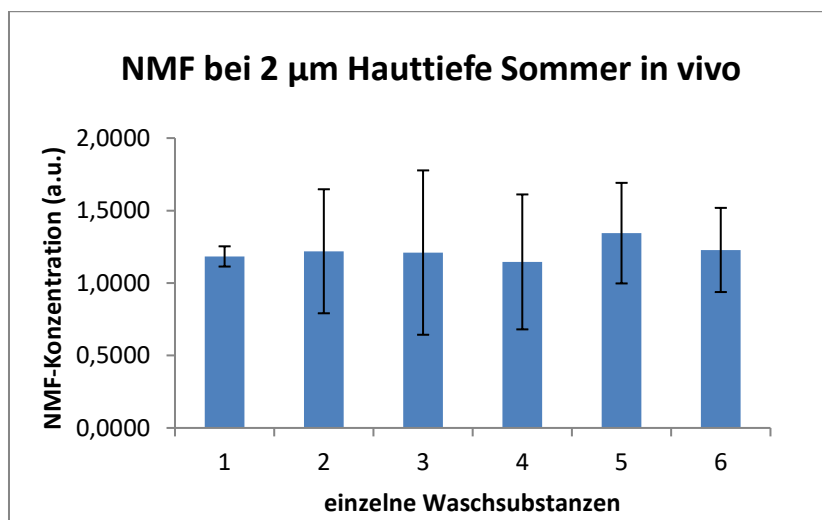


Abbildung 51: NMF-Gehalt im Sommer in vivo

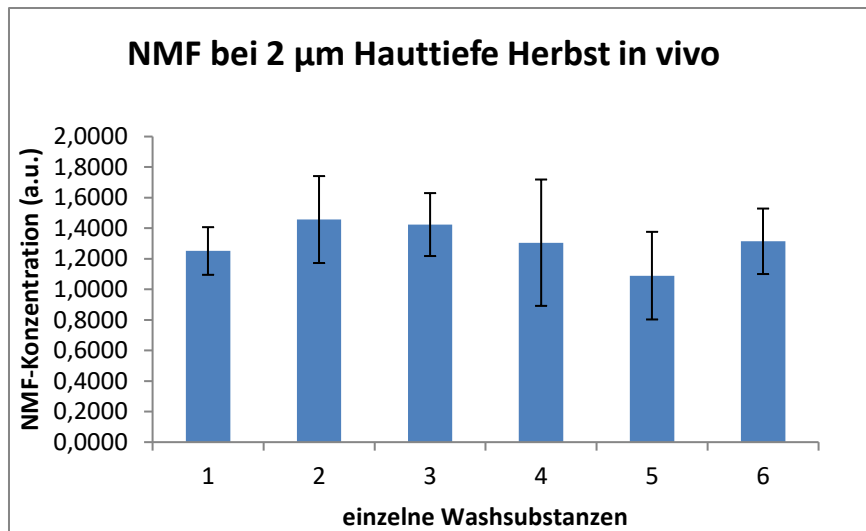


Abbildung 52: NMF im Herbst in vivo

Abbildungen 51 und 52 zeigen die relative Konzentration an NMF bei einer Hauttiefe von 2 µm. Balken 1 der beiden Graphiken steht für den Gehalt vor dem Waschen. Man sah, dass die Werte im Sommer und Herbst etwa gleich waren. Aufgrund der großen Streuung der Werte nach dem Waschen (Balken 2-6) konnte keine Aussage über die Wirkung der Waschsubstanzen auf den NMF-Gehalt getroffen werden.

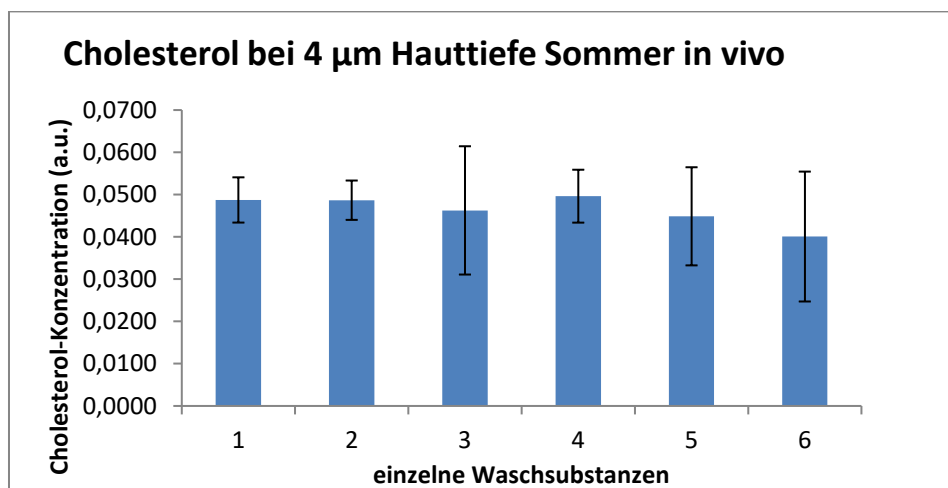


Abbildung 53: Cholesterol im Sommer in vivo

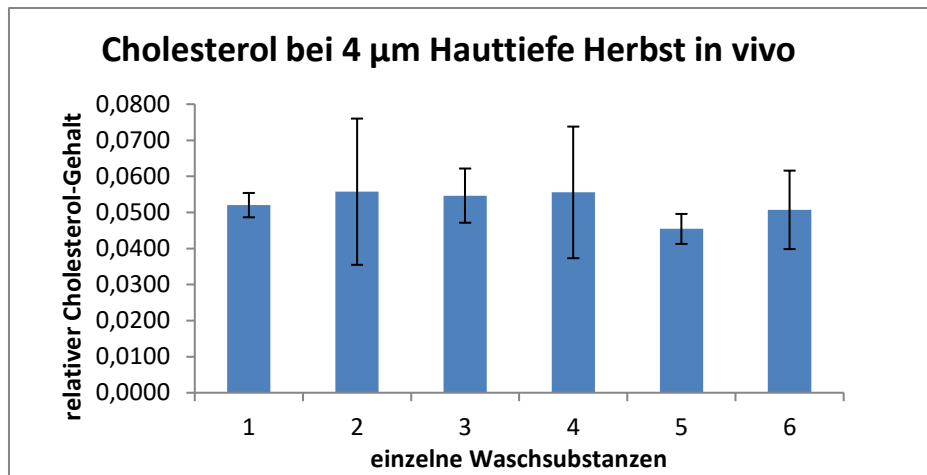


Abbildung 54: Cholesterol im Herbst in vivo

Beim Cholesterol zeigte sich das gleiche Bild wie beim NMF. Die Unterschiede zwischen vor und nach dem Waschen sowie die Auswirkung der einzelnen Waschsubstanzen untereinander war zu gering und vernachlässigbar.

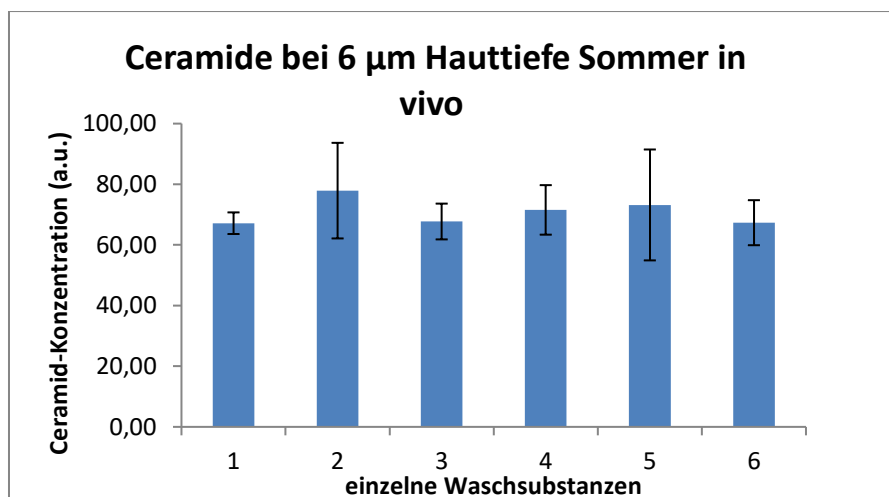


Abbildung 55: Ceramide im Sommer in vivo

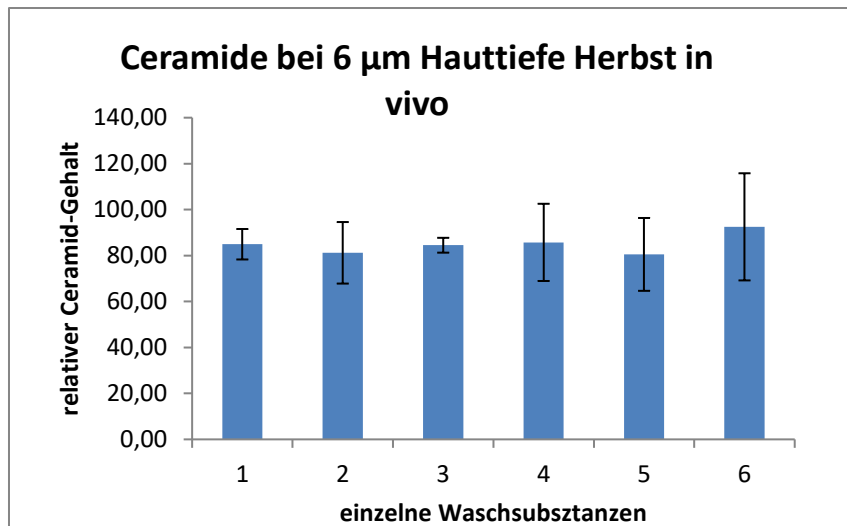


Abbildung 56: Ceramide im Herbst in vivo

Man sieht, dass der Gehalt an Ceramiden im Herbst höher war als im Sommer. Die Werte im Sommer waren sehr stark gestreut. Auch hier hatten die Waschsubstanzen keinen großen Einfluss auf den Gehalt der Ceramide nach dem Waschen.

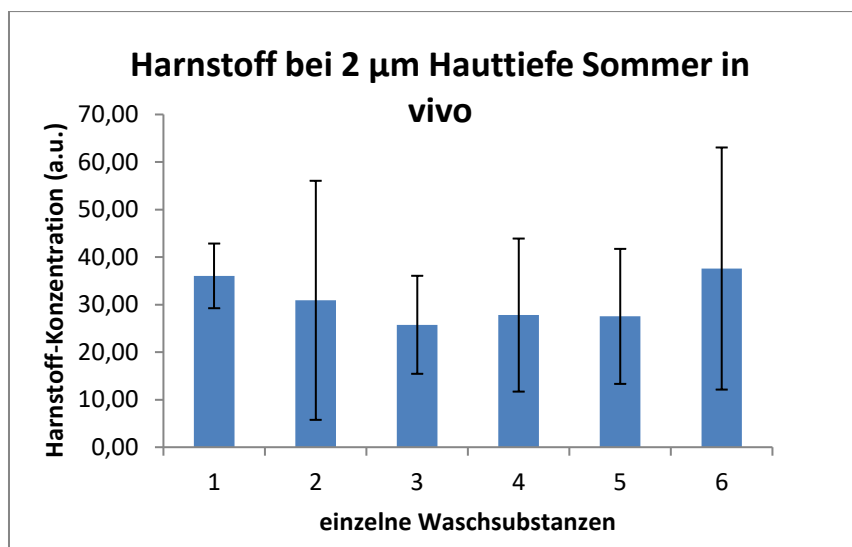


Abbildung 57: Harnstoff im Sommer in vivo

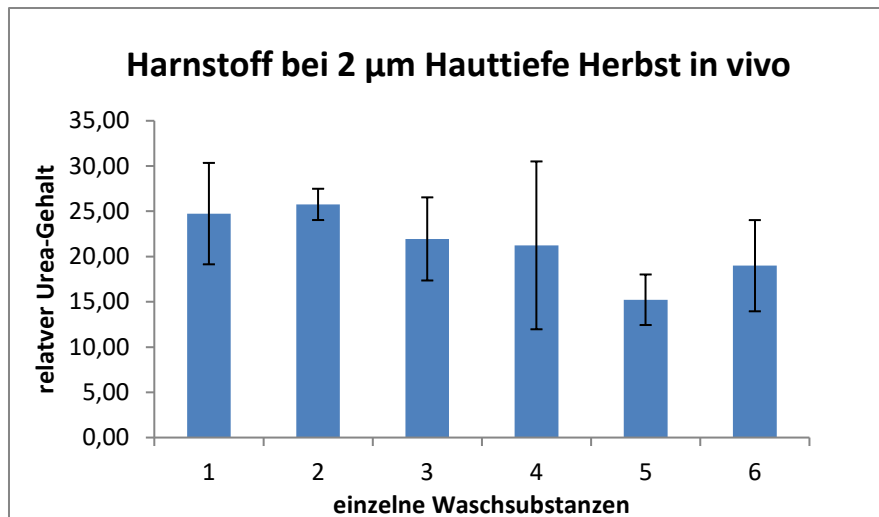


Abbildung 58: Harnstoff im Herbst in vivo

Es zeigte sich eine große Schwankung der gemessenen Werte im Sommer. Beide Graphiken wiesen einen leichten Trend auf, wonach die Harnstoffkonzentration im Stratum corneum nach dem Waschen geringfügig abnahm.

Beim Waschen mit der 15%igen SDS-Lösung wurde auch die Eindringtiefe des SDS ermittelt.

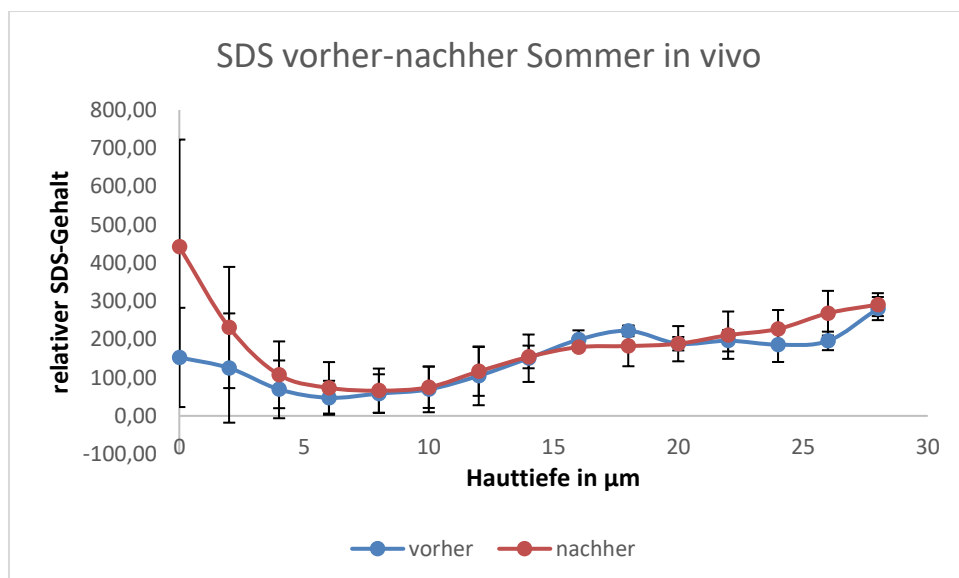


Abbildung 59: Penetration von SDS in humane Haut Sommer

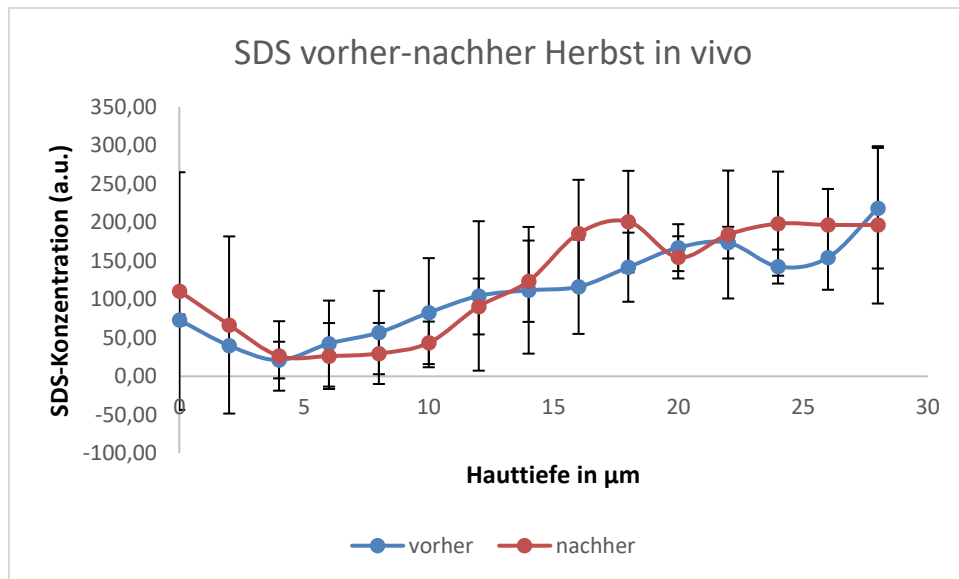


Abbildung 60: Penetration von SDS in humane Haut Herbst

Wie man beiden Graphiken entnehmen kann bestand hinsichtlich vor und nach dem Waschen mit der SDS-Lösung kein Unterschied. Wahrscheinlich drang kaum SDS in die Haut ein.

6. Diskussion

Unsere Haut ist täglich verschiedenen chemischen und mechanischen Behandlungen ausgesetzt. Die Auswirkungen dieser Behandlungen wurden in dieser vorliegenden Arbeit untersucht. Zusätzlich wurde die porcine Haut mit der humanen Haut verglichen.

Die Vorversuche zeigten, dass zwischen aufgetauten und frischen Ohren ein kleiner Unterschied besteht. Vor allem der Gehalt an NMF, der für den allgemeinen Zustand der Haut nicht unwesentlich ist, war bei frischen Ohren fast doppelt so hoch wie bei aufgetauten. Vermutlich wurde durch das Einfrieren der Großteil des NMF zersetzt. Weitere Vermessungen von frischen Ohren in Zukunft könnten mehr Aufschlüsse darüber zulassen, wie groß der Unterschied zwischen frischen und aufgetauten Ohren tatsächlich ist.

Interessant waren die Unterschiede zwischen in vivo- und in vitro- Untersuchungen bei den Kontrollmessungen. Die Schweineohren wiesen durchgehend höhere pH-Werte auf als die Haut in vivo (4,5-5 in vivo vs. 6,5-7 in vitro). Ein Grund dafür könnte sein, dass die Schweineohren, die ja zum Zeitpunkt der Messungen tot sind, nicht mehr aktiv den sauren Hydrolipidfilm aufbauen können. Dieser wird in vivo ständig erneuert und aufrechterhalten, da er eine wichtige Schutzfunktion ausübt.

Bei den Messungen des Feuchtigkeitsgehalts zeigte sich ebenfalls, dass es zwischen in vitro und in vivo Unterschiede gibt. Die Schweineohren, aufgetaut und frisch, sind im Durchschnitt trockener als der humane Unterarm. Die Aufnahmen des Epsilons zeigten das gleiche Ergebnis.

Beim TEWL gab es auch Unterschiede zwischen aufgetauten und frischen Ohren. Dabei zeigten die frischen Ohren ähnliche TEWL-Werte auf wie der humane Unterarm. Dies könnte ein Zeichen dafür sein, dass die Hautbarriere 2-3 Stunden nach der Schlachtung immer noch intakt ist und durch das Einfrieren zumindest teilweise beeinträchtigt wird.

Bei den Ergebnissen der in vivo Daten, die im Sommer gewonnen wurden, muss berücksichtigt werden, dass die Probanden bei den meisten Messungen in

unterschiedlichem Ausmaß transpirierten. Durch den Schweiß kann es natürlich zur Verfälschung der tatsächlichen Werte kommen, da er bei den Messungen stört.

Die Alltagsschäden wurden zuerst mit einer kurzfristige Exposition von 60 Sekunden untersucht, bei der nach den Waschvorgängen überschüssige Waschsubstanz unter laufendem Wasser entfernt wurde.

Bei den in vitro Versuchen konnte man feststellen, dass die kurzfristige Exposition von verschiedenen Waschsubstanzen die Hautbarriere und die Hautparameter kaum negativ bis gar nicht beeinflusste. Auffällig war die leichte Zunahme der Feuchtigkeit nach den Waschvorgängen. Dies wurde bei der zweiten Versuchsreihe mit dem zusätzlichen Rasieren noch deutlicher. Demnach schienen die Ohren nach dem Waschen Wasser aufzunehmen.

Von den einzelnen Waschsubstanzen konnte man den Trend erkennen, dass die SDS-Lösung die aggressivste war. Deshalb diente sie auch stets als Positiv-Kontrolle wie bei den meisten Arbeiten. (1, 23).

Die Ergebnisse der Lezithinlösung waren ebenfalls sehr bemerkenswert vor allem im Bezug auf den TEWL. Nur beim Waschen mit der Lezithinlösung blieb der TEWL vor und nach dem Waschen unverändert. Sogar das vorherige Rasieren übte dabei kaum einen Einfluss aus. Dieses Ergebnis weist darauf hin, dass in die Zukunft Lezithine als hautfreundliche Alternative zu den üblichen Waschseifen eingesetzt werden könnten.

Bei der Versuchsreihe mit dem Vollbad handelte es sich um eine Langzeitexposition. Dabei wurden die Schweineohren über längere Zeit der Waschsubstanz, in diesem Fall einer 15%igen SDS-Lösung, ausgesetzt. Mithilfe der konfokalen Raman-Spektroskopie wurde dann die Eindringtiefe des SDS ermittelt. Dabei wurde von der Annahme ausgegangen, je tiefer das SDS eindringt umso geschädigter ist die Hautbarriere. Das Baden in der Lösung wurde mit verschiedenen mechanischen Behandlungen kombiniert und miteinander verglichen.

Man konnte beobachten, dass bei den Kontrollohren, die nur getrimmt wurden, erst nach 60 Minuten eine größere Menge an SDS weiter ins Stratum corneum eindrang. Bei den rasierten und gepeelten Ohren penetrierte bereits nach 30 Minuten eine größere Menge an SDS ins Stratum corneum. Nach dem Tape-stripping penetrierte

die größte Menge an SDS in das Stratum corneum. Dies war jedoch zu erwarten. Interessant war, dass nach dem Rasieren und dem Peeling vergleichbare Mengen an SDS im Stratum corneum zu finden waren. Dies könnte ein Hinweis dafür sein, dass beide Behandlungen in etwa gleichem Ausmaß in Kombination mit dem Baden in der SDS-Lösung die Hautbarriere beeinträchtigen könnten.

Als letztes wurden die kurzzeitigen Waschvorgänge noch in vivo zu 2 unterschiedlichen Jahreszeiten wiederholt. Dabei konnte man beobachten, dass der Einfluss der Waschsubstanzen in vivo mehr oder weniger dem in vitro gleicht mit Ausnahme der Corneometrie. Bei den Schweineohren konnte man sehen, dass die Feuchtigkeit leicht beziehungsweise stark in Kombination mit Rasieren anstieg. In vivo war eine Austrocknung erkennbar, vor allem im Sommer. Eine Erklärung dafür ist der Schweiß, der durch das Waschen natürlich entfernt wird und die Haut dadurch insgesamt trockener wird. Erwartungsgemäß stieg der pH der Haut nach dem Waschen kurzfristig an, da der saure Hydrolipidfilm abgewaschen wurde. Dieser baute sich jedoch mit der Zeit wieder auf.

Die Ergebnisse der konfokalen Raman-Spektroskopie konnten zudem andeuten, dass es durch die kurzfristige Exposition mit den Waschsubstanzen zu keiner negativen Auswirkung auf die einzelnen Hautkomponenten kommt. Das heißt, dass durch das einmalige Waschen keine signifikante Menge an NMF, Harnstoff, Cholesterol oder Ceramide herausgewaschen werden.

7. Zusammenfassung

Der Fokus dieser vorliegenden Arbeit war es Alltagsschädigungen der Haut möglichst realitätsnahe zu simulieren und durch biophysikalische Methoden sowie konfokaler Raman-Spektroskopie zu untersuchen. Dazu wurden Waschsubstanzen ausgewählt, die für jedermann leicht zugänglich sind. Diese waren destilliertes Wasser, verdünnter Alkohol, eine SLES-haltige Flüssigseife aus einer Drogerie, eine 15%ige SDS-Lösung (m/m) und eine 15%ige Lezithinlösung (m/m). Zuerst wurde an Schweineohren getestet und im Anschluss mit in vivo Versuchen verglichen.

Die Waschsubstanzen wurden mit zwei unterschiedlichen Methoden aufgetragen. Bei der ersten Methode wurden die Waschsubstanzen für maximal 60 Sekunden aufgetragen und danach unter laufendem Wasser entfernt. Bei der zweiten Methode wurden die Schweineohren bis zu 90 Minuten in der SDS-Lösung gebadet. Mittels Raman-Spektroskopie wurde dann die Eindringtiefe des SDS als Indikator für die Hautschädigung ermittelt.

In einem zweiten Versuchsaufbau wurde das Waschen mit der kurzfristigen Exposition mit einer vorherigen Rasur kombiniert und bei der langfristigen Exposition mit verschiedenen mechanischen Behandlungen wie Rasieren, Peeling und Tape-Stripping kombiniert.

Mit Messungen der Parameter pH-Wert, Feuchtigkeitsgehalt, TEWL und Permittivität wurde der Einfluss der chemischen und mechanischen Behandlungen auf die Haut bewertet. Mithilfe der Raman-Spektroskopie wurde zusätzlich ermittelt, inwiefern sich auch die Zusammensetzung der Hautkomponenten im Zuge der Behandlungen veränderte.

Die Versuche mit der kurzzeitigen Methode wurden in vivo an 3 Probanden wiederholt und mit den in vitro Ergebnissen verglichen. Allgemein zeigte sich, dass durch die kurzfristige Exposition die Haut kaum geschädigt wird, unabhängig von Waschsubstanz und mechanische Behandlung. Erst bei der langfristigen Exposition wurde eine Schädigung der Haut festgestellt.

8. Abstract

The human skin is the first barrier against chemical damage and loss of water. On a regular basis our skin is exposed to numerous stresses that could lead to a reduction of the barrier function. Furthermore, there is little data about the impact of combined chemical and mechanical stresses, e.g. the combination of shaving and washing.

The aim of this work was to investigate the effect of various washing substances alone and in combination with shaving on physiological skin parameters using porcine skin *ex vivo* and human forearm *in vivo*. Two different procedures were conducted to simulate the washing and to evaluate potential damage. The first one was brief washing for 60 seconds that included following washing substances: purified water as control, ethanol 70 % v/v, 15% w/w sodium dodecyl sulfate, 15% w/w lecithin mixture S LPC 65 and a sodium lauryl ether sulfate-based commercial washing product. The second one was washing for up to 90 minutes with 15% w /w sodium dodecyl sulfate in combination with various mechanical damages that included shaving, peeling and tape-stripping.

The skin was always investigated before and after treatment by biophysical techniques. The parameters of interests were skin hydration, transepidermal water loss, stratum corneum permittivity and pH. For the long-time exposure, the damage was evaluated by detecting the penetration of SDS through the skin by confocal Raman spectroscopy.

The results showed little effects of the tested brief washing procedures. Generally, the generated values showed high variations due to the inter -and intra-individual differences. Further investigations are needed to show if those effects are potentiated by combination with shaving.

9. Anhang

Ergebnisse der Vorversuche:

Biophysikalische Daten der unbehandelten Ohren:

1. Getrimmte, aufgetaute Ohren:

pH N=12	Sebum	Corneometrie	Permittivität	TEWL
6,9	0	15,4	14,86	18,193
6,9	0	17,4	15,73	13,375
6,9	0	10,2	14,43	13,875
7,6	0	21,5	18,81	12,521
7,1	1	21,3	16,94	12,846
6,9	0	25,3	23,11	14,439
6,9	0	15,8	22,64	14,76
7	0	9,5	18,4	15,337
6,9	1	9	18,29	12,285
6,5	1	27,8	16	12,389
6,7	0	22	17,85	8,713
6,8	0	22,8	18,59	9,09
MW 6,93	0,25	18,17	17,97	13,15
SD 0,26	0,45	6,30	2,73	2,58

Tabelle 7: biophysikalische Werte der getrimmten und aufgetauten Ohren

2. Scherenohren, aufgetaut:

pH N=9	Sebum	Corneometer	Permittivität	TEWL
6,6	0	22,8	18,32	17,218
6,8	0	14,7	16,48	13,942
6,9	0	20,9	20,1	11,631
7,1	1	34	23,84	10,795
7	0	28,3	19,69	10,969
7	0	21,6	24,18	12,816
6,7	0	23,6	17,23	10,397
6,9	1	19,8	20,39	11,238
6,9	0	17,5	22,84	10,921
MW 6,88	0,22	22,58	20,34	12,21
SD 0,16	0,44	5,74	2,79	2,19

Tabelle 8: biophysikalische Daten der aufgetauten und mit Schere enthaarte Ohren

3. Getrimmte Frischohren:

pH N=12	Corneometer	Permittivität	TEWL
6,6	19,8	11,26	5,212
6,8	17,7	10,29	9,49
7	18,7	10,86	6,515
6,6	17,5	22,82	6,574
6,2	23,9	24,03	8,135
6,9	24,9	25,97	7,573
6,1	19,8	11,26	5,212
6,5	17,7	10,29	9,49
7	18,7	10,86	6,515
6,7	17,5	24,14	6,574
6,6	23,9	21,41	8,135
6,6	24,9	23,3	7,573
6,8	25,2		6,54
6,6	24,8		6,355
6,8	20,3		7,211
MW 6,65	21,02	17,21	7,14
SD 0,26	3,16	6,77	1,29

Tabelle 9: biophysikalische Daten der Frischohren

Raman-Spektren:

1. Aufgetaute Schweineohren unbehandelt

mean-NMF							
Hauttiefe in μm	Mean Ohr 1	Mean Ohr 2	Mean Ohr 3	Mean Ohr 4	Mean Ohr 5	MW	SD
0	0,1060	0,1949	0,1376	0,1767	0,1160	0,1462	0,0384
2	0,0687	0,1418	0,1110	0,1258	0,0819	0,1059	0,0303
4	0,0378	0,0899	0,0565	0,0702	0,0476	0,0604	0,0204
6	0,0110	0,0418	0,0310	0,0270	0,0247	0,0271	0,0111
8	0,0112	0,0127	0,0181	0,0113	0,0217	0,0150	0,0047
10	0,0060	0,0100	0,0223	0,0112	0,0174	0,0134	0,0064
12	0,0192	0,0117	0,0222	0,0128	0,0163	0,0164	0,0044
14	0,0132	0,0218	0,0225	0,0183	0,0203	0,0192	0,0037
16	0,0165	0,0236	0,0249	0,0174	0,0306	0,0226	0,0058
18	0,0157	0,0295	0,0197	0,0192	0,0312	0,0231	0,0069
20	0,0169	0,0344	0,0291	0,0095	0,0406	0,0261	0,0128
22	0,0336	0,0320	0,0214	0,0202	0,0333	0,0281	0,0067
24	0,0315	0,0350	0,0230	0,0180	0,0353	0,0286	0,0077
26	0,0370	0,0386	0,0276	0,0134	0,0168	0,0267	0,0114
28	0,0328	0,0368	0,0188	0,0201	0,0166	0,0250	0,0091
30	0,0214	0,0370	0,0172	0,0145	0,0135	0,0207	0,0096

Tabelle 10: NMF aufgetauter Ohren, unbehandelt

Cholesterol							
Hauttiefe in μm	Mean Ohr 1	Mean Ohr 2	Mean Ohr 3	Mean Ohr 4	Mean Ohr 5	MW	SD
0	0,0686	0,0644	0,0834	0,0718	0,0524	0,0681	0,0113
2	0,0625	0,0646	0,0859	0,0698	0,0514	0,0668	0,0126
4	0,0560	0,0564	0,0782	0,0577	0,0428	0,0582	0,0127
6	0,0536	0,0470	0,0630	0,0467	0,0378	0,0496	0,0094
8	0,0474	0,0386	0,0497	0,0415	0,0351	0,0425	0,0061
10	0,0391	0,0360	0,0447	0,0372	0,0321	0,0378	0,0046
12	0,0385	0,0352	0,0406	0,0328	0,0314	0,0357	0,0038
14	0,0391	0,0333	0,0363	0,0309	0,0304	0,0340	0,0037
16	0,0355	0,0323	0,0325	0,0298	0,0288	0,0318	0,0026
18	0,0354	0,0327	0,0304	0,0284	0,0291	0,0312	0,0029
20	0,0323	0,0319	0,0299	0,0276	0,0287	0,0301	0,0020
22	0,0280	0,0301	0,0312	0,0276	0,0295	0,0293	0,0015
24	0,0296	0,0280	0,0313	0,0279	0,0278	0,0289	0,0015
26	0,0298	0,0276	0,0320	0,0288	0,0273	0,0291	0,0019
28	0,0276	0,0290	0,0314	0,0289	0,0273	0,0289	0,0016
30	0,0291	0,0265	0,0353	0,0297	0,0265	0,0294	0,0036

Tabelle 11: Cholesterol aufgetauter Ohren, unbehandelt

Urea							
Hauttiefe in μm	Mean Ohr 1	Mean Ohr 2	Mean Ohr 3	Mean Ohr 4	Mean Ohr 5	MW	SD
0	8,3600	7,9095	7,3562	7,1162	8,1530	7,78	0,53
2	7,1122	6,8989	6,4545	6,7457	6,9924	6,84	0,25
4	7,6964	7,0829	6,5240	7,2045	7,2412	7,15	0,42
6	8,1839	7,0932	7,7190	8,0947	8,4009	7,90	0,51
8	9,7055	8,3914	9,3453	9,1857	9,6233	9,25	0,52
10	10,2953	8,9330	10,1092	9,6170	10,0219	9,80	0,54
12	10,9177	10,0993	10,3160	9,7533	10,4363	10,30	0,43
14	11,2559	10,7214	10,3522	10,4897	10,3574	10,64	0,38
16	11,0783	10,4791	10,5773	10,7185	10,1402	10,60	0,34
18	11,2298	10,6625	10,6655	10,9115	9,9333	10,68	0,48
20	10,6986	11,3991	10,8679	10,3430	10,1479	10,69	0,49
22	10,8866	11,8838	11,2594	10,3395	10,2794	10,93	0,67
24	11,2208	10,9824	10,8160	10,6932	10,1368	10,77	0,41
26	11,0716	10,9140	10,8252	10,5191	10,1764	10,70	0,36
28	11,4987	10,3001	10,9641	10,8603	10,7356	10,87	0,43
30	11,5567	10,3610	10,8508	11,0294	10,2489	10,81	0,53

Tabelle 12: Harnstoff aufgetauter Ohren, unbehandelt

Ceramide							
Hauttiefe in μm	Mean Ohr 1	Mean Ohr 2	Mean Ohr 3	Mean Ohr 4	Mean Ohr 5	MW	SD
0	110,0089	82,5469	101,9079	103,6700	73,5040	94,33	15,52
2	103,2581	81,1580	104,1486	106,3200	74,1465	93,81	14,99
4	96,9773	74,5944	96,9569	96,6410	66,9475	86,42	14,54
6	88,7498	69,0114	83,3744	81,9330	59,8911	76,59	11,82
8	78,5076	64,0440	68,6942	70,5840	52,7010	66,91	9,50
10	65,2568	58,2881	60,4842	61,1930	49,7779	59,00	5,74
12	62,2669	52,7088	52,7984	54,1660	48,3615	54,06	5,08
14	57,9776	50,9608	45,9118	48,8970	43,9948	49,55	5,42
16	57,2479	48,7885	42,1604	46,1300	42,9393	47,45	6,08
18	49,7418	45,6541	41,1352	43,9320	42,4215	44,58	3,34
20	42,5376	45,2576	40,3441	40,4590	42,6126	42,24	2,01
22	39,5903	45,8444	38,1221	38,2510	38,2640	40,01	3,31
24	40,2366	40,8433	38,8961	38,4580	36,6711	39,02	1,63
26	38,5036	39,2130	39,7399	38,0840	36,0256	38,31	1,43
28	34,9264	39,2783	38,8147	36,8680	35,0168	36,98	2,05
30	33,6088	37,3069	36,7849	38,3410	35,1625	36,24	1,87

Tabelle 13: Ceramide aufgetauter Ohren, unbehandelt

water							
Hauttiefe in μm	Mean Ohr 1	Mean Ohr 2	Mean Ohr 3	Mean Ohr 4	Mean Ohr 5	MW	SD
0	42,1095	40,7260	40,0065	43,3400	43,6000	41,96	1,58
2	41,5761	39,5171	39,0920	42,8660	42,9880	41,21	1,83
4	46,6751	42,6300	44,9570	49,2590	48,3860	46,38	2,67
6	53,0524	47,4665	51,1308	55,3750	54,2430	52,25	3,10
8	57,9774	53,0504	56,2244	59,3690	57,8360	56,89	2,42
10	60,5679	57,2501	59,0913	62,0040	60,1920	59,82	1,78
12	62,0891	59,6136	60,8103	63,3170	61,6130	61,49	1,39
14	62,8096	61,1261	62,0741	64,1130	62,1470	62,45	1,10
16	63,3781	62,1176	63,2889	64,6440	62,3660	63,16	1,00
18	63,6758	62,8284	64,1795	65,3070	62,6270	63,72	1,09
20	64,3453	63,6136	64,8293	65,9690	62,7300	64,30	1,23
22	64,9559	64,2830	65,3798	66,4630	63,6040	64,94	1,09
24	65,3213	64,8509	65,6734	66,4120	64,7450	65,40	0,68
26	65,8875	65,0958	66,2136	66,5990	65,5500	65,87	0,58
28	65,9151	65,3783	66,7985	67,0410	65,9400	66,21	0,69
30	65,6804	65,7798	67,2474	67,4520	66,6320	66,56	0,81
32	65,7043	66,3896	67,9973	67,7600	67,3670	67,04	0,97
34	66,1256	66,7434	68,8613	68,2120	68,1340	67,62	1,14
36	66,5855	66,9340	69,4501	68,5960	69,1650	68,15	1,31
38	67,0534	66,9691	69,8113	68,7580	70,3240	68,58	1,54

Tabelle 14: Wassergehalt aufgetauter Ohren, unbehandelt

2. Frischohren:

NMF						
Hauttiefe in μm	mean Ohr1	mean Ohr2	mean Ohr3	mean Ohr4	MW	SD
0	0,2209	0,3283	0,2560	0,3075	0,2782	0,0488
2	0,2128	0,3197	0,2491	0,2556	0,2593	0,0445
4	0,1719	0,2460	0,2121	0,1359	0,1915	0,0479
6	0,0920	0,1409	0,1313	0,0728	0,1092	0,0322
8	0,0379	0,0650	0,0779	0,0476	0,0571	0,0178
10	0,0223	0,0494	0,0446	0,0373	0,0384	0,0118
12	0,0211	0,0361	0,0335	0,0343	0,0313	0,0069
14	0,0190	0,0398	0,0275	0,0365	0,0307	0,0094
16	0,0272	0,0440	0,0240	0,0316	0,0317	0,0088
18	0,0320	0,0418	0,0220	0,0311	0,0317	0,0081
20	0,0304	0,0526	0,0337	0,0379	0,0387	0,0098
22	0,0179	0,0430	0,0347	0,0407	0,0341	0,0114
24	0,0377	0,0426	0,0339	0,0455	0,0399	0,0051

26	0,0357	0,0431	0,0477	0,0387	0,0413	0,0052
28	0,0257	0,0330	0,0353	0,0379	0,0330	0,0053
30	0,0224	0,0353	0,0387	0,0368	0,0333	0,0074

Tabelle 15: NMF frischer Ohren, unbehandelt

cholesterol						
Hauttiefe in μm	mean Ohr1	mean Ohr2	mean Ohr3	mean Ohr4	MW	SD
0	0,0474	0,0809	0,0413	0,0595	0,0573	0,0175
2	0,0473	0,0859	0,0402	0,0614	0,0587	0,0202
4	0,0413	0,0795	0,0364	0,0524	0,0524	0,0192
6	0,0362	0,0654	0,0342	0,0439	0,0449	0,0143
8	0,0339	0,0527	0,0319	0,0400	0,0396	0,0094
10	0,0296	0,0466	0,0327	0,0386	0,0369	0,0075
12	0,0273	0,0422	0,0297	0,0369	0,0340	0,0068
14	0,0270	0,0385	0,0273	0,0332	0,0315	0,0055
16	0,0281	0,0339	0,0267	0,0293	0,0295	0,0031
18	0,0283	0,0337	0,0267	0,0278	0,0291	0,0031
20	0,0266	0,0332	0,0264	0,0291	0,0288	0,0032
22	0,0262	0,0315	0,0266	0,0274	0,0279	0,0024
24	0,0246	0,0300	0,0262	0,0259	0,0267	0,0023
26	0,0255	0,0281	0,0222	0,0247	0,0251	0,0024
28	0,0265	0,0268	0,0225	0,0258	0,0254	0,0020
30	0,0259	0,0259	0,0220	0,0281	0,0255	0,0025

Tabelle 16: Cholesterol frischer Ohren, unbehandelt

urea						
Hauttiefe in μm	mean Ohr1	mean Ohr2	mean Ohr3	mean Ohr4	MW	SD
0	8,1821	7,4881	8,3705	7,3001	7,84	0,52
2	7,7406	7,1410	7,4860	5,8210	7,05	0,85
4	7,6628	7,0554	7,4690	5,7728	6,99	0,85
6	7,2517	7,5691	7,7417	6,4716	7,26	0,56
8	7,8950	8,4078	8,2470	7,9856	8,13	0,24
10	8,8807	9,2507	8,9098	8,8689	8,98	0,18
12	9,5488	9,3927	9,6513	9,7649	9,59	0,16
14	10,1776	9,8217	10,3384	9,9661	10,08	0,23
16	10,6694	10,1686	10,7484	9,3491	10,23	0,64
18	10,6166	10,0451	10,1782	10,3241	10,29	0,25
20	10,6037	10,8860	10,4853	9,8780	10,46	0,42
22	10,5148	10,7267	10,9294	10,1067	10,57	0,35
24	10,2319	10,5779	10,6570	10,3661	10,46	0,19
26	11,0748	10,8056	11,0604	9,7435	10,67	0,63
28	11,0085	11,2446	11,7438	9,2928	10,82	1,06
30	11,0116	11,3880	11,3559	9,6249	10,85	0,83

Tabelle 17: Harnstoff frischer Ohren, unbehandelt

ceramide						
Hauttiefe in μm	mean Ohr1	mean Ohr2	mean Ohr3	mean Ohr4	MW	SD
0	74,7639	100,5960	70,9686	85,2771	82,90	13,26
2	75,6187	103,1741	70,0634	86,5166	83,84	14,59
4	68,8456	97,9696	66,7983	79,0738	78,17	14,25
6	62,6047	89,4480	62,9296	73,7359	72,18	12,62
8	56,9781	79,4960	59,5976	69,1427	66,30	10,23
10	51,5723	74,4714	55,8169	64,8254	61,67	10,17
12	49,0923	65,7044	53,1874	60,5606	57,14	7,43
14	48,4426	58,2654	50,6094	55,3679	53,17	4,46
16	47,3420	50,4684	49,3563	50,1557	49,33	1,41
18	45,3570	46,8524	47,4154	47,2491	46,72	0,94
20	43,8716	45,6906	45,3469	44,7860	44,92	0,79
22	41,9903	45,4377	44,6913	40,6068	43,18	2,27
24	39,9794	41,6221	41,6139	39,5377	40,69	1,09
26	40,3246	41,3007	36,9864	37,9377	39,14	2,01
28	38,9487	41,2413	37,4740	38,5472	39,05	1,59
30	38,0606	38,4457	37,7103	38,5933	38,20	0,40

Tabelle 18: Ceramide frischer Ohren, unbehandelt

water						
Hauttiefe in μm	mean Ohr1	mean Ohr2	mean Ohr3	mean Ohr4	MW	SD
0	37,3488	36,9169	34,2160	40,9816	37,37	2,78
2	36,9825	36,3098	33,4118	39,9238	36,66	2,67
4	40,9889	42,0105	38,8988	44,5478	41,61	2,35
6	46,8359	50,7756	46,4242	52,0298	49,02	2,81
8	53,5683	59,0554	53,5635	59,4171	56,40	3,28
10	59,5048	63,6755	59,5097	63,3169	61,50	2,31
12	63,2014	65,6085	63,2235	65,4246	64,36	1,33
14	65,4575	66,6979	64,8578	66,9710	66,00	1,00
16	66,7635	67,6365	65,4733	68,1387	67,00	1,17
18	66,7384	67,6594	65,8958	68,4574	67,19	1,11
20	66,2131	67,2951	66,1057	68,1988	66,95	0,99
22	66,1814	67,3836	66,2508	67,8136	66,91	0,82
24	66,4805	67,7681	66,3560	67,4613	67,02	0,70
26	67,0515	68,1265	66,5143	67,3082	67,25	0,67
28	67,5199	68,7615	66,7570	67,3019	67,59	0,85
30	67,8314	69,2474	67,2475	67,4176	67,94	0,91
32	68,2686	69,2603	67,6857	67,6412	68,21	0,75
34	68,1493	69,1188	68,3080	67,9893	68,39	0,50
36	67,2157	69,1856	68,7482	68,4442	68,40	0,85
38	67,3702	69,3138	69,1512	68,9602	68,70	0,90

Tabelle 19: Wassergehalt frischer Ohren, unbehandelt

Erste Waschvorgänge

1. Waschen mit destilliertem Wasser

N=9	pH	Corneometer	Permittivität	TEWL
Ohr 1	7,7	36,8	22,12	13,53
	7,4	15,7	28,65	8,983
	7,4	27,8	26,49	8,257
Ohr 2	7,2	9,2	15,46	7,88
	7,2	12,3	17,11	7,237
	7,1	10,3	15,45	12,151
Ohr 3	7,8	28,2	23,53	14,074
	7,6	34,7	19,45	14,318
	7,4	22,9	22,87	15,176
Mittelwert	7,42	21,99	21,24	11,29
SD	0,24	10,53	4,72	3,17

Tabelle 20: Daten Waschen mit destilliertem Wasser

2. Desinfizieren mit verdünntem Alkohol:

N=12	pH	Sebum	Corneometer	Permittivität	TEWL
Ohr 1	7,4	0	42	17,55	7,03
	6,8	0	24,9	16,19	9,085
	6,7	2	29,8	19,46	10,222
Ohr 2	7	1	26	19,54	13,58
	6,9	0	15,8	22,54	8,277
	7,1	0	17,6	26,54	12,227
Ohr 3	7,7	2	25,9	16,33	9,385
	7,5	0	23,4	18,2	20,283
	7,3	0	11,2	14,21	9,329
Ohr4	7,3	0	34,7	25,06	14,919
	7,3	1	24,7	20,68	17,265
	7,3	1	33,1	23,58	10,72
Mittelwert	7,19	0,58	25,76	19,99	11,86
SD	0,30	0,79	8,52	3,81	3,97

Tabelle 21: Daten desinfizieren mit verdünntem Alkohol

3. Waschen mit Flüssigseife:

N=12	pH	Corneometer	Permittivität	TEWL
Ohr 1	7,1	25,5	19,42	15,981
	6,8	35,7	15,5	14,33
	6,7	24,1	25,92	25,891
Ohr 2	6,5	21,9	25,35	22,528
	6,5	31,4	28,14	12,316
	6,5	33,8	25,24	11,319
Ohr 3	6,7	37,8	17,54	15,109
	6,9	27,1	20,31	10,011
	6,4	25,3	20,63	11,639
Ohr 4	6,4	24,3	23,26	11,467
	6,3	43	23,11	18,59
	6,3	43,3	31,46	19,313
Mittelwert	6,59	31,10	22,99	15,71
SD	0,25	7,54	4,56	4,97

Tabelle 22: Daten waschen mit Flüssigseife

4. Waschen mit 15%iger SDS-Lösung

N=15	pH	Corneometer	Permittivität	TEWL
Ohr 1	6,3	33,2	20,32	9,271
	6,7	37,3	25,5	7,396
	7,1	30,1	22,96	6,374
Ohr 2	8,2	31,8	22,64	12,489
	8	35,5	25,85	8,109
	7,9	29	27,78	17,297
Ohr 3	7,8	31,9	35,5	21,392
	7,9	34,1	40,34	14,981
	7,7	47,4	20,2	13,984
Ohr 4	7,8	38,1	24,86	13,456
	7,6	35,5	28,69	23,251
	7,3	31,4	27,99	20,818
Ohr 5	7,5	34,3	24,86	10,254
	7,7	30,8	28,69	9,877
	7,7	33,8	27,99	11,039
Mittelwert	7,55	34,28	26,94	13,33
SD	0,51	4,45	5,33	5,30

Tabelle 23: Daten waschen mit 15%iger SDS-Lösung

5. Waschen mit 15%iger Lezithinlösung

N=12	pH	Corneometer	Permittivität	TEWL
Ohr 1	7,3	38,3	32,18	9,359
	7,3	27,8	32,51	10,532
	7,3	34	40,4	13
Ohr 2	7,3	36,1	48,95	10,775
	7,3	32,1	37,9	8,416
	7,2	25,8	36,83	8,865
Ohr 3	7,7	29,8	22,13	8,937
	7,5	38,7	28,92	9,227
	7,4	31,3	34,77	11,632
Ohr 4	7,2	40,3	41,84	9,537
	7,2	45	26,08	8,378
	7,2	48,4	38,74	9,172
Mittelwert	7,33	35,63	35,10	9,82
SD	0,15	6,84	7,34	1,40

Tabelle 24: Daten waschen mit 15%iger Lezithinlösung

Waschvorgänge mit Vorher-/Nachher-Messungen

1. Waschen mit destilliertem Wasser

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	7,9	6,5	26,2	26,4	14,05	29,62	27,27	23,683
2	7,7	6,9	24,2	25,5			24,44	23,426
3	7,7	6,9	17,7	17			25,94	20,261
1	7,5	6,9	18,4	13,1	12,52	20,21	12,36	12,577
2	7,3	7	14,1	12,6			8,834	9,344
3	7,3	7	10,1	14			11,78	11,542
1	7	6,9	34,2	46,4	22,51	25,18	14,27	15,086
2	7,2	7	30,9	36,5			10,64	13,369
3	7,2	6,9	22,7	27,4			8,851	12,052
1	7,2	6,9	16,5	8,9	20,71	20,25	18,37	18,898
2	7,2	6,8	18	18,5			13,2	13,368
3	7,2	6,9	23,8	15,2			12,11	11,323
MW	7,37	6,88	21,40	21,79	17,45	23,82	15,67	15,41
SD	0,27	0,13	6,95	11,09	4,90	4,52	6,67	4,90

Tabelle 25: Daten destilliertes Wasser vorher und nachher

2. Desinfektion mit verdünntem Alkohol:

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	7,4	7,5	27	30,7	17,92	22,57	10,63	12,93
2	7,3	7,3	26,8	24,7			8,645	10,075
3	7,1	7,1	27	11,5			11,24	11,417
1	7,3	7	8,5	22,1	13,39	20,94	12,52	11,038
2	7,2	7	8,3	6			10,82	12,177
3	7	7	24,3	24,4			8,811	12,098
1	7,2	6,8	18,9	16,2	14,99	20,87	13,88	13,983
2	7,3	7	24,8	16,2			11,84	10,314
3	7,3	7	28,1	30,1			10,12	11,631
1	7,2	6,9	17,2	17,3	13,46	16,66	33,33	21,529
2	7,3	7	19,3	27,6			12,82	12,821
3	7,2	7	22,6	20,6			29,68	24,864
MW	7,23	7,05	21,07	20,62	14,94	20,26	14,53	13,74
SD	0,11	0,18	6,90	7,51	2,12	2,53	8,11	4,61

Tabelle 26: Daten verdünnter Alkohol vorher und nachher

3. Waschen mit Flüssigseife

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	6,6	5,9	29	34,4	15,83	21,71	7,695	10,56
2	6,8	6,2	20,6	29,4			9,008	11,79
3	6,8	6,1	21,1	23			8,993	8,639
1	7,2	6,2	22,3	21,8	15	22,41	11,83	22,734
2	7,3	6,2	23	27,7			8,048	9,035
3	7,2	6,2	9	29,8			14,15	16,033
1	6,9	5,6	16	22,2	14,05	24,91	9,102	8,888
2	7,2	6	22,3	25,5			11,54	12,696
3	7,2	6,2	22,1				9,984	9,837
1	7,2	6,2	27,8	42,8	18,69	23,02	10,3	8,513
2	7,3	6,3	30,4	28,7			7,986	12,751
3	7,2	6,3	31,4	26,1			19,92	19,498
MW	7,08	6,12	22,92	28,31	15,89	23,01	10,71	12,58
SD	0,23	0,20	6,33	6,10	2,00	1,37	3,46	4,61

Tabelle 27: Daten Flüssigseife vorher und nachher

4. Waschen mit 15%iger SDS-Lösung

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	7,3	7,5	22	27	20,44	23,68	9,056	8,595
2	7,2	7,5	26,7	16,8			7,573	7,292
3	7,3	7,5	25,3	24,5			7,862	10,579
1	7,1	7,3	24,3	30,3	20,95	26,46	13,01	13,989
2	7,1	7,3	31,7	24,7			12,02	10,479
3	7,3	7,3	16	9			16,55	19,874
1	6,9	7	23	27,8	23,3	25,39	9,787	9,702
2	7,1	7,3	24,3	36			14,23	11,461
3	7	7,2	27,3	39,4			8,391	10,845
1	6,9	7,2	28,3	41,6	19,2	32,93	9,402	10,544
2	7	7,2	11,5	36,2			8,645	11,088
3	7	7,2	17,1	18,5			10,54	10,476
MW	7,10	7,29	23,13	27,65	20,97	27,12	10,59	11,24
SD	0,15	0,15	5,73	9,77	1,72	4,04	2,80	3,15

Tabelle 28: Daten 15%ige SDS-Lösung

5. Waschen mit 15%iger Lezithinlösung

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	7,2	6,7	24,1	18,3	20,11	28,14	8,748	8,048
2	7,3	6,7	22,8	39			8,37	8,338
3	7,3	6,8	21,9	26,6			10,22	10,439
1	7	6,8	22,8	32,3	18,14	37,59	8,847	9,409
2	7	6,9	13,5	18,9			7,543	8,34
3	7	6,8	29,7	37,9			7,891	8,413
1	6,2	6,6	18,8	26,2	18,58	31,55	8,406	7,55
2	6,6	6,9	26,7	39,3			10,33	12,525
3	6,9	7	19	27,7			6,398	5,912
1	7,1	7	13,3	24	15,54	26,4	21,76	7,53
2	7,1	7	11,1	19,2			8,14	8,647
3	7,1	7,1	6,3	12,4			8,801	7,765
MW	6,98	6,86	19,17	26,82	18,09	30,92	9,62	8,58
SD	0,31	0,15	6,90	8,88	1,90	4,93	3,97	1,65

Tabelle 29: Daten 15%iger Lezithinlösung

Waschen mit Rasur

1. Kontrolle (ohne Waschen, nur Rasur)

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	7,3	6,5	14,5	26,6	17,57	26,43	21,641	27,304
2	7	6,9	22,4	27,6			9,947	9,302
3	6,9	7,1	19,3	25,9			8,53	8,997
1	5,7	5,7	11,1	15,1	15,41	28,12	15,672	11,712
2	6,3	6,3	10,8	23,5			12,375	14,232
3	6,6	6,8	4,9	25,5			8,461	8,076
1	6,6	6,5	24,1	37,7	17,78	25,68	8,865	14,681
2	6,8	6,9	24,4	39,6			7,522	9,123
3	6,9	7	24,4	40,6			7,227	8,424
1	6,2	6,4	19,7	41,9	14,95	25,1	8,861	8,871
2	6,8	6,9	22,9	22,9			7,541	8,671
3	6,9	7,1	13,8	33,9			6,97	9,725
MW	6,67	6,68	17,69	30,07	16,43	26,33	10,30	11,59
SD	0,43	0,41	6,51	8,47	1,46	1,31	4,35	5,42

Tabelle 30: Daten Rasieren, Kontrolle

2. Waschen mit destilliertem Wasser

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	6	5,3	28,2	44,7	35,27	41,55	10,669	12,078
2	6,6	5,6	27,3	35			13,953	20,02
3	6,8	6	20,2	34,7			13,334	12,168
1	5,8	5,3	34,6	50	22,42	34,16	18,237	17,211
2	6,3	5,8	17,8	24,7			13,275	14,09
3	6,6	6	27,8	42,9			13,162	11,954
1	5,8	5,3	24,8	37,1	26,58	43,46	12,824	15,692
2	6,4	5,7	26,9	45,5			14,717	10,108
3	6,6	5,9	28,3	39,3			9,447	13,604
1	5,9	5,5	18,6	27,7	26,26	37,43	16,689	21,676
2	6,5	5,9	28,4	39,8			19,166	24,297
3	7,1	6,2	19,4	24,4			20,66	26,142
MW	6,37	5,71	25,19	37,15	27,63	39,15	14,68	16,59
SD	0,42	0,31	5,12	8,28	5,43	4,17	3,39	5,29

Tabelle 31: Daten Rasur und destilliertes Wasser

3. Desinfizieren mit verdünntem Alkohol

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	6,4	6,5	29,2	40	18,02	31,61	18,203	14,092
2	6,8	6,7	34,1	32,5			18,642	18,028
3	7	6,8	40,4	38,8			18,843	20,685
1	6,8	6,5	29,8	44,1	19,44	37,61	10,495	29,289
2	7	6,6	32,8	38,7			8,623	8,992
3	6,9	6,6	26,9	26,9			11,287	12,579
1	6,7	6,6	15,3	21,4	15,58	26,64	16,619	24,575
2	7	6,8	9,3	23,2			13,732	13,268
3	6,9	6,8	15,5	22,6			13,569	20,066
1	6,8	6,8	20,8	42,9	18,04	33,15	12,334	23,57
2	6,9	7	20,8	41,9			12,132	14,799
3	7	7,1	22,6	40,6			11,263	13,483
MW	6,85	6,73	24,79	34,47	17,77	32,25	13,81	17,79
SD	0,17	0,19	9,03	8,65	1,60	4,52	3,46	5,97

Tabelle 32: Daten Rasur und verdünnter Alkohol

4. Waschen mit Flüssigseife

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	6,1	5,2	27,7	54,5	22,43	40,74	14,072	25,104
2	6,5	5,5	25,5	45,1			11,083	20,641
3	6,8	5,7	29	41,7			13,638	13,83
1	6,7	6,2	27,2	30,8	20,97	34,45	6,587	8,141
2	6,4	6,1	16,9	43,1			8,895	13,216
3	6,8	6	33,2	60			15,591	15,507
1	6,6	6,4	20,7	42,5	19,51	44,39	15,104	16,049
2	6,8	6,3	12,6	35,6			14,991	26,513
3	6,9	6,1	9,2	26			15,272	16,244
1	6,6	6,1	7,9	20,3	16,11	30,9	18,413	21,731
2	7	6,1	17,5	38,2			18,913	20,49
3	7,1	6,2	23,9	36,2			12,768	14,245
MW	6,69	5,99	20,94	39,50	19,76	37,62	13,78	17,64
SD	0,27	0,35	8,18	11,11	2,71	6,08	3,57	5,34

Tabelle 33: Daten Rasur und Flüssigseife

5. Waschen mit 15%iger SDS-Lösung

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	6,7	6,2	20,6	42,1	20,72	41,7	11,806	24,653
2	6,6	6,4	13	47,9			10,184	15,253
3	6,7	6,6	27,2	45,8			9,621	15,114
1	6,6	6	10,3	22,4	20,06	28,93	18,808	28,245
2	6,9	6,4	11,7	23,4			15,845	18,982
3	7	6,7	17,2	20,9			15,951	16,776
1	6,4	6,1	12,2	34,7	13,58	21,58	19,284	19,762
2	6,7	6,6	10	20,6			19,803	14,336
3	7,1	7,1	3,6	30,8			18,269	21,01
1	6,9	6,3	14,1	40,2	23,8	38,23	12,434	28,961
2	6,7	6,5	18,5	40,7			12,45	33,93
3	6,7	6,9	12,4	38,9			12,648	17,471
MW	6,75	6,48	14,23	34,03	19,54	32,61	14,76	21,21
SD	0,19	0,32	6,01	10,06	4,29	9,12	3,67	6,35

Tabelle 34: Rasur und 15%ige SDS-Lösung

6. Waschen mit 15%iger Lezithinlösung

N=12	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	7,3	6,5	24,9	32,1	16,35	31,6	11,894	11,835
2	7,2	6,7	25	44,3			9,359	8,544
3	7	6,8	17,6	21,3			12,126	14,26
1	7,4	6,7	16	30,4	15,98	33,88		
2	7,2	6,9	35,4	41,4			17,824	18,8
3	7	7	5,3	7,3			18,391	18,51
1	6,9	6,6	26,5	42,5	21,53	36,45	15,415	17,26
2	7	6,9	15,5	36,6			12,13	11,839
3	6,9	7,1	3,6	32,9			14,013	13,875
1	7	6,7	32,5	51	18,54	39,71	11,209	11,636
2	7	6,8	7,5	41,6				
3	7,1	6,9	21,5	34			12,241	11,134
MW	7,08	6,80	19,28	34,62	18,10	35,41	13,46	13,77
SD	0,16	0,17	10,29	11,58	2,55	3,48	2,92	3,44

Tabelle 35: Daten Rasur und 15%ige Lezithinlösung

Vollbad in 15%iger SDS-Lösung

1. Kontrolle

30min	MW Ohr1	MW Ohr2	MW Ohr3	MW Ohr4	MW Ohr5
0	339,33	933,80	531,27	699,84	853,97
2	262,11	693,71	440,04	581,29	609,12
4	124,38	337,53	197,52	298,67	273,09
6	40,91	184,93	92,11	131,00	111,15
8	46,42	141,82	66,07	101,07	87,14
10	68,28	116,55	64,19	100,19	64,43
12	81,55	86,14	54,63	100,81	98,07
14	85,25	88,70	66,55	114,03	99,26
16	82,11	126,33	82,69	104,77	73,98
18	62,83	99,92	80,92	89,18	60,71
20	71,23	81,19	80,94	82,52	66,18
22	79,06	50,92	76,98	93,85	62,04
24	89,82	60,12	54,81	66,10	73,98
26	89,49	66,52	41,94	62,95	53,97
28	53,40	36,26	43,87	71,25	81,30
30	26,72	43,14	39,14	71,70	64,58

Tabelle 36: SDS Detektion nach 30 Minuten, Kontrolle

60min	MW Ohr1	MW Ohr2	MW Ohr3	MW Ohr4	MW Ohr5
0	404,86	734,61	652,66	1518,75	1011,45
2	213,51	666,70	492,67	1319,25	772,92
4	76,20	379,20	234,01	701,90	395,43
6	50,23	191,15	124,26	393,73	232,73
8	48,99	113,49	86,86	241,96	166,05
10	57,07	85,10	93,13	168,86	133,21
12	89,23	89,19	95,93	139,95	116,71
14	106,02	89,71	71,46	121,53	89,85
16	107,26	51,91	48,10	117,96	82,41
18	112,45	32,17	57,79	88,22	74,09
20	95,01	45,91	49,68	85,02	73,67
22	71,31	53,84	38,74	72,02	75,55
24	69,14	61,73	49,21	49,78	69,93
26	57,79	42,55	73,45	43,37	70,58
28	47,44	28,41	67,09	47,96	64,52
30	36,60	13,18	41,19	64,29	71,76

Tabelle 37: SDS-Detektion nach 60 Minuten, Kontrolle

90min	MW Ohr1	MW Ohr2	MW Ohr3	MW Ohr4	MW Ohr5
0	1726,73	1277,39	1141,30	3424,98	1975,53
2	1579,50	933,10	958,57	3556,45	1669,10
4	935,22	458,23	568,81	3147,10	844,16
6	503,09	278,68	280,62	2580,42	379,91
8	300,77	177,48	155,84	2078,65	220,59
10	211,46	127,37	129,78	1648,89	157,24
12	154,83	122,70	108,38	1231,26	130,49
14	99,46	124,31	97,29	939,93	116,30
16	92,52	104,70	85,84	717,40	98,50
18	92,49	113,47	71,07	470,34	91,69
20	86,87	104,29	61,78	281,71	84,35
22	92,55	102,30	54,89	203,17	74,20
24	95,26	90,08	63,42	173,36	60,26
26	91,72	64,18	71,34	140,15	59,63
28	76,24	60,40	72,33	123,29	55,66
30	70,29	83,22	82,95	119,77	68,17

Tabelle 38: SDS-Detektion nach 90 Minuten, Kontrolle

2. Vollbad mit Rasur

30min	MW OHR1	MW OHR2	MW OHR3	MW OHR4	MW OHR5
0	1575,41	463,34	1385,11	499,98	491,58
2	1342,06	414,76	1120,47	394,98	450,49
4	723,92	204,84	563,75	163,77	259,86
6	362,90	60,76	217,40	105,80	138,02
8	217,95	53,98	149,56	127,75	125,27
10	152,09	64,25	102,32	124,76	130,09
12	112,41	83,98	71,78	112,15	98,14
14	120,76	96,21	65,83	129,29	83,74
16	101,14	82,83	74,26	102,75	85,97
18	111,97	63,20	64,40	94,00	111,25
20	112,31	75,22	67,72	67,65	103,05
22	100,86	57,48	61,71	48,20	95,86
24	108,05	79,50	63,09	64,66	81,09
26	104,43	59,95	63,83	26,55	60,36
28	105,99	47,33	37,90	52,71	63,32
30	83,07	49,54	46,42	64,60	51,00

Tabelle 39: SDS-Detektion nach 30 Minuten, Rasur

60min	MW OHR1	MW OHR2	MW OHR3	MW OHR4	MW OHR5
0	1523,48	897,28	935,67	1259,80	1944,60
2	1109,23	627,36	756,47	980,24	1641,60
4	528,10	240,64	374,67	377,08	860,15
6	319,30	107,22	200,08	193,19	390,95
8	187,94	73,65	132,01	150,01	220,11
10	132,82	76,11	135,61	132,13	150,18
12	127,45	104,41	114,90	106,43	122,05
14	117,98	102,16	88,16	103,43	114,70
16	109,95	105,91	94,27	76,62	106,93
18	117,81	77,57	98,61	61,42	76,41
20	112,63	43,97	83,85	38,44	56,07
22	107,44	26,22	60,85	24,34	62,20
24	93,99	35,26	56,59	39,03	47,18
26	92,17	57,72	60,45	60,65	34,28
28	78,42	36,87	40,44	45,02	34,84
30	90,28	34,92	62,56	29,93	6,75

Tabelle 40: SDS-Detektion nach 60 Minuten, Rasur

90min	MW OHR1	MW OHR2	MW OHR3	MW OHR4	MW OHR5
0	1555,25	1222,77	2143,50	910,66	1818,67
2	1349,12	937,78	2020,57	680,98	1516,60
4	700,83	427,63	1266,25	302,58	876,47
6	335,16	230,97	717,60	169,67	416,30
8	213,91	172,65	414,82	129,61	253,14
10	159,03	136,91	292,62	120,17	186,72
12	137,26	132,55	206,76	135,02	155,59
14	111,13	136,51	152,38	137,86	116,94
16	89,53	138,97	125,82	99,51	84,69
18	68,21	135,54	111,41	98,67	79,02
20	61,62	82,54	87,16	120,56	68,48
22	63,78	51,68	116,08	75,50	56,02
24	46,84	57,35	118,04	55,07	49,77
26	52,12	69,91	77,97	64,92	51,77
28	71,91	82,08	62,61	43,37	43,75
30	83,30	110,63	63,18	28,49	44,13

Tabelle 41: SDS-Detektion nach 90 Minuten, Rasur

3. Vollbad mit Peeling

30min	MW Ohr 1	MW Ohr 2	MW Ohr 3	MW Ohr 4
0	585,67	471,50	352,39	352,39
2	496,15	398,98	299,04	299,04
4	257,64	214,58	158,74	158,74
6	110,78	100,14	72,30	72,30
8	83,09	74,76	55,28	55,28
10	72,44	66,31	49,58	49,58
12	59,83	56,68	42,84	42,84
14	69,85	59,45	47,77	47,77
16	66,51	57,06	46,52	46,52
18	69,43	61,90	49,78	49,78
20	73,33	66,83	53,39	53,39
22	73,99	68,54	54,84	54,84
24	83,11	70,61	59,24	59,24
26	80,20	66,91	57,70	57,70
28	69,19	64,27	53,82	53,82
30	52,26	51,32	44,53	44,53

Tabelle 42: SDS-Detektion nach 30 Minuten, Peeling

60min	Ohr1	Ohr2	Ohr3	Ohr4
0	1180,02	1209,51	2630,38	1203,41
2	881,78	1074,43	2358,60	914,10
4	479,32	703,96	1679,43	416,08
6	215,53	389,06	951,79	259,49
8	116,50	220,69	477,48	174,47
10	98,96	174,18	286,15	120,58
12	97,08	160,74	204,57	100,77
14	98,74	143,20	154,52	84,68
16	94,76	120,29	121,80	77,42
18	66,70	96,28	101,01	53,14
20	54,04	78,59	86,62	59,27
22	68,26	82,68	93,14	57,46
24	105,43	70,29	66,74	56,75
26	125,64	63,90	56,54	44,93
28	84,68	54,98	51,28	53,67
30	53,15	31,69	55,18	66,49

Tabelle 43: SDS-Detektion nach 60 Minuten, Peeling

90min	Ohr1	Ohr2	Ohr3	Ohr4
0	1649,80	2136,48	1951,03	2431,80
2	1415,83	2141,24	1688,43	2315,25
4	814,02	1884,65	1061,76	1804,20
6	396,60	1547,43	498,19	1153,73
8	216,40	1251,50	242,63	661,93
10	164,53	1001,74	160,93	427,78
12	134,26	892,47	125,09	311,83
14	130,22	707,11	100,15	255,21
16	128,19	513,10	103,06	224,89
18	101,80	351,41	95,99	191,23
20	101,58	224,19	81,52	157,74
22	90,50	144,64	86,93	151,69
24	46,61	105,49	80,80	158,07
26	47,70	83,95	56,71	171,39
28	69,27	54,19	67,18	146,60
30	76,44	51,02	52,55	111,90

Tabelle 44: SDS-Detektion nach 90 Minuten, Peeling

4. Vollbad mit Tape-Stripping

30min	MW Ohr 1	MW Ohr 2	MW Ohr 3	MW Ohr 4	MW Ohr 5
0	650,78	1318,62	869,44	954,53	708,64
2	488,69	994,96	665,42	691,60	521,65
4	238,27	475,73	415,46	402,95	303,09
6	171,18	239,93	301,41	250,58	192,62
8	132,85	125,57	234,46	186,04	140,87
10	121,28	91,04	207,41	141,38	131,65
12	83,48	77,90	173,60	98,93	122,07
14	64,31	84,90	155,19	68,23	121,43
16	59,88	69,38	112,04	56,58	103,00
18	74,85	58,22	121,46	51,93	120,38
20	88,16	59,97	112,11	51,65	105,66
22	66,30	56,84	79,29	46,58	80,97
24	74,00	52,38	75,55	74,65	74,00
26	65,60	35,27	61,83	94,05	59,40
28	64,20	25,04	49,67	83,57	56,33
30	68,03	22,80	38,94	65,15	75,94

Tabelle 45: SDS-Detektion nach 30 Minuten, Tape Stripping

60min	MW Ohr 1	MW Ohr 2	MW Ohr 3	MW Ohr 4	MW Ohr 5
0	1234,93	1404,10	929,52	1622,10	1457,23
2	1041,25	1074,72	751,56	1180,36	1148,21
4	620,34	513,31	357,61	719,38	731,91
6	332,20	274,77	204,34	513,33	482,64
8	213,06	205,69	141,72	388,31	336,66
10	157,35	171,67	127,20	315,15	282,85
12	125,47	124,00	117,55	248,72	224,89
14	108,27	111,70	99,04	230,63	159,53
16	75,00	88,24	82,57	205,94	141,81
18	55,28	76,59	66,23	183,00	131,80
20	48,50	76,03	64,48	162,81	131,64
22	28,63	111,47	63,70	164,36	111,30
24	30,85	105,22	49,39	160,88	129,89
26	51,95	86,72	32,04	153,94	137,66
28	71,06	90,20	37,00	166,08	140,45
30	58,90	80,66	50,48	173,25	135,51

Tabelle 46: SDS-Detektion nach 60 Minuten, Tape-Stripping

90min	MW Ohr 1	MW Ohr 2	MW Ohr 3	MW Ohr 4	MW Ohr 5
0	1129,63	1775,30	989,07	1656,37	1520,63
2	812,72	1523,15	795,00	1448,73	1155,11
4	399,81	918,01	476,57	1241,07	759,58
6	259,50	487,68	262,00	1084,45	552,78
8	183,61	284,00	184,09	970,53	431,27
10	136,17	188,05	147,88	908,62	330,58
12	103,14	151,55	141,32	865,52	276,34
14	93,56	121,64	138,62	757,59	238,82
16	63,24	119,67	132,43	678,44	229,73
18	44,88	104,73	99,76	650,18	218,51
20	28,56	89,72	68,78	588,11	211,14
22	30,20	51,82	57,58	544,15	231,96
24	37,76	43,16	46,48	539,50	231,65
26	41,35	40,72	55,64	553,97	218,73
28	74,57	50,53	62,82	516,44	174,36
30	51,21	56,35	61,27	524,34	180,21

Tabelle 47: SDS-Detektion nach 90 Minuten, Tape-Stripping

Absorptionswerte	Ohr1	Ohr2	Ohr3	Ohr4	Ohr5	MW
1	16,3	27,9	27	25	29,6	22,26
2	15,3	25,3	18,5	16,4	21,3	17,03
3	11,5	19,8	12,9	12,5	16,8	14,11
4	11,8	16,9	12	11,8	15,1	11,85
5	7,5	13,4	10,4	8,3	11,3	10,87
6	8,3	14,5	9,2	12	13,8	10,26
7	7,9	10,3	8,4	6,1	12,1	8,64
8	6,3	9,8	8,3	5,9	11,3	8,66
9	10	9,7	7,9	5,6	11,8	8,33
10	5,3	10,6	7,3	4,6	10,5	10,251
summierte Werte	10,02	15,82	12,19	10,82	15,36	12,84

Tabelle 48: Absorptionswerte des NIR-Densitometers

In vivo Ergebnisse

1. Biophysikalische Daten Sommer:

1.1 waschen mit destilliertem Wasser

N=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	4,4	4,8	50,6	59,9	29,33	10,95		
2	4,3	4,7	41,9	50,3	23,94	9,96		
3	4,3	4,5	48,5	48,9			22,628	20,935
1	4,9	5,5	34,8	35	8,91	9,17	24,004	
2	4,7	5,3	37,2	36,6	9,59	11,03		
3	4,7	4,9	37,4	35,5				
1	4,4	5	47	34,1	9,24	8,55		
2	4,2	5,2	45	32	13,15	8,11		20,665
3	4,2	4,8	48,2	33,6			24,501	
MW	4,46	4,97	43,40	40,66	15,69	9,63	23,71	20,80
SD	0,25	0,32	5,78	9,84	8,78	1,22	0,97	0,19

Tabelle 49: Daten destilliertes Wasser in vivo, Sommer

1.2 desinfizieren mit verdünntem Alkohol

N=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	4,6	4,6	47	49,7	11,03	10,73	11,682	12,066
2	4,4	4,6	45,2	40,5	10,29	8,07	9,277	13,399
3	4,4	4,6	50,7	51,7			13,2	10,38
1	5,7	5,5	37,3	28,4	6,14	6,21		
2	5,3	5,3	30,2	26,4	4,8	4,54		21,645
3	5,3	5,2	30,9	27				
1	4,7	4,9	54,7	44,5	15,73	10,2	17,18	18,64
2	4,8	4,7	48,9	48,98	12,73	14,17	9,311	9,737
3	4,9	4,7	41,8	41,8			9,41	9,426
MW	4,90	4,90	42,97	39,89	10,12	8,99	11,68	13,61
SD	0,45	0,35	8,63	10,15	4,08	3,46	3,13	4,75

Tabelle 50: Daten verdünnter Alkohol in vivo, Sommer

1.3 waschen mit Flüssigseife

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	4,2	5	51,7	46,7	8,2	9,6	11,584	15,235
2	4,2	5,2	48,8	53,8	9,53	7,52	15,851	16,28
3	4,2	5,2	48,7	43,5			13,181	12,213
1	5,3	5,9	43,6	38	8,57	5,06	9,681	10,707
2	5	5,5	35	30,4	9,25	5,29	14,929	9,501
3	4,9	5,4	50,5	24,9			9,422	11,518
1	4,9	6,2	55,6	42,3	9,9	8,55	8,722	11,735
2	4,7	5,9	43,2	34,8	11,39	9,18	8,389	12,023
3	4,7	5,7	38,9	36,2			9,252	11,529
MW	4,68	5,56	46,22	38,96	9,47	7,53	11,22	12,30
SD	0,40	0,40	6,56	8,72	1,13	1,96	2,80	2,13

Tabelle 51: Daten Flüssigseife in vivo, Sommer

1.4 waschen mit 15%iger SDS-Lösung

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	4,4	5,6	75,1	42,6	26,74	9,44	14,727	14,994
2	4,2	5,2	67	44,2	21,63	11,18	23,721	14,227
3	4,1	5,1	66,3	40,3				
1	5,2	6,6	46,7	38,7	12,7	7,56	8,218	11,0222
2	4,9	6,6	49,3	39	14,9	7,67	7,948	9,913
3	4,8	6,6	39,8	34,4			7,622	10,189
1	4,7	6,3	56,2	38,3	16,35	8,68		22,093
2	4,6	6,2	45,6	32,7	12,85	7,79		10,976
3	4,6	5,9	51,9	32,6				11,864
MW	4,61	6,01	55,32	38,09	17,53	8,72	12,45	13,16
SD	0,34	0,59	11,76	4,13	5,57	1,41	6,96	4,05

Tabelle 51: Daten 15%ige SDS-Lösung in vivo, Sommer

1.5 waschen mit 15%iger Lezithinlösung

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	4,3	5,2	62,9	57,9	22,48	19,33	9,493	12,395
2	4,2	4,9	59,7	56,3	21,88	20,43	13,006	11,221
3	4,2	4,7	60,4	56,8			9,993	10,128
1	6	6,5	49,9	43	12,77	10,45	18,437	14,064
2	5,4	6,3	47,1	45,7	11,56	10,56	10,558	9,847
3	5,2	6,2	46,3	47,4			10,078	9,728
1	4,7	6,2	57,4	45,6	11,36	9,42		14,278
2	4,5	6	46,2	40,2	14,24	12,1	11,289	12,121
3	4,5	5,8	52,3	41			9,483	11,276
MW	4,78	5,76	53,58	48,21	15,72	13,72	11,54	11,67
SD	0,62	0,66	6,61	6,98	5,12	4,86	3,02	1,70

Tabelle 52: Daten 15%ige Lezithinlösung in vivo, Sommer

2. biophysikalische Daten Herbst

2.1 waschen mit destilliertem Wasser

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	4,8	5,3	40,4	51,4	7,02	7,41	13,465	10,804
2	4,8	5,5	40,2	41,4			9,022	9,772
3	4,8	5,7	37,9	36,5	7,62	6,62	8,896	9,472
1	5,8	6,6	51	33,5	8,96	6,51	16,612	7,82
2	5,3	6	43,7	37,6			7,532	7,426
3	5,2	5,7	31	35,7	5,3	6,45	8,264	6,655
1	5,9	6,5	43,8	49,5	7,85	10,97	8,423	9,384
2	5,7	6,3	40,9	38,2			8,249	9,24
3	5,7	6,1	42,6	41,3	8,99	8,27	8,192	9,733
MW	5,33	5,97	41,28	40,57	7,62	7,71	9,85	8,92
SD	0,46	0,45	5,33	6,15	1,38	1,75	3,07	1,33

Tabelle 53: Daten destilliertes Wasser in vivo, Herbst

2.2 desinfizieren mit verdünntem Alkohol

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	4,8	4,8	38,1	46,7	7,44	8,47	8,55	9,157
2	4,8	4,8	38,1	48,4			8,165	8,471
3	5	5	36,2	51,7	5,77	5,96	8,168	8,608
1	5,4	5,6	36,2	56	7,24	8,38	6,049	7,478
2	5,1	5,7	33,2	35,6			6,118	6,079
3	5,1	5,4	32,7	28,2	7,07	7,08	5,684	6,4
1	5,9	5,9	44,6	39,7	9,41	9,36	7,34	7,682
2	5,4	5,6	46,5	43,8			7,587	7,032
3	5,3	5,4	36,6	43,6	9,16	9,38	7,253	7,563
MW	5,20	5,36	38,02	43,74	7,68	8,11	7,21	7,61
SD	0,35	0,40	4,68	8,43	1,38	1,35	1,04	1,02

Tabelle 54: Daten verdünnter Alkohol in vivo, Herbst

2.3 waschen mit Flüssigseife

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	5,3	6,3	41	35,9	5,95	6,37	9,896	12,79
2	5	5,8	39,6	33,6			10,325	11,885
3	4,9	5,3	39	32,4	6,67	4,64	9,537	9,96
1	5,1	6,1	34,4	37,5	7,07	6,51	6,428	7,59
2	5,2	6,2	37,2	38,3			6,748	7,702
3	5	5,8	31	42,5	7,18	6,84	6,312	9,351
1	5,7	6,4	32,1	41,5	6,1	6,85	7,726	8,09
2	5,4	6	34,7	45,6			7,932	8,706
3	5,3	5,8	35,2	46	8,02	6,97	7,34	8,499
MW	5,21	5,97	36,02	39,26	6,83	6,36	8,03	9,40
SD	0,25	0,34	3,42	4,94	0,77	0,87	1,53	1,84

Tabelle 55: Daten Flüssigseife in vivo, Herbst

2.4 waschen mit 15%iger SDS-Lösung

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	5,2	6,4	33,4	39,4	5,9	6,35	12,655	13,989
2	5,1	6,2	36,9	33,2			11,107	12,412
3	5	6,2	35,4	31,6	5,72	5,57	10,641	11,034
1	5,6	6,5	42,5	44,2	7,29	7,28	9,709	13,53
2	5,2	6,3	40,8	48,1			7,485	9,298
3	5,1	6,2	33,1	45,5	8,21	8,26	7,046	7,536
1	5,4	6,3	46,7	36	7,99	7,39	8,462	9,942
2	5,3	6,2	44,2	30,7			9,169	9,541
3	5,3	6	49,2	29,8	10,61	5,59	8,856	10,088
MW	5,24	6,26	40,24	37,61	7,62	6,74	9,46	10,82
SD	0,18	0,14	5,87	6,94	1,79	1,08	1,79	2,12

Tabelle 56: Daten 15%ige SDS-Lösung in vivo, Herbst

2.5 waschen mit 15%iger Lezithinlösung

n=9	ph vorher	ph nachher	Corneo vorher	Corneo nachher	Permittivität vorher	Permittivität nachher	TEWL vorher	TEWL nachher
1	5,4	6,3	34,7	48	6,92	5,73	14,015	13,437
2	5,2	6	37,7	42,7			11,866	13,727
3	5,2	5,8	35,1	35,8	7,19	6,21	12,736	12,183
1	5,3	6,8	31,3	35,4	7,81	9,3	13,127	9,198
2	5,5	6,4	48,1	37,5			7,499	10,634
3	5,4	6,6	39,3	39,8	5,94	6,6	7,081	9,65
1	6	6,6	38,1	54,7	6,29	5,98	9,428	10,147
2	5,8	6,4	34,9	30,2			9,697	8,308
3	5,7	6,4	43,4	39,8	13,47	9,97	8,592	8,287
MW	5,50	6,37	38,07	40,43	7,94	7,30	10,45	10,62
SD	0,28	0,31	5,08	7,30	2,79	1,84	2,56	2,06

Tabelle 57: Daten 15%ige Lezithinlösung in vivo, Herbst

3. Ergebnisse des Ramans Sommer

3.1 waschen mit destilliertem Wasser

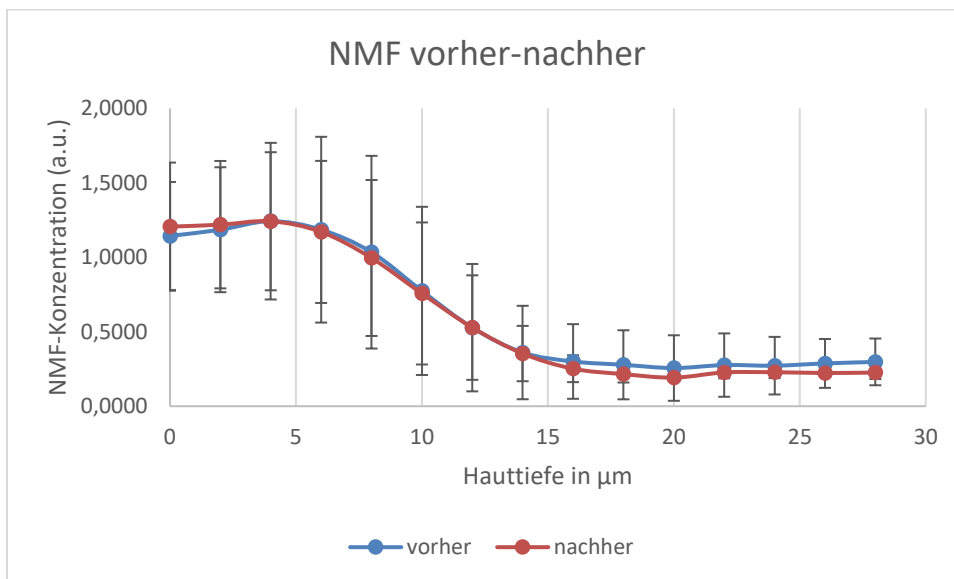


Abbildung 61: NMF destilliertes Wasser in vivo, Sommer

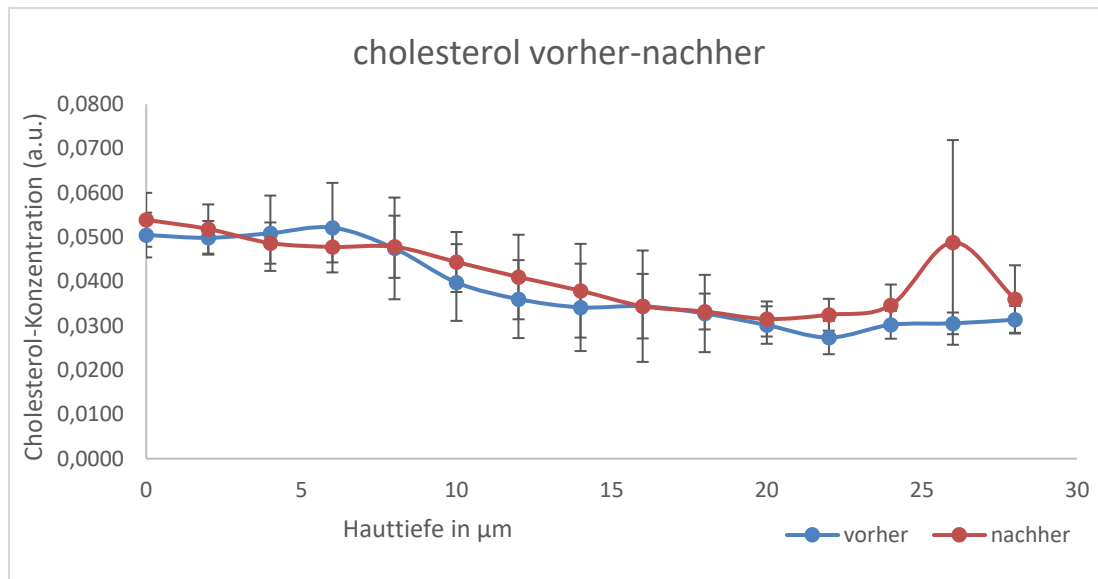


Abbildung 62: Cholesterol destilliertes Wasser in vivo, Sommer

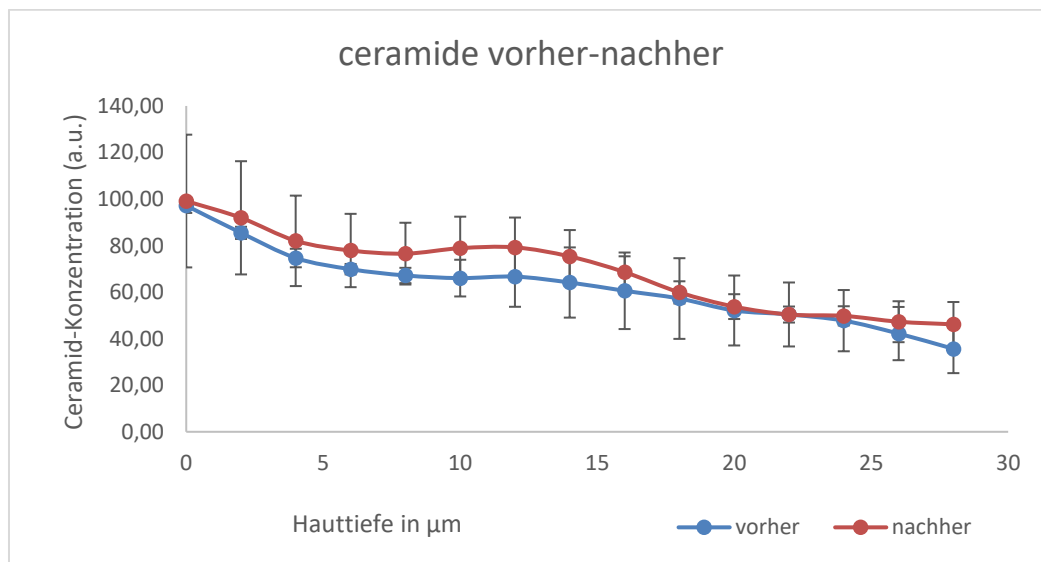


Abbildung 63: Ceramide destilliertes Wasser in vivo, Sommer

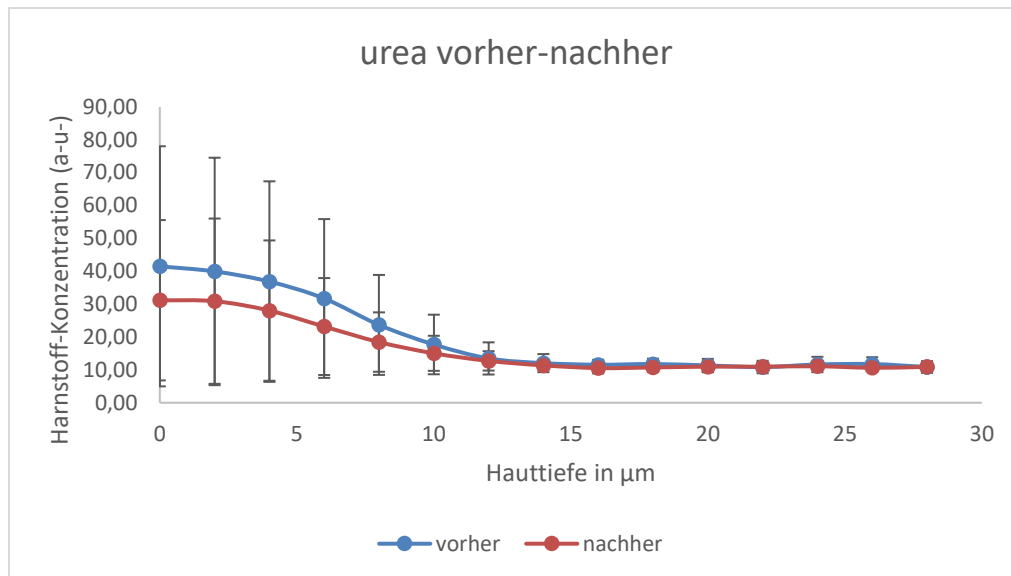


Abbildung 64: Harnstoff destilliertes Wasser in vivo, Sommer

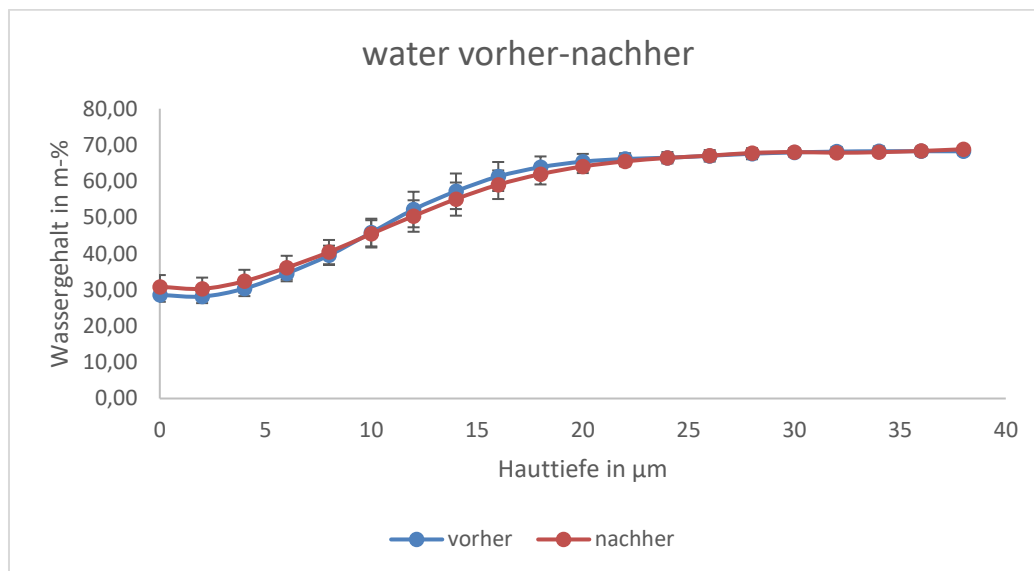


Abbildung 65: Wassergehalt destilliertes Wasser in vivo, Sommer

3.2 Desinfizieren mit verdünntem Alkohol

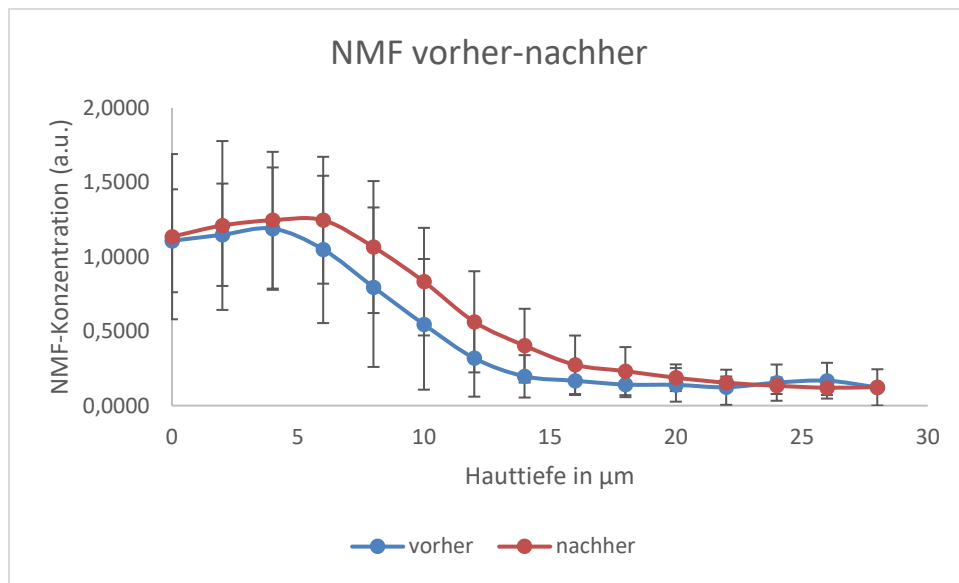


Abbildung 66: NMF verdünnter Alkohol in vivo, Sommer

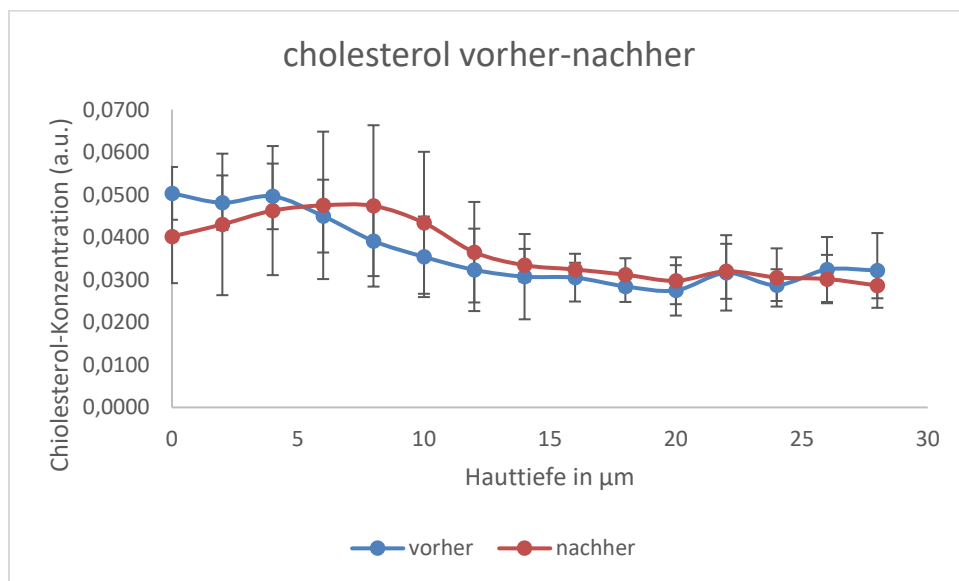


Abbildung 67: Cholesterol verdünnter Alkohol in vivo, Sommer

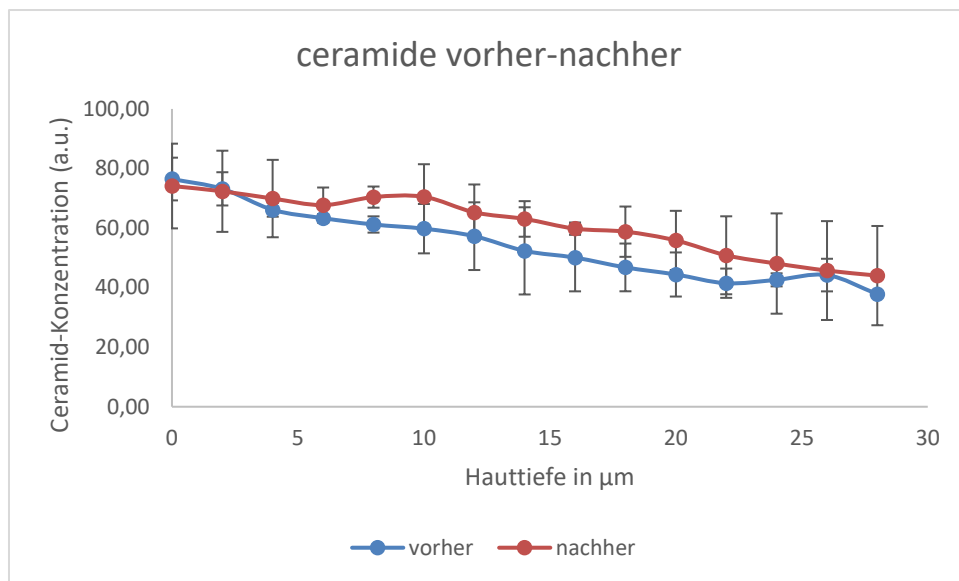


Abbildung 68: Ceramide verdünnter Alkohol in vivo, Sommer

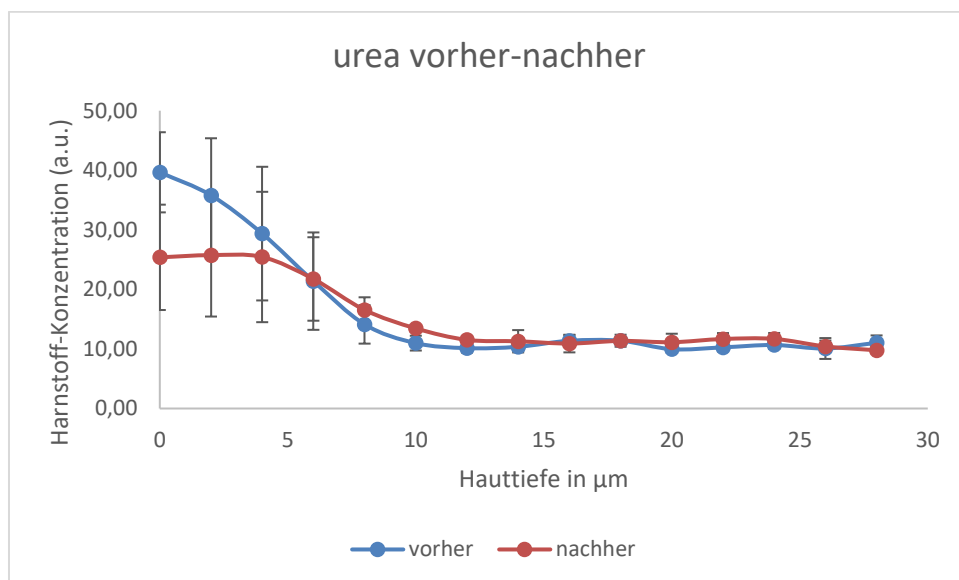


Abbildung 69: Harnstoff verdünnter Alkohol in vivo, Sommer

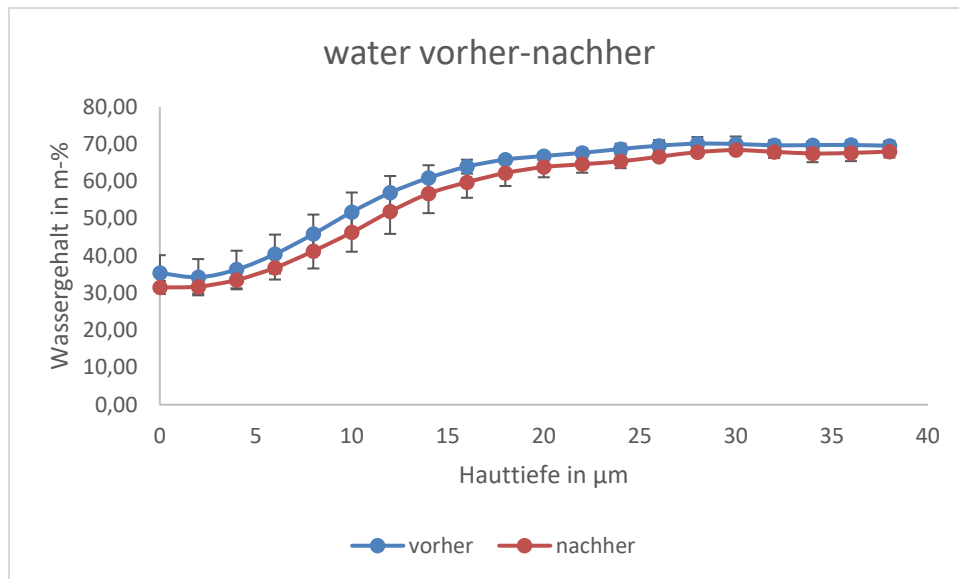


Abbildung 70: Wassergehalt verdünnter Alkohol in vivo, Sommer

3.3 waschen mit Flüssigseife

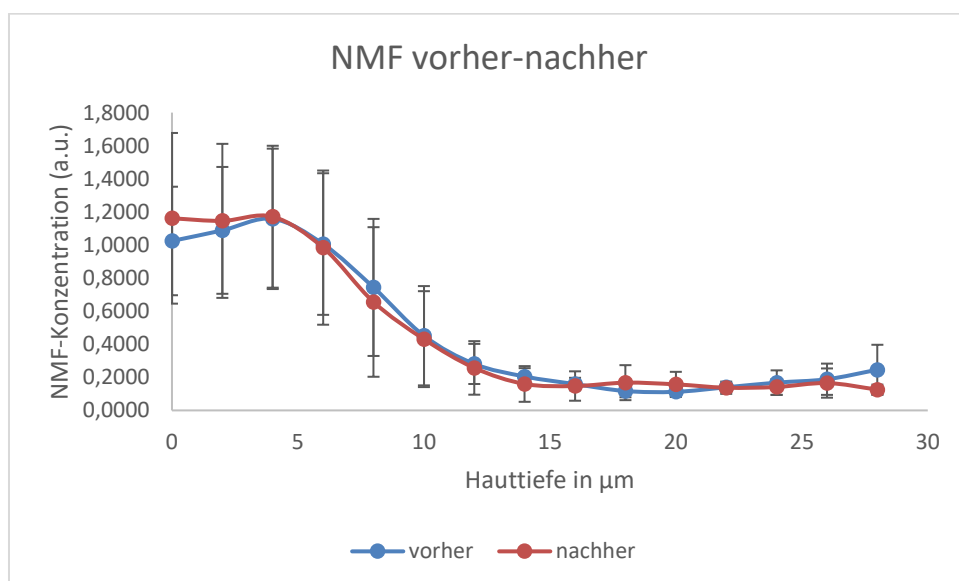


Abbildung 71: NMF Flüssigseife in vivo, Sommer

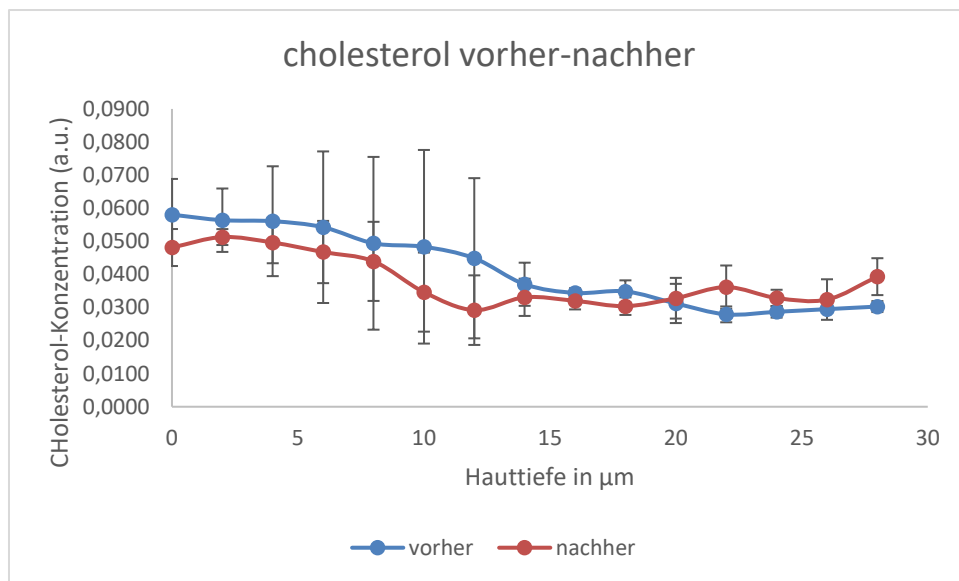


Abbildung 72: Cholesterol Flüssigseife in vivo, Sommer

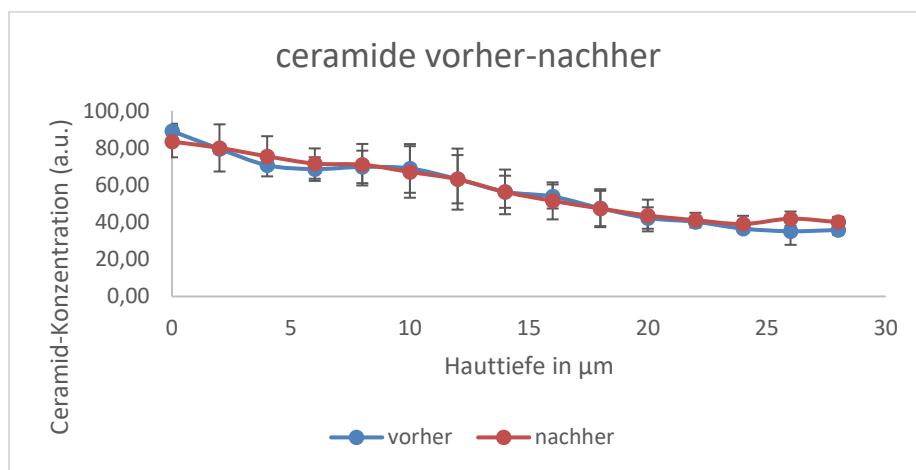


Abbildung 73: Ceramide Flüssigseife in vivo, Sommer

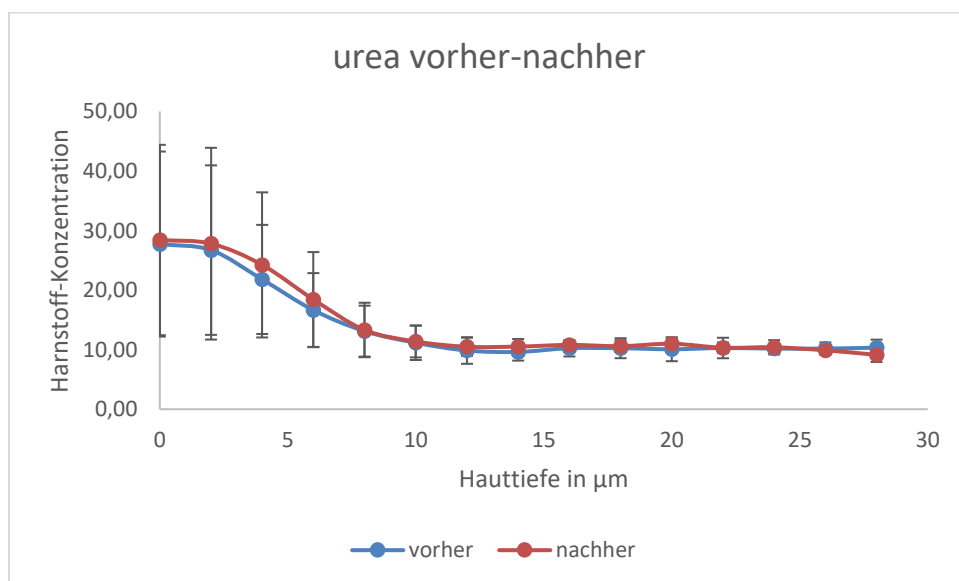


Abbildung 74: Harnstoff Flüssigseife in vivo, Sommer

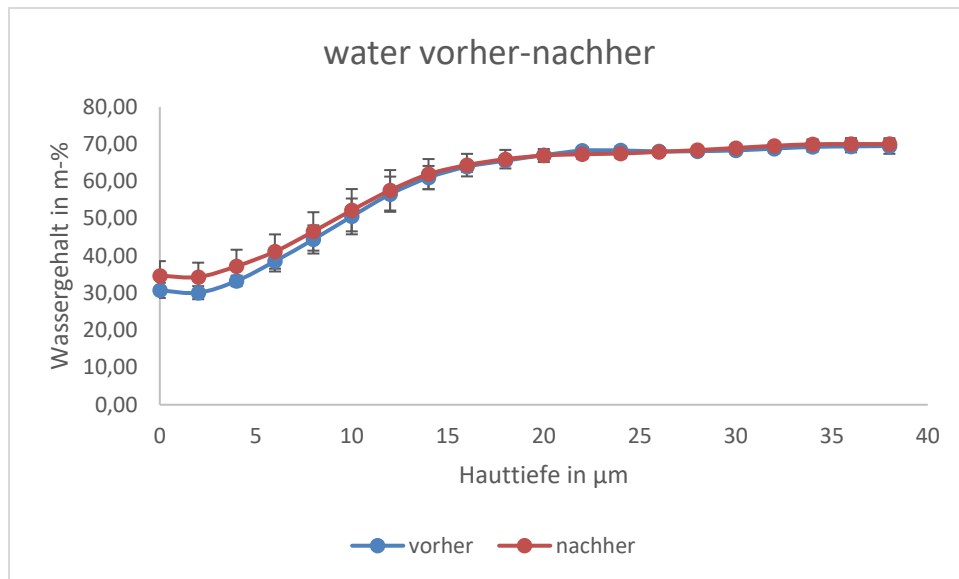


Abbildung 75: Wassergehalt Flüssigseife in vivo, Sommer

3.4 Waschen mit 15%iger SDS-Lösung

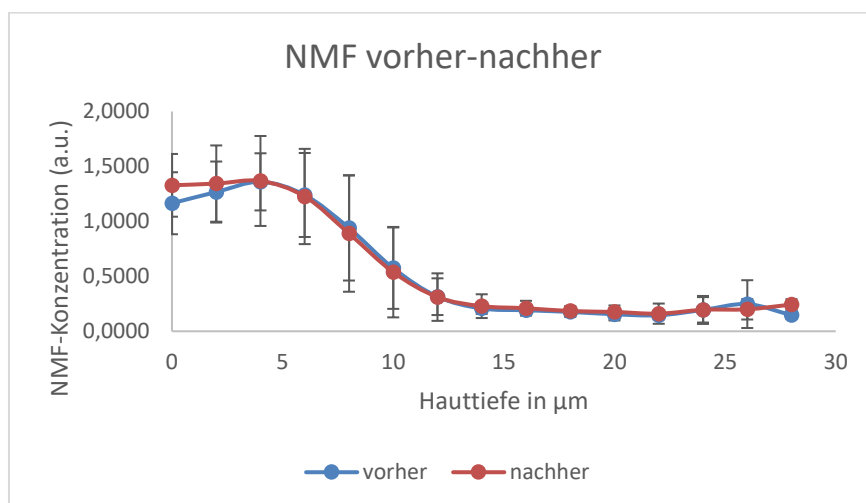


Abbildung 76: NMF 15%ige SDS-Lösung in vivo, Sommer

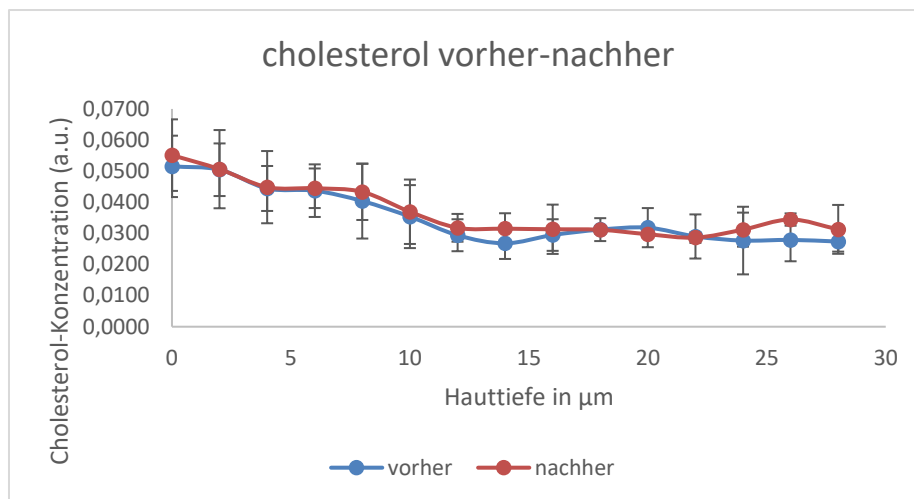


Abbildung 77: Cholesterol 15%ige SDS-Lösung in vivo, Sommer

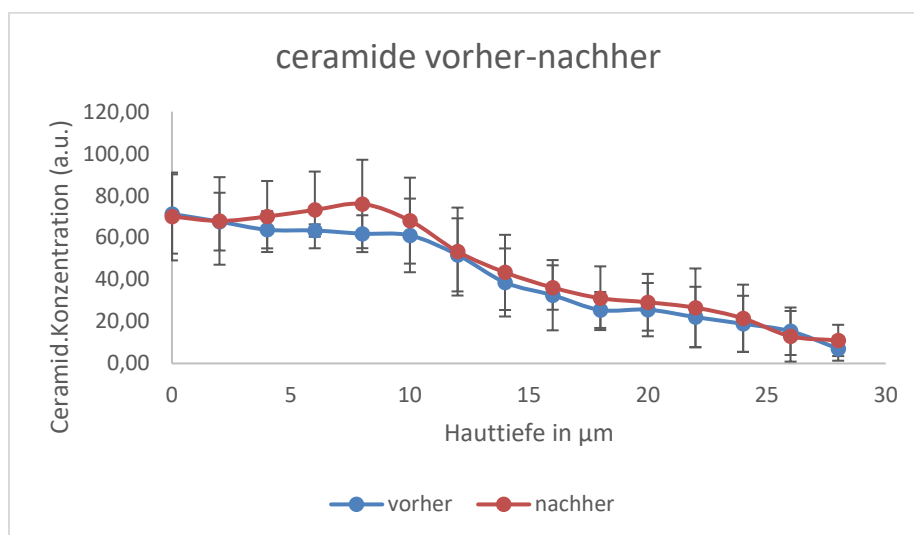


Abbildung 78: Ceramide 15%ige SDS-Lösung in vivo, Sommer

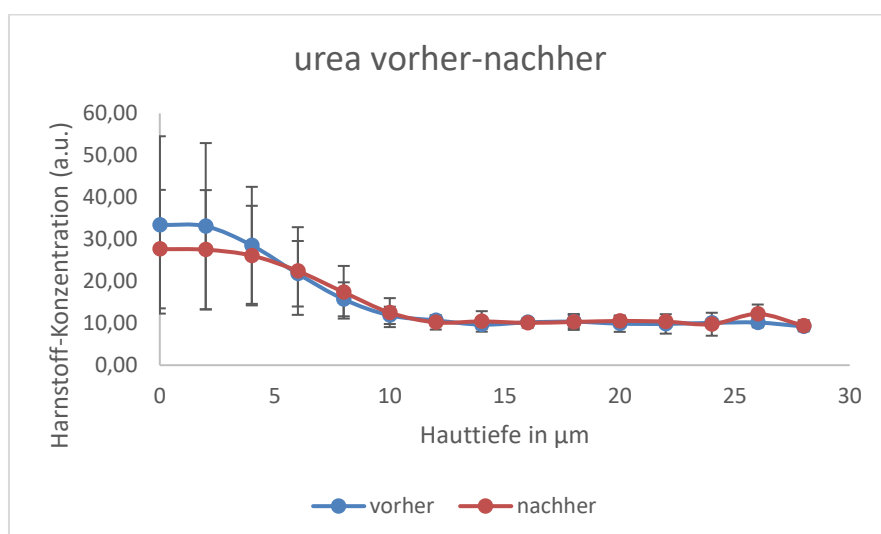


Abbildung 79: Harnstoff 15%ige SDS-Lösung in vivo, Sommer

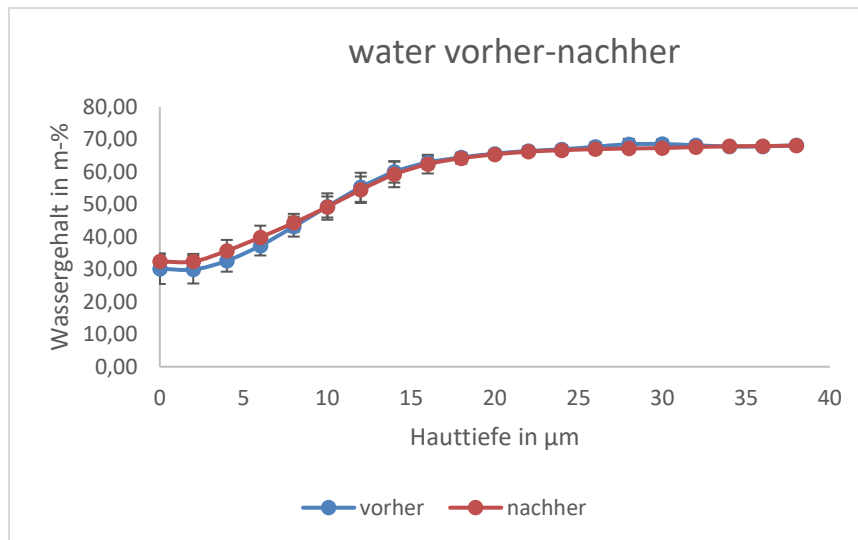


Abbildung 80: Wassergehalt 15%ige SDS-Lösung in vivo, Sommer

3.5 Waschen mit 15%iger Lezithinlösung

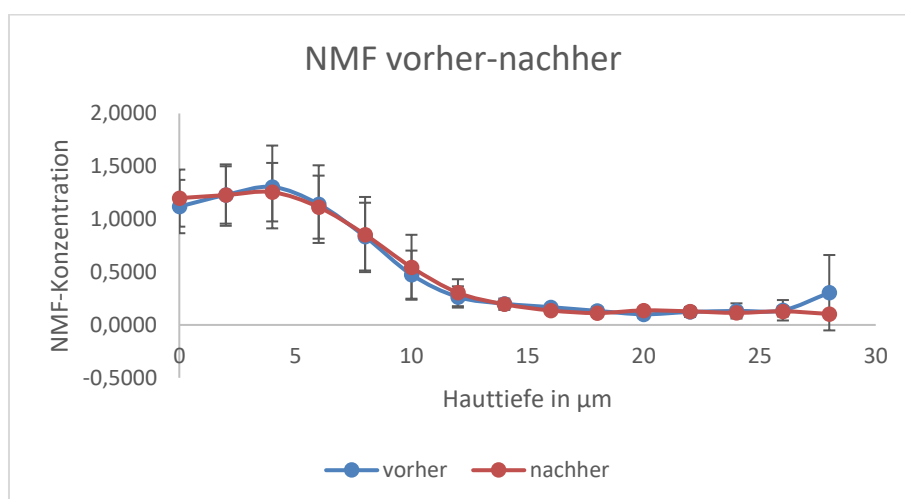


Abbildung 81: NMF 15%ige Lezithinlösung in vivo, Sommer

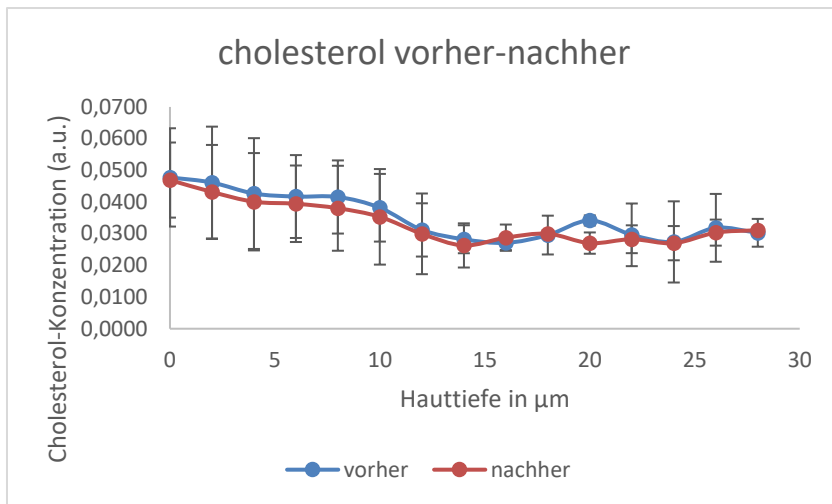


Abbildung 82: Cholesterol 15%ige Lezithinlösung in vivo, Sommer

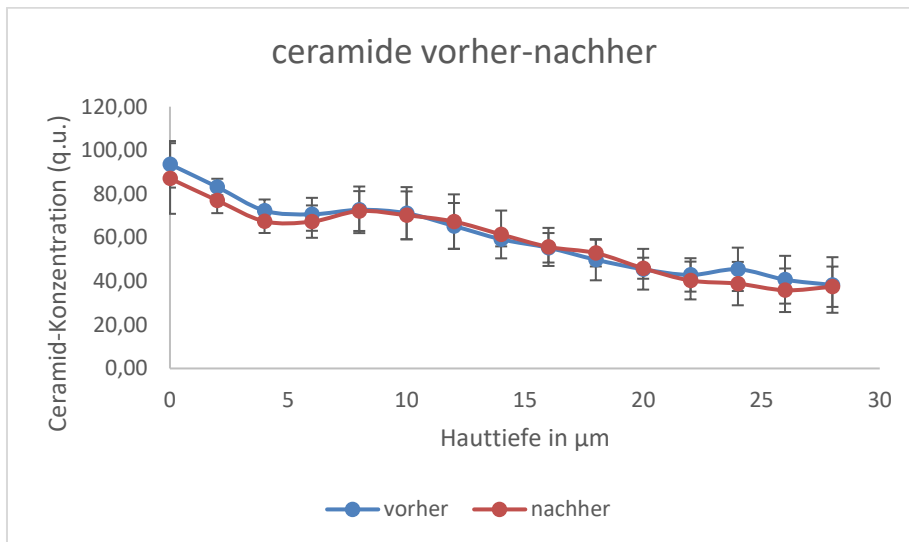


Abbildung 83: Ceramide 15%ige Lezithinlösung in vivo, Sommer

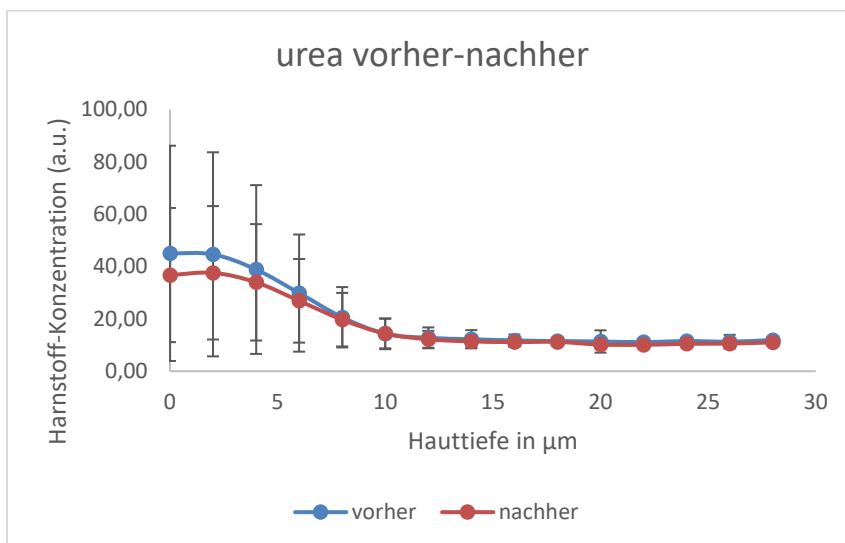


Abbildung 84: Harnstoff 15%ige Lezithinlösung in vivo, Sommer

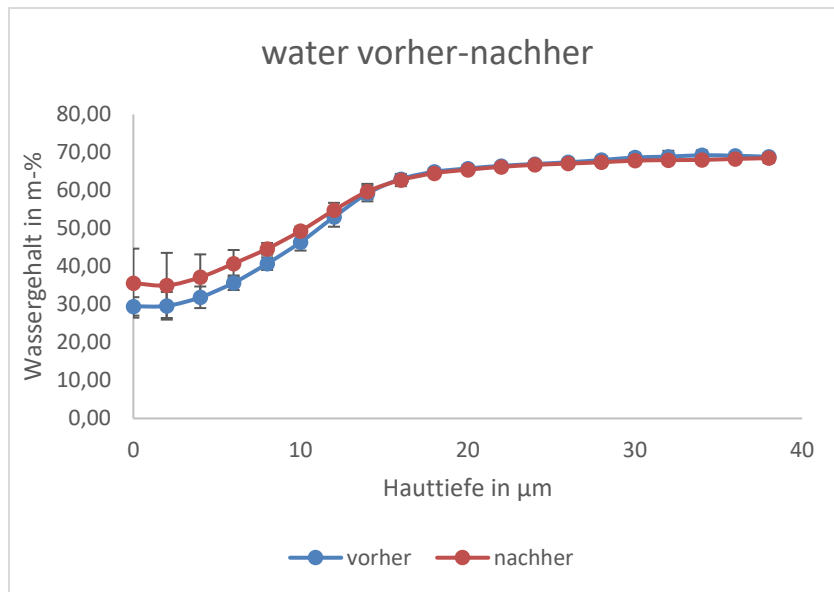


Abbildung 85: Wassergehalt 15%ige Lezithinlösung in vivo, Sommer

4. Ergebnisse des Ramans Herbst

4.1 Waschen mit destilliertem Wasser

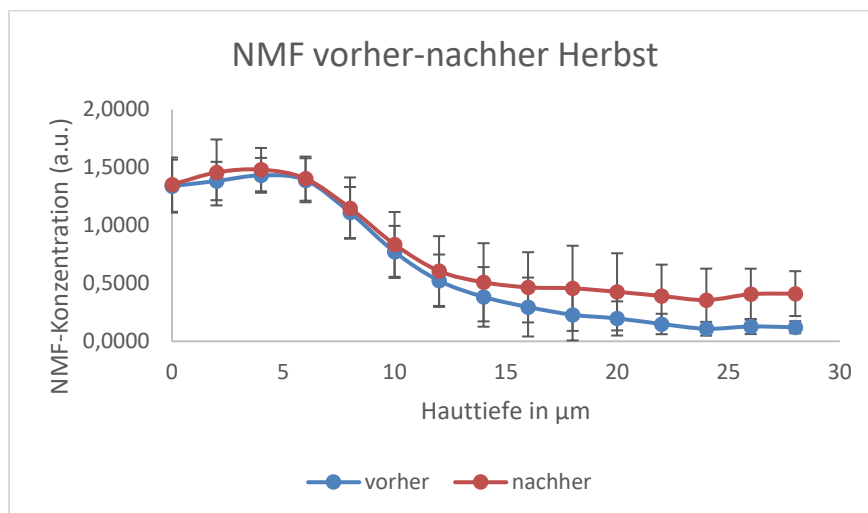


Abbildung 86: NMF destilliertes Wasser in vivo, Herbst

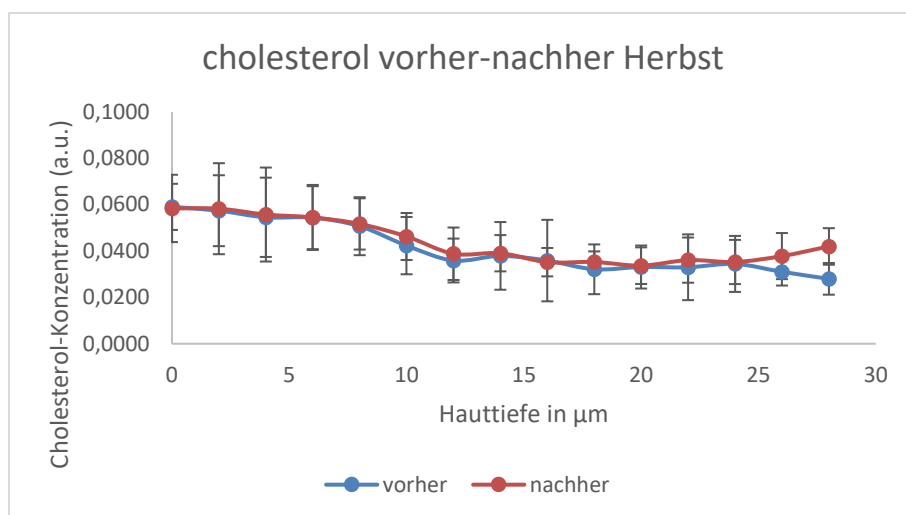


Abbildung 87: Cholesterol destilliertes Wasser in vivo, Herbst

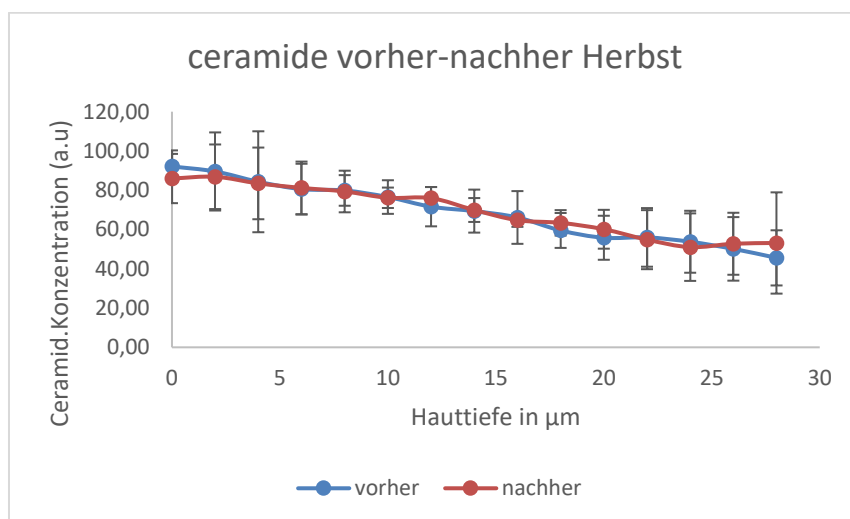


Abbildung 88: Ceramide destilliertes Wasser in vivo, Herbst

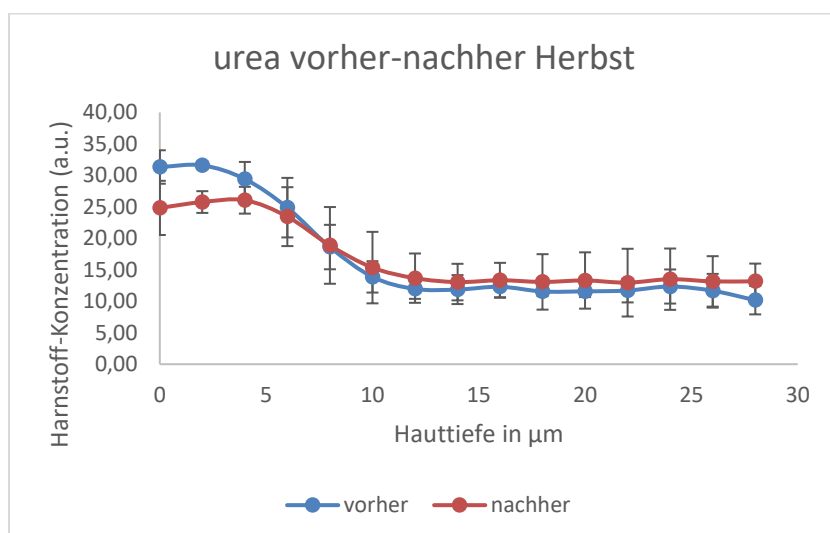


Abbildung 89: Harnstoff destilliertes Wasser in vivo, Herbst

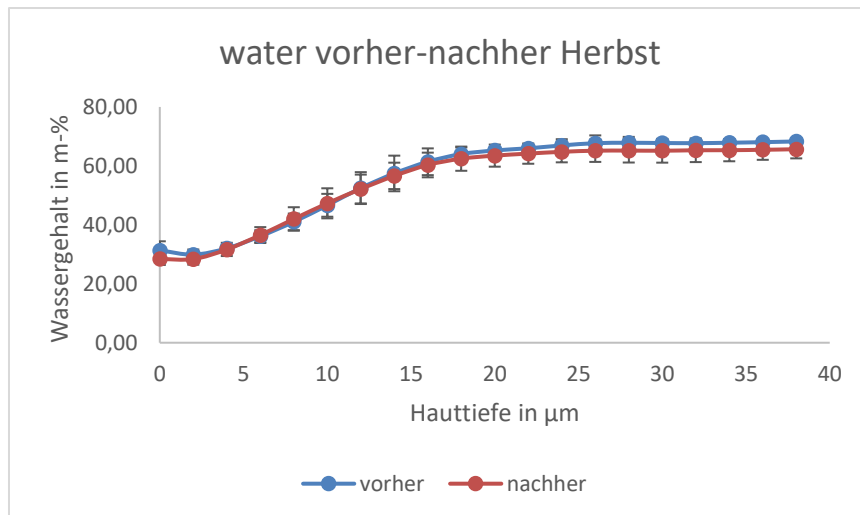


Abbildung 90: Wassergehalt destilliertes Wasser in vivo, Herbst

4.2 Desinfizieren mit verdünntem Alkohol

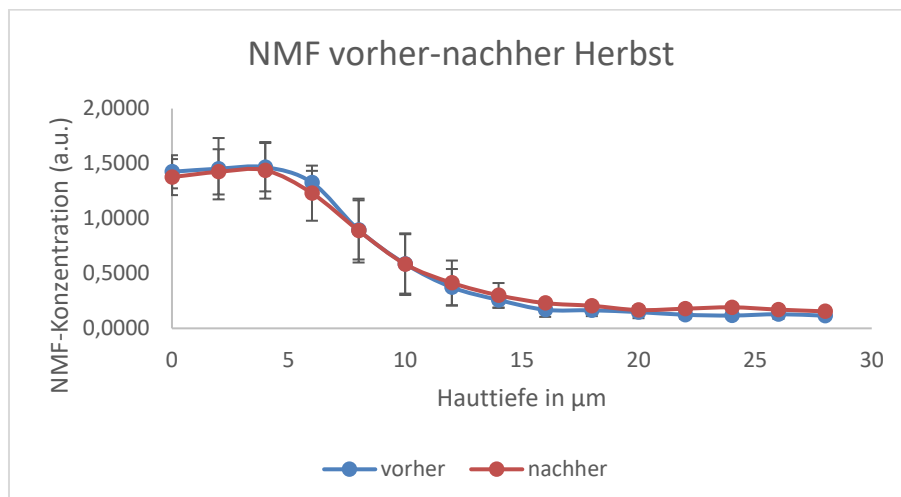


Abbildung 91: NMF verdünnter Alkohol in vivo, Herbst

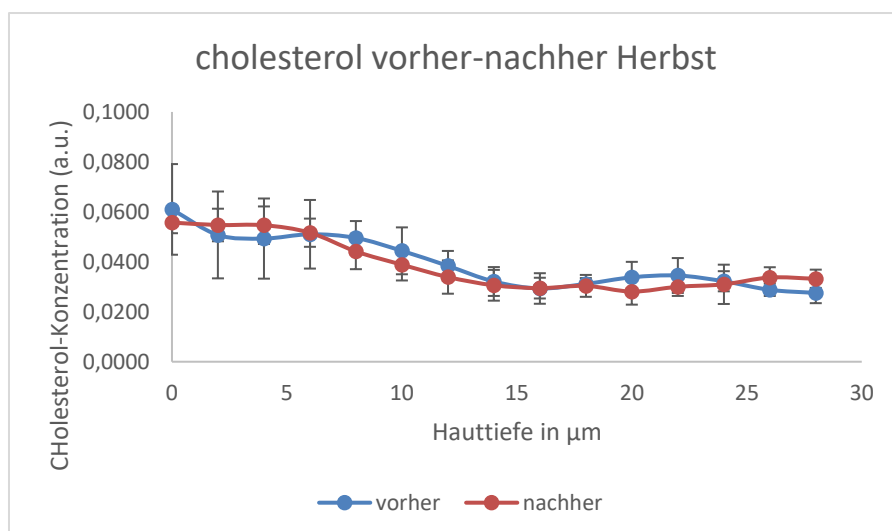


Abbildung 92: Cholesterol verdünnter Alkohol in vivo, Herbst

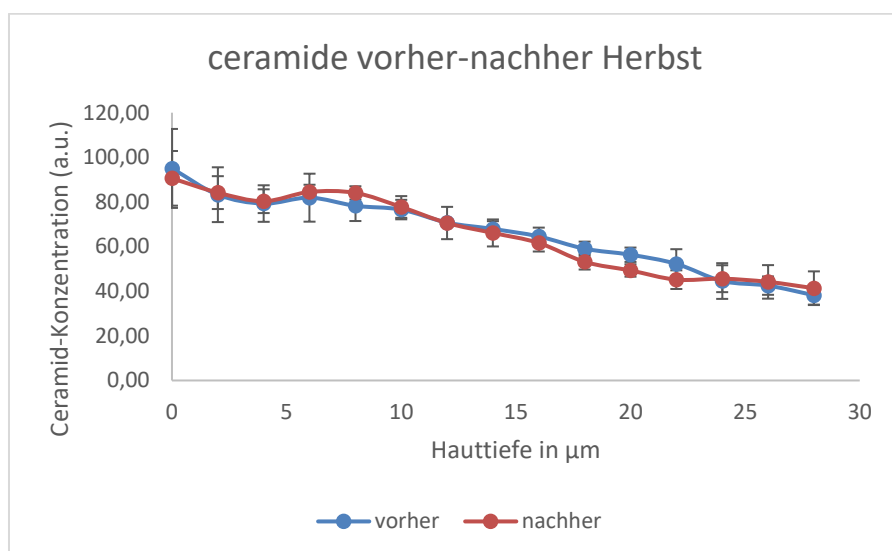


Abbildung 93: Ceramide verdünnter Alkohol in vivo, Herbst

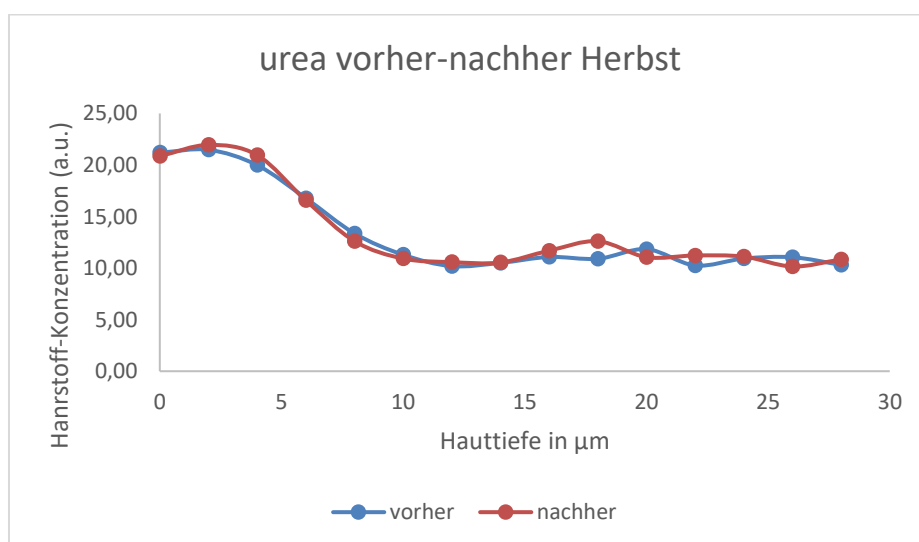


Abbildung 94: Harnstoff verdünnter Alkohol in vivo, Herbst

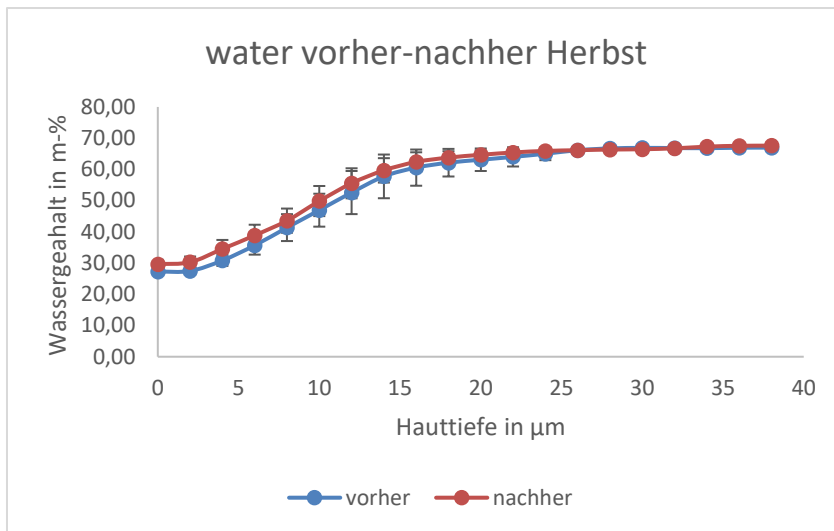


Abbildung 95: Wassergehalt verdünnter Alkohol in vivo, Herbst

4.3 Waschen mit Flüssigseife

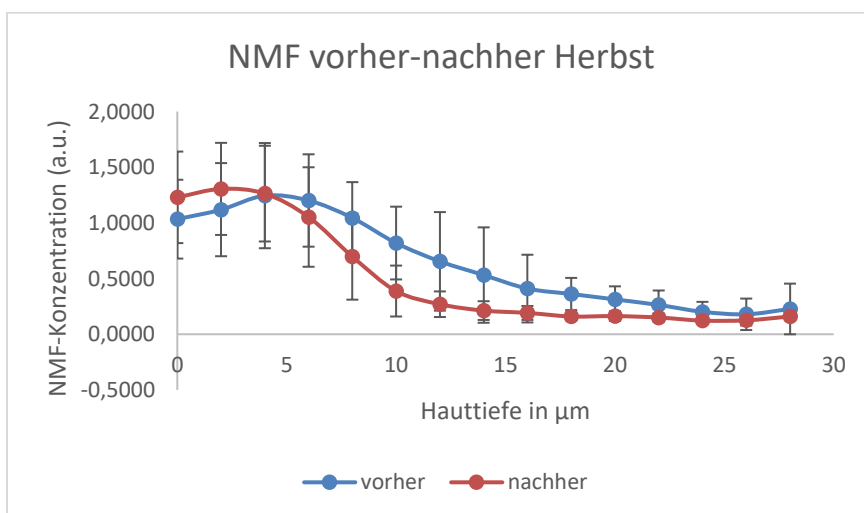


Abbildung 96: NMF Flüssigseife in vivo, Herbst

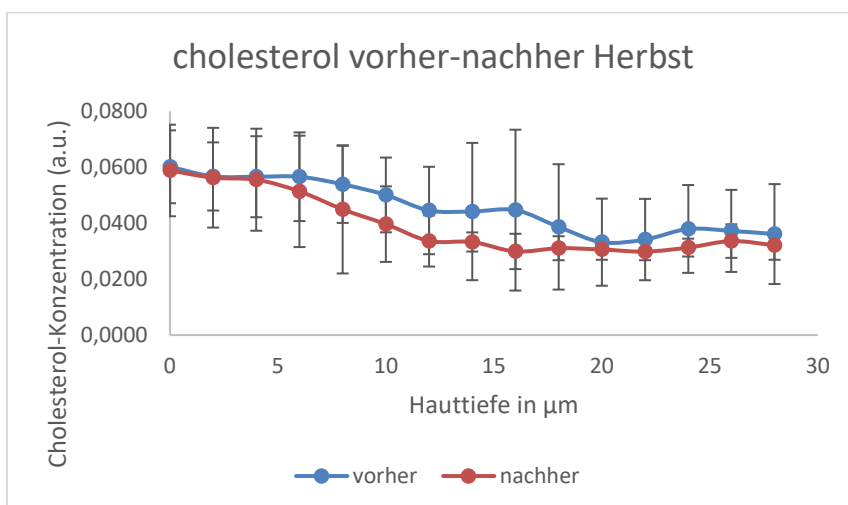


Abbildung 97: Cholesterol Flüssigseife in vivo, Herbst

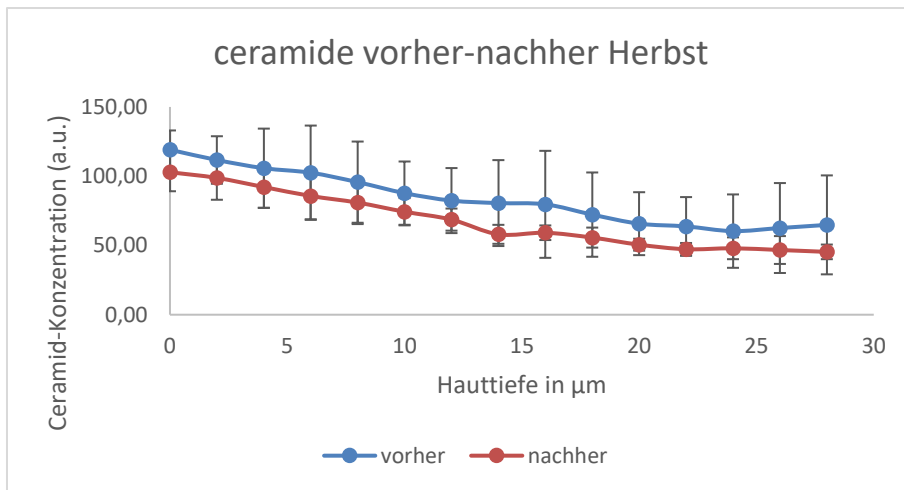


Abbildung 98: Ceramide Flüssigseife in vivo, Herbst

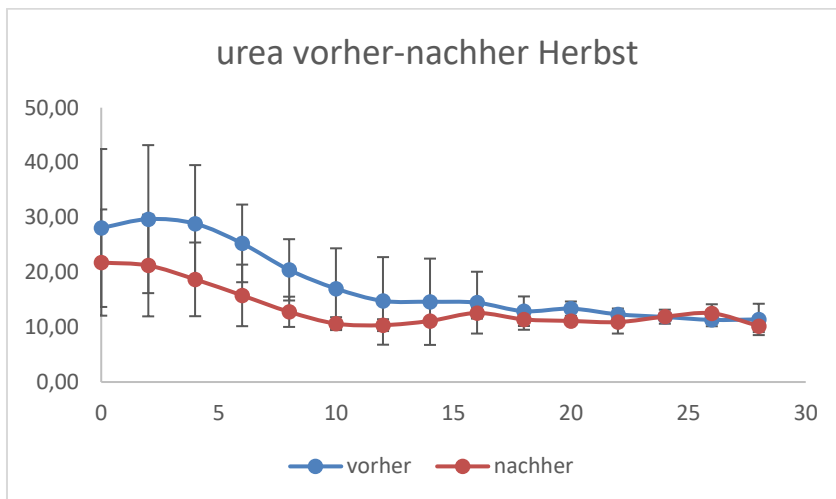


Abbildung 99: Harnstoff Flüssigseife in vivo, Herbst

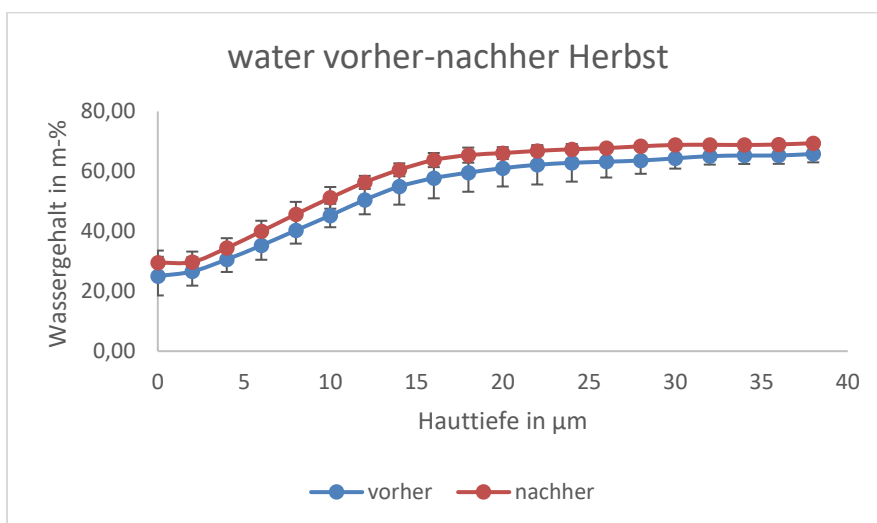


Abbildung 100: Wassergehalt Flüssigseife in vivo, Herbst

4.4 Waschen mit 15%iger SDS-Lösung

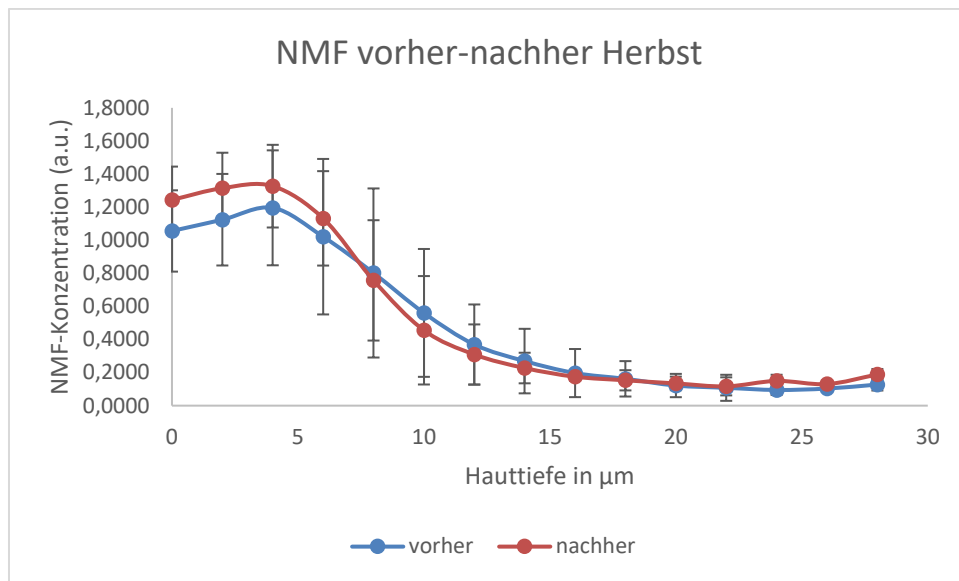


Abbildung 101: NMF 15%ige SDS-Lösung in vivo, Herbst

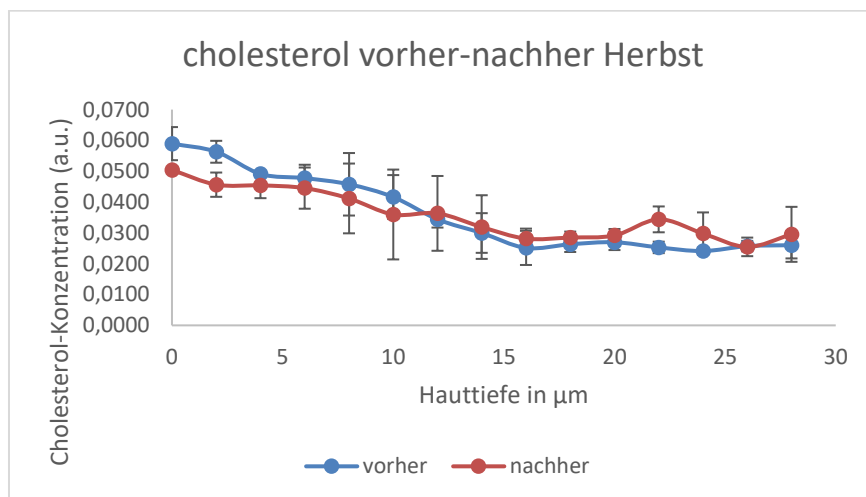


Abbildung 102: Cholesterol 15%ige SDS-Lösung in vivo, Herbst

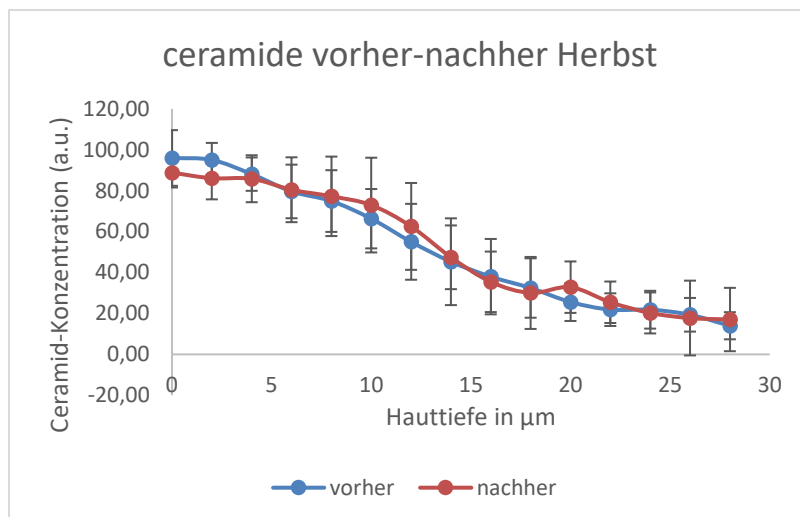


Abbildung 103: Ceramide 15%ige SDS-Lösung in vivo, Herbst

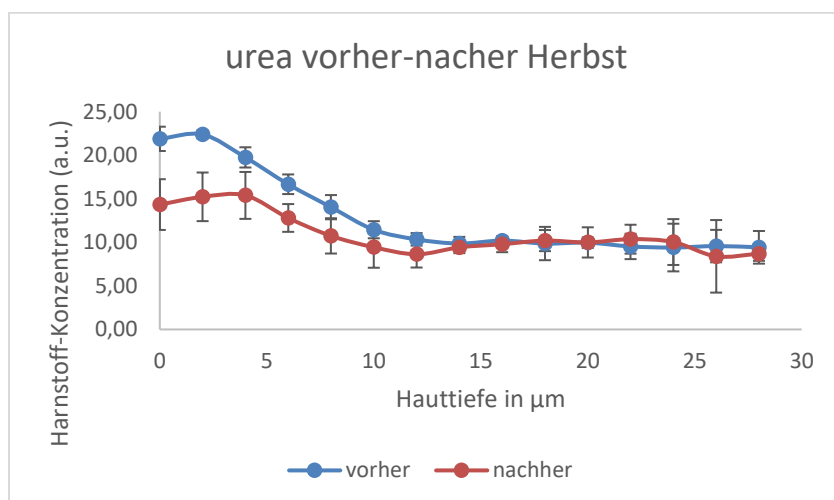


Abbildung 104: Harnstoff 15%ige SDS-Lösung in vivo, Herbst

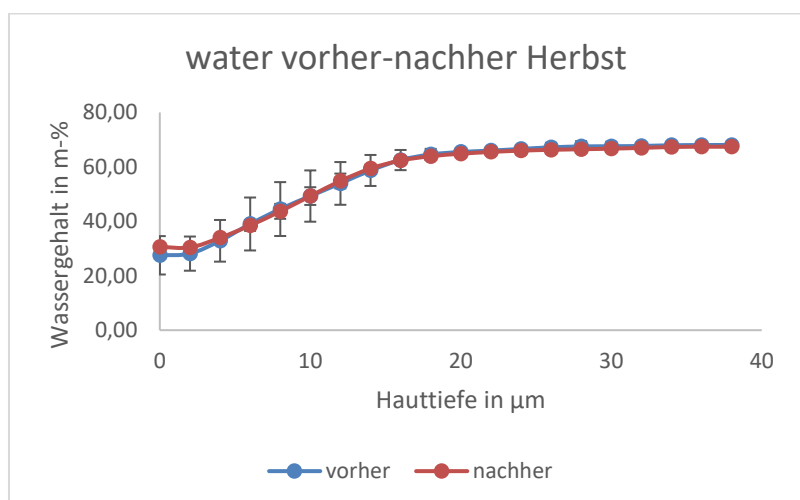


Abbildung 105: Wassergehalt 15%ige SDS-Lösung in vivo, Herbst

4.5 Waschen mit 15%iger Lezithinlösung

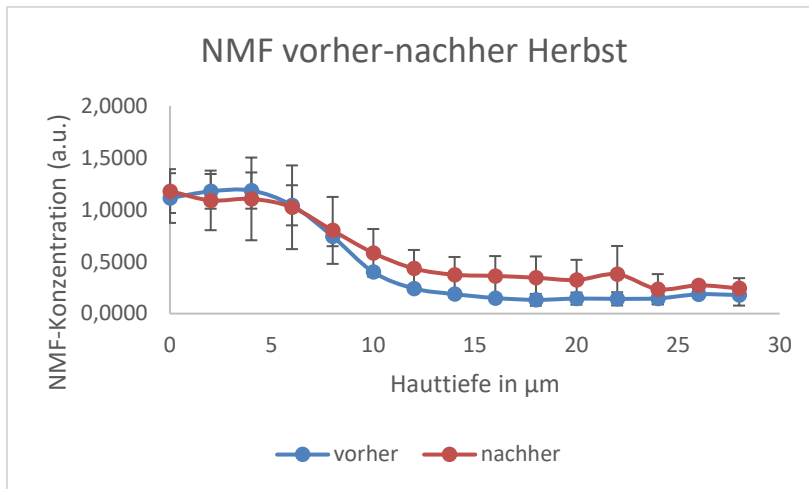


Abbildung 106: NMF 15%ige Lezithinlösung in vivo, Herbst

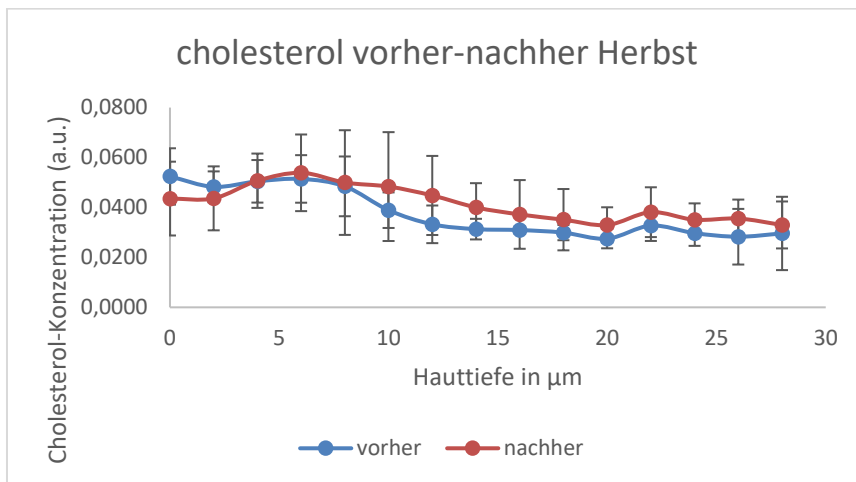


Abbildung 107: Cholesterol 15%ige Lezithinlösung in vivo, Herbst

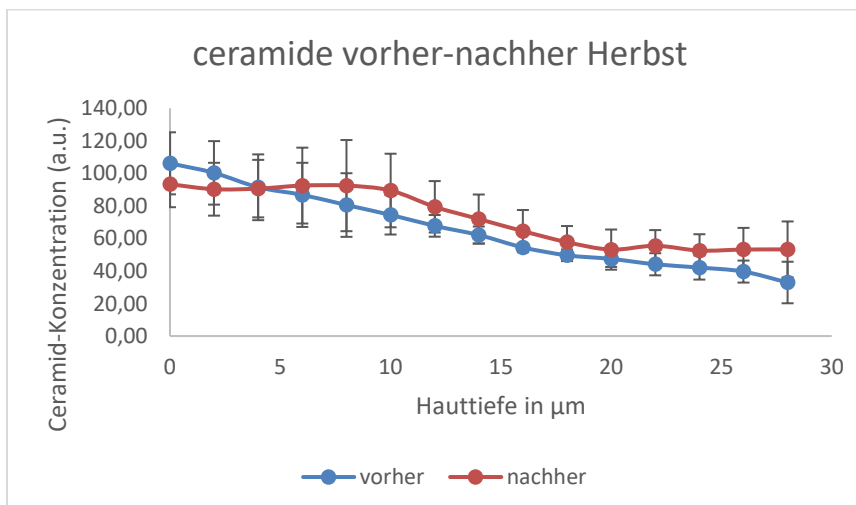


Abbildung 108: Ceramide 15%ige Lezithinlösung in vivo, Herbst

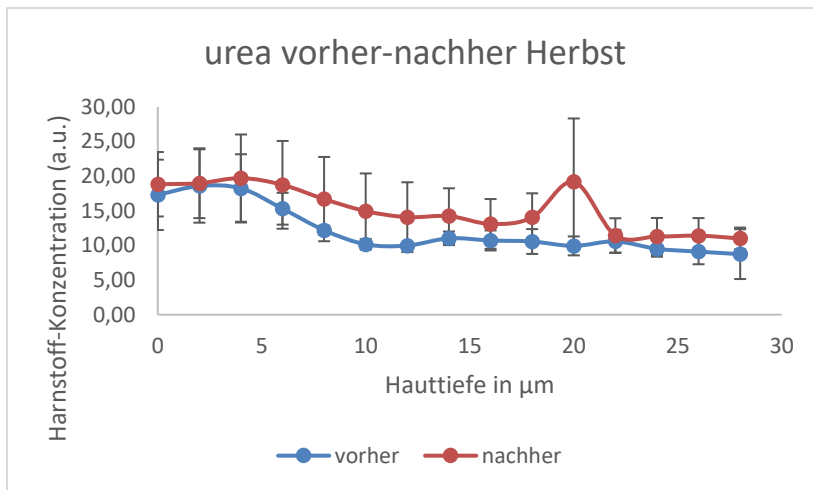


Abbildung 109: Harnstoff 15%ige Lezithinlösung in vivo, Herbst

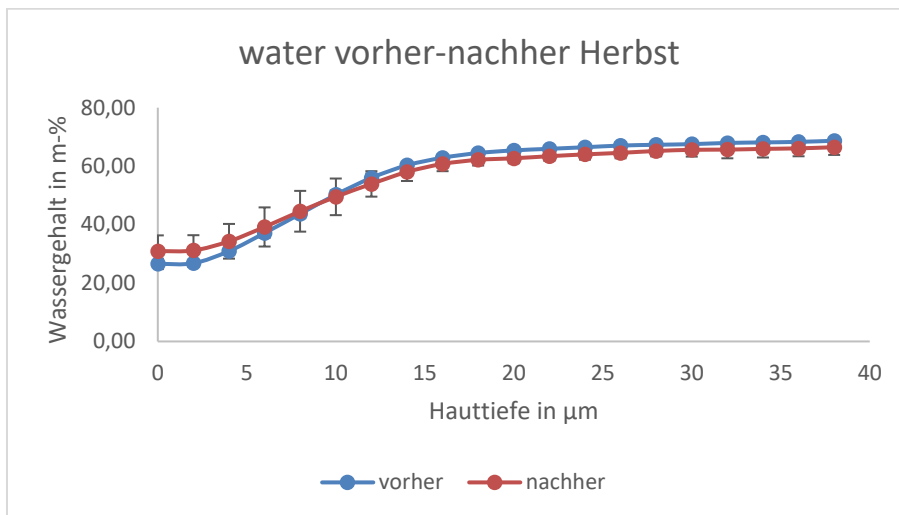


Abbildung 110: Wassergehalt 15%ige Lezithinlösung in vivo, Herbst

10. Quellenverzeichnis

1. Astrid Pany, Viktoria Klang, Caroline Peinhof, Angela Zecevic, Johanna Ruthofer, Claudia Valenta. Hair removal and bioavailability of chemicals: Effect of physicochemical properties of drugs and surfactants on skin permeation ex vivo.
2. Speckmann, Hescheler, Köhling. Physiologie. 6. Auflage. Elsevier GmbH; 2013
3. Spornitz. Anatomie und Physiologie. 6. Auflage. Springer-Verlag GmbH; 2010
4. <https://www.krebsgesellschaft.de/onko-internetportal/basis-informationen-krebs/krebsarten/hautkrebs/der-aufbau-der-haut.html>. Zugriff am 27.04.2020
5. Sabine Bender. Körperpflegekunde. 4. Auflage. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH; 2014
6. <https://www.lecturio.de/magazin/haut/>. Zugriff am 27.04.2020
7. Bauer, Fröming, Führer. Pharmazeutische Technologie. 10. Auflage. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft; 2017
8. <https://www.pharmazeutische-zeitung.de/ausgabe-172007/stratum-corneum-struktur-und-morphologie-einer-barriere/>. Zugriff am 27.04.2020
9. Elias, P. M., Friends, D. S. The permeability barriere in mammalian epidermis. J. Cell Biol. 1975 (20) 1-19
10. Farwanah H, Wohlrab J, Neubert RHH, Raith K. Profiling of human stratum corneum ceramides by means of normal phase LC/APCI—MS. Anal Bioanal Chem. 2005;383 (4):632-7
11. Michelle Janssens, 1, Jeroen van Smeden, Gert S. Gooris, Wim Bras, Guiseppe Portale, Peter J. Caspers, Rob J. Vreeken, Thomas Hankemeier, Sanja Kezic, Ron Wolterbeek, Adriana P. Lavrijsen, and Joke A. Bouwstra. Increase in short-chain ceramides correlates with an altered lipid organization and decreased barrier function in atopic eczema patients. Journal of Lipid Research. 2012; 53:2755-2766
12. De Sousa Neto D, Gooris G, Bouwstra J. Effect of the omega-acylceramides on the lipid organization of stratum corneum model membranes evaluated by X-ray diffraction and FTIR studies (Part 1). Chem Phys Lipids. 2011; 164 (3):184-95

13. Bouwstra JA, Ponc M. The skin barrier in healthy and diseased state. *Biochim Biophys Acta-Biomembr.* 2006. 1758 (12): 2080-95
14. Boncheva M, Damien F, Normand V. Molecular organization of the lipid matrix in intact Stratum corneum using ATR-FTIR spectroscopy. *Biochim Biophys Acta-Biomembr.* 2008. 1778 (5):1344-5
15. Jacobi U, Kaiser M, Toll R, Mangelsdorf S, Audring H, Otberg N, et al. Porzine ear skin: an in vitro model for human skin. *Ski Res Technol.* 2007. 13 (1):19-24
16. Wolf M, Klang V, Stojcic T, Fuchs C, Wolzt M, Valenta C. NLC vs nanoemulsion: Effect on physiological skin parameters during regular in vivo application and impact on drug penetration. *Int Journal of Pharm.* 2018; 549: 343-351
17. Diane J. Davies, Jon R. Heylings, Timothy J. McCarthy, Catherine M. Correa. Development of an in vitro model for studying the penetration of chemicals through compromised skin. *Toxicology in Vitro.* 2015; 29: 176-181
18. Dick, I.P., Scott, R.C., pig ear skin as an in vitro model for human skin permeability. *J. Pharm. Pharmacol.* 1992. 44: 640-645
19. Klang V, Schwarz J C, Lenobel B, Nadj M, Auböck J, Wolzt M, Valenta C. In vitro vs. in vivo tape stripping: Validation of the porzine ear model and penetration assessment of novel sucrose stearate emulsions. *European Journal Pharm. Biopharm.* 2012;80: 604-614
20. Caussin J, Gooris GS, Janssens M, Bouwstra JA. Lipid organization in human and porzine stratum corneum differs widely, while lipid mixtures with porzine ceramides model human stratum corneum lipid organization very closely. *Biochim Biophys Acta- Biomembr.* 2008. 1778 (6):1472-82
21. Carrer DC, Vermehren C, Bagatolli LA. Pig skin structure and transdermal delivery of liposomes: A two photon microscopy study. *J Control Release.* 2008. 132 (1):12-20
22. Choe C, Schleusener J, Lademann J, Darvin ME. Human skin in vivo has a higher skin barrier function than porzine skin ex vivo- comprehensive Raman microscopic study of the stratum corneum. *J. Biophotonics.* 2018
23. Hoppel M, Baurecht D, Hopler E, Mahrhauser D, Valenta C. Validation of the combined ATR-FTIR/tape stripping technique for monitoring the distribution of surfactants in the stratum corneum. *Int J Pharm.* 2014; 472 (1-2): 88-93

24. Charbonnier V, Morrison Jr B.M, Paye M, Maibach H.I. Subclinical, non-erythematous irritation with an open essay model (washing): sodium lauryl sulfate (SLS) versus sodium laureth sulfate (SLES). *Food and chemical Toxicology*. 2001 (39):279-286
25. Sung Hyun Ima, Jae Jeong Ryoo. Characterization of sodium laureth sulfate by reversed-phase liquid chromatography with evaporative light scattering detection and ¹H nuclear magnetic resonance spectroscopy. *Journal of Chromatography A*. 2009 (1216):2339–2344
26. Som, I., Bhatia, K., Yasir, M., 2012. Status of surfactants as penetration enhancers in transdermal drug delivery. *J. Pharm. Bioall. Sci.* 4, 2–9.
27. Werner Müller-Esterl. *Biochemie*. 2. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag Heidelberg; 2011. 90 p.
28. Jakasa I, Verberk MM, Bunge AL, Kruse J, Kezic S. Increased permeability for polyethylene glycols through skin compromised by sodium lauryl sulphate. *Exp Dermatol*. 2006; 15 (801-807)
29. Mao, 498 G., Flach, C., Mendelsohn, R., Walters, R. Imaging the distribution of sodium dodecyl sulfate in skin by confocal Raman and infrared micro spectroscopy. *Pharm. Res.* 2012 (29), 2189–2201.
30. Saad P, Flach C. R, Walters R. M, and Mendelsohn R. Infrared spectroscopic studies of sodium dodecyl sulphate permeation and interaction with stratum corneum lipids in skin. *International Journal of Cosmetic Science*, 2012, 34, 36-43
31. Tsang M, and Guy R.H. Effect of Aqueous Cream BP on human stratum corneum in vivo. *British Association of Dermatologists* 2010; 163:954-958
32. Klang V., Valenta C. Lecithin-based nanoemulsions. *J. Drug Del. Sci. Tech.*, 21 (1) 55-76; 2011
33. C. + K. electronic GmbH, „Information and Instruction Manual Derma Unit SSC 3“, 2016
34. Darlenski R., Sassning S., Tsankov N., Fluhr J. W. Non-invasive in vivo methods for investigation of the skin barrier physical properties. *European Journal of Pharmaceutics and Biopharmaceutics*. 2009: 72; 295-303
35. Bailey S. H., Oni G, Brown S. A, Kashefi N., Cheriyan S., Maxted M., Stewart C., Jones C., Maluso P., Kenkel A. M., Kenkel M. M., Hoopman J., Barton F.,

- Kenkel J. M. The use of non-invasive instruments in characterizing human facial and abdominal skin. *Lasers in Surgery and Medicine*. 2012; 44:131-142
36. Biox, „AquaFlux200 Instruction Manual“, 2016
37. Hoppel M, Kwizda K, Baurecht D, Caneri M, Valenta C. The effect of a damaged skin barrier on percutaneous absorption of SDS and skin hydration investigated by confocal Raman spectroscopy. *Experimental Dermatology*. 2016; 25: 386-412
38. Machado M., Salgado T.M., Hadgraft J., Lane M. E. The relationship between transepidermal water loss and skin permeability. *International Journal of Pharmaceutics*. 2010;384: 73-77
39. Pan W., Zhang X., Chirikhina E., Bontozoglou C., Xiao P. Measurements of Skin Hydration with a Permittivity Contact Imaging System. SCC Technology Showcase Poster. 2014
40. Xiao P. Capacitive Contact Imaging for Skin Measurements. *Journal of Pharmaceutical Research and Clinical Practice*. 2016; 6: 14-20
41. Rücker, Neugebauer, Willems. *Instrumentelle pharmazeutische Analytik*. 5. Auflage. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart., 2013
42. Franzen L, Windbergs M. Applications of Raman spectroscopy in skin research — From skin physiology and diagnosis up to risk assessment and dermal drug delivery. *Advanced Drug Delivery Reviews*. 2015; 89:91-104.
43. Klang V, Schwarz J.C, Hartl A, Valenta C. Facilitating in vitro Tape Stripping: Application of Infrared Densitometry for Quantification of Porcine Stratum Corneum Proteins. *Skin Pharmacol Physiol* 2011; 24:256–268
44. Weigmann H, Lademann J, Meffert H, Schaefer H, Sterry W. Determination of the horny layer profile by tape stripping in combination with optical spectroscopy in the visible range as a prerequisite to quantify percutaneous absorption. *Skin Pharmacol Appl Skin Physiol*. 1999; 12:34-45
45. Weigmann H, Lindemann U, Antoniou C, Tsikrikas G, Stratigos A, Katsambas A, et al. UV/VIS absorbance allows rapid, accurate, and reproducible mass determination of corneocytes removed by tape stripping. *Skin Pharmacol Appl Skin Physiol*. 2003; 16:217-27
46. Weigmann H, Jacobi U, Antoniou C, Tsikrikas G, Wendel V, Rapp C, et al. Determination of penetration of topically applied substances by means of tape

- stripping and optical spectroscopy: UV filter substance in sunscreens. J Biomed Opt. 2005; 10: 14009
47. Weigmann H, Schanzer S, Patzelt A, Bahaban V, Durat F, Sterry W, et al. Comparison of human and porcine skin for characterization of sunscreens. J Biomed Opt. 2009; 14: 24-7
48. Klang V, Schwarz JC, Haberfeld S, Xiao P, Wirth M, Valenta C. skin integrity testing and monitoring of in vitro tape stripping by capacitance-based sensor imaging. Skin Res Technol. 2013; 19(1):e259-72
49. A. Bornkessel, M. Flach, M. Arens-Corell, P. Elsner and J. W. Fluhr. Functional assessment of a washing emulsion for sensitive skin: mild impairment of stratum corneum hydration, pH, barrier function, lipid content, integrity and cohesion in a controlled washing test. Skin Research and Technology. 2005; 11: 53-60
50. Young M., M, Franken A., Plessis J. Transepidermal water loss, stratum corneum hydration, and skin surface pH of female African and Caucasian nursing students. Skin Res Technol. 2019; 25:88–95.