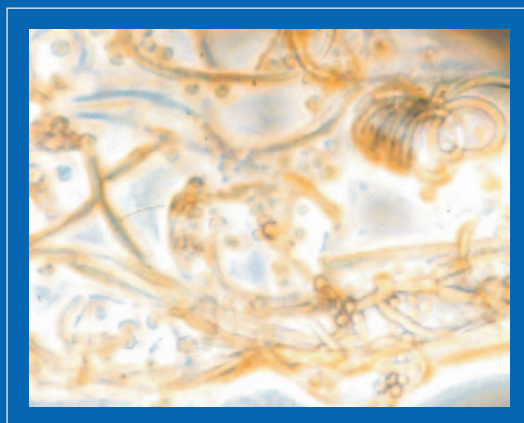


**Mykologische Untersuchungen zur Pilzflora
des Hühnerkammes im Vergleich mit der
humanmedizinischen Mykopathologie**



INAUGURAL-DISSERTATION
zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

SUSANNE GRÜNDER

Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung des Autors oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2004

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Author or the Publishers.

1st Edition 2004

© 2004 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Wettenberg
Printed in Germany



VVB LAUFERSWEILER VERLAG
édition scientifique

GLEIBERGER WEG 4, D-35435 WETTENBERG
Tel: 06406-4413 Fax: 06406-72757
Email: VVB-IPS@T-ONLINE.DE

www.doktorverlag.de

Aus dem Zentrum für Dermatologie und Andrologie (Hautklinik)
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: PD Dr. med. P. Mayser

Eingereicht über die Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische
der Justus-Liebig-Universität Gießen

im Fachbereich vertreten durch: Prof. Dr. med. vet. E. F. Kaleta

**Mykologische Untersuchungen zur Pilzflora
des Hühnerkammes im Vergleich mit der
humanmedizinischen Mykopathologie**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Doktorgrades beim
Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Eingereicht von

SUSANNE GRÜNDER

Tierärztin aus Kassel

Gießen 2004

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. med. vet. Dr. h.c. B. Hoffmann

1.Berichterstatter: PD Dr. med. P. Mayser

2.Berichterstatter: Prof. Dr. med. vet. E. F. Kaleta

Tag der mündlichen Prüfung: 27.Mai 2004

1	Einleitung	1
2	Literaturübersicht	4
2.1	<i>Historische Vorbemerkungen</i>	4
2.2	<i>Zoologische Einteilung der Hühnervögel</i>	4
2.3	<i>Botanische Einordnung der myzetischen Erreger</i>	5
2.4	<i>Mykologische Diagnostik</i>	7
2.4.1	<i>Dermatophyten</i>	7
2.4.1.1	<i>Mikroskopischer Direktnachweis</i>	7
2.4.1.2	<i>Kultur von Dermatophyten</i>	7
2.4.2	<i>Hefen</i>	8
2.4.2.1	<i>Mikroskopischer Direktnachweis</i>	8
2.4.2.2	<i>Kultur von Hefen</i>	9
2.4.2.3	<i>Biochemische Artbestimmung</i>	9
2.4.3	<i>Histologischer Nachweis</i>	10
2.5	<i>Die Gattungen und Arten der Dermatophyten</i>	10
2.5.1	<i>Genus Microsporum GRUBY</i>	11
2.5.2	<i>Genus Trichophyton MALMSTEN</i>	11
2.5.3	<i>Genus Epidermophyton SABOURAUD</i>	13
2.6	<i>Die wichtigsten Hefepilzgattungen</i>	13
2.6.1	<i>Gattung Candida BERKHOUT</i>	13
2.6.2	<i>Gattung Trichosporon BEHREND</i>	13
2.6.3	<i>Gattung Malassezia BAILLON</i>	14
2.6.4	<i>Gattung Kloeckera JANKE</i>	14
2.6.5	<i>Gattung Cryptococcus KÜTZING</i>	14
2.6.6	<i>Gattung Saccharomyces MEYEN ex REESS</i>	14
2.7	<i>Natürliches Vorkommen und pathogene Bedeutung der myzetischen Erreger</i>	15

2.7.1	<i>Dermatophyten</i>	15
2.7.2	<i>Hefen</i>	16
2.7.3	<i>Schimmelpilze</i>	19
2.8	<i>Dispositionsmomente bei Erkrankungen</i>	20
2.9	<i>Infektionswege und Pathogenitätsfaktoren</i>	20
3	Material und Methoden	23
3.1	<i>Untersuchungsgut</i>	23
3.2	<i>Materialgewinnung</i>	23
3.3	<i>Mykologische Untersuchungen</i>	24
3.3.1	<i>Mykologisches Nativpräparat</i>	24
3.3.2	<i>Pilzkultur</i>	24
3.3.3	<i>Dermatophytendifferenzierung</i>	25
3.3.4	<i>Hefendifferenzierung</i>	26
3.3.5	<i>Schimmelpilze und Sonstige</i>	30
4	Ergebnisse	31
4.1	<i>Klinische Veränderungen</i>	31
4.2	<i>Mykologische Befunde</i>	32
4.2.1	<i>Dermatophyten</i>	33
4.2.1.1	<i>T. terrestre</i>	33
4.2.1.2	<i>T. mentagrophytes</i>	35
4.2.2	<i>Chrysosporium georgiae</i>	36
4.2.3	<i>Hefen</i>	38
4.2.3.1	<i>Häufigkeit einzelner Hefegattungen</i>	38
4.2.3.2	<i>Häufigkeit einzelner Spezies</i>	39
4.2.3.3	<i>Darstellung und Klassifizierung der einzelnen Hefearten</i>	40
4.2.3.3.1	<i>Malassezia sympodialis</i>	40
4.2.3.3.2	<i>Kloeckera apiculata</i>	42

4.2.3.3.3	Trichosporon capitatum (Geotrichum capitatum)	44
4.2.3.3.4	Trichosporon cutaneum/mucoides.....	46
4.2.3.3.5	Trichosporon inkin (Sarcinosporon inkin)	48
4.2.3.3.6	Candida famata (Torulopsis candida)	50
4.2.3.3.7	Candida guilliermondii.....	52
4.2.3.3.8	Candida lipolytica	54
4.2.3.3.9	Candida albicans	57
4.2.3.3.10	Candida dattila (Torulopsis dattila).....	59
4.2.3.3.11	Candida fructus.....	61
4.2.3.3.12	Candida glabrata (Torulopsis glabrata).....	63
4.2.3.3.13	Candida kefyr sive pseudotropicalis	65
4.2.3.3.14	Candida parapsilosis	69
4.2.3.3.15	Candida aaseri.....	71
4.2.3.3.16	Candida catenulata sive brumptii	73
5	Diskussion	75
5.1	<i>Die Bedeutung des Cryptococcus neoformans</i>	<i>75</i>
5.2	<i>Die veterinärmedizinisch-aviäre Rolle des T. gallinae.....</i>	<i>76</i>
5.3	<i>Mykologische Befunde in Beziehung zu Symptomen</i>	<i>77</i>
5.4	<i>Die isolierten Dermatophyten im veterinärmedizinischen Bereich.....</i>	<i>77</i>
5.5	<i>Die Bedeutung des isolierten Schimmels Chrysosporium georgiae.....</i>	<i>78</i>
5.6	<i>Die veterinärmedizinische Bedeutung der isolierten Hefen.....</i>	<i>79</i>
5.7	<i>Schlußfolgerungen:</i>	<i>87</i>
6	Zusammenfassung.....	89
7	Summary	93
8	Literaturverzeichnis	98

9	Anhang.....	119
9.1	<i>Abkürzungsverzeichnis</i>	<i>119</i>
9.2	<i>Verzeichnis der Tabellen und Abbildungen.....</i>	<i>119</i>

1 Einleitung

Die klassische Mykose der Epidermis am Hühnerkamm ist der "Hühnerfavus", eine Trichophytie durch das von MÉGNIN (1881) in Frankreich beschriebene und entsprechend bezeichnete *Trichophyton gallinae* (*T. gallinae*), ein makroskopisch gut erkennbarer Dermatophyt an Hand des in den Nährboden diffundierenden erdbeerfarbenen Pigments (Abb. 1), welches aber nach zahlreichen Subkulturen an Intensität verliert (Abb. 2).

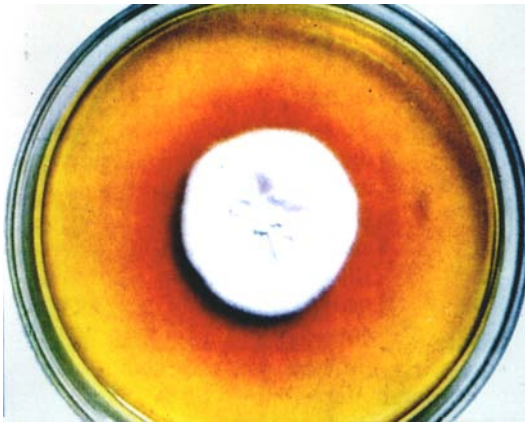


Abb. 1: *T. gallinae* auf Grütz III-Agar
(aus GÖTZ, 1962)



Abb. 2: *T. gallinae* auf Selektivagar
(Mykothek des myk. Labors
der Hautklinik Gießen)

Das klinische Bild des Hühnerfavus entspricht den dermatologischen Befundkriterien der Trichophytie (Abb. 3):

- scharfe Begrenzung mit Abschuppung und Scutulabildung
- Randbetonung
- konzentrische Ausbreitung in Ringform



Abb. 3: Hühnerfavus
(aus SEELIGER und HEYMER, 1981)

Erkrankungen beim Menschen in Europa wurden bisher nur in Einzelmitteilungen bis hinein in die 60-iger Jahre des vorigen Jahrhunderts beschrieben (TORRES und GEORG, 1956; BALABANOFF, 1967).

Neuere Mitteilungen beschreiben besondere prädisponierende Faktoren in Pakistan

1984 (FARUQUI et al., 1984) und bei AIDS-Patienten in Spanien 1992 (DEL PALACIO, 1992).

Auch bei Primaten und Säugetieren soll die Infektion epidermal angehen und zur Erkrankung führen (BAUDET, 1943; PÄTIÄLÁ, 1951; RIETH und REFAI, 1965; GORDON und LITTLE, 1968).

In außereuropäischen Ländern und europäischen Randlagen ist der Hühnerfavus durch *T. gallinae* bei Hühnervögeln gleichwohl noch existent (LONDERO et al., 1964; LONDERO et al., 1969).

In der neueren Literatur unserer Breiten finden sich keine entsprechenden Mitteilungen, daher ist die Erkrankung mit dem Dermatophyten *T. gallinae* hier nicht mehr endemisch. Ursächlich kommen Fortschritte moderner und artgerechterer Haltung sowie bessere Umwelthygiene und Futterqualitäten in Betracht.

Aktuelle Untersuchungen über die Hefe- und Schimmelpilzbesiedelung innerer Organe (Sektionsmaterial) von Zier- und Wildvögeln liegen vor (HOFFMANN, 1997; WIMMERSHOF, 1998; MILDE, 2000).

Ob entsprechend der Zunahme von Endo- und Ektomykosen bei Warmblütern (im humanmedizinischen Bereich, speziell auch veterinärmedizinisch-aviär beim Haushuhn) an den zugänglichen verhornten Hautarealen der Hühner noch das *Trichophyton gallinae* oder andere Pilzarten, speziell Dermatophyten und Hefen, zu finden sind, ist Gegenstand der vorliegenden Untersuchungen.

2 Literaturübersicht

2.1 Historische Vorbemerkungen

Die klassische Dermatomykose (Epidermomykose, Trichophytie, Tinea) des Hühnerkammes ist der "Hühnerfavus" durch das *Trichophyton gallinae* (MÉGNIN, 1881). Ähnliche klinische Hautveränderungen finden sich im Fell diverser Nagetiere, hervorgerufen durch das *Trichophyton quinckeanum*, beschrieben 1885/86 von QUINCKE (zitiert nach BLANK, 1957; LA TOUCHE, 1960).

Der Favus des Menschen ist schon seit Jahrhunderten unter der Bezeichnung "Erbgrind" in der Humanmedizin bekannt. Dies ist eine Dermatomykose des behaarten Kopfes, die durch gemeinsame Benutzung derselben Kopfbedeckung innerhalb von Familien und Generationen weiterverbreitet wurde. Die ätiologische Klärung gelang SCHÖNLEIN (1839) zu Beginn der mikrobiologischen Ära in der Humanpathologie; nach ihm ist der auslösende Dermatophyt als "*Trichophyton schönleinii*" benannt worden.

Bereits in der Antike sind menschliche Krankheitsbilder unter dem klinischen Aspekt der oralen Candidose von HIPPOKRATES 400 v. Chr. beschrieben worden (ODDS, 1979). Hefemykosen im Hühnerkropf wurden erstmals 1858 von EBERT mitgeteilt (WYATT und HAMILTON, 1975).

2.2 Zoologische Einteilung der Hühnervögel

Innerhalb der Wirbeltierklasse der Vögel sind die Hühnervögel (Phasianiformes) eine von 50 Ordnungen (WOLTERS, 1982). Das Haushuhn (*Gallus gallus* Linné, 1758) gehört zur Familie Megapodidae (Großfußhühner), Unterfamilie Gallinae (Kammhühner), Genus Gallus (Huhn, Brisson, 1760). Zur kommerziellen Eier- und

Fleischerzeugung gehaltene Hühner entstammen komplexen Hybridzuchten.
Daneben existieren noch zahlreiche, meist als Hobby gehaltene Hühnerrassen.

2.3 Botanische Einordnung der myzetischen Erreger

In der Abteilung "Fungi" enthält die Unterabteilung "Eumycotina" ("echte Pilze") bei den sogenannten "höheren Pilzen" (septierte Hyphen) die beiden Klassen der "Ascomyzeten" (Schlauchpilze) und "Deuteromyzeten" (Fungi imperfecti) (GÖTZ, 1962; MÜLLER und LOEFFLER, 1971).

Die hier relevanten Ordnungen bei den Ascomyzeten/Deuteromyzeten sind die "Moniliales" mit ihren Familien "Moniliaceae" ("Schimmelpilze") und "Dermatophytes" mit drei Gattungen (Microsporium, Trichophyton und Epidermophyton) bzw. die "Endomycetales"/ "Blastomycetes" mit den Familien "Saccharomycetaceae"/ "Cryptococcaceae" ("echte Hefen").

Die "Fungi imperfecti" besitzen keine perfekte (Sexual-) Versporung und werden daher mangels sicherer botanischer Klassifizierung als "Deuteromyzeten" den Ascomyzeten zur Seite gestellt; aber innerhalb der Dermatophytenfamilie gibt es auch einige perfekte Vertreter (=Ascomyzeten). Sie sind meist geophil, d.h. sie kommen im Erdboden vor.

Dies trifft zu auf das vorliegend öfter isolierte *T. terrestre*: perfektes Stadium mit Ascosporen = *Arthroderma quadrifidum*.

Die Einordnung ist noch immer im Fluss, weil die Mehrzahl der myzetischen Erreger einerseits Deuteromyzeten (Fungi imperfecti) mit asexueller Reproduktion sind (nur formtaxonomisch klassifizierbar), andererseits aber zunehmend auch ihre perfekten

Stadien identifiziert werden, wonach sie dann unter anderer Bezeichnung in die Klasse der Ascomyzeten übernommen werden (GÖTZ, 1962; MÜLLER und LOEFFLER, 1971).

Für die meisten **Dermatophyten** (Fungi imperfecti) ergibt sich folgende Klassifizierung (FEGELER, 1957; GÖTZ, 1962; GEDEK, 1980; GEDEK, 1993):

Klasse Deuteromycetes (Fungi imperfecti)

Ordnung Moniliales

Familien Moniliaceae ("Schimmelpilze")

Dermatophytes (3 Gattungen s.u.).

Bei den **perfekten Hefen** gilt folgende Einordnung (MÜLLER und LOEFFLER, 1971; KREGER VAN RIJ, 1984):

Klasse Ascomycetes

Ordnung Endomycetales

Familie Saccharomycetaceae

Gattungen Saccharomyces, Pichia, Hansenula etc.;

Bei den **imperfekten Hefen** gilt sinngemäß:

Klasse Deuteromycetes (Fungi imperfecti)

Ordnung Blastomycetes

Familie Cryptococcaceae

Gattungen Candida, Trichosporon, Kloeckera,

Malassezia, Cryptococcus etc..

Auch hier wird eine Beziehung zwischen Ascomyzeten und Deuteromyzeten erkennbar, wobei die Ordnungen "Endomycetales" und "Blastomycetes" bzw. die Familien "Saccharomycetaceae" und "Cryptococcaceae" jeweils einander entsprechen dürften (MÜLLER und LOEFFLER, 1971).

2.4 Mykologische Diagnostik

2.4.1 Dermatophyten

2.4.1.1 Mikroskopischer Direktnachweis

Die einfachste Methode zum Direktnachweis von Pilzelementen der Dermatophyten im Hornmaterial der Epidermis (Schuppen, Haare, Nagelspäne) ist das Nativpräparat nach Behandlung mit 10-25 %-iger Kalilauge (KOH-Präparat) (GÖTZ, 1962). Im Phasenkontrastmikroskop lassen sich dabei die Pilzelemente von den umgebenden Gewebsstrukturen des Untersuchungsmaterials (Keratinozyten) gut unterscheiden (GOETZ, 1962). Eine weitere Verbesserung wird durch Aufhellung und Anfärbung der Pilzelemente mit Chlorallactophenolblau erzielt (AMMAN, 1899, zitiert nach GOETZ, 1962).

Brillianten Darstellungen von Pilzelementen im Nativpräparat gelingen durch Zugabe des fluoreszierenden optischen Aufhellers Uvitex 2 B zum KOH-Präparat; hierzu wird jedoch ein Fluoreszenzmikroskop benötigt (MAYSER und GRÜNDER, 1991).

Das mikroskopische Direktpräparat liefert natürlich keine Aussage über die Art des ursächlichen Erregers. Daher ist zusätzlich die Pilzkultur erforderlich.

2.4.1.2 Kultur von Dermatophyten

Zur Herstellung von Pilzkulturen genügen bei den Dermatophyten zwei Routine-

Nährböden:

1. Kimmig-Agar (Merck®)

Er begünstigt sowohl die Ausbildung der diagnostisch wichtigen, mikroskopisch sichtbaren Fruktifikationsorgane, als auch die diagnostisch hilfreiche Pigmentbildung. Zur Unterdrückung der unerwünschten bakteriellen Begleitflora enthält er Antibiotikazusätze (Penicillin, Streptomycin; auch Chloramphenicol und/oder Neomycin sind gebräuchlich).

2. Selektivagar für pathogene Pilze (Merck®)

Er enthält additiv noch Cycloheximid (Actidione®) zur selektiven Darstellung der Dermatophyten mit Hemmung der unerwünschten Schimmelpilz-Begleitflora (RIETH, 1978).

Für spezielle Fragestellungen wie mikromorphologische Studien und Züchtung von geophilen Dermatophyten aus dem Erdboden mit der Haarködermethode gibt es weitere Nährbodenzubereitungen mit speziellen Zusammensetzungen und kleinapparativen Arrangements (GÖTZ, 1962).

Differenzierungsnährböden zur Artbestimmung von Dermatophyten nutzen spezielle auxotrophe Bedürfnisse für Thiamin, Inosit und Histidin (VAN UDEN, 1951; RIETH, 1961; GÖTZ, 1962).

Die Bebrütungszeit für Dermatophyten beträgt zwei bis drei Wochen bei Raumtemperatur und Tageslicht.

2.4.2 Hefen

2.4.2.1 Mikroskopischer Direktnachweis

Auch bei einer epidermalen Hefemykose gelingt der mikroskopische Direktnachweis mit

dem KOH-Präparat: neben Sproßzellen sind auch Hyphen zu finden, besonders, wenn es sich um *Candida albicans* handelt, eine derjenigen Hefen, die auch in vivo echte Hyphen bilden (RIETH, 1979 a).

2.4.2.2 Kultur von Hefen

Hefen lassen sich ebenso wie die Dermatophyten problemlos auf Kimmig-Agar anzüchten, auch Sabouraud-Dextrose-Agar ist gebräuchlich (RIETH, 1979 a).

Weniger geeignet ist dagegen der Selektiv-Agar für pathogene Pilze, da er wegen seines Cycloheximidanteils auch einige pathogene Hefearten hemmt, so daß hier ein Nachweis nicht gelänge.

Die Bebrütungszeit beträgt zwei bis drei Tage bei 28 - 30° C.

Wegen des weitgehend einheitlichen makroskopischen Aspektes der Hefekolonien ist die Mikromorphologie hier von besonderer Bedeutung.

Sie entfaltet sich auf Reisagar, einem "Mangelnährboden", mikroskopisch unter Deckglas bei Raumtemperatur: Sproßzellen (Blastosporen), Pseudomycel, Arthrosporen, Chlamydosporen (*C. albicans*) (RIETH, 1979 a; MÜLLER, 1992).

Aber auch die Mikromorphologie auf Reisagar bietet nur begrenzte Möglichkeiten zur Artbestimmung (Ausnahme: Chlamydosporen bei *C. albicans*), ist aber hilfreich zumindest bei der Gattungsdiagnose.

2.4.2.3 Biochemische Artbestimmung

Sie ist notwendig, um einen isolierten Hefepilz zu klassifizieren, außer, es handelt sich um *C. albicans* (s.o.).

Sie umfaßt die **Zuckervergärung** (routinemäßig 5 Zucker: Glukose, Galaktose, Saccharose, Maltose, Laktose) mit sichtbarer Gasbildung (CO₂), die **Assimilation von Stickstoffverbindungen** (Pepton, anorganisches KNO₃) und **diverser Kohlenhydrate**.

Neben den oben genannten Vergärungszuckern sind noch 5 – 25 weitere Zucker oder zuckerähnliche Verbindungen erforderlich (RIETH, 1958; RIETH, 1979a; KREGER VAN RIJ, 1984).

Weitere physiologisch-chemische Prüfungen bei besonderen Hefeisolaten sind das **Tween-Auxanogramm** bei *Malassezia*hefen (GUILLOT et al., 1996; MAYSER, 1998), und die **Fettspaltung** bei *Candida lipolytica* (DIDDENS und LODDER, 1942; RIETH, 1958).

2.4.3 Histologischer Nachweis

Der histologische Nachweis von Pilzelementen im Gewebe gelingt bei Dermatophyten in der Hornschicht, weniger in tieferen Hautschichten, nicht in inneren Organen, bei Hefepilzen sowohl in dermoepidermalen Schnittpräparaten, als auch in inneren Organen.

Zum Einsatz kommt hier routinemäßig die PAS-Färbung nach HOTCHKISS und MC MANUS (1948), bei der die Pilzelemente tiefrot angefärbt sind (SCHIEFER, 1967; REFAI et al., 1969; MÜLLER, 1992).

In neuerer Zeit wird auch vermehrt die GROCOTT-(GOMORI)-Färbung verwendet, die zu grauschwarzer Tönung der Pilzelemente führt (GROCOTT, 1955, zitiert nach SCHIEFER, 1967).

2.5 Die Gattungen und Arten der Dermatophyten

Innerhalb der Familie der Dermatophyten sind drei Gattungen anerkannt (GÖTZ, 1962). Gemeinsame Merkmale sind die Affinität zum Keratin, das relativ langsame Wachstum auf synthetischen Nährböden (2-3 Wochen) und die Griseofulvinempfindlichkeit (GÖTZ, 1962).

Anhand mikromorphologischer Kulturmerkmale lassen sie sich grob voneinander abgrenzen: rauhwandige Makrokonidien beim Genus *Microsporum*, glattwandige

Makrokonidien beim Genus *Trichophyton*. Beide Genera bilden Mikrokonidien. Glattwandige Makrokonidien besitzt das Genus *Epidermophyton*, hier entstehen jedoch keine Mikrokonidien (GÖTZ, 1962).

2.5.1 Genus *Microsporium* GRUBY

Innerhalb des Genus *Microsporium* sind 10 Spezies bis heute weitgehend gesichert:

1. *Microsporium audouinii* GRUBY,
2. *Microsporium canis* BODIN,
3. *Microsporium gypseum* BODIN,
4. *Microsporium distortum* DI MENNA und MARPLES,
5. *Microsporium nanum* FUENTES,
6. *Microsporium ferrugineum* OTA,
7. *Microsporium cookei* AJELLO,
8. *Microsporium langeronii* VANBREUSEGHEM,
9. *Microsporium rivalieri* VANBREUSEGHEM,
10. *Microsporium persicolor*.

Unumstritten sind die drei erstgenannten Spezies, die sieben übrigen sind als mögliche Varianten oder wegen ihrer Beziehungen zum Genus *Trichophyton* noch nicht absolut sicher im Genus *Microsporium* verankert. Überwiegend sind die Spezies anthropophil, manche aber primär zoophil.

Das *M. gypseum* ist geophil mit gesicherter Zugehörigkeit zu den Ascomyzeten; seine perfekte Form ist als *Nannizia incurvata* beschrieben.

2.5.2 Genus *Trichophyton* MALMSTEN

16 Spezies sind weitgehend akzeptiert:

1. *Trichophyton schönleinii* LANGERON und MILOCHEVITCH,
2. *Trichophyton concentricum* BLANCHARD,
3. *Trichophyton violaceum* SABOURAUD,
4. *Trichophyton verrucosum* BODIN,
5. *Trichophyton tonsurans* MALMSTEN,
6. *Trichophyton rubrum* SABOURAUD,
7. *Trichophyton mégninii* BLANCHARD,
8. *Trichophyton gallinae* SILVA und BENHAM,
9. *Trichophyton sudanense* JOYEUX,
10. *Trichophyton mentagrophytes* BLANCHARD,
11. *Trichophyton equinum* GEDOELST,
12. *Trichophyton quinckeanum* MACLEOD und MUENDE,
13. *Trichophyton gourvilii* CATANEI,
14. *Trichophyton yaoundii* COCHET und DOBY-DUBOIS,
15. *Trichophyton ajelloi* VANBREUSEGHEM,
16. *Trichophyton terrestre* DURIE und FREY.

Auch hier sind die Spezies überwiegend anthropophil. Primär zoophil sind *T. verrucosum*, *T. gallinae*, *T. equinum* und *T. quinckeanum*.

Die beiden letzten Arten (15 und 16) sind geophil, besitzen perfekte Sexualversporung und sind damit Ascomyzeten:

T. ajelloi = *Arthroderma uncinatum*, *T. terrestre* = *Arthroderma quadrifidum*. Beide gelten als apathogen. Das *T. quinckeanum* wird auch als Variante des *T. mentagrophytes* angesehen.

2.5.3 Genus *Epidermophyton* SABOURAUD

Als bisher einzige Spezies ist das *Epidermophyton floccosum* LANGERON und MILOCHEVITCH gesichert. Der Pilz ist anthropophil und damit auch humanpathogen.

2.6 Die wichtigsten Hefepilzgattungen

Die pathogenen und fakultativ-pathogenen Hefepilze sind ebenfalls Fungi imperfecti (Deuteromyzeten) und gehören damit innerhalb der Ordnung Blastomycetes zur Familie der Cryptococcaceae.

Zunehmend werden auch hier perfekte Formen gefunden mit Zuordnung zur Klasse der Ascomyzeten (KREGER VAN RIJ, 1984).

2.6.1 Gattung *Candida* BERKHOUT

Sie enthält inzwischen mehr als 200 Spezies.

Die wichtigsten Vertreter sind: *C. albicans*, *C. parapsilosis*, *C. tropicalis*, *C. guilliermondii*, *C. glabrata*, *C. famata*.

2.6.2 Gattung *Trichosporon* BEHREND

Bekannte und fakultativ pathogene Vertreter sind *Tr. cutaneum*, *Tr. capitatum* und *Tr. inkin*. Das Genus umfaßt nach KREGER VAN RIJ (1984) 15 Arten mit dem gemeinsamen Gattungsmerkmal der Arthrosporenbildung auf Reisagar.

In den letzten zwei Jahrzehnten hat aber eine Reklassifizierung stattgefunden mit Etablierung neuer Spezies und Ausgliederung altbekannter Vertreter wie *Tr. capitatum* (nunmehr *Geotrichum capitatum*) und *Tr. inkin* (nunmehr *Sarcinosporum inkin*) (KREGER VAN RIJ, 1984; GUEHO et al., 1992 a u. b; MAYSER et al., 1996).

2.6.3 Gattung *Malassezia* BAILLON

Ursprünglich waren hier nur die vorwiegend saprophytäre und lipophile *Malassezia furfur* sowie die tierpathogene *Malassezia pachydermatis* eingeordnet (KREGER VAN RIJ, 1984). Inzwischen hat eine umfangreiche Reklassifizierung und Neubewertung stattgefunden, wonach das Genus nunmehr 7 Arten umfaßt (GUEHO et al., 1996; GUILLOT et al., 1996; MAYSER, 1998).

2.6.4 Gattung *Kloeckera* JANKE

Sechs Spezies sind akzeptiert, die sich in Morphologie und biochemischen Leistungen nur gering unterscheiden: alle fermentieren Glukose, assimilieren Glukose und Cellobiose, drei Arten wahlweise darüber hinaus noch Saccharose bzw. Maltose (KREGER VAN RIJ, 1984).

Identisch bezüglich Vergärung und Assimilation sind die Arten *Kl. apiculata*, *Kl. apis* und *Kl. japonica*, von denen die erstere (*Kl. apiculata*) bei 37° C nicht wächst.

2.6.5 Gattung *Cryptococcus* KÜTZING

Das Genus umfaßt 19 Arten (KREGER VAN RIJ, 1984). Ihre Sproßzellen besitzen Mucopolysaccharidkapseln und bilden kein Pseudomycel. Ein weiteres gemeinsames Kennzeichen ist das Fehlen der Zuckervergärung und die positive Assimilation von Inositol.

Der medizinisch wichtigste Vertreter ist *Cryptococcus neoformans*.

2.6.6 Gattung *Saccharomyces* MEYEN ex REESS

Sieben Arten sind gelistet (KREGER VAN RIJ, 1984). Die meisten zeichnen sich durch hohe Fermentationsleistungen aus. Der bekannteste Vertreter ist *Saccharomyces*

cerevisiae (vormals "*Candida robusta*").

Mit ihren verschiedenen Rassen der Bier-, Back- und Weinhefe ist diese perfekte Hefe ein wichtiger Faktor in der Genuß- und Nahrungsmittelindustrie und damit ein "eßbarer Hefepilz".

Auch die übrigen Mitglieder des Genus sind nicht pathogen.

2.7 Natürliches Vorkommen und pathogene Bedeutung der myzetischen Erreger

2.7.1 Dermatophyten

Schon frühzeitig wurde vermutet, das natürliche Habitat der Dermatophyten sei der Erdboden (SZATHMARY, 1936, zitiert nach GOETZ, 1962).

Damit wäre auch ihre biologische Rolle als Verwerter des weitgehend inerten epidermalen Keratins der hier lebenden Kleinsäuger und Reptilien erklärt, wobei insbesondere an die geophilen Vertreter (*M. gypseum*, *T. ajelloi* und *T. terrestre*) zu denken ist. Auch zoophile Spezies wie das *T. gallinae* sind aus Erdproben gezüchtet worden (RIETH, 1959).

Das geophile *M. gypseum* (perfekte Form: *Nannizia incurvata*) ist der Erreger der humanpathogenen Gärtnerei-Mikrosporie. Die klassischen zoophilen Dermatophyten (*M. canis*, *M. nanum*, *T. verrucosum*, *T. gallinae*, *T. equinum*, *T. quinckeanum*) sind die Erreger von Dermatomykosen im Fell der entsprechenden erdbodennah lebenden und/oder jagenden Säuger (Hund, Katze, Schwein, Rind, Schaf, Ziege, Huhn, Pferd, diverse Nager), von wo sie über diese Haus- und Nutztiere auf den Menschen übergehen können (Mikrosporie, Trichophytie, Tinea).

Die häufigen, primär anthropophilen Dermatophyten (z.B. *T. rubrum*, *T. mentagrophytes*, *T. tonsurans*, *E. floccosum*) kontaminierten früher die oft feuchten Holzgegenstände sanitärer Gemeinschaftseinrichtungen (z.B. Holzroste in Schwimmbädern, Gemeinschaftsduschen, Saunabetrieben), die somit noch immer Infektionsquellen für

mykotische Zivilisationskrankheiten unserer Breiten sind (z.B. Fußpilzerkrankung). Das *T. mentagrophytes* ist in der Regel anthropophil (Fußpilzerreger: *variatio interdigitalis*) und auch zoophil (*variatio quinckeanum* im Nagelfell, *variatio erinaceae* beim Igel). Es verwertet das Keratin am oder im Erdboden lebender Kleintiere.

Perfekte Stadien wurden beschrieben: *Arthroderma benhamiae* - AJELLO und CHENG 1967- und *Arthroderma vanbreuseghemii* - TAKASHIO 1973 (SEELIGER und HEYMER, 1981).

Andere humanpathogene Dermatophyten sind in bestimmten geographischen Regionen endemisch: *T. concentricum* (Verbreitungsgebiet der Kokospalme) mit der Epidermomykose "Tinea imbricata" oder "Tokelau", *T. violaceum* (Nord- und Ostafrika), *T. sudanense*, *T. yaoundii*, *T. gourvilii* (Zentral- und Westafrika), *M. langeronii* (Zentralafrika), *M. ferrugineum* (Japan) (GÖTZ, 1962).

2.7.2 Hefen

Die Hefen saprophytieren generell auf Früchten, anderen Pflanzenteilen und abgestorbenem, organischem Material. Diese Ressourcen nutzen sie als Kohlenhydrat- und Stickstoffquelle. Über die Nahrungskette gelangen sie in den Warmblüterorganismus (Mensch und Tier), besiedeln dort innere Oberflächen (Magen-Darm-Trakt, Übergangsschleimhäute der Körperöffnungen); einzelne Vertreter sind wegen ihrer angepaßten Temperaturamplitude auch epidermal etabliert (RIETH, 1979 a).

Weil sie nicht keratinophil sind, dringen sie nur unter besonderen Bedingungen in die Hornschicht der Epidermis ein. Sie sind damit vereinzelt fakultativ-pathogene Opportunisten, *Cryptococcus neoformans* ist sogar obligat humanpathogen.

So wurden neben den allgemein bekannten Soorpilzerkrankungen des Menschen auch entsprechende Krankheitsbilder bei tierischen Warmblütern beschrieben:

die **Candidose** bei Vögeln betrifft v.a. Hühnervögel wie Puten, Perlhühner, Rebhühner, Birkhühner, Fasanen, aber auch Tauben und Papageien (VAN CUTSEM und ROCHETTE, 1991). Bei Zier- und Wildvögeln wurde an inneren Oberflächen v.a. *C. albicans* gefunden (HOFFMANN, 1997). Im Bereich des Wirtschaftsgeflügels ist bei Hühnern vorrangig das Junggeflügel zu nennen (GRATZL und KÖHLER, 1968; VAN CUTSEM und ROCHETTE, 1991; SCHULTZ, 1992), aber auch Enten und Gänse sind betroffen (GRATZL und KÖHLER, 1968).

Die anzutreffenden Keime sind neben *C. albicans* auch *C. guilliermondii*, *C. parapsilosis* und *C. catenulata sive brumptii* (WYATT und HAMILTON, 1975; SCHULTZ, 1992).

Im epidermalen Bereich wurde über Dermatitis mit Alopezie bei Legehennen berichtet (KUTTIN et al., 1975), darüber hinaus über krustöse Schnabelveränderungen, Ulcera an den Zehen, Hypopigmentierungen der Federn beim Rebhuhn (KEYMER und AUSTWICK, 1961).

Im Bereich der Übergangsschleimhäute (Kloaken- und Genitalöffnung) wurden bei Gänsen erosive Entzündungen mit Rötung und Schwellung beobachtet (BEEMER et al., 1973). Das ursächliche Agens war jeweils *C. albicans*.

Der humanpathogene Vertreter aus dem Genus **Cryptococcus**, der *Cryptococcus neoformans*, kommt vorzugsweise im Taubenkot vor (STAIB, 1962 b; LITTMANN und BOROK, 1967; ABOU-GABAL und AITA, 1978; LI et al., 1993).

Es ist noch nicht definitiv geklärt, ob hier nur eine Vektorfunktion besteht oder ob eine saprophytäre Darmbesiedelung stattfindet (STAIB, 1962 b; LITTMANN und BOROK, 1967; SWINNE-DESGAIN, 1975; WEILAND et al., 1968).

In der Regel sollen die Tauben selbst nicht erkranken (LITTMANN und BOROK, 1967; DORRESTEIN et al., 1988). Es gibt aber Einzelberichte über Erkrankungen (GRINER und WALCH, 1978; ENSLEY et al., 1979), mehr noch bei Papageienvögeln (CLIPSHAM und BRITT Jr, 1983; FENWICK et al., 1985; TAKESHITA et al., 1986).

Auch bei anderen Vögeln (Kanarienvogel: Gefieder, Futterkörner; Prachtfink: Kot, Gefieder, Schnabel, Beine, Sitzstangen, Nistkästen) wurde der Pilz nachgewiesen (STAIB, 1962 a; PAL, 1988), nicht jedoch beim Sperling (BÖHM et al., 1974), ebensowenig soll das Nutzgeflügel in diesem Kontext eine Rolle spielen (GEDEK, 1968; BÖHM et al., 1974; WEBER und SCHÄFER, 1991), auch bei Zier- und Wildvögeln wurde er bei neueren Untersuchungen nicht gefunden (HOFFMANN, 1997). Neben den Vogelexkrementen sind offenbar Erde, Pflanzen und Holzreste ebenfalls Standorte des *Cryptococcus neoformans* (WEILAND, 1970; BAUWENS et al., 1986).

Als humanpathogenes Agens ist er Auslöser der bekannten und gefürchteten Cryptococcosis, früher "Europäische Blastomykose" (Morbus BUSSE-BUSCHKE) (RIETH, 1979 a).

Aus dem Genus **Trichosporon** ist v.a. das *Tr. cutaneum/mucoides* fakultativ epidermal-humanpathogen, kann allenfalls unter ungünstigen Bedingungen auch über den Blutweg disseminieren (GRÜNDER et al., 1990).

Bei der Untersuchung von 466 Papageienvögeln isolierten DORRESTEIN et al. (1985) nur einmal *Tr. cutaneum* aus Leber- und Lungengewebe.

Auch bei Untersuchungen von inneren Organen aus Zier- und Wildvögeln tritt die Gattung *Trichosporon* nur sehr spärlich in Erscheinung (HOFFMANN, 1997).

Aus der inzwischen erweiterten Gattung **Malassezia** sind die Spezies *M. sympodialis* und *M. globosa* häufig auf menschlicher Haut zu finden und verursachen auch umschriebene Hautveränderungen, *M. restricta* kommt vorzugsweise am behaarten Kopf vor, *M. furfur* und *M. obtusa* sind selten, *M. slooffiae* findet sich auf der Schweinehaut, auch die bekannte *M. pachydermatis* tritt vornehmlich bei Tieren auf (MAYSER, 1998). Sie zählt bei Säugetieren und Vögeln zur Residentflora der Epidermis und des äußeren

Gehörganges (BAXTER und LAWLER, 1972; BAXTER, 1976; KENNIS et al., 1996), kann aber auch Otitis externa verursachen und unterhalten, besonders bei Carnivoren (mehr beim Hund, weniger bei der Katze) (ABOU-GABAL et al., 1979; GEDEK et al., 1979; KUTTIN und GLAS, 1985).

Inzwischen ist *M. pachydermatis* auch bei Vögeln (Papageien) vereinzelt gefunden worden (BREUER-STROSSBERG et al., 1990).

Beim Menschen ist diese Hefe nur selten nachweisbar, ist allerdings auch in Einzelberichten über Erkrankungen erwähnt (GUEHO et al., 1987; MICKELSEN et al., 1988; GUILLOT et al., 1997).

Das Genus **Kloeckera** mit seinen 6 Spezies saprophytiert auf Früchten sowie Pflanzen und kommt auch im Erdboden vor. Pathogene Eigenschaften sind bisher nicht bekannt (KREGER VAN RIJ, 1984).

2.7.3 Schimmelpilze

Ihre Sporen finden saisonal-aerogen weite Verbreitung. Eine pathogene Bedeutung liegt in erster Linie in der Bildung von Mykotoxinen nach Kontamination von Futtermitteln: z.B. *Aspergillus flavus* - Aflatoxin (PALYUSIK, 1977; RIETH, 1978).

Auch allergische Erkrankungen nach Inhalation von Schimmelpilzsporen sind geläufig: Asthma bronchiale (VON WICHERT, 1974).

Aspergillus fumigatus war früher bei der Besiedelung tuberkulöser Lungenkavernen (VON WICHERT, 1975), *Aspergillus niger* als Agens bei Otitis externa (RIETH, 1975) von Bedeutung.

Weitere Aspergillen, z.B. *Aspergillus flavus*, können bei Immunsuppression über eine Bronchopneumonie zur Sepsis führen. Auch im Respirationstrakt von Vögeln haben sie eine gewisse pathogene Bedeutung (WIMMERSHOF, 1998).

Als Mykoseerreger spielen Schimmelpilze aber nur eine untergeordnete Rolle.

2.8 Dispositionsmomente bei Erkrankungen

Antibakterielle Antibiose begünstigt die Kandidose (BÖHM, 1966; RIETH, 1979 a; VAN CUTSEM und ROCHETTE, 1991; HEIDENREICH, 1995), besonders in Kombination mit einer **Kortikosteroidmedikation** (DE MARIA et al., 1976), ebenso die therapeutische **Immunsuppression** mit entsprechender **Resistenzminderung** (RIETH, 1979 a; KORBEL und KÖSTERS, 1995).

Grundsätzlich können sich Dermatophyten und fakultativ-pathogene Hefepilze bei **konsumierenden Grundkrankheiten** wie Leukosen und Infektionen (Viren, Bakterien, Parasiten) vermehren und entsprechende Krankheitsbilder wie Dermatomykosen und Hefemykosen (Levurosen) auslösen (BÖHM, 1966; BÖHM et al., 1974; RIETH, 1979 a; LOUPAL, 1984; VAN CUTSEM und ROCHETTE, 1991; HEIDENREICH, 1995).

Auch **Vitaminmangel** (BÖHM, 1966; VAN CUTSEM und ROCHETTE, 1991), **ungünstige Haltungsbedingungen** mit Überbesatz (CRISPIN und BARNETT, 1978; VAN CUTSEM und ROCHETTE, 1991; KUMMERFELD, 1995), **Mangelernährung** und **falsches Futter** (KEYMER und AUSTWICK, 1961; TSAI et al., 1994; BAUMGARTNER und ISENBÜGEL, 1995) sind hier zu nennen.

2.9 Infektionswege und Pathogenitätsfaktoren

Die **Dermatophyten** verfügen zum Eindringen in die Hornschicht der Epidermis und deren Anhangsgebilden über eine besondere Enzymausstattung (GOETZ, 1962). Bei den Proteinase ist hier die Keratinase gleichsam die Speerspitze.

Unter besonderen Wirtsbedingungen (Vorschädigung, Immunschwäche) können sie mit Hilfe von Carbohydrasen, Hydrolasen und Lipasen (Esterasen) auch in den Epidermiszellverband vordringen, die interzelluläre Kittsubstanz aufbrechen und an den

Epithelzellen haften. Die Hyphenbildung *in vivo* ist dabei ein Pathogenitätsmerkmal.

Die in der Hornschicht und im Epithelzellverband sich geflechtartig ausbreitenden Hyphen vermehren sich dabei auch durch Zerfall in ihre Segmente, es entstehen Sporen: sog. "Mycelversporung" in der parasitären Phase *in vivo* ohne Ausbildung von Fruktifikationsformen.

Über die dermoepidermale Verbundzone hinaus, das bindegewebige Corium, dringen sie nur ausnahmsweise weiter in die Tiefe vor und können dort Granulome bilden (MAYSER und WROBLEWSKI, 2001).

Die Blutgefäßschranke wird nicht überschritten, sepsisähnliche Krankheitsbilder durch Dermatophyten sind nicht bekannt (GÖTZ, 1962).

Die **Hefepilze**, speziell *C. albicans*, gelangen meist über die orale Aufnahme in den Warmblüterorganismus, passieren unbeschadet die Magensäurebarriere, vermehren sich im Dünndarm und Dickdarm, werden schließlich mit den Faeces ausgeschieden. Sie können von dort benachbarte Körperöffnungen (Genitale) erreichen mit Ausbreitung auch auf angrenzende feuchtwarme Hautpartien (Körperfalten).

Auch hier ist die Adhärenz an den Epithelzellen von Schleimhäuten/Übergangsschleimhäuten und erosiv veränderter Epidermis die erste Voraussetzung zur Pathogenität.

Proteine und Polysaccharide der Pilzzellwand (Mannoproteine) spielen eine wichtige Vermittlerrolle (MÜLLER und LOEFFLER, 1971; HOFFMANN, 1997).

Die Haftung wird stabilisiert durch sog. Keimschlauchbildung mit Vordringen der Keimschläuche und echten Hyphen in den Epithelverband, Durchbrechen der Blutgefäßschranke mit Sepsis und Dissemination in innere Organe. Hierbei ist die Enzymausstattung mit Hydrolasen, Lipasen und Phospholipasen entscheidend (LAABS, 1996).

Auch über die **Persorption** (Durchwanderung lebender Hefesproßzellen im Darm durch die intakte Schleimhaut in die Blutbahn) können tiefe Mykosen durch Hefepilze an inneren Organen und eine Pilz-Sepsis entstehen (RIETH, 1979 a).

3 Material und Methoden

3.1 Untersuchungsgut

Insgesamt wurden 500 Hühnerkäme diverser Haltungen (n=22) in zwei weit auseinanderliegenden Regionen Deutschlands mit vorwiegend ländlichem Charakter von Juli 2000 bis Mai 2002 untersucht: Oberhessen/Wetterau (n=13 Haltungen) und West-Schleswig-Holstein (n=9 Haltungen).

470 Proben wurden von Legehybriden und 30 von Sussex-Hühnern genommen.

Je zur Hälfte kamen die Proben aus Oberhessen/Wetterau und West-Holstein.

Anzahl und Art der Haltung, geographische Herkunft und Probenzahl für die mykologische Untersuchung sind im folgenden tabellarisch aufgeführt:

Tab. 1: Übersicht über die Herkunft des Probenmaterials bzgl. Haltungsart

Haltungsart	Probenzahl	Region
3 Legebatterien	79	Oberhessen/Wetterau
6 Bodenhaltungen	69	Oberhessen/Wetterau
3 Freilandhaltungen	70	Oberhessen/Wetterau
1 Volierenhaltung	32	Oberhessen/Wetterau
9 Freilandhaltungen	250	West-Holstein
Summe	500	

3.2 Materialgewinnung

Nach groborientierender Begehung der betreffenden Haltung wurden die zu

untersuchenden Hühner nacheinander eingefangen und von einer Hilfsperson fixiert. Nach Inspektion des Hühnerkammes wurde bei klinisch verändertem Hautbefund (Abschuppung, Borkenbildung etc.) ein Foto gemacht und nach Abtupfen mit 70 %igem Alkohol bei allen Hühnerkämmen, auch den klinisch unauffälligen, durch Kürettage Schuppenmaterial gewonnen (mit sterilem, stumpfem Skalpell), welches nach Nummerierung in verschließbaren, sterilen Einmal-Transportbehältern gesammelt und anschließend im mykologischen Labor des Zentrums für Dermatologie und Andrologie (Hautklinik) der Justus-Liebig-Universität Gießen mykologisch untersucht wurde.

3.3 Mykologische Untersuchungen

3.3.1 Mykologisches Nativpräparat

Die ersten 60 Proben wurden zu einem Teil des vorliegenden Schuppenmaterials mikroskopisch im Phasenkontrastmikroskop (Phako) bei 500-facher Vergrößerung auf die Anwesenheit von Pilzelementen untersucht. Dazu wurden die Schuppen in 25 %iger Kalilauge (KOH) für eine Stunde gelöst, aufgezogen auf Objektträger mit Deckglas in einer Feuchtkammer.

Nur in 4 Proben fanden sich fragliche Pilzelemente (Hyphen, Sporen), die jedoch durch eine parallel laufende fluoreszenzoptische Darstellung mit dem optischen Aufheller Uvitex 2B=Fungiqua A[®] (Fa. Dr. Reinehr, Kändern) und auch durch die nachfolgende Pilzkultur nicht bestätigt werden konnten.

Die mikroskopische Nativuntersuchung wurde daher wegen der bei diesen Untersuchungen fehlenden Aussagefähigkeit bei den weiteren 440 Proben nicht fortgesetzt und das Schwergewicht auf die Pilzkultur gelegt.

3.3.2 Pilzkultur

Die Schuppen jeder Probe wurden auf 3 Kulturplatten (Kimmig-Agar, 2x Selektivagar

für pathogene Pilze (Merck®) verimpft, die dann luftdicht mit Deckel und Klebband verschlossen wurden. Die Kimmig-Platte und eine der Selektiv-Platten wurden bei Raumtemperatur 3 Wochen bebrütet, die zweite Selektiv-Platte erhielt jeweils einen Tropfen Olivenöl über den Inokulaten und wurde 10 Tage bei 30° C bebrütet, um hier etwa vorhandene, zur Standortflora gehörende lipophile Hefepilze der Gattung *Malassezia* nachzuweisen.

Die bei Zimmertemperatur bebrüteten Platten wurden in 3- bis 4-tägigen Abständen inspiziert, um langsamer wachsende Dermatophyten- und Hefekulturen zu identifizieren, möglichst in Reinkultur auf Subkulturplatten abzuimpfen, um sie vor der Überwucherung durch die rasch wachsende, unerwünschte Begleitflora (Schimmelpilze und Bakterien) zu schützen und einer nachfolgenden Differenzierung und Artbestimmung zuzuführen.

Die Eingruppierung der gezüchteten Pilze in die Gruppen "Dermatophyten (D)", "Hefen (H)", "Schimmelpilze und Sonstige (S)" erfolgte nach dem praxisbewährten, formtaxonomischen Klassifizierungssystem "DHS" (Tab. 2).

Tab. 2: DHS-System, modifiziert nach RIETH (1978)

	Luftmycel	Wachstum	Keratinophil	Griseofulvin empf.	Nystatin empf.	Cycloheximid empf.
Dermatophyten	ja	langsam	ja	ja	nein	nein
Hefen	nein	rasch	nein	nein	ja	unterschiedlich
Schimmel u. Sonstige	ja	rasch	in der Regel: nein	nein	manchmal	ja

3.3.3 Dermatophytendifferenzierung

Sie erfolgte makroskopisch an Hand der Kulturmorphologie (DHS-System: Luftmycel,

Farbe, Pigment, Oberflächenstruktur), mikromorphologisch im Phasenkontrastmikroskop (500x) nach Präparation eines Thallusstückchens (Makro- und Mikrokonidien sowie andere dermatophytenartige Strukturen), antibiotypisch durch das im Selektivagar enthaltene Cycloheximid, welches das Wachstum der Dermatophyten und zahlreicher Hefearten nicht beeinträchtigt, gleichzeitig aber vorhandene Schimmelpilze hemmt, im Bedarfsfall auch biochemisch mit Prüfung der Thiaminbedürftigkeit (z.B. bei Ausschluß des *T. tonsurans*).

3.3.4 Hefendifferenzierung

Die Artbestimmung der Hefekolonien erfolgte mikromorphologisch auf Reisagar (Gattungsdiagnose, speziell auch Artdiagnose möglich bei *Candida albicans* durch die artspezifischen Chlamydosporen) und darüber hinaus biochemisch mit der Zuckervergärung sowie der Stickstoff- und Zuckerassimilation:

- Zuckervergärung (Zymogramm) mit 5 Zuckern (Glukose (1), Galaktose (2), Saccharose (3), Maltose (4), Laktose (5)); die Vergärung im jeweiligen Röhrchen wird angezeigt durch CO₂ - Bildung im innenbefindlichen Durham-Röhrchen (Abb. 4),



Abb. 4: Zuckervergärung

- Zuckerassimilation (Auxanogramm) mit 12 Zuckern (Glukose (1), Galaktose (2), Saccharose (3), Maltose (4), Laktose (5), Raffinose (6), Trehalose (7), Melibiose (8), Cellobiose (9), Xylose (10), Rhamnose (11), Sorbose (12)); die positive Assimilation wird jeweils angezeigt durch einen milchig-trüben Wachstumshof um das betreffende Zucker-Testplättchen herum (Abb. 5). Zuvor war die zu bestimmende Hefe im noch nicht erkalteten Mangelnährboden unsichtbar fein suspendiert worden.

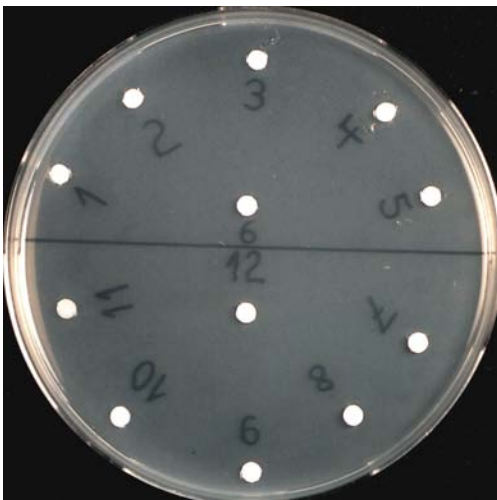


Abb. 5: Zuckerassimilation

Tabelle 3 zeigt den biochemischen Bestimmungsschlüssel für die isolierten Hefearten: Zuckervergärung und -Assimilation.

- Stickstoff-Assimilation mit Pepton und dem anorganischen KNO_3 (Abb. 6): alle Hefen assimilieren die organische Stickstoffquelle Pepton. Etwa 15 % der 440 Hefearten verwerten auch das anorganische Kaliumnitrat (KNO_3): sogenannte "Futterhefen". Keine der im folgenden gefundenen Hefearten erwies sich als KNO_3 -positiv, weshalb im folgenden auf die Darstellung der Stickstoffassimilation ganz verzichtet wird (Abb. 6).



Abb. 6: Stickstoffassimilation

Tab. 3: Biochemischer Bestimmungsschlüssel der isolierten Hefearten
(Zuckervergärung und -Assimilation), modifiziert nach RIETH (1979 a)
und KREGER VAN RIJ (1984)

<u>Hefespezies</u>	<u>Zuckervergärung</u>					<u>Zuckerassimilation</u>											
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
<i>M. sympodialis</i>	nicht bekannt und nicht durchführbar wegen der Lipiddependenz, siehe Tween-Auxanogramm Seite 42																
<i>Kl. apiculata</i>	+	0	0	0	0	+	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0	0
<i>Tr. capitatum (G. cap.)</i>	0	0	0	0	0	+	v	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tr. cutaneum/mucoides</i>	0	0	0	0	0	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Tr. inkin (S. inkin)</i>	0	0	0	0	0	+	+	+	+	0	+	0	+	+	0	(+)	
<i>C. famata (Tor. candida)</i>	v	0	v	0	0	+	+	+	+	(+)	(+)	+	(+)	+	+	v	v
<i>C. guilliermondii</i>	+	(+)	+	0	0	+	+	+	+	0	+	+	+	+	+	v	(+)
<i>C. lipolytica</i>	0	0	0	0	0	+	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>C. albicans</i>	+	0	0	+	0	+	+	+	+	0	0	+	0	0	+	0	+
<i>C. dattila (Tor. dattila)</i>	+	0	+	0	0	+	+	+	+	0	+	+	(+)	0	0	0	+
<i>C. fructus</i>	+	0	0	0	0	+	0	0	0	0	0	+	0	0	+	0	+
<i>C. glabrata (Tor. glabrata)</i>	+	0	0	0	0	+	0	0	0	0	0	+	0	0	0	0	0
<i>C. kefyr s. pseudotropic.</i>	+	+	+	0	+	+	+	+	+	0	0	+	0	0	+	0	+
<i>C. parapsilosis</i>	+	(+)	0	0	0	+	+	+	+	0	0	+	0	0	+	0	+
<i>C. aaseri</i>	0	0	0	0	0	+	+	+	+	+	0	+	0	+	+	0	+
<i>C. catenulata s. brumptii</i>	v	0	0	0	0	+	+	0	+	0	0	0	0	0	+	0	0

- 1 = Glukose
- 2 = Galaktose
- 3 = Saccharose
- 4 = Maltose
- 5 = Laktose
- 6 = Raffinose
- 7 = Trehalose
- 8 = Melibiose
- 9 = Cellobiose
- 10 = Xylose
- 11 = Rhamnose
- 12 = Sorbose

- +
 - (+)
 - 0
 - v
- = positiv
= schwach positiv
= negativ
= variabel

- M.
 - Kl.
 - Tr.
 - C.
- = Malassezia
= Kloeckera
= Trichosporon
= Candida

- Tween-Auxanogramm für *Malassezia*-Spezies (GUILLOT et al., 1996; MAYSER, 1998): hier wird über ein Stanzloch im Agar (mit suspendierten *Malassezia*-Zellen) die Assimilation der eingefüllten Tweenarten 20, 40, 60, 80 geprüft.
- Fettspaltung (DIDDENS und LODDER, 1942; RIETH, 1958; modifiziert: MAYSER, 1998) zur Identifizierung von *C. lipolytica*: Auf Selektivagar mit Zusatz von 8 % Tween 60 und 0,1 % CaCl_2 entsteht in der Umgebung der Strichkultur von *C. lipolytica* eine kalkweiße Trübungszone nach Bildung von Kalkseifen aus dem Calcium und den infolge der Lipaseaktivität der Hefe aus Tween 60 entstehenden freien Fettsäuren.

3.3.5 Schimmelpilze und Sonstige

Bei Schimmelpilzen wurde nur mit auffälligen Kulturen eine grobe makroskopische und mikroskopische (Fruchtifikationsformen) Einordnung vorgenommen, Bakterienkulturen wurden nicht näher differenziert, weil diese beiden Gruppen von Mikroorganismen als Anflugkeime aus der Luft und der spezifischen Umwelt für die vorliegende Fragestellung in ihrer pathogenen Bedeutung nicht relevant erschienen.

Einige *Aspergillus*-Arten sind aber Mykotoxinbildner (Vergiftung durch verschimmeltes Tierfutter) und können unter besonderen Umständen auch System-Mykose-Erreger sein.

4 Ergebnisse

4.1 Klinische Veränderungen

Von 500 untersuchten Hühnern zeigten nur 22 klinische Veränderungen, weit überwiegend am Kamm, einmal am Hinterkopf (4,4 %). Diese Veränderungen kamen in allen Haltungformen vor: zu 10,1 % in 6 Bodenhaltungen, zu 7,6 % in 3 Legebatterien, zu 6,3 % in 1 Volierenhaltung und nur zu 2,2 % in 12 Freilandhaltungen (Tab. 4).

Sie umfaßten trockene feinlamelläre Abschuppung mit weiß-gelber Borkenbildung, bräunlich-schwarze Dyschromien und vereinzelt Alopezie am Hinterkopf mit entzündlichem Nässen (Abb. 7, 8).

Tab. 4: Klinische und mykologische Befunde in Bezug zur Haltungsort

Haltungsart	Probenzahl	Klinische Befunde		Mykologische Befunde (relevant-positiv insgesamt)	
		Anzahl	Prozent	Anzahl	Prozent
3 Legebatterien	79	6	7,6 %	33	41,7 %
1 Volierenhaltung	32	2	6,3 %	7	21,9 %
6 Bodenhaltungen	69	7	10,1 %	32	46,4 %
12 Freilandhaltungen	320	7	2,2 %	99	30,9 %
22	500	22		171	



Abb. 7: Trockene feinlamelläre
Abschuppung



Abb. 8: Alopezie mit Borkenbildung
am Hinterkopf

Nur in sieben Fällen korrespondierten die Veränderungen mit einem mykologisch-kulturellen Befund: sechsmal eine apathogene Hefe, einmal der geophile Dermatophyt *T. terrestre*.

4.2 Mykologische Befunde

Die isolierten Pilze sind bei den "höheren Pilzen" in der Klasse der Ascomyzeten/Deuteromyzeten eingeordnet. Dabei sind die "Hyphomyzeten" (sog. "Fadenpilze") in der Ordnung Moniliales (Schimmelpilze) zusammengefaßt.

Innerhalb dieser Ordnung bilden die in vorliegender Fragestellung besonders interessanten dermatotropen und keratinophilen Vertreter die Familie der Dermatophyten (etwa 30 Spezies innerhalb dreier Gattungen), einige von ihnen besitzen perfekte Fortpflanzungsformen und sind damit Ascomyzeten.

Bei den sog. "Sproßpilzen" überwiegen imperfekte Hefen aus der Familie

Cryptococcaceae innerhalb der Ordnung Blastomycetes. Auch einige der hier isolierten Hefepilze sind ebenfalls perfekte = ascosporogene Hefen.

4.2.1 Dermatophyten

Insgesamt sind 13 Dermatophyten im Untersuchungsmaterial der 500 Proben (etwa 2,6%) isoliert worden: *T. terrestre* (n=12) und *T. mentagrophytes* (n=1) (Tab. 5).

Tab. 5: Dermatophyten und *Chrysosporium georgiae* in Bezug zur Haltungsart

Haltungsart	Probenzahl	<i>T. terrestre</i>	<i>T. mentagr.</i>	<i>Chr. georgiae</i>
3 Legebatterien	79	0	0	2
1 Volierenhaltung	32	0	0	0
6 Bodenhaltungen	69	7	0	2
12 Freilandhaltungen	320	5	1	7
22	500	12	1	11

4.2.1.1 *T. terrestre*

Bezogen auf Bodenhaltung war das *T. terrestre* siebenmal in 69 genommenen Proben vertreten: es dominiert bei dieser Haltungsart mit 10,1 % (7 von 69 Proben) (Tab. 5).

Besonders gehäuft trat der geophile Dermatophyt in 5 kleinbäuerlichen Haltungen mit ubiquitärem Auslauf auf: 13% (7 von 54 Proben). Klinisch wurde nur einmal Borkenbildung am Kamm beobachtet.

Die Makrokultur zeigt einen weiß-schwachgelben, zunächst flaumigen, später auch granulösen Thallus mit spezifischem knoblauchähnlichem Geruch, dessen Intensität schwankt und der sich nach mehreren Subkulturen allmählich verflüchtigt (Abb. 9).

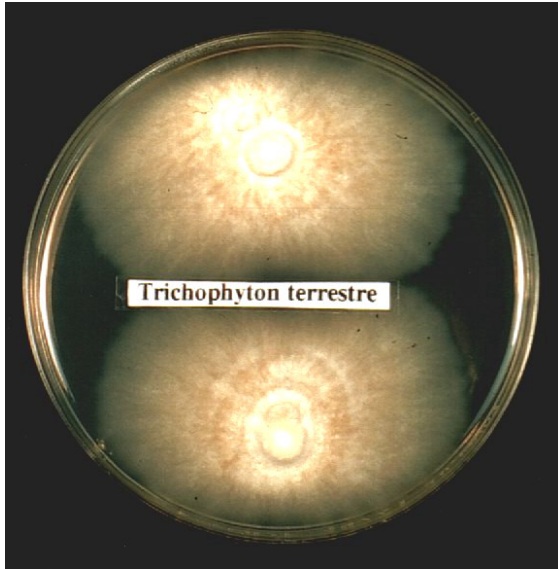


Abb. 9: *T. terrestre* auf Selektivagar

Mikroskopisch sind zahlreiche Makrokonidien mit abgerundeten Enden erkennbar (Abb. 10).

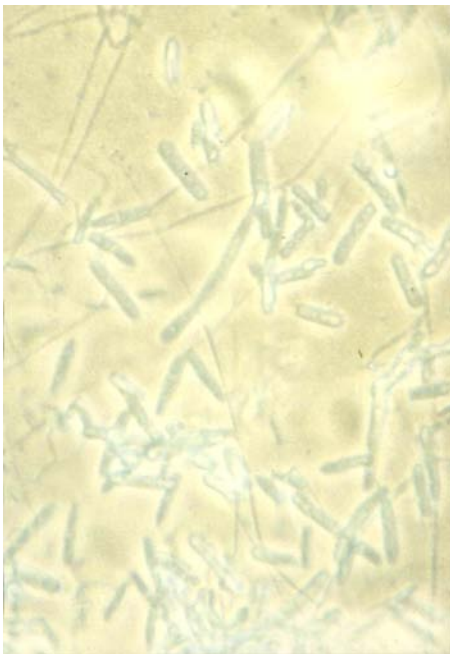


Abb. 10: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *T. terrestre* (Phako 500x)

Unter bestimmten Bedingungen ("Haarköderkulturen" auf Gartenerde) werden auch Ascosporen in Cleistothecien (jeweils 8 in einer kugeligen Ansammlung) gebildet (RIETH, 1961; RIETH, 1974) - perfekte Form des *T. terrestre* = *Arthroderma quadrifidum*.

4.2.1.2 *T. mentagrophytes*

Der Pilz wurde nur einmal im Rahmen der 500 Proben isoliert (vom Kamm eines Legehybridhuhns ohne klinische Veränderungen in einer Freilandhaltung mit 40 Hühnern) (Tab. 5).



Abb. 11: *T. mentagrophytes* auf Selektivagar
(granulöse Form)

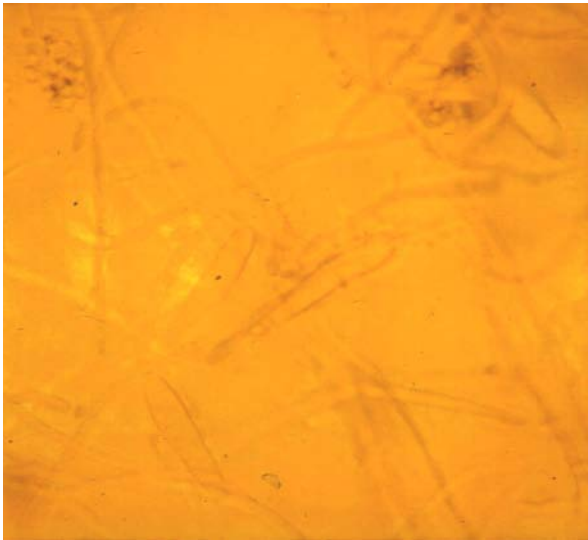


Abb. 12: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *T. mentagrophytes*
(runde Mikrokonidien, zigarrenförmige Makrokonidien, Phako 500x)

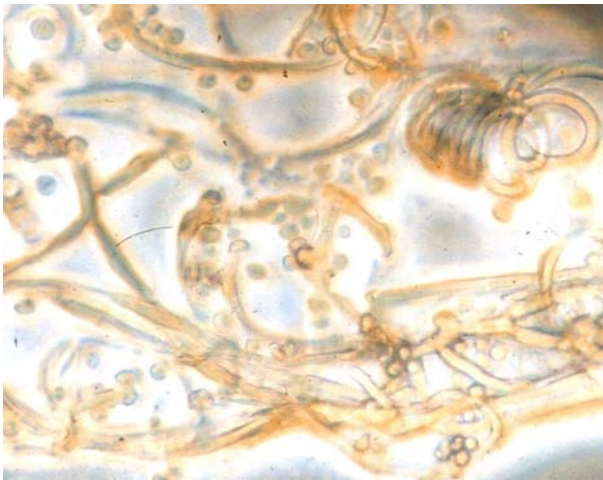


Abb. 13: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *T. mentagrophytes*
(runde Mikrokonidien und Spiralhyphen, Phako 500x)

4.2.2 *Chrysosporium georgiae*

Der dermatophytenähnliche Schimmelpilz *Chrysosporium georgiae* fand sich insgesamt elfmal: in 2 Legebatterien (jeweils n=1), 2 Bodenhaltungen (jeweils n=1) und 5 Freilandhaltungen (n=7) (Klassifizierung durch Frau PD Dr. Yvonne Graeser,

Humboldt-Universität Berlin).

Klinische Veränderungen wurden nicht gesehen.



Abb. 14: *Chrysosporium georgiae* auf Selektivagar

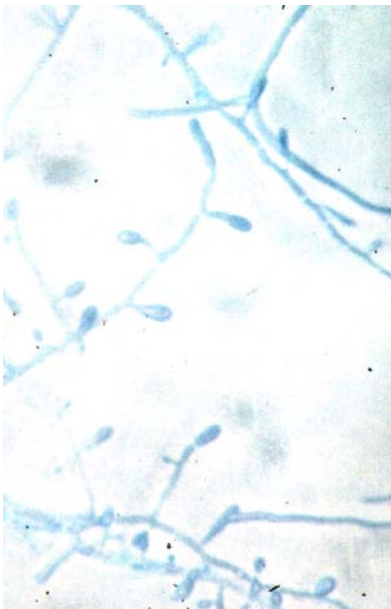


Abb. 15: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *Chrysosporium georgiae* (gestielte Mikrokonidien in Akladiumform, Phako 500x)

4.2.3 Hefen

Hefepilze (imperfekte und vereinzelt auch perfekte Hefen) wurden 149-mal innerhalb der 500 Untersuchungsproben isoliert: 29,8 %.

Die Kulturen aller Hefepilze bilden kein Luftmycel.

4.2.3.1 Häufigkeit einzelner Hefegattungen

Bezogen auf 500 Proben überwiegt die Gattung *Malassezia* mit der lipophilen *Malassezia sympodialis* (10,4 %), gefolgt von drei Spezies der Gattung *Trichosporon* (inclusive *Geotrichum/Sarcinosporon*) (8,6 %), dahinter *Kloeckera* mit *Kloeckera apiculata* (6,6 %) und schließlich 11 Spezies der Gattung *Candida* (inclusive *Torulopsis*) mit 4 %.

Die Verteilung in den diversen Haltungsarten ist unterschiedlich (Tab. 6).

Tab. 6: Isolierte Hefepilze in Bezug zur Haltungsart

Haltungsart	Probenzahl	M. symp. n (%)	Kl. ap. n (%)	Tr. spec n (%)	C. spec n (%)
3 Legebatterien	79	13 (16,5%)	0 (0%)	15 (19,0%)	4 (5,1%)
1 Volierenhaltung	32	3 (9,4%)	0 (0%)	0 (0%)	4 (12,5%)
6 Bodenhaltungen	69	6 (8,7%)	11 (15,9%)	1 (1,4%)	5 (7,2%)
12 Freilandhaltungen	320	30 (9,4%)	22 (6,9%)	27 (8,4%)	8 (2,5%)
22	500	52	33	43	21

In den Legebatterien finden sich am häufigsten *Trichosporon*-Spezies, die Volierenhaltung zeigt an erster Stelle *Candida*-Spezies, und die *Kloeckera apiculata* ist relativ am häufigsten in Bodenhaltungen präsent.

In den Freilandhaltungen kommen alle vier Pilzgruppen zwischen 2,5 % und 9,4 %

relativ gleichmäßig vor, die Malasseziahefe *Malassezia sympodialis* hingegen zieht sich relativ gleichmäßig durch alle Haltungsarten hindurch (8,7 % bis 16,5 %).

4.2.3.2 Häufigkeit einzelner Spezies

Die Häufigkeit einzelner Hefearten innerhalb des Gesamtkollektivs der 149 Hefeisolate ist in Tabelle 7 aufgeführt.

Tab. 7: Häufigkeit einzelner Hefearten im Kollektiv positiver Hefeisolate

Hefespezies	Anzahl n	Prozent
<i>Malassezia sympodialis</i>	52	34,90%
<i>Kloeckera apiculata</i>	33	22,10%
<i>Trichosporon capitatum</i> (G. cap.)	23	15,40%
<i>Trichosporon cutaneum/mucoides</i>	12	8,00%
<i>Trichosporon inkin</i> (S. inkin)	8	5,40%
<i>Candida famata</i> (Tor. candida)	4	2,70%
<i>Candida guilliermondii</i>	3	2,00%
<i>Candida lipolytica</i>	3	2,00%
<i>Candida albicans</i>	3	2,00%
<i>Candida dattila</i> (Tor. dattila)	2	1,30%
<i>Candida fructus</i>	1	0,70%
<i>Candida glabrata</i> (Tor. glabrata)	1	0,70%
<i>Candida kefyr sive pseudotropic.</i>	1	0,70%
<i>Candida parapsilosis</i>	1	0,70%
<i>Candida aaseri</i>	1	0,70%
<i>Candida catenulata sive brumptii</i>	1	0,70%
	n= 149	100,00%

4.2.3.3 Darstellung und Klassifizierung der einzelnen Hefearten

Im Folgenden werden die isolierten Hefearten einzeln nach ihrer Klassifizierung mit vorbeschriebenen Methoden in der Rangfolge ihrer Häufigkeit dargestellt.

4.2.3.3.1 *Malassezia sympodialis*

Die lipophile Hefe *Malassezia sympodialis* überwiegt innerhalb aller Hefen prozentual deutlich mit 34,9 %.

Nur zwei der 52 Isolate hatten einen klinischen Bezug: pityriasiforme Abschuppung mit partieller Borkenbildung am Kamm.

Malassezia sympodialis gehört zum inzwischen auf 7 Arten erweiterten Genus *Malassezia* (Baillon), vermehrt sich auf dem handelsüblichen Selektivagar für pathogene Pilze innerhalb eines aufgetragenen Olivenöltropfens weißlich-gelb glänzend und auf Dixonagar ohne Olivenöl wie andere Hefen (Abb. 16, 17).



Abb. 16: *Malassezia sympodialis* auf Selektivagar im Olivenöltropfen

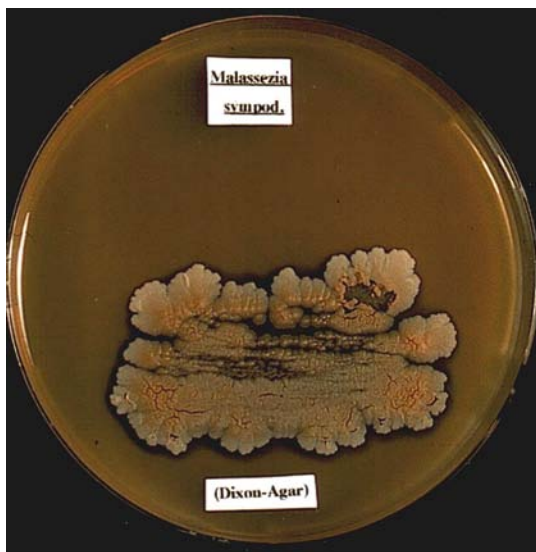


Abb. 17: *Malassezia sympodialis* auf Dixonagar

Mikromorphologisch finden sich in monopolarer, teils sympodialer Sprossung runde bis ovale Sporezellen mit einer Größe von 1,5-2,5 x 2,5-6 μm (Abb. 18).

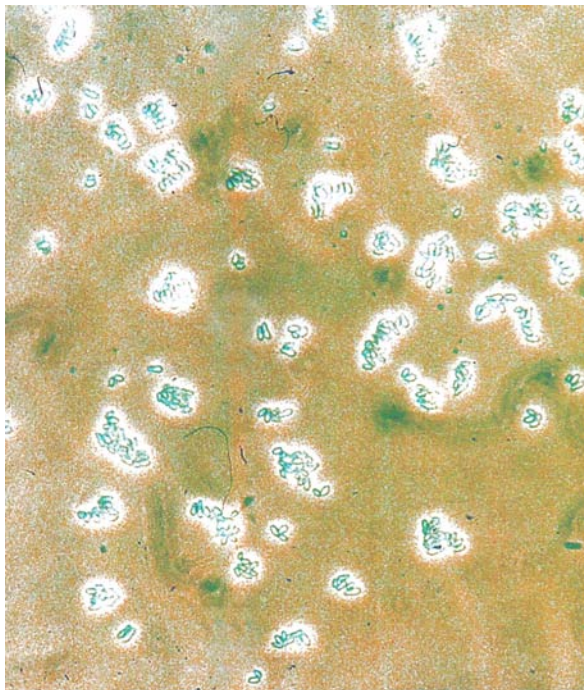


Abb. 18: Mikromorphologie von *Malassezia sympodialis* auf Reisagar
(Phako 500x)

Das Tween-Auxanogramm auf Sabouraud-Dextrose-Agar mit zuvor suspendierten MalasseziAZellen zeigt Wachstum um die Tween-beschickten Stanzlöcher herum: oben links (Tween 80), unten links (Tween 60), unten rechts (Tween 40), Ringbildung (kein Wachstum) jedoch oben rechts bei Tween 20 (Abb. 19).

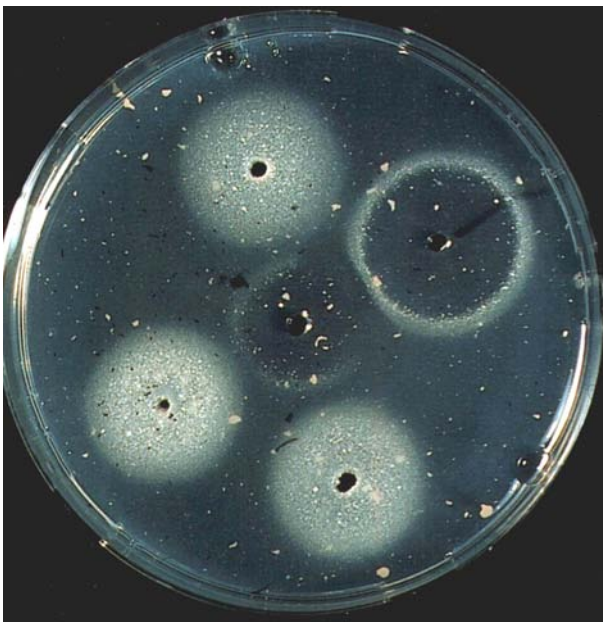


Abb. 19: Tween-Auxanogramm von *Malassezia sympodialis*

4.2.3.3.2 *Kloeckera apiculata*

Die Spezies *Kloeckera apiculata* ist mit 22,1 % die zweithäufigste Hefeart innerhalb des Hefekollektivs von 149 Isolaten.

Dreimal war ein klinischer Bezug herzustellen: zweimal Borkenbildung und einmal braune Dyschromie am Kamm.

Kloeckera apiculata bildet weiß- bis cremefarbige, glatte und glänzende Kulturen mit leicht erhabenem Zentrum und flacher Peripherie (Abb. 20).

Die Sproßzellen sind zitronenförmig an den Enden zugespitzt ("*apiculata*").

Ein Pseudomycel wird nicht oder nur rudimentär gebildet (Abb. 21).



Abb. 20: *Kloeckera apiculata* auf Selektivagar

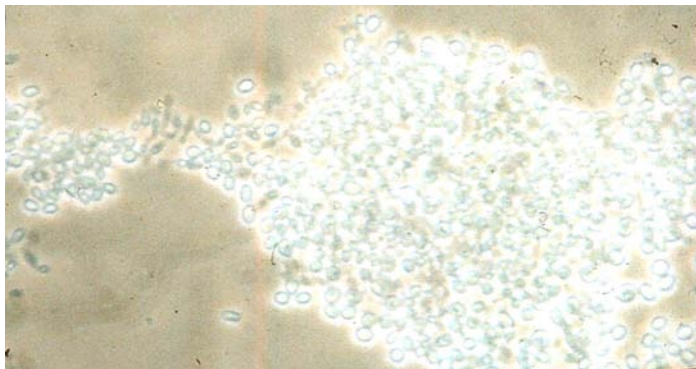


Abb. 21: Mikromorphologie von *Kloeckera apiculata* auf Reisagar
(Phako 500x)

Die Hefe ist eindeutig klassifizierbar mit der Vergärung von Glukose (Abb. 22), der Assimilation von Glukose (1) und Cellobiose (9) (Abb. 23) sowie durch ihr Temperaturverhalten: kein Wachstum bei 37 ° C.

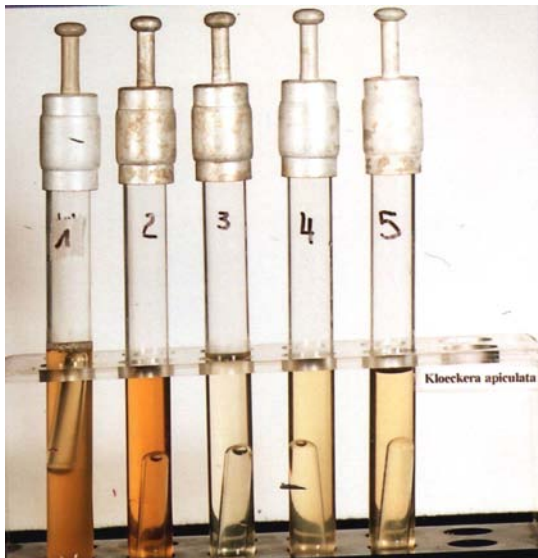


Abb. 22: Zuckervergärung von *Kloeckera apiculata*



Abb. 23: Zuckerassimilation von *Kloeckera apiculata*

4.2.3.3 *Trichosporon capitatum* (*Geotrichum capitatum*)

Das *Trichosporon capitatum* (*Geotrichum capitatum*) ist mit 15,4 % die dritthäufigste Hefeart (Tab. 7). Taxonomisch gehört *T. capitatum* inzwischen zur hefeähnlich wachsenden "Milchsimmel"- Gattung *Geotrichum*, wird aber aus Gründen der

Verständigung und Vereinfachung noch in die Gattung *Trichosporon* eingereiht.

Ein klinischer Bezug war nicht herzustellen.

Der Pilz bildet weiß-cremige, cerebriform gefaltete Kulturen auf Selektivagar (Abb. 24).

Mikromorphologisch ist ein Pseudomycel mit Arthrosporen und kopfähnlichen Blastosporenhaufen am Ende, teilweise auch echtes Mycel zu erkennen (Abb. 25).

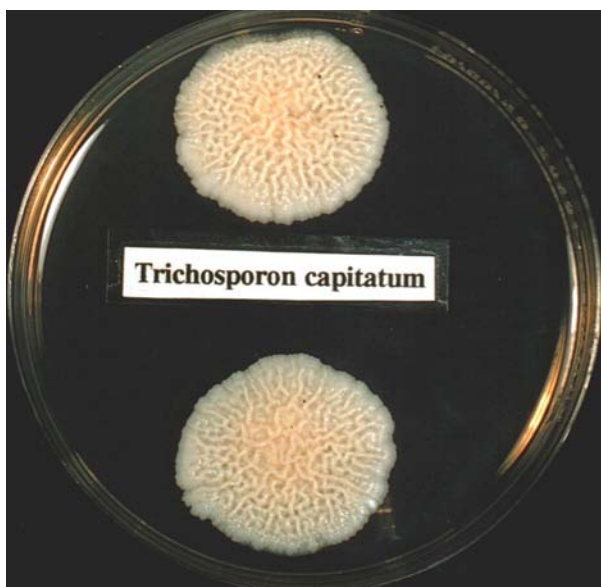


Abb. 24: *Tr. capitatum* (*G. capitatum*) auf Selektivagar

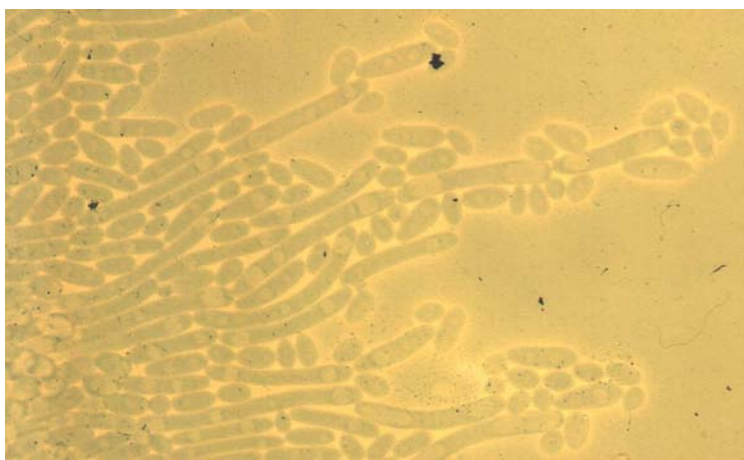


Abb. 25: Mikromorphologie von *Tr. capitatum* (*G. capitatum*) auf Reisagar
(Phako 500x)

Zuckervergahrung findet nicht statt, deutlich assimiliert wird lediglich Glukose (Abb. 26).

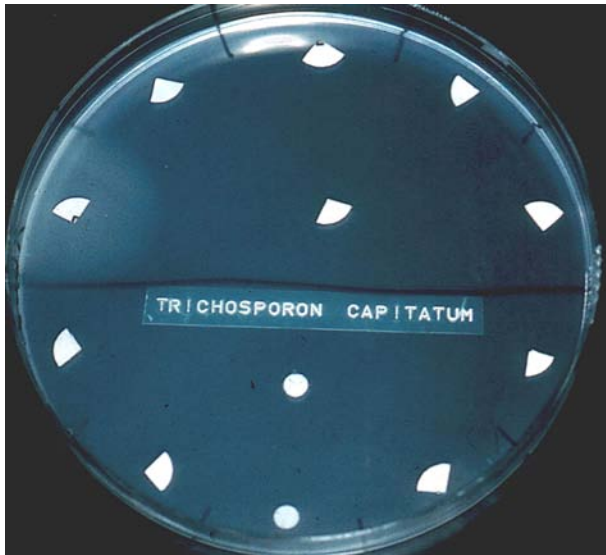


Abb. 26: Zuckerassimilation von *Tr. capitatum* (*G. capitatum*)

4.2.3.3.4 *Trichosporon cutaneum/mucoides*

T. cutaneum/mucoides folgt danach mit 8,0 % als Mitglied des Genus *Trichosporon* (Tab. 7).

Klinische Veränderungen waren nicht vorhanden.

Auch bei dieser Hefe ist die Thallusoberfläche nach Anzüchtung auf Selektivagar stark gefältelt, allerdings mehr radiär (Abb. 27).

Mikromorphologisch findet sich Pseudomycel mit Haufen von kurz- bis langovalen Sprozellen und zickzackahnlich gegeneinander abgewinkelten Arthrosporen (Abb. 28).

Auch echtes Mycel wird gebildet.



Abb. 27: *Tr. cutaneum/mucoides* auf Selektivagar

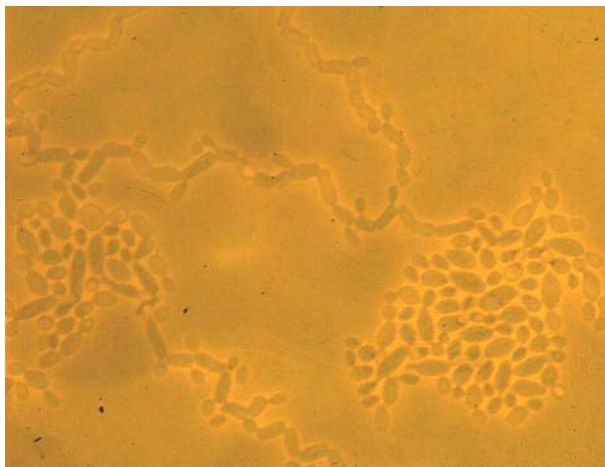


Abb. 28: Mikromorphologie von *Tr. cutaneum/mucoides* auf Reisagar
(Phako 500x)

Die Zuckervergärung ist auch hier negativ, die Zuckerassimilation mit Verwertung sämtlicher 12 angebotener Zuckerarten dagegen üppig ausgeprägt (Abb. 29).

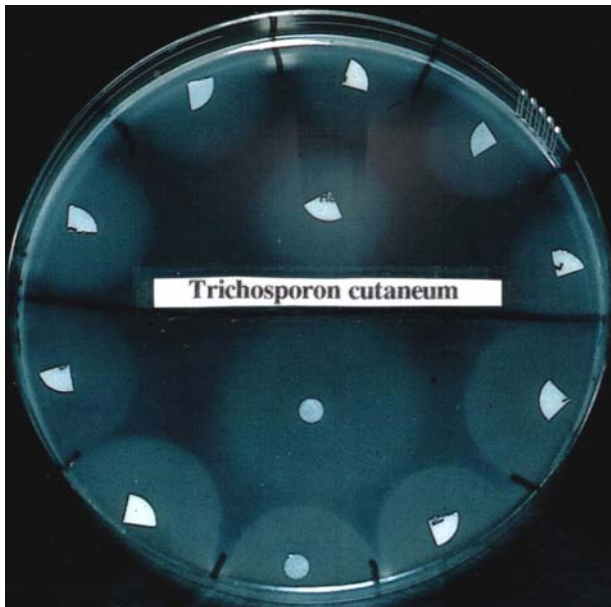


Abb. 29: Zuckerassimilation von *Tr. cutaneum/mucoides*

4.2.3.3.5 *Trichosporon inkin* (*Sarcinosporon inkin*)

Tr. inkin (*S. inkin*) wurde achtmal isoliert (5,4 %) ohne Bezug zu klinischen Veränderungen.

Die Hefe wächst in cremefarbenen Kolonien auf Selektivagar mit eleviertem Zentrum und teils cerebriform, teils radiär gefurchter Peripherie (Abb. 30).

Mikromorphologisch wird auf Reisagar überwiegend echtes Mycel gebildet mit Anhäufung Sarcine-ähnlicher Kügelchen innerhalb der Hyphenenden (↔); aber auch Pseudomycelbildung mit Arthrosporen deutet sich an (→) (Abb. 31).



Abb. 30: *Tr. inkin* (*S. inkin*) auf Selektivagar

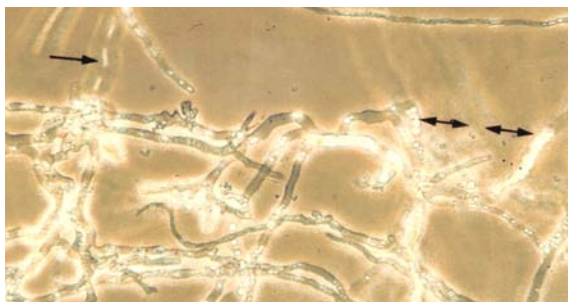


Abb. 31: Mikromorphologie von *Tr. inkin* (*S. inkin*)
auf Reisagar (Phako 500x)

Auch diese Hefe ist (seit etwa 1975) aus dem Genus *Trichosporon* ausgegliedert worden und bildet seither das eigenständige Genus *Sarcinosporon* mit eben diesem *Sarcinosporon inkin* als bisher einziger Spezies, wird aber aus Vereinfachungsgründen ebenfalls noch in der Gattung *Trichosporon* mitgeführt.

Zuckervergärung findet nicht statt, im Zucker-Auxanogramm werden Raffinose (6), Melibiose (8) und Rhamnose (11) nicht verwertet, alle übrigen 9 sind aber positiv, Sorbose (12) meist etwas schwächer (Abb. 32).

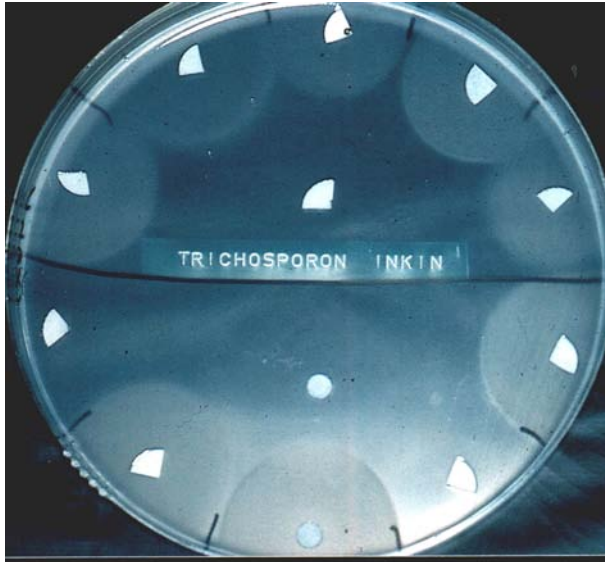


Abb. 32: Zuckerassimilation von *Tr. inkin* (*S. inkin*)

4.2.3.3.6 *Candida famata* (*Torulopsis candida*)

Die Gattung *Torulopsis* ist mit ihren imperfekten Spezies inzwischen vollständig in der Gattung *Candida* aufgegangen.

Aus Vereinfachungsgründen wird die alte Bezeichnung "*Torulopsis* (Tor.)" noch in Klammern mitgeführt.

Keines der folgenden *Candida*-Isolate, mit Ausnahme der *C. kefyr sive pseudotropicalis*, war mit klinischen Veränderungen an den Entnahmestellen assoziiert.

Auf dem unverändert erscheinenden Hühnerkamm war insgesamt 4-mal die *Candida famata* (*C. famata*=*Tor. candida*) anzutreffen, also in 2,7 % aller 149 Hefeisolate.

Ein perfektes Stadium ist nachgewiesen: *Debaryomyces hansenii* (Zopf).

Die Kultur ist grauweiß bis cremefarben (Abb. 33), die Mikromorphologie zeigt unterschiedlich große, überwiegend runde Sporezellen ohne Pseudomycel, welches allenfalls rudimentär gebildet wird (Abb. 34).



Abb. 33: *C. famata* auf Selektivagar

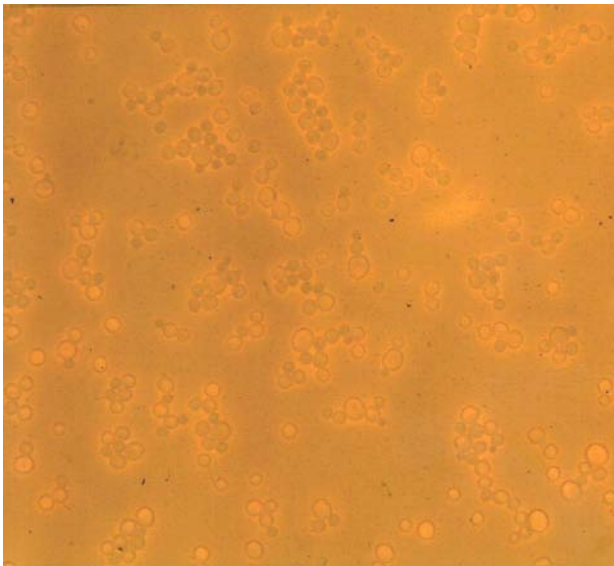


Abb. 34: Mikromorphologie von *C. famata* auf Reisagar (Phako 500x)

Die Zuckervergärung ist variabel und stark verlangsamt, sie betrifft Glukose und Saccharose (auch Raffinose und Trehalose); meist fällt sie aber völlig negativ aus und wurde daher nicht dargestellt.

Die Zuckerassimilation ist ebenfalls variabel und zeigt in Abb. 35 unterschiedlich starke

Reaktionen bei allen Zuckern, sehr schwach bei Raffinose (6), Melibiose (8) und Sorbose (12).

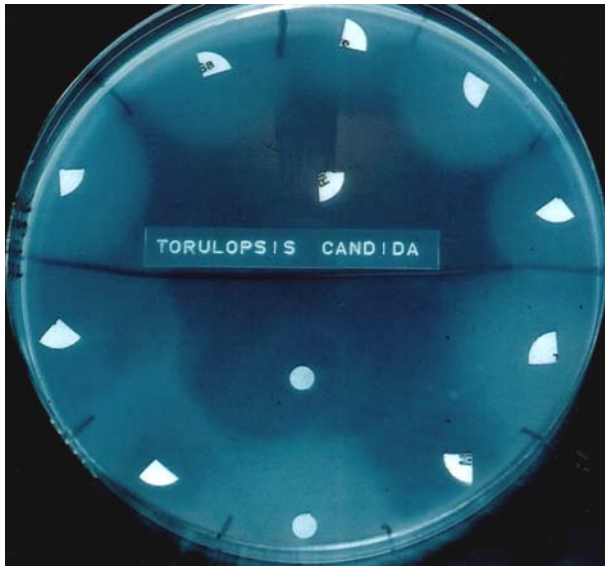


Abb. 35: Zuckerassimilation von *C. famata*

4.2.3.3.7 *Candida guilliermondii*

Die Hefe fand sich dreimal im Untersuchungsgut, bezogen auf 149 Hefeisolate beträgt die Häufigkeit 2,0 %.

Ein perfektes Stadium ist nachgewiesen: *Pichia guilliermondii* (Wickerham, 1966).

Die Kultur auf Selektivagar ist weißlich-gelb und glatt (Abb. 36).

Mikromorphologisch imponieren meist kleine Sproßzellen, Pseudomycel ist nur selten üppig ausgeprägt (Abb. 37 a), meist aber rudimentär, allenfalls in Büschelform erkennbar (Abb. 37 b).

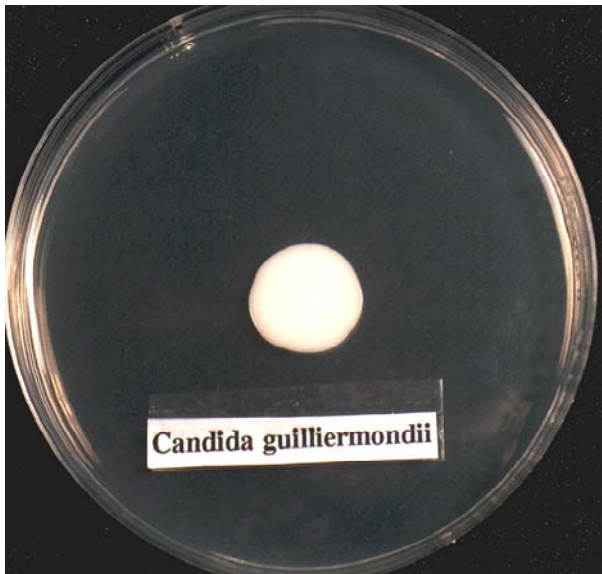


Abb. 36: *C. guilliermondii* auf Selektivagar

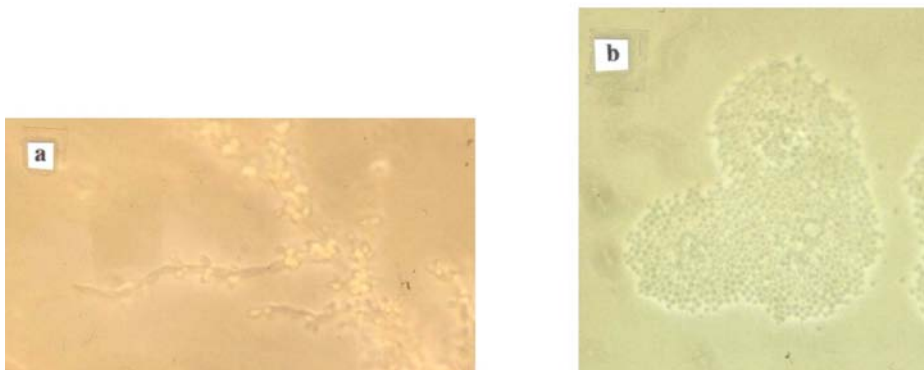


Abb. 37: (a und b) Mikromorphologie von *C. guilliermondii* auf Reisagar
(Phako 500x)

Das Zymogramm zeigt Vergärung von Glukose (1) und Saccharose (3) (Abb. 38).

Im Auxanogramm werden alle Zucker mehr oder weniger stark assimiliert mit Ausnahme von Laktose (5) (Abb. 39).

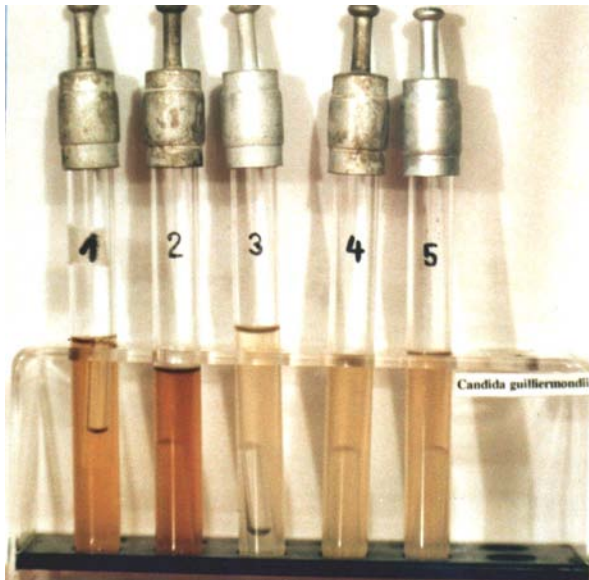


Abb. 38: Zuckervergärung von *C. guilliermondii*

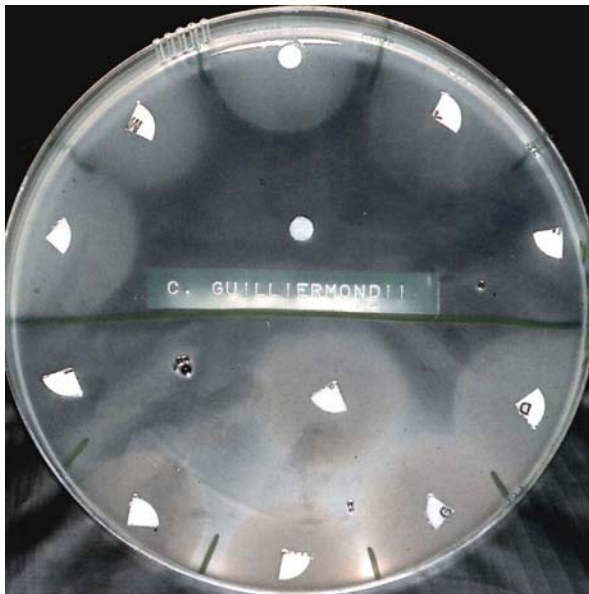


Abb. 39: Zuckerassimilation von *C. guilliermondii*

4.2.3.3.8 *Candida lipolytica*

Diese fettspaltende Hefe fand sich ebenfalls dreimal im Untersuchungsgut = 2,0 % der positiven Hefeisolate.

Auch sie besitzt ein perfektes Stadium: *Saccharomycopsis lipolytica* (Wickerham et al., 1972).

Die Kultur auf Kimmig-Agar ist cremefarben, zäh und gefältelt (Abb. 40).

Mikromorphologisch finden sich länglich-ovale Blastosporen, kurzketzig oder büschelförmig ein Pseudomycel andeutend. Deutlich erkennbar ist aber die Bildung echten Mycels (Abb. 41).

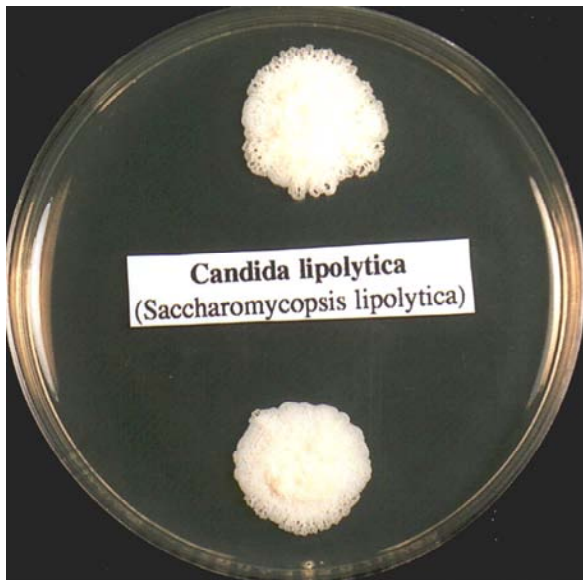


Abb. 40: *C. lipolytica* auf Kimmig-Agar

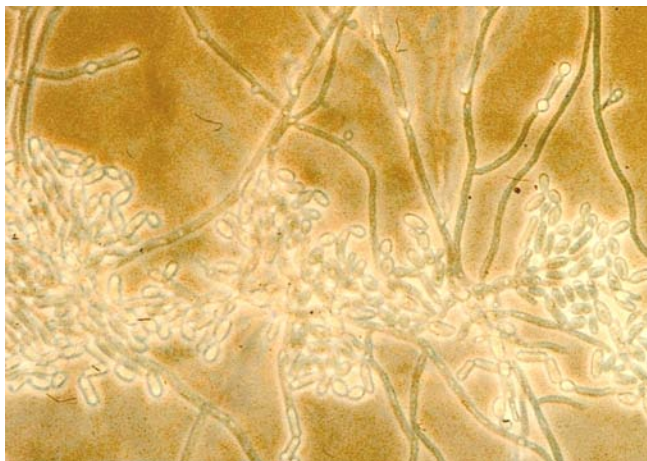


Abb. 41: Mikromorphologie von *C. lipolytica* auf Reisagar (Phako 500x)

Zuckervergärung findet nicht statt, im Zuckerauxanogramm wird lediglich Glukose (1) deutlich assimiliert (Abb. 42).

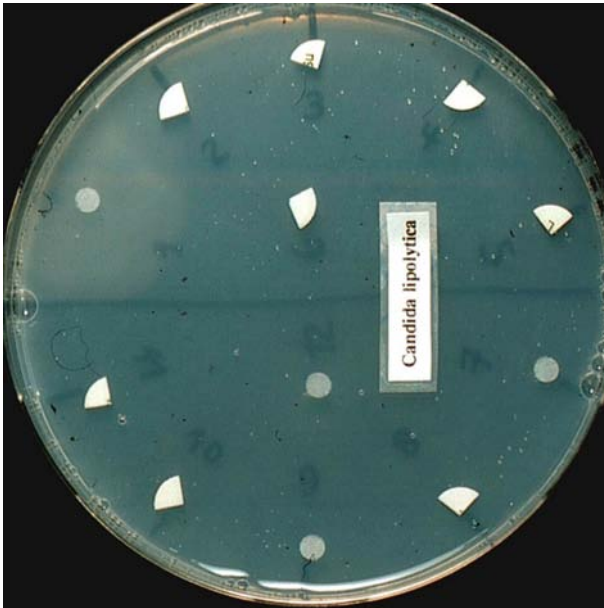


Abb. 42: Zuckerassimilation von *C. lipolytica*

Die Artdiagnose von *C. lipolytica* wird abgesichert mit dem Nachweis einer deutlichen Lipaseaktivität nach DIDDENS und LODDER (1942), RIETH (1958) und modifiziert nach MAYSER (1998) (Abb. 43).

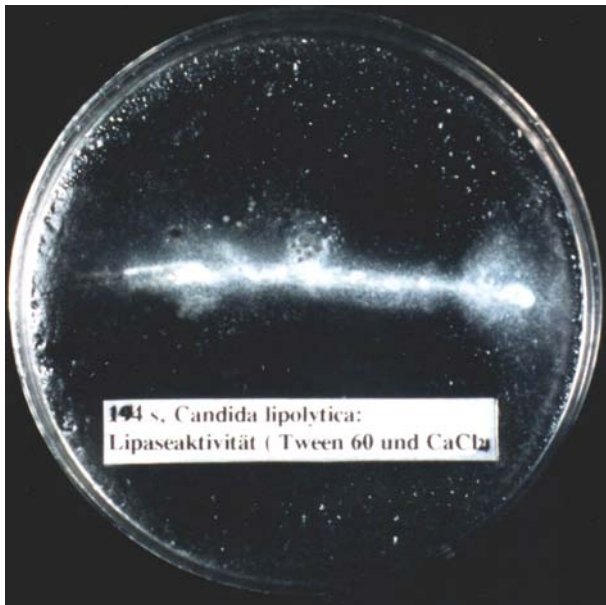


Abb. 43: Lipaseaktivität von *C. lipolytica*

4.2.3.3.9 *Candida albicans*

Diese ansonsten im medizinischen Untersuchungsgut (Abstriche, Sekrete von inneren Oberflächen) häufigste Hefeart fand sich bei vorliegenden Untersuchungen an epidermalen Hühnerkämmen nur dreimal, d.h. in 2,0 % aller 149 Hefeisolate.

Die Kultur auf Selektivagar ist weißlich-cremig, in der Regel glatt begrenzt, kann aber auch pseudopodienähnliche Ausläufer bilden (Abb. 44).

In der Mikromorphologie sind die Blastosporen rund bis kurzoval, ein Pseudomycel wird auf Reisagar meist und rasch nach 1-2 Tagen gebildet, bestehend aus länglichen, bipolaren, aneinandergereihten Pseudomycelzellen, terminal sind die im Phasenkontrastmikroskop (Phako) wie Glühbirnen aufleuchtenden, dickwandigen Chlamydosporen erkennbar (Abb. 45). Ihr Nachweis erlaubt praktisch mikromorphologisch die Diagnose "*Candida albicans*", ohne weitere biochemische Differenzierung.

Letztere würde die Vergärung von Glukose und Maltose bzw. die Assimilation von

Glukose, Galaktose, Saccharose, Maltose, Trehalose, Xylose und Sorbose anzeigen, ist aber allenfalls erforderlich bei den seltenen Stämmen, bei denen die Chlamyosporenbildung ausbleibt.



Abb. 44: *C. albicans* auf Selektivagar

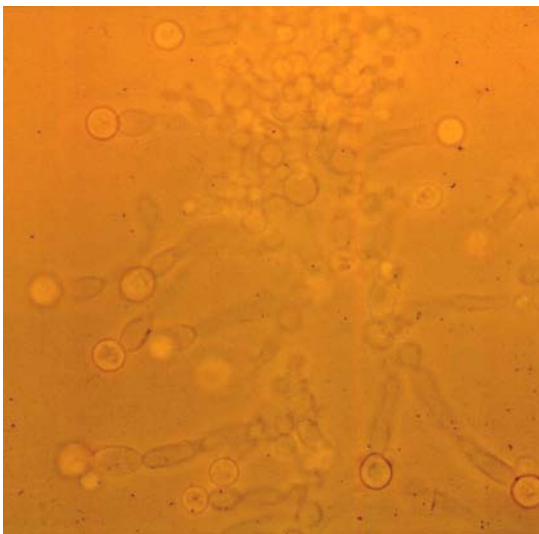


Abb. 45: Mikromorphologie von *C. albicans* auf Reisagar (Phako 500x)

4.2.3.3.10 *Candida dattila* (*Torulopsis dattila*)

Diese Candidaart (vormals *Torulopsis*-Spezies) wurde zweimal gefunden:

1,3 % aller 149 Hefeisolate.

Ein perfektes Stadium ist bekannt: *Kluyveromyces thermotolerans* (Yarrow, 1972).

Die glänzende cremefarbene Kultur auf Kimmig-Agar ist randständig gelappt (Abb. 46).

Mikromorphologisch ist ein rudimentäres Pseudomycel mit büschel- und/oder wirtelförmig angeordneten Blastosporen erkennbar (Abb. 47).



Abb. 46: *C. dattila* auf Kimmig-Agar

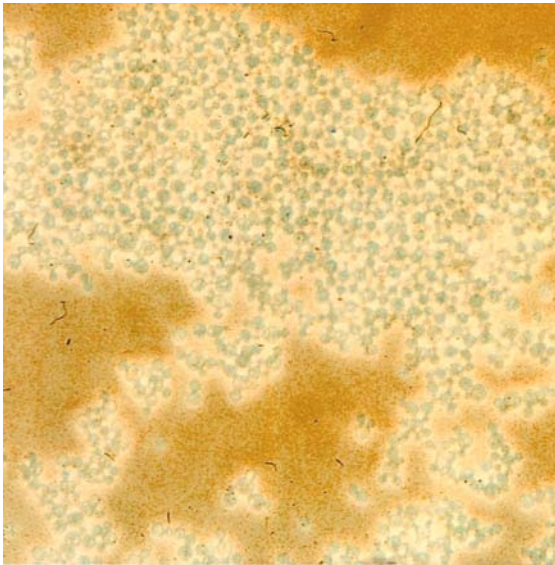


Abb. 47: Mikromorphologie von *C. dattila* auf Reisagar (Phako 500x)

Das Zymogramm zeigt Vergärung von Glukose (1) und Saccharose (3) (Abb. 48). Assimiliert werden die Zucker Glukose (1), Galaktose (2), Saccharose (3), Maltose (4), Raffinose (6), Trehalose (7), Melibiose (8) und Sorbose (12) (Abb. 49).



Abb. 48: Zuckervergärung von *C. dattila*

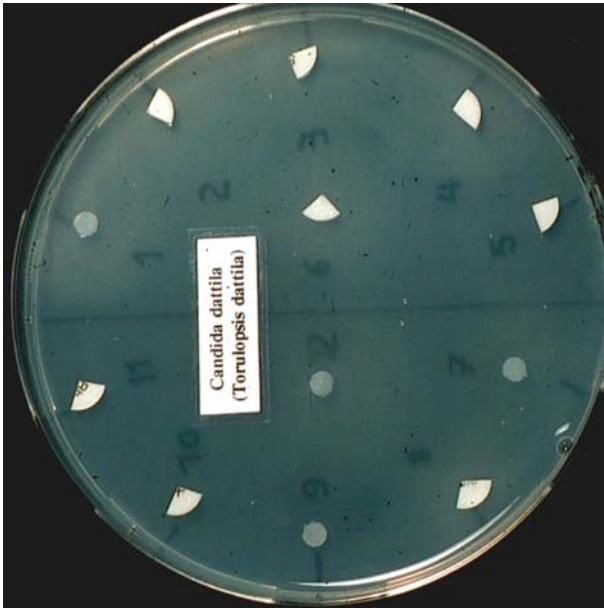


Abb. 49: Zuckerassimilation von *C. dattila*

Die noch folgenden 6 Hefearten sind jeweils nur einzeln vorkommende Isolate, zu je 0,7% im Hefekollektiv (n=149) vertreten:

4.2.3.3.11 *Candida fructus*

Ein perfektes Stadium ist bei *C. fructus* nicht bekannt, daher gilt auch diese Spezies weiter als imperfekte Hefe.

Die Kultur auf Kimmig-Agar besitzt eine weißlich glänzende Oberfläche und einen glatten Rand (Abb. 50).

Mikromorphologisch sind runde bis kurzovale Sporezellen ohne nennenswertes Pseudomycel erkennbar (Abb. 51).



Abb. 50: *C. fructus* auf Kimmig-Agar

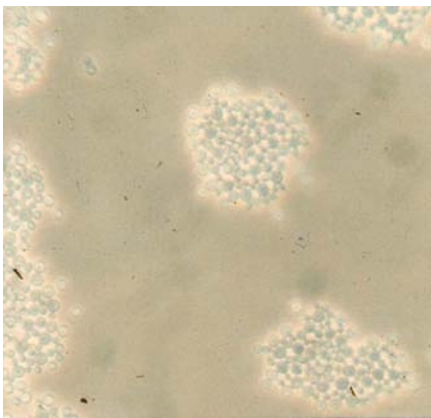


Abb. 51: Mikromorphologie von *C. fructus* auf Reisagar (Phako 500x)

Im Zymogramm wird nur Glukose (1) vergoren (Abb. 52), im Auxanogramm werden Glukose (1), Trehalose (7), Xylose (10) und Sorbose (12) verwertet (Abb. 53).

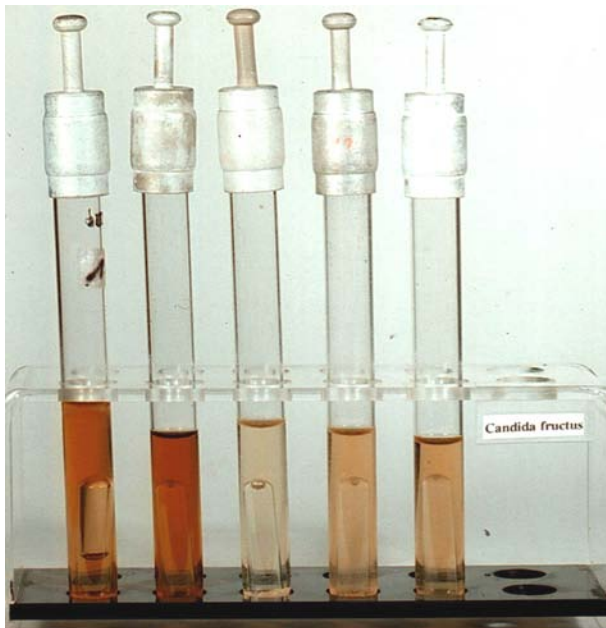


Abb. 52: Zuckervergärung von *C. fructus*



Abb. 53: Zuckerassimilation von *C. fructus*

4.2.3.3.12 *Candida glabrata* (*Torulopsis glabrata*)

Ein perfektes Stadium ist nicht bekannt.

Die Hefe wächst gelblich-weiß und glattrandig auf Kimmig-Agar (Abb. 54).

Mikromorphologisch finden sich auf Reisagar regelmäßige, etwas kleinere, überwiegend gleichgestaltige, kurzovale Sproßzellen ohne jegliche Pseudomycelbildung (Abb. 55).



Abb. 54: *C. glabrata* auf Kimmig-Agar

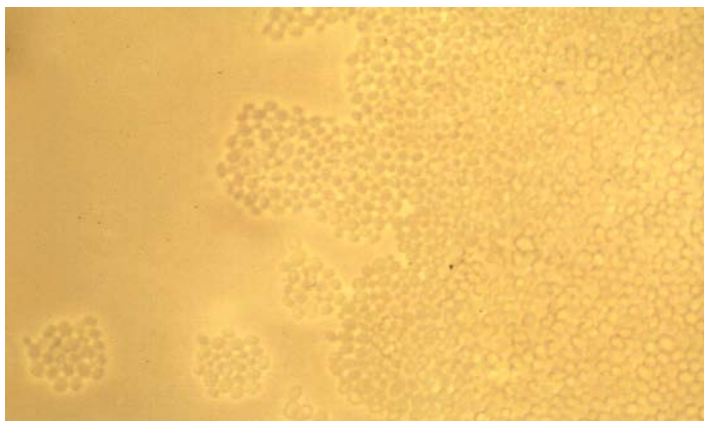


Abb. 55: Mikromorphologie von *C. glabrata* auf Reisagar (Phako 500x).

Vergoren wird nur Glukose (1) (Abb. 56).

Die Zuckerassimilation beschränkt sich auf Glukose (1) und Trehalose (7) (Abb. 57).



Abb. 56: Zuckervergärung von *C. glabrata*



Abb. 57: Zuckerassimilation von *C. glabrata*

4.2.3.3.13 *Candida kefyr sive pseudotropicalis*

Diese Hefe wurde einmal von einem Hühnerkamm mit weißlicher Borkenbildung

isoliert und besitzt ein perfektes Stadium:

Kluyveromyces marxianus (Hansen/van der Walt, 1971).

Noch bis Ende der 70-iger Jahre des vorigen Jahrhunderts wurde *C. kefyr* von *C. pseudotropicalis* unterschieden: *C. pseudotropicalis* assimilierte dabei Xylose, *C. kefyr* jedoch nicht (RIETH, 1979 b).

Das Merkmal der Xyloseassimilation erwies sich jedoch als variabel, daher wurden die bis dahin getrennten Arten zu einer einzigen Spezies, nämlich "*C. kefyr*", zusammengelegt (KREGER VAN RIJ, 1984).

Die Bezeichnung "*C. pseudotropicalis*" rührt daher, daß die Hefe sich von der allgemein bekannten "*C. tropicalis*" bezüglich der Zuckervergärung und - Assimilation dadurch unterscheidet, daß neben den übereinstimmenden Leistungen bei Glukose (1), Galaktose (2) und Saccharose (3) statt Maltose (4) die Laktose (5) verwertet wird.

Eine besondere Leistung im Nahrungsmittelsektor besteht darin, daß sie aus Milch den beliebten quarkmilchähnlichen Kefyr fermentiert.

Die Kultur auf Kimmig-Agar ist cremefarben bis weißlich-gelb, mattglänzend und weich (Abb. 58).

Mikromorphologisch ist Pseudomycel mit verzweigten Pseudohyphen erkennbar, die Blastosporen sind elongiert, z.T. wirtelförmig angeordnet (Abb. 59).



Abb. 58: *C. kefir sive pseudotropicalis* auf Kimmig-Agar

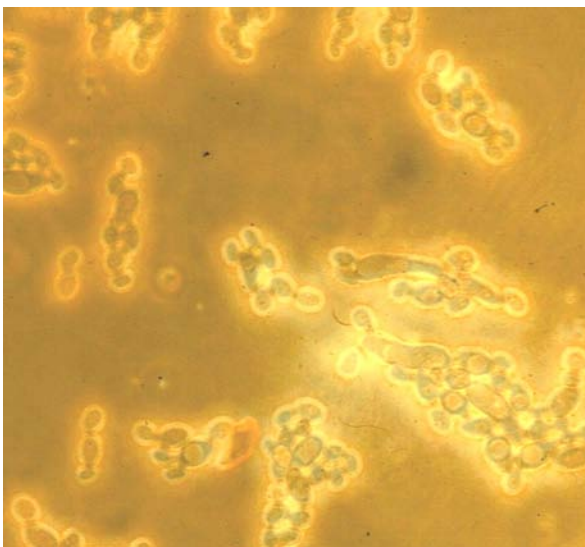


Abb. 59: Mikromorphologie von *C. kefir sive pseudotropicalis* auf Reisagar (Phako 500x)

Vergoren werden die Zucker Glukose (1), Galaktose (2), Saccharose (3) und Laktose (5) (Abb. 60).

Ein ähnliches Spektrum zeigt auch das Auxanogramm: Glukose (1), Galaktose (2),

Saccharose (3), Laktose (5), darüber hinaus Raffinose (6), Melibiose (8), Cellobiose (9) und Xylose (10) (Abb. 61).



Abb. 60: Zuckervergärung von *C. kefyr sive pseudotropicalis*

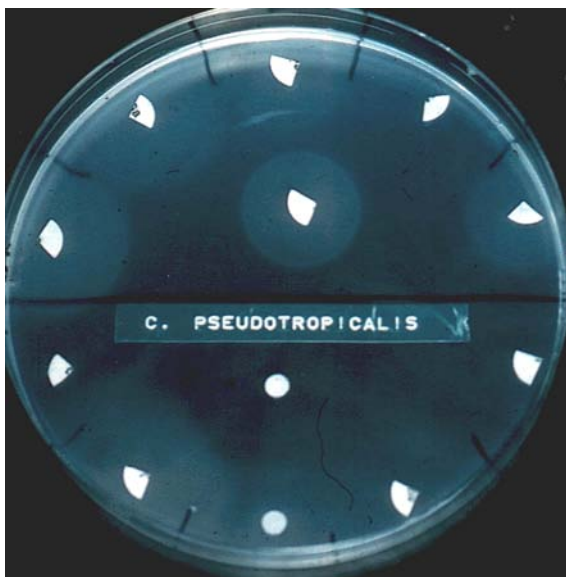


Abb. 61: Zuckerassimilation von *C. kefyr sive pseudotropicalis*

4.2.3.3.14 *Candida parapsilosis*

Auch die *C. parapsilosis* (*C. pp.*) wurde nur einmal innerhalb der 149 Hefeisolate gefunden.

Die gelblich-cremefarbene Kultur auf Kimmig-Agar ist meist glatt und weich, ältere Kulturen können Fältelung und pseudopodienartige Ausläufer zeigen (Abb. 62).

Mikromorphologisch ist Pseudomycel üppig vorhanden, die Pseudohyphen sind schmaler und zierlicher als bei *C. albicans*, die Sproßzellen sind kurz- bis langoval, Chlamydosporen finden sich nicht (Abb. 63).

Initial werden sog. "Propeller"-Formationen gebildet: bi- und tripolare Sprossung aus einer Stamm-Blastospore (Abb. 64).

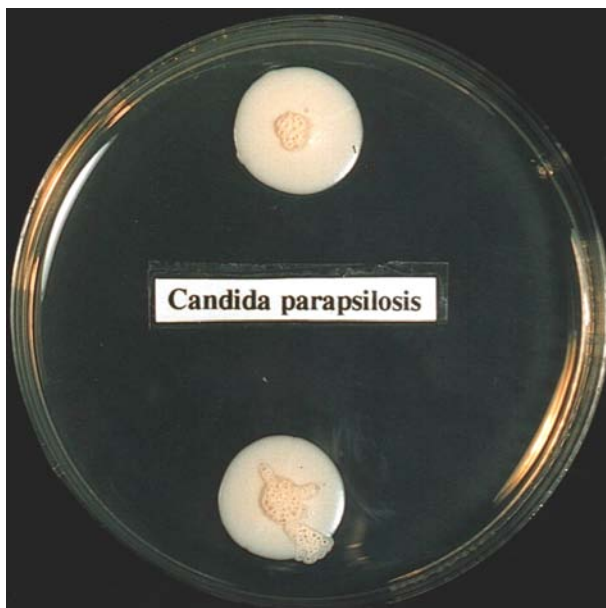


Abb. 62: *C. parapsilosis* auf Kimmig-Agar

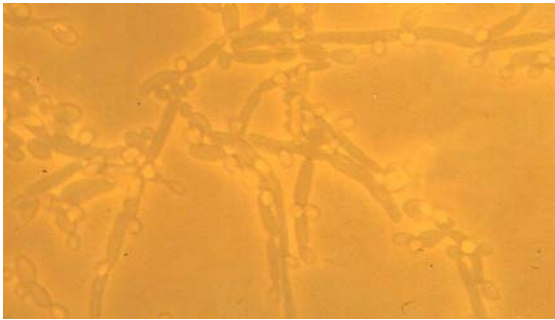


Abb. 63: Mikromorphologie von *C. pp.* auf Reisagar (Phako 500x)

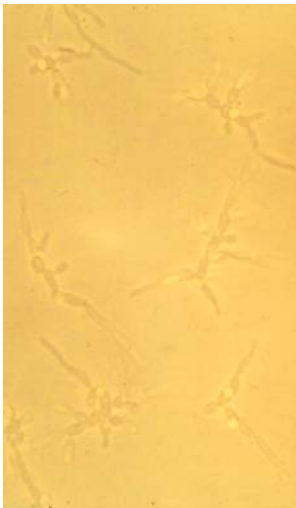


Abb. 64: Mikromorphologie von *C. pp.* auf Reisagar: "Propeller"-Formationen (Phako 500x)

Das Zymogramm zeigt nur Glukosevergärung (Abb. 65), die Durchführung ist wegen der typischen Mikromorphologie meist nicht erforderlich, wenn das Zucker-Auxanogramm gemacht wird.

Letzteres entspricht mit der Assimilation von Glukose (1), Galaktose (2), Saccharose (3), Maltose (4), Trehalose (7), Xylose (10) und Sorbose (12) ziemlich genau dem von *C. albicans* (Abb. 66).

Die Abgrenzung von letzterer ist aber bereits mikromorphologisch mit einiger Sicherheit möglich.

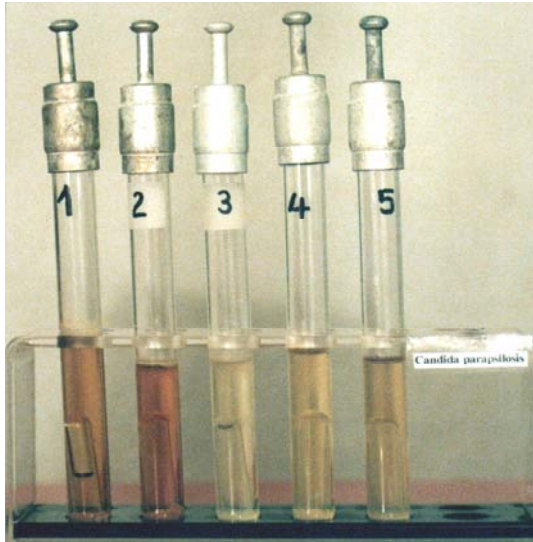


Abb. 65: Zuckervergärung von *C. pp.*

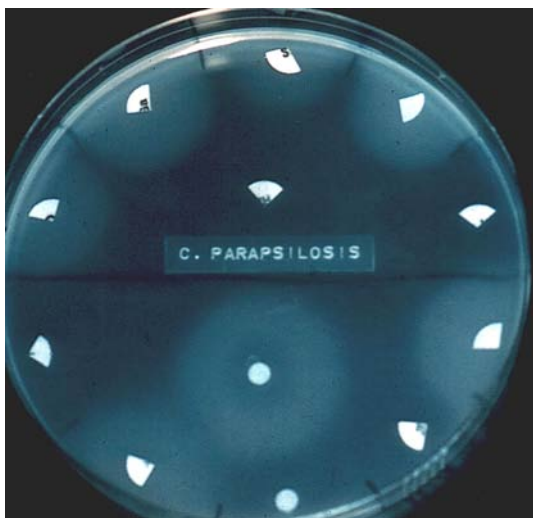


Abb. 66: Zuckerassimilation von *C. pp.*

4.2.3.3.15 *Candida aaseri*

Diese ohnehin seltene Hefe wurde ebenfalls nur einmal innerhalb der 149 Hefeisolate gefunden. Wegen ihrer Seltenheit wurde sie mit der ebenfalls sehr seltenen und noch folgenden *Candida catenulata sive brumptii* ans Ende dieser Darstellung gesetzt.

Die Kultur auf Kimmig-Agar ist matt-cremefarben und weich (Abb. 67).

Mikromorphologisch wird ein deutliches Pseudomycel gebildet, welches aus baumartig verzweigten, zylindrischen Sproßzellen und Pseudohyphen besteht (Abb. 68).



Abb. 67: *C. aaseri* auf Kimmig-Agar

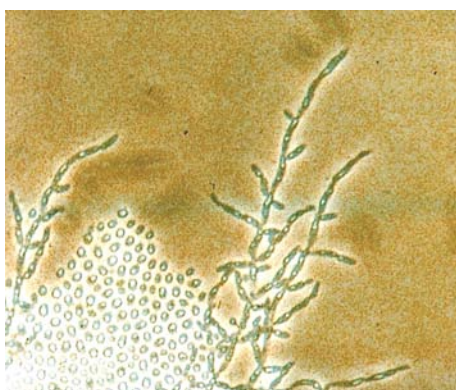


Abb. 68: Mikromorphologie von *C. aaseri* auf Reisagar (Phako 500x)

Zuckervergärung findet nicht statt, im Auxanogramm werden alle Zucker mit Ausnahme von Raffinose, Melibiose und Rhamnose assimiliert, ein entsprechendes Foto

wurde nicht angefertigt.

4.2.3.3.16 *Candida catenulata* sive *brumptii*

C. catenulata sive *brumptii* zeigt auf Kimmig-Agar weiß- bis cremefarbene Kulturen mit stumpfem Glanz, weicher Konsistenz, manchmal leicht gefältelt (Abb. 69).

Mikromorphologisch findet sich ein verästelttes Pseudomycel mit kurzen Pseudohyphen und langovalen Blastosporen (Abb. 70).

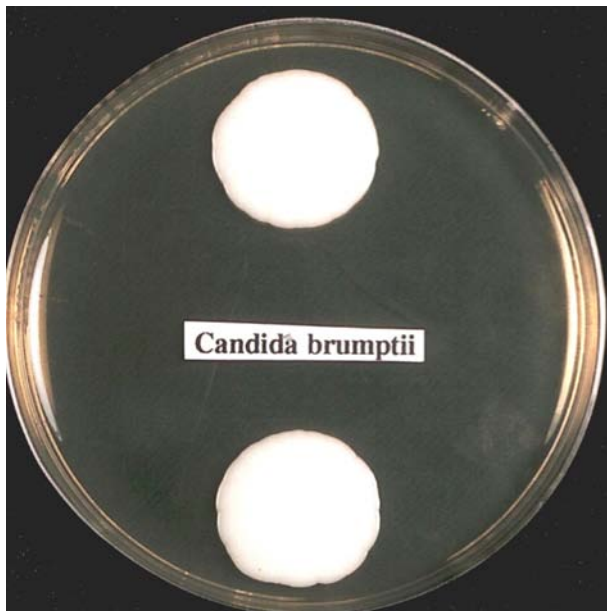


Abb. 69: *C. catenulata* sive *brumptii* auf Kimmig-Agar

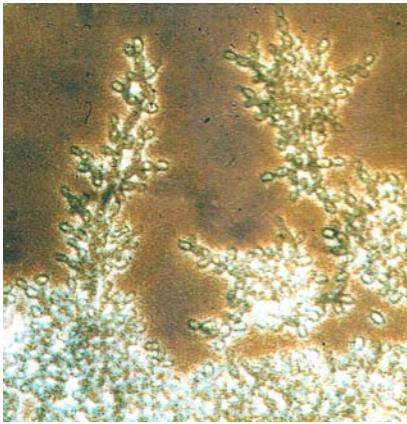


Abb. 70: Mikromorphologie von *C. catenulata sive brumptii* auf Reisagar
(Phako 500x)

Zuckervergärung findet nicht statt.

Im Auxanogramm werden neben Glukose noch Galaktose, Maltose und Xylose verwertet.

Auch hierzu wurde kein Foto angefertigt.

5 Diskussion

Außer den bekannten parasitären, bakteriellen und viralen Erkrankungen sind Mykosen und Mykotoxikosen (Futterkontamination mit Pilztoxinen) ebenfalls bedeutsam.

Neben dem weithin bekannten Aflatoxin B₁ (aus *Aspergillus flavus*), an dem 1960 in England über 100000 Truthühner nach Verfütterung verschimmelten Erdnussmehls verendeten, sind z.B. noch zu nennen das Ochratoxin (*Aspergillus ochraceus*), Maltoryzin (*Aspergillus oryzae*) oder Sterigmatocystin (*Aspergillus versicolor*): allesamt lebertoxisch (PALYUSIK, 1977; RIETH, 1978).

Auch die eigentlichen Pilzkrankheiten (Ekto- und Endomykosen) sind bei Tieren einschließlich dem Haushuhn verbreitet (RIETH und REFAI, 1965; BÖHM, 1966; RIETH und REFAI, 1986). In welchem Umfang die Dermatophyten – speziell der einschlägige zoophile Vertreter "*Trichophyton gallinae*" – oder diverse Hefepilze – speziell die bekannten *Trichosporon*- und *Candida*arten – hier von Bedeutung sind, ist im Vergleich mit der humanmedizinischen Mykopathologie zu diskutieren.

5.1 Die Bedeutung des *Cryptococcus neoformans*

Als Vehikel der humanpathogenen Kryptokokkose durch *Cryptococcus neoformans* (Europäische Blastomykose = Morbus Busse-Buschke) sind Tauben und andere Vögel mit ihren Ausscheidungen identifiziert worden (STAIB, 1961; STAIB und BETHÄUSER, 1968; ABOU-GABAL und AITA, 1978; STAIB, 1990).

Die Kotscheidungen gelten sogar als Nährsubstrat (STAIB, 1962 b).

Auch Wellensittiche und Papageien in Zoovoliere (BAUWENS et al., 1986) sowie Kanarienvögel sind hier zu nennen (STAIB, 1962 a).

Der Erreger *Cryptococcus neoformans* wurde in vorliegenden epidermalen

Untersuchungen nicht isoliert, gehört darum auch nicht zur Standortflora der Hühnerkammepidermis.

Auch bei bisherigen mykologischen Untersuchungsergebnissen innerer Oberflächen bei Zier- und Wildvögeln taucht er nicht auf (HOFFMANN, 1997; MILDE, 2000).

Dieser Hefepilz wird im aviären Bereich generell nicht als Erreger angesehen.

Beim immunsupprimierten Menschen ist er aber ein bedeutender und häufiger "Systemmykose"- Erreger, befällt neben der Cutis auch innere Organe wie Lunge, Gehirn, Blutbahn (Sepsis) und erzeugt damit lebensbedrohliche Krankheitszustände (KÖNIG et al., 1991; NILLES et al., 1992).

Insgesamt ist *Cryptococcus neoformans* als Erreger epidermaler Ektomykosen weder bei Vögeln noch beim Menschen in Erscheinung getreten, was auch in vorliegenden Untersuchungen bestätigt wurde.

5.2 Die veterinärmedizinisch-aviäre Rolle des *T. gallinae*

Ebensowenig konnte der als Erreger der klassischen Epidermomykose des Hühnerkammes ("Hühnerfavus") bekannte zoophile Dermatophyt, das *Trichophyton gallinae*, nachgewiesen werden.

Er parasitierte früher offenbar häufiger auf Hühnergeflügel und anderen Vögeln (FISCHER, 1928; TEWARI, 1963; LONDERO et al., 1964; RIETH und REFAI, 1965; LONDERO et al., 1969) sowie weniger häufig auch auf Haus-, Nutz- und Wildtieren (BAUDET, 1943; PÄTIÄLÄ, 1951; GORDON und LITTLE, 1968).

Zusammen mit den hierzu im mitteleuropäischen Raum aktuell fehlenden Literaturmitteilungen ist davon auszugehen, daß der Hühnerfavus mit seinem Erreger heutzutage hierzulande nicht mehr endemisch ist, gleichwohl aber noch präsent in

europäischen Randlagen (DVORÁK und OTCENÁSEK, 1964; BALABANOFF, 1967) und außereuropäisch (LONDERO et al., 1964; LONDERO et al., 1969).

Mehrere Humaninfektionen wurden in den 50-60-iger Jahren des vorigen Jahrhunderts beschrieben: in Europa (BALABANOFF, 1967), in den USA (TORRES und GEORG, 1956), aktuell auch in Pakistan 1984 (FARUQUI et al., 1984) und Europa (Spanien) 1992 bei AIDS-Patienten (DEL PALACIO, 1992).

5.3 Mykologische Befunde in Beziehung zu Symptomen

Eine Beziehung zwischen den vorliegend in 22 Fällen vorgefundenen klinisch-epidermalen Veränderungen am Hühnerkamm (4,4 %) und den dabei siebenmal isolierten Pilzen ließ sich nicht herstellen: es handelte sich bei letzteren ausschließlich um apathogene Hefen (*Malassezia sympodialis*, *Kloeckera apiculata*, *Candida kefyr* sive *pseudotropicalis*) und das geophile *Trichophyton terrestre*.

Die Natur der gefundenen klinischen Veränderungen wie trockene, pityriasiforme Abschuppung mit nässender Borkenbildung, Dyschromie und Alopezie spricht eher für sekundär bakteriell-impetiginisierte unspezifische Läsionen, allenfalls für ein temporäres Übergewicht der bakteriellen und/oder mykologischen Standortflora.

In keinem Fall wurden die typischen klinischen Kriterien der Epidermomykose gesehen. Bei der Klassifizierung der isolierten Pilze war das praxisorientierte DHS-System (RIETH, 1978) hilfreich, weil es mit großer Sicherheit deren vorläufige Einordnung in Dermatophyten, Hefen sowie Schimmelpilze und Sonstige erlaubt, ohne zunächst auf diverse botanische Klassifizierungssysteme und Nomenklaturen Rücksicht nehmen zu müssen.

5.4 Die isolierten Dermatophyten im veterinärmedizinischen Bereich

Bei den Dermatophyten trat vorrangig das geophile *T. terrestre* in Erscheinung, besonders bei Hühnern aus Bodenhaltungen.

Damit findet die ökologische Besonderheit dieses Dermatophyten auch im vorliegenden Kontext eine Bestätigung.

T. terrestre wurde erstmals 1957 beschrieben (DURIE und FREY, 1957) und gilt als apathogen, weil es bisher nicht als Auslöser epidermaler Krankheitserscheinungen bei Mensch und Tier aufgetreten ist (GÖTZ, 1962).

Das *Trichophyton mentagrophytes* in seiner granulösen Variante fand sich nur ein einziges Mal im Untersuchungsgut.

Die anthropophilen und zoophilen Beziehungen seiner diversen Varianten sind evident. Darüber hinaus soll der Dermatophyt aber auch im Erdboden vorkommen (MUENDE und WEBB, 1937; LURIE und BOROK, 1955; LURIE und WAY, 1957; EVOLCEANU et al., 1960; SZATHMARY und HERPAY, 1960; BRAUN, 1965), womit ihm auch saprophytäre Eigenschaften zuzusprechen wären, was das vereinzelte Vorkommen ohne Hautveränderungen am Hühnerkamm erklären würde.

5.5 Die Bedeutung des isolierten Schimmels *Chrysosporium georgiae*

In 2,2 % der 500 Proben fand sich ein dermatophytenähnlicher "Schimmelpilz": "*Chrysosporium georgiae*", ein keratinophiler Schimmel, der häufig bei Vögeln vorzugsweise von der Epidermis isoliert wird.

In inneren Organen wie im Respirationstrakt von Papageienvögeln ist er nicht angetroffen worden (WIMMERSHOF, 1998).

Auch in vorliegenden Untersuchungen wurde der Pilz ausschließlich an klinisch unveränderten Hühnerkämmen nachgewiesen.

Ebenso wie die Dermatophyten gehört das Genus *Chrysosporium* zur Ordnung der

Moniliales bei den Ascomyceten/Deuteromyceten (Fungi imperfecti).

Wie alle Schimmelpilze ist *Chrysosporium georgiae* nicht griseofulvinempfindlich, gleichzeitig aber wie alle Dermatophyten auch nicht cycloheximidempfindlich, d.h. es wächst auch ungehemmt auf entsprechenden Selektivnährböden (Abb. 14).

Ein anderer Vertreter des Genus *Chrysosporium*, das *Chrysosporium pannorum*, verursacht im human-dermatologischen Bereich trichophytie- und epidermophytieähnliche Krankheitsbilder an der äußeren Haut, selten auch an den Nägeln (RIETH, 1975), ist also ebenso epidermal angepaßt.

5.6 Die veterinärmedizinische Bedeutung der isolierten Hefen

Die weit überwiegende Mehrzahl der isolierten medizinisch bedeutsamen Pilze waren Hefen. Sie sind auch bei Haustieren und damit als fakultative Infektionsquelle für den Menschen unter besonderen Bedingungen von Bedeutung (BISPING, 1963).

Wer sich mit Hefediagnostik befaßt, wird die grundlegenden Ergebnisse und Methoden der holländischen Schule mit den Autoren DIDDENS und LODDER (1942), LODDER und KREGER VAN RIJ (1970) sowie KREGER VAN RIJ (1984) nutzen. In einer neueren Auflage (1984) des entsprechenden Standardwerkes von "The Yeasts – a taxonomic study" (KREGER VAN RIJ, 1984) werden 435 Hefearten in klassifizierender Form beschrieben.

Sie verteilen sich auf insgesamt 56 Gattungen: 39 perfekte Genera, 17 imperfekte Genera.

Von diesen insgesamt 435 Arten werden aber nur etwas mehr als 20 Spezies als pathogen oder fakultativ-pathogen angesehen.

Auch im deutschsprachigen Schrifttum finden sich vereinfachte und praktikable Abhandlungen über die Hefendifferenzierung bezüglich Morphologie und biochemischer

Klassifizierungsmethoden (RIETH, 1958; RIETH und SCHÖNFELD, 1959; EL FIKI und RIETH, 1976; RIETH, 1979 a).

In vorliegenden Untersuchungen ist die lipophile Hefe *Malassezia sympodialis* am häufigsten gefunden worden.

Sie ist eine von inzwischen sieben Arten der Gattung *Malassezia*.

Das Genus umfaßte ursprünglich nur zwei bis drei Arten: die nicht lipophile *Malassezia pachydermatis* - veterinärmedizinisch bedeutsam als häufig isolierter Keim bei Otitis externa z.B. des Hundes - und die lipophile *Malassezia furfur*, morphologisch noch unterteilt in *Pityrosporum ovale* und *Pityrosporum orbiculare*.

Die Hefe galt noch bis in die 30-iger Jahre des vorigen Jahrhunderts als nicht anzüchtbar, war aber bereits etwa 90 Jahre zuvor als auffälliger Keim mit kurzen Hyphen und Sproßzellhaufen in den Schuppen der Kleieflechte des Menschen (*Pityriasis versicolor*) mikroskopisch gefunden worden (EICHSTEDT, 1846).

Ihr lange nicht bekanntes lipophil-auxotrophes Bedürfnis hat aber die Kulturdarstellung über viele Jahrzehnte verhindert.

Inzwischen hat eine ätiologische Zuordnung der *Malassezia*-Hefen auch zu anderen human-dermatologischen Krankheitsbildern stattgefunden:

- Seborrhoisches Ekzem (prästernal und im Brustbereich),
- *Malassezia* (*Pityrosporum*) - Folliculitis (Brust und Rücken),
- *Pityriasis simplex capillitii* (behaarter Kopf),
- *Papillomatosis confluens et reticularis* (Brustbereich und periaxillär),
- mittelbar auch bei *Akne vulgaris* (Gesicht, Brust und Rücken).

Auch systemische *Malassezia*infektionen sind beschrieben worden: z.B. nach Lipidinfusionen bei Frühgeburten (MAYSER, 1998).

Als Mitglieder der Standortflora in den parafrenulären Tyson'schen Drüsen des humanen männlichen Genitale wurden *Malassezia*-Hefen – überwiegend *Malassezia sympodialis* - erst kürzlich identifiziert (MAYSER et al., 2001).

Aus den aufgeführten Lokalisationen geht hervor, daß die Hefe als Standort talgdrüsenfollikelreiche Hautareale bevorzugt, womit ihre Lipidbedürftigkeit erklärt ist. Sie ist in unterschiedlichen Quantitäten auch bei vielen Hautgesunden nachweisbar und gehört daher neben ihrer Erregereigenschaft bei obigen Krankheitsbildern mit zur Standortflora der normalen Epidermis, bewohnt die obere Etage des Follikelinfundibulums und das Follikelostium.

Die Differenzierung des Genus *Malassezia* in mittlerweile 7 Spezies ist seit 10 - 12 Jahren nach den Untersuchungen von GUÉHO et al. (1996), GUILLOT et al. (1996) und MAYSER (1998) möglich (z.B. Tween-Assimilation, Catalase-Aktivität, Esculinspaltung, makro- und mikromorphologische Merkmale).

Die bei vorliegenden Untersuchungen festgestellte lipophile *Malassezia sympodialis* fand sich in 10,2 % der Gesamtproben und innerhalb dieses Gesamtkollektivs in 34,9 % der positiven Hefeisolate.

Klinisch waren hier nur zweimal trockene, pityriasiforme Abschuppungen mit Borkenbildung assoziiert. Weitere 50 *M. sympodialis*-Isolate stammen von äußerlich unauffälligen Hühnerkämmen.

Der Hefepilz ist daher im vorliegenden Kontext als ein Mitglied der Standortflora des epidermalen Hühnerkammes ohne pathogene oder epidemiologische Bedeutung anzusehen.

Letztere Feststellung ist auch für das zweithäufigste Hefeisolat *Kloeckera apiculata* mit einiger Sicherheit zu treffen.

Der Pilz kam in 6,6 % aller Proben vor. Mit der Isolierung waren nur dreimal epidermale Hautveränderungen verbunden (weiß-gelblich-braune Borkenbildung).

Als dritthäufigste Hefepilzgruppe wurden drei *Trichosporon*-Arten gefunden; sie machen in ihrer Gesamtheit, bezogen auf die Gesamtprobenzahl n=500, 8,6 % aus.

Der bekannteste Vertreter innerhalb des vormals 15 Arten umfassenden Genus

Trichosporon ist *Tr. cutaneum*. Seine taxonomische Stellung scheint noch nicht endgültig, neuere Reklassifizierungen weisen darauf hin, daß die Spezies ziemlich heterogen ist (GUÉHO et al., 1992 a; GUÉHO et al., 1992 b; GUÉHO et al., 1994; MAYSER et al., 1996; HUPPERTZ, 1998).

Als neu abgegrenzte Art ist hier insbesondere das *Tr. mucoides* zu nennen, welches in seinen biochemischen Leistungen vom *Tr. cutaneum* nicht zu unterscheiden ist, wohl aber physiologisch und antibiotypisch: ersteres wächst bei 37°C und auf acidionehaltigen Nährböden, letzteres jedoch nicht.

Die entsprechenden vorliegenden Isolate sind durchgängig dem *Tr. mucoides* zuzuordnen, weil sie alle auf Selektivnährböden wuchsen.

Der Pilz kommt natürlicherweise im Erdboden und im Abwasser vor (Duschräume, Baderäume, Saunabetriebe etc.) und ist daher auch als Bestandteil der Transientflora der exponierten menschlichen Haut nicht ungewöhnlich.

Das Wachstum von *Tr. cutaneum/mucoides* bei 37 ° C ist insgesamt variabel (KREGGER VAN RIJ, 1984).

Daher gibt es auch Hinweise auf eine Zugehörigkeit zur Residentflora der menschlichen Haut (ELLNER et al., 1991).

Infolge Anpassung auch an höhere Körpertemperaturen ist der Pilz zugleich auf inneren Oberflächen (Übergangsschleimhäute, Magen-Darm-Trakt, Bronchialsystem) zu finden (HANTSCHKE und GÖTZ, 1971; HERBRECHT et al., 1993).

Unter den im dermatomykologischen Labor isolierten fakultativ-pathogenen Hefen ist er anteilmäßig mit etwa 4 % vertreten.

In mykotischen Krankheitsherden der menschlichen Epidermis hat das *Tr. cutaneum/mucoides* als "Fußpilzerreger" (GÖTZ et al., 1965) und als beteiligtes Agens bei Nagelmykosen (FUSARO und MILLER, 1984; MAYSER und GRÜNDER, 1993; MAYSER et al., 1996; HUPPERTZ, 1998) Bedeutung.

Als Ursache der in südlichen Ländern und Asien häufiger anzutreffenden "Piedra alba" des Haarschaftes im Kopfbereich spielt dagegen eine weitere Spezies im reklassifizierten Genus Trichosporon, nämlich das *Tr. ovoides*, eine Rolle (LASSUS et al., 1982;

QADRIPUR und KÖLMEL, 1982; BENSON et al., 1983; STEINMANN und PAPPENFORT, 1984; ELLNER et al., 1990).

Das *Tr. cutaneum* ist in letzterem Zusammenhang auch bekannt unter dem älteren Synonym *Trichosporon beigelii*.

Auch als Auslöser von Systemmykosen, insbesondere bei immunsupprimierten Erkrankten (Tumorleiden, hämatologisch-immunologische Systemkrankheiten, HIV-infizierte Homosexuelle) ist er aufgetreten (HAUPT et al., 1983; TORSSNADER et al., 1985; STENDERUP et al., 1986; WALSH et al., 1986; ANAISSIE et al., 1989; GRÜNDER et al., 1990; NAHASS et al., 1993).

Im veterinärmedizinisch-aviären Bereich wurde er dagegen nur vereinzelt nachgewiesen (HOFFMANN, 1997).

In den vorliegenden Untersuchungen tritt *Tr. cutaneum/Tr. mucoides* mit 12 Isolaten als zweithäufigste Trichosporonhefe auf.

Nur bei einem Isolat ließ sich ein unspezifischer klinischer Bezug (Schuppung) herstellen.

So gesehen, wäre der Pilz auch der temporären Residentflora im Bereich der Hühnerkammepidermis zuzurechnen, was durch sein Vorkommen im Erdboden und Abwasser unterstrichen wird.

Die häufigste Trichosporonhefe hingegen war mit 23 Isolaten das *Tr. capitatum* (*Geotrichum capitatum*).

In keinem Fall lag eine korrespondierende Hautveränderung am Hühnerkamm vor.

Auch Hinweise auf die Erregerpotenz im Bereich der peripheren menschlichen Epidermis sind eher vage (GRÜNDER, 1976).

Gleichwohl ist der Pilz aber als humanpathogenes Agens innerer Oberflächen beschrieben worden (GEMEINHARDT, 1965; GEMEINHARDT, 1967).

Dies wird verständlich bei seiner relativ großen Temperaturamplitude von 37 - 45 ° C (KREGER VAN RIJ, 1984).

Tr. capitatum (*G. capitatum*) ist auf Grund seiner typischen Mikromorphologie und biochemisch durch die deutliche Glukose-Assimilation sowie die manchmal erkennbare

variable Galaktose-Assimilation eindeutig identifizierbar.

Hier hat, wie zuvor bereits erwähnt, im letzten Jahrzehnt eine Ausgliederung aus dem Genus *Trichosporon* in die Milchsimmelgattung *Geotrichum* stattgefunden (GRÜNDER et al., 1990; GUÉHO et al., 1992 a; GUÉHO et al., 1992 b).

Diese Neubewertung zusammen mit der Reklassifizierung des Genus *Trichosporon* findet auch ihren Niederschlag in der aktuellen Neuauflage des Standardwerkes "The Yeasts".

Es folgt noch als dritte hier vorgefundene *Trichosporon*-hefe das *Tr. inkin* (*Sarcinosporon inkin*): im Rahmen aller 149 Hefeisolate ist es achtmal präsent ohne jeden Bezug zu klinischen Veränderungen.

Im human-dermatologischen Bereich wird dem Pilz eine Affinität zur Anogenitalregion nachgesagt, ohne hier nennenswerte Hautveränderungen auszulösen (GUÉHO et al., 1992 b; GUÉHO et al., 1994; MAYSER et al., 1996).

Insbesondere aufgrund der recht eindeutigen Zuckerassimilation in Verbindung mit der Mikromorphologie (Sarcinosporen, Arthrosporen) ist er relativ leicht klassifizierbar.

Wegen der in manchen Hyphenenden des echten Mycels vorhandenen sarcineähnlichen Endosporen ist er aktuell nicht mehr Mitglied im Genus *Trichosporon*, sondern befindet sich als bisher einziger Vertreter, nämlich "*Sarcinosporon inkin*", in einer eigenen Gattung: "*Sarcinosporon*" (KREGER VAN RIJ, 1984).

In geringeren Frequenzen (4,2 %, bezogen auf die Gesamtprobenzahl n=500) folgen 11 Spezies der bekanntesten Hefepilzgattung: "**Candida**", mit etwa 200 Arten.

Das Genus *Candida* enthält überwiegend imperfekte (anascosporogene) Hefen.

Bei zahlreichen Arten ist aber inzwischen ein perfektes Stadium nachgewiesen worden: allein 5 von den 11 hier isolierten Arten besitzen ein solches.

Diese Spezies sind daher z.T. bereits in andere Gattungen aufgenommen worden.

Innerhalb des Kollektivs positiver Hefeisolate beträgt die Häufigkeit der *Candida*-Spezies 14,2 %, womit sie zahlenmäßig noch hinter dem *Tr. capitatum* (*G. capitatum*) liegen.

Die weitgehende Uniformität der Makrokulturen dieser Gattung (Farbe, Konsistenz und Oberflächenstruktur sind nur geringwertige Diskriminierungsfaktoren) macht die

biochemische Klassifizierung mit der Zuckervergärung, Stickstoff- und Zuckerassimilation zwingend notwendig bis auf wenige Ausnahmen, wo auch die Mikromorphologie auf Reisagar typisch ist (*C. albicans*, mit Einschränkung z.B. auch *C. parapsilosis*, *C. guilliermondii*, *C. krusei* und *C. glabrata*).

Von den inzwischen etwa 200 Candidaarten sind 12 - 15 als pathogen oder fakultativ-pathogen anzusehen (RIETH et al., 1982).

Hinweise zur Oekologie häufig auftretender pathogener bzw. fakultativ-pathogener Candidaarten liefert die folgende einfache Zusammenstellung über Häufigkeit und Standort bei diversen Abstrich- und Sekretuntersuchungen sowie diversen Hautproben im mykologischen Untersuchungsgut der Hautklinik über ein Jahr (5/92 bis 4/93) (Tab. 8).

Tab. 8: Häufigkeit positiver pathogener und fakultativ-pathogener Hefebefunde in verschiedenen Körperregionen des Menschen

<u>Fundort</u>	<u>Anzahl n</u>		
	<u><i>C. albicans</i></u>	<u><i>C. glabrata</i></u>	<u><i>C. parapsilosis</i></u>
Mundhöhle, perioral	82	5	2
Magen-Darm-Trakt, perianal	63	1	1
Genital/perigenital	50	3	4
Intertrigines	30	1	2
Periphere äußere Haut	26	3	44

Es wird deutlich, daß die *C. albicans*-Frequenz nach oralem Eintritt über den Magen-Darm-Trakt und die rektale Ausscheidung mit Übergang in die Genital- und Perigenitalregion allmählich abnimmt, was schließlich mit den geringeren Frequenzen bei der Besiedelung und Infektion der an die Körperöffnungen angrenzenden und peripheren, wärmeren, intertriginösen Räume (Hautfalten) sowie der peripheren

Epidermis mit ihren Anhangsgebilden endet.

Diese Aussage wird bestätigt durch die Untersuchungen von HOFFMANN (1997): höhergradiges Sproßpilzwachstum (überwiegend *C. albicans*) bei Vögeln: im Kropf : n=49; im Mitteldarm: n=38; im Enddarm: n=30.

Diese Beziehung ist auch bei *C. glabrata* angedeutet, trifft hingegen nicht zu für die am häufigsten auf peripherer menschlicher Haut anzutreffende *C. parapsilosis*.

Diese Unterschiede im biologischen Verhalten sind nicht durch unterschiedliche Temperaturamplituden erklärbar: alle drei aufgeführten Candida-Spezies wachsen bei 37°C, sind also an die Kerntemperatur des Warmblüterorganismus angepaßt.

Für die bekannteste Candidaart, *C. albicans*, und andere fakultativ-pathogene Candidaarten wird vielmehr angenommen, daß sie nach oraler Aufnahme die Magensäurebarriere unbeschadet passieren, sich im Dünndarm anheften und sogar vermehren können und dann mit den Faeces ausgeschieden werden.

C. albicans befällt auch zahlreiche Nutz- und Kleintiere wie Pferde, Rinder, Hunde, Gänse, Truthühner, Kaninchen, Meerschweinchen, Ratten und Mäuse (RIETH und REFAI, 1986).

Auch im Gastro-Intestinaltrakt einheimischer und exotischer Zier- und Wildvögel ist sie an vorderster Stelle vertreten (HOFFMANN, 1997; MILDE 2000).

Über die Pathogenität von *C. albicans* und *C. parapsilosis* kann es nach dem oben Gesagten keine Zweifel geben.

Dies dürfte auch für die *C. guilliermondii* gelten (RIETH, 1979 a).

Diese Hefe ist darüber hinaus als tierpathogen beschrieben worden: mukopurulente Endometritis bei einer Stute (WEISS und SOBIRAJ, 1989).

Bei *C. parapsilosis* ist sogar ein carcinogenes Mykotoxin nachgewiesen worden (RIETH, 1979 a).

Auch *C. famata*, *C. dattila* und natürlich *C. glabrata* gelten als fakultativ-pathogen (RIETH, 1979 a), ebenso *C. catenulata sive brumptii*, die überwiegend in Krankheitsherden gefunden wurde, aber auch in Mastitis-Milch und im Abwasser (KREGER VAN RIJ, 1984)

Fraglich bleibt die fakultativ-pathogene Eigenschaft bei *C. lipolytica* (auf Ölfrüchten, im Erdboden, aber auch in Lungengewebe und bei Kühen) und bei *C. aaseri* (Wachstum bei 37°C und Vorkommen im Sputum) (KREGER VAN RIJ, 1984).

Apathogen sind sicher die beiden verbleibenden Candidaarten *C. fructus* (kein Wachstum bei 37°C, saprophytär auf Früchten) und *C. kefyr sive pseudotropicalis* als "essbarer Hefepilz" (KREGER VAN RIJ, 1984).

5.7 **Schlußfolgerungen:**

1. Der Erreger der klassischen Epidermomykose des Huhns ("Hühner-Favus"), der zoophile Dermatophyt *Trichophyton gallinae*, ist hierzulande nicht mehr endemisch.
2. Der apathogene und geophile Dermatophyt *Trichophyton terrestre* war in 10,1 bzw. 22,2% der Proben aus Bodenhaltung bzw. kleinbäuerlichen Haltungen mit Auslauf nachweisbar. Der anthropophile, zoophile und ausnahmsweise auch geophile Dermatophyt *Trichophyton mentagrophytes* trat innerhalb der 500 Proben nur einmal in Erscheinung.
3. Der humanpathogene Endomykoseerreger *Cryptococcus neoformans*, der diverse aviäre Vehikel besitzt (Tauben, Papageien, Wellensittiche etc.), wurde am epidermalen Hühnerkamm nicht nachgewiesen.

4. Zur apathogenen Standortflora des epidermalen Hühnerkammes gehört neben den Kloeckera-Hefen (bes. *Kloeckera apiculata*) auch die lipophile Malassezia-Hefe *Malassezia sympodialis* mit einer Besiedlungsdichte von 10,4 %.
5. Die darüber hinaus angetroffenen Hefepilze (3 Trichosporonarten, 11 Candidaarten) gelten sowohl beim Menschen als auch beim Huhn überwiegend als pathogen bis fakultativ-pathogen, lediglich die in Einzahl gefundenen Spezies *C. fructus* und *C. kefir sive pseudotropicalis* sind als apathogen anzusehen.
6. Die in 4,4 % der untersuchten Hühnerkämme beobachteten klinischen Hautveränderungen sind nicht als mykoseartig anzusehen. Insgesamt geht von der vorgefundenen Pilzflora also keine nachweisbare Gefahr für gesunde, immunkompetente Menschen aus.

6 Zusammenfassung

Die klassische Epidermomykose (Trichophytie, Tinea) des Huhns ist der "Hühnerfavus". Der ursächliche Erreger ist der zoophile Dermatophyt *Trichophyton gallinae*. Literaturangaben lassen vermuten, daß der Pilz heutzutage in mitteleuropäischen Ländern nur noch selten vorkommt. Die vorliegenden Untersuchungen wurden durchgeführt, um Informationen über das gegenwärtige Vorkommen von *Trichophyton gallinae*, anderen Dermatophyten, speziellen Schimmelpilzen und Hefen bei Hühnern in diversen kommerziellen Haltungsformen zu bekommen. Dazu wurden 500 ausgewachsene Hühner in zwei unterschiedlichen geographischen Regionen Deutschlands (Hessen und Schleswig-Holstein) zunächst klinisch untersucht, danach wurden Hautproben durch Kürettage von den Hühnerkämmen genommen. Die Haltungsformen umfaßten 3 Legebatterien (Probenzahl n=79), 6 Bodenhaltungen (n=69), 12 Freilandhaltungen (n=320) und eine Volierenhaltung (n=32).

Es handelte sich um klinisch unauffällige Hühnerherden, Hinweise auf Hühnerpocken als wichtigste Differentialdiagnose lagen nicht vor.

Nach klinischer Inspektion der Hühner wurden die Proben durch Scarifizierung / Kürettage der Kämmen (mit und ohne klinische Hautveränderungen) gewonnen, die Schüppchen anschließend im mykologischen Labor des Zentrums für Dermatologie und Andrologie (Hautklinik) der Justus-Liebig-Universität Gießen weiterverarbeitet und die angezüchteten Pilze nach dem DHS-System klassifiziert:

- 1.) Pilzkultur auf Kimmig- und Selektivagar: Dermatophyten, Hefen, Schimmelpilze,
- 2.) Selektivagar mit Olivenölüberschichtung: Malassezia-Hefen,
- 3.) Reisagar: Mikromorphologie bei Malassezia-Hefen, Kloeckera-Hefen, Trichosporon-Hefen, Candida-(und Torulopsis)-Hefen,
- 4.) Zuckervergärung (5 Zucker) bei Kloeckera-, Candida-(und Torulopsis)-Arten,

- 5.) Zuckerassimilation (12 Zucker) bei Kloeckera-, Trichosporon- und Candida-Spezies sowie Stickstoff (KNO₃)-Assimilation (im Bedarfsfall) bei Trichosporon- und Candida-Hefen,
- 6.) Tween-Auxanogramm (Tween 20, 40, 60, 80) bei Malassezia-Hefen,
- 7.) Fettspaltung auf Selektivagar mit 8 % Tween 60 und CaCl₂ bei *C. lipolytica*.

Klinisch wurden bei 22 von 500 Hühnern (4,4 %) unspezifische, nichtmykoseartige und auch für Hühnerpocken untypische Hautveränderungen gesehen: Abschuppung mit Borkenbildung, gelb-braun-schwärzliche Dyschromie, Alopezie, nässende Entzündung.

Korrespondierend mit diesen klinischen Veränderungen ergab sich lediglich in 7 Fällen ein positiver mykologischer Befund (Pilzkultur auf Kimmig-Agar und Selektiv-Agar): einmal das geophile und apathogene *T. terrestre*, sechsmal eine Hefe. Von den klinisch veränderten Kämmen 15 weiterer Hühner konnten keine Pilze isoliert werden.

Die detaillierte mykologische Untersuchung (kulturell, mikromorphologisch und biochemisch) aller 500 Kämmen der Hühner erbrachte folgende Befunde:

13 Dermatophyten (2,6 % von 500 Proben) in

Legebatterien (insgesamt 79 Proben): keine Dermatophyten;

Bodenhaltung (insgesamt 69 Proben) 7x *T. terrestre*: der geophile

Dermatophyt fand sich durchweg in kleinbäuerlichen Haltungen mit Auslauf (insgesamt 54 Proben);

Freilandhaltung (insgesamt 320 Proben) 5x *T. terrestre* , 1x *T. mentagrophytes*;

Volierenhaltung (insgesamt 32 Proben) keine Dermatophyten;

das *T. mentagrophytes* ist human- und tierpathogen, das *T. terrestre* hingegen nicht.

11 mal *Chrysosporium georgiae* (2,2 % von 500 Proben) in

Legebatterien (insgesamt 79 Proben) 2x mal *Chr. georgiae*;

Bodenhaltung (insgesamt 69 Proben) 2x *Chr. georgiae*;

Freilandhaltung (insgesamt 320 Proben) 7x *Chr. georgiae*;

Volierenhaltung (insgesamt 32 Proben) *Chr. georgiae* nicht isoliert;

Chrysosporium-Spezies sind z.T. epidermal-humanpathogen (Nagelbefall), das *Chr. georgiae* wird häufiger bei Vögeln isoliert, eine epidermal-pathogene Bedeutung für das Hausgeflügel ist nicht definitiv gesichert.

149 Hefe-Isolate (29,8 %), die sich auf 4 Genera und 16 Spezies verteilen:

Malassezia sympodialis: n=52 (34,9 % des Hefekollektivs);

Kloeckera apiculata: n=33 (22,1 %);

Trichosporon capitatum (syn. *Geotrichum capitatum*): n=23 (15,4 %);

Trichosporon cutaneum/mucoides: n=12 (8,0 %);

Trichosporon inkin (syn. *Sarcinosporon inkin*): n=8 (5,4 %) und

Candida-Species: n=21 (14,2 %), darunter die pathogenen und fakultativ pathogenen Spezies *C. albicans* n=3 (2,0 %), *C. famata* n=4 (2,7 %),

C. guilliermondii n=3 (2,0 %), *C. lipolytica* n=3 (2,0 %), *C. dattila* n=2 (1,3 %),

C. glabrata, *C. parapsilosis*, *C. aaseri* und *C. catenulata sive brumptii* jeweils n=1 (0,7 %).

Apathogene *Candida*-Isolate: *C. fructus*, *C. kefyr sive pseudotropicalis* jeweils n=1 (0,7%).

Ein zwingender Bezug zu den bei der klinischen Untersuchung festgestellten Veränderungen am Kamm der untersuchten Hühner ließ sich bei den isolierten

Hefepilzen nicht feststellen. Sie sind als Opportunisten auch nicht obligat humanpathogen, können bei herabgesetzter Immunabwehr aber fakultativ humanpathogen sein mit Ausnahme von *Kl. apiculata* und den beiden letztgenannten Candidaarten *C. fructus* und *C. kefir sive pseudotropicalis*.

Ein Vergleich der eigenen Ergebnisse mit denen der einschlägigen Fachliteratur erlaubt die folgenden Schlußfolgerungen:

Der Erreger des Hühnerfavus, das *Trichophyton gallinae*, ist in den 500 Proben nicht nachgewiesen worden und darum in Deutschland und anderen mitteleuropäischen Ländern nicht mehr von endemischer Bedeutung als Krankheitserreger beim Huhn.

Die im veterinärmedizinisch-aviären Bereich (Tauben u.a. Vögel) bekannte Hefe *Cryptococcus neoformans* als humanpathogener Endomykoseerreger wurde von den vorliegend untersuchten Hühnerkämmen nicht isoliert.

Von den in vorliegenden Untersuchungen am häufigsten gefundenen Hefespezies *Malassezia sympodialis* und *Kloeckera apiculata* ist die erstere allenfalls als fakultativ pathogen anzusehen bei vermehrtem Vorkommen in umschriebenen, überwiegend konstitutionell bedingten Hautveränderungen des Menschen; im hier vorliegenden Kontext ist sie als apathogen zu werten und der epidermalen Standortflora des Hühnerkammes zuzurechnen. *Kloeckera apiculata* ist für Menschen und Tiere apathogen. Die nachgewiesenen Trichosporonarten und 9 der 11 Candidaarten sind überwiegend fakultativ-pathogen für Tiere und den Menschen.

7 Summary

Mycologic examinations about the fungal flora of the comb of chickens and comparison of this flora with the human mycopathology

Favus (ringworm) is a typical epidermomycosis (trichophytia, tinea) of chickens.

The causative agent is the zoophilic dermatophyte *Trichophyton (T.) gallinae*.

Literature data suggest that this fungus hardly exists in poultry of central European countries. Attempts are made in this study, to collect information on the prevalence of *T. gallinae*, other fungi and yeasts in commercial chickens kept in various forms of housing. For this purpose, 500 adult chickens living in two different geographic locations in Germany (Hessen and Schleswig-Holstein) were clinically examined and scrapings from the combs were collected. A total of 500 samples were obtained from chickens which are maintained in different housing systems.

These include 3 chicken flocks kept in battery cages (n=79 samples), 6 chicken flocks maintained on deep litter (n=69 samples), 12 chicken flocks kept on free outdoor range (n=320 samples) and 1 flock kept in a voliere system (n=32 samples).

All chicken flocks were initially examined for their health status using basic clinical methods. All birds were found to be free from signs of severe disease and free from signs of pox, the most important differential diagnosis. After clinical inspection of the flocks, scraping samples from combs with and without alterations were taken and examined in the Mycological Laboratory of the Department for Dermatology and Andrology of the Medical Faculty of the Justus-Liebig-Universität Giessen. The isolated fungi and yeasts were classified according to the "DHS-System" (D=Dermatophyten, Dermatophytes; H=Hefen, Yeasts; S=Schimmelpilze and additional moulds).

The following methods were used for isolation and subsequent identification:

1. Mycological culture on Kimmig Agar plates and selective agar plates for dermatophytes, yeasts and moulds
2. Selective agar with drops of olive oil on the surface for yeasts of the genus *Malassezia*
3. Rice agar plates for determination of the micromorphology of yeasts of the Genera *Malassezia*, *Kloeckera*, *Trichosporon* and *Candida* (and *Torulopsis*)
4. Fermentation of carbohydrates (5 different carbohydrates) for isolates of the Genera *Kloeckera* and *Candida* (and *Torulopsis*)
5. Assimilation of carbohydrates (12 different carbohydrates) of the genera *Kloeckera*, *Trichosporon* and *Candida* (and *Torulopsis*) and also assimilation of inorganic nitrogen (KNO_3) (if required) in some *Trichosporon* and *Candida* yeasts
6. Auxanogram with Tween 20, 40, 60 and 80 for *Malassezia*
7. Lipolysis on selective agar with 8 % Tween 60 and CaCl_2 for *Candida lipolytica*

Clinical signs were seen on the combs of 22 out of 500 chickens (4,4 %). These alterations consisted of non-specific skin lesions which are neither typical for mycosis nor avian pox. Visible were desquamation with crustation, yellow to brown or black changes in colour, alopecia in the surrounding area and moistered inflammation.

Only in seven out of the 22 cases a specific mycological result was obtained using culture on Kimmig agar and selective agar. These include one isolate of the geophilic and non-pathogenic *Trichophyton terrestre* and six yeast isolates.

No fungus was isolated from the other 15 diagnosed comb lesions.

The detailed mycological examination (culture, micromorphology, biochemical

reactivities) of all of the 500 combs yielded the following results:

13 dermatophytes (2,6 % of 500 cases) in

chicken flocks in battery cages (total of 79 samples tested): no dermatophytes

chicken flocks kept in deep litter systems (total of 69 samples): seven isolates of *Trichophyton (T.) terrestre*. This geophilic dermatophyte was present only in small flocks with outdoor runs (54 samples)

chicken flocks kept in free outdoor range (total of 320 samples): five isolates of *T. terrestre* and one isolate of *T. mentagrophytes*

chicken flock in a voliere system (total of 32 samples): no dermatophytes isolated. *T. mentagrophytes* is considered to be pathogenic for humans and for farmed animals whereas *T. terrestre* is classified as apathogenic for humans and animals.

11 isolates of *Chrysosporium georgiae* (2,2 % of 500 cases) in

chicken flocks in battery cages (total of 79 samples): two isolates

chicken flocks in deep litter systems (total of 69 samples): two isolates

chicken flocks kept in free outdoor range (total of 320 samples): seven isolates

chicken flock in a voliere system (total of 32 samples): no isolate obtained.

Chrysosporium spp. are conditionally pathogenic for humans (mycosis of the nails), *Chrysosporium georgiae* often is isolated from birds, but there is no significant epidermal-pathogenic role in the domestic poultry.

149 isolates of yeasts (29,8 %) belonging to 4 Genera and 16 species. These include:

Malassezia sympodialis: 52 isolates (34,9 % within the 149 isolates of yeasts)

Kloeckera apiculata: 33 isolates (22,1 %)

Trichosporon capitatum (syn. *Geotrichum capitatum*): 23 isolates (15,4 %)

Trichosporon cutaneum/mucoides: 12 isolates (8,0 %)

Trichosporon inkin (syn. *Sarcinosporon inkin*): 8 isolates (5,4 %)

Candida spp.: 21 isolates (14,2 %), among them 9 pathogenic or possibly pathogenic species:

C. albicans: 3 isolates (2,0 %)

C. famata: 4 isolates (2,7 %)

C. guilliermondii : 3 isolates (2,0 %)

C. lipolytica : 3 isolates (2,0 %)

C. dattila : 2 isolates (1,3 %)

C. glabrata, *C. parapsilosis*, *C. aaseri*, and *C. catenulata sive brumptii*:

each 1 isolate (0,7 %)

Candida spp. non- pathogenic:

C. fructus: 1 isolate (0,7 %)

C. kefyri sive pseudotropicalis: 1 isolate (0,7 %).

There is no stringent correlation between the diagnosed clinical signs on the combs of the examined chickens and the species of isolated yeasts. As opportunistic agents they are not necessarily pathogenic for humans. Under conditions of diminishing immunoresponsiveness, some of the yeast isolates may become pathogenic for humans. No pathogenic potential is associated with *Kloeckera apiculata* and the two last *Candida* spp..

A comparison of the own data with the results of the published accessible and available literature allows the following conclusions: Obviously, the causative agent of favus in chickens, *Trichophyton gallinae*, was not isolated from 500 samples derived from the comb of chickens. It is concluded that this fungus has presently no endemic importance

as a pathogenic agent for domestic chickens in Germany and possibly also not in other central European countries.

The yeast *Cryptococcus neoformans* is well known as a saprophytic organism in the faeces of birds, especially pigeons, and as a pathogen which causes endomycosis in humans. *Cr. neoformans* was never isolated from the combs of chickens.

In contrast, the lipophilic *Malassezia sympodialis* was most frequently isolated from the combs of chickens and is at best a potential pathogenic agent for humans because of its increased occurrence in special skin-diseases of another etiology.

But in the present context *M. sympodialis* can be classified as a member of the residential flora of the combs of chickens. *Kloeckera apiculata* is a non-pathogenic yeast in humans and animals. The *Trichosporon* spp. and nine of the eleven *Candida* spp. are predominantly optionally pathogenic agents for humans and animals.

8 **Literaturverzeichnis**

ABOU-GABAL, M., AITA, M. (1978)

Study of the role of pigeons in the dissemination of *Cryptococcus neoformans* in nature.
Sabouraudia 16, 63-68

ABOU-GABAL, M., CHASTIAN, C.B., HOGLE, R.M. (1979)

Pityrosporum pachydermatis "canis" as a major cause of otitis externa in dogs.
Mykosen 22, 192-199

ANAISSIE, E., BODEY, G.P., KANTARJIAN, H. Ro., VARTVARIAN, E., HOPFER, R., HOY, J., ROLSTON, K. (1989)

New spectrum of fungal infections in patients with cancer.
Review Infectious Diseases 11, 369-378

BALABANOFF, C.A. (1967)

Infection in agricultural worker caused by *T. (A.) gallinae* with a review of the parasitic group "Achorion". In : Recent advances of human and animal mycology. Bratislava, Publication House of Slovakian Academy of Science, S. 63-66

BLANK, F. (1957)

Favus of mice.
Canadian Journal of Microbiology 3, 885-889

BAUDET, E.A.R.F. (1943)

Dermatomycosis in a dog produced by *Microsporium (Achorion) gallinae*.
Journal of the American Veterinary Association 102, 383-384

BAUMGARTNER, R., ISENBÜGEL, E. (1995)

Wellensittiche.

In: Gabrisch, K., Zwart, P. (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere, 3. Auflage.

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover, S. 429-486

BAUWENS, L., SWINNE, D., DE VROEY, CH., DE MEURICHY, W. (1986)

Isolation of *Cryptococcus neoformans* var. *neoformans* in the Aviaries of the

Antwerp Zoological Gardens.

Mykosen 29, 291-294

BAXTER, M. (1976)

The association of *Pityrosporum pachydermatis* with the normal external ear canal of dogs and cats.

Journal Small Animals Practice 17, 231-234

BAXTER, M., LAWLER, D.C. (1972)

The incidence and microbiology of otitis externa of dogs and cats in New Zealand.

Veterinary Journal 20, 29-32

BEEMER, A.M., KUTTIN, E.S., KATZ, Z. (1973)

Epidemic venereal disease due to *C. albicans* in geese in Israel.

Avian Diseases 17, 639-649

BENSON, P.M., LAPINS, N.A., ODOM, R.B. (1983)

White Piedra.

Archive of Dermatology 119, 602-604

BISPING, W. (1963)

Über das Vorkommen von Sproßpilzen bei einigen Haustieren und deren Bedeutung als Infektionsquelle für den Menschen.

Mykosen 4, 137-143

BÖHM, K.H. (1966)

Mykosen in der Veterinärmedizin.

Mykosen 9, 141-146

BÖHM, K.H., TRAUTWEIN, G., WEILAND, E., ABDALLAH, I.S. (1974)

Infektionsversuche mit Tauben und Hühnern mit *Cryptococcus neoformans* sowie weitere epidemiologische Untersuchungen.

Mycopathologia et Mycologia Applicata 54, 317-328

BRAUN, W. (1965)

Trichophyton mentagrophytes in seiner Pathogenität bei Mensch und Tier.

Vortrag 5. Wissenschaftliche Tagung der Deutschsprachigen Mykologischen Gesellschaft in München vom 17.7. bis 18.7.1965

BREUER-STROSSBERG, R., HOCHLEITNER, M., KUTTIN, E.S. (1990)

Malassezia pachydermatis isolation from a scarlet macaw.

Mycoses 33, 247-250

CLIPSHAM, R.C., BRITT Jr., J.O. (1983)

Disseminated cryptococcosis in a macaw.

Journal of the American Veterinary Medical Association 183, 1303-1305

CRISPIN, S.M., BARNETT, K.C. (1978)

Ocular candidiasis in ornamental ducks.

Avian Pathology 7, 49-59

DEL PALACIO, A. (1992)

Widespread dermatophytosis due to *Microsporum (Trichophyton) gallinae* in a patient with AIDS - a case report from Spain.

Clinical and Experimental Dermatology 17, 449-453

DE MARIA, A., BUCKLEY, H., VON LICHTENBERG, F. (1976)

Gastrointestinal candidiasis in rats treated with antibiotic, cortisone, and azathioprine.

Infection and Immunity 13, 1761-1770

DIDDENS, A.H., LODDER, J. (1942)

Die anaskosporogenen Hefen. II. Hälfte.

Amsterdam: N.V. Noord-Holland, Uitg. Maatsch 1942

DORRESTEIN, G.M., BUITELAAR, M.N., VAN DER HAAGE, M.H., ZWART, P. (1985)

Evaluation of a bacteriological and mycological examination of psittacine birds.

Avian Diseases 29, 951-962

DORRESTEIN, G.M., VAN DER HAGE, M.H., ZWART, P. (1988)

Mykosen bei Tauben.

DVG-Tagungsberichte Vogelkrankheiten, München, 62-67

DURIE, E.B., FREY, D. (1957)

A new species of trichophyton from New South Wales.

Mycologia 49, 401-407

DVORÁK, J., OTCENÁSEK, M. (1964)

The isolation of *Trichophyton gallinae* (Megnin) Silva et Benham 1952 from man.

Journal of Investigative Dermatology 42, 3

EICHSTEDT, C.F. (1846)

Pilzbildung in der Pityriasis versicolor.

Froriep`s Neue Notizen aus dem Gebiete der Natur- und Heilkunde 853, 270-271

EL- FIKI, A.Y., RIETH, H. (1976)

Vorschläge zur vereinfachten Differenzierung der mehr als 80 Arten der Hefegattung *Candida*.

Castellania 4, 145-146

ELLNER, K., MC BRIDE, M.E., KALTER, D.C., TSCHEN, J.A., WOLF, J.E. (1990)

White piedra: evidence for a synergistic infection.

British Journal of Dermatology 123, 355-363

ELLNER, K., MC BRIDE, M.E., ROSEN, T., BERMAN, D. (1991)

Prevalence of *Trichosporon beigeli*. Colonisation of normal perigenital skin.

Journal of Medical and Veterinary Mycology 29, 99-103

ENSLEY, P.K., DAVIS, C.E., ANDERSON, M.P., FLETCHER, K.C. (1979)

Cryptococcosis in a male Beccari`s crowned pigeon.

Journal of the American Veterinary Medical Association 175, 992-994

EVOLCEANU, R., ALTERAS, I., DOBRESCU, A., KURSKY-EREMIA, V. (1960)

Sur l`origine tellurique du ctenomyces interdigitalis (epidermophyton Kaufmann-Wolf).

Dysidrose palmaire par contact avec la terre.

Mycopathologia 13, 15-21

FARUQUI, A.H., KHAN, K.A., HAROON, T.S. (1984)

Scalp infection by *Trichophyton gallinae* (A case report from Pakistan).

Mykosen 27, 589-591

FEGELER, F. (1957)

Zum System der Dermatophyten.

Archiv für klinische und experimentelle Dermatologie 204, 283-291

FENWICK, B., TAKESHITA, K., ANITA WONG (1985)

A Moluccan cockatoo with disseminated cryptococcosis.

Journal of the American Veterinary Medical Association 187, 1218-1219

FISCHER, W. (1928)

Favus beim Kanarienvogel (*Achorion passerinum*).

Dermatologische Wochenschrift 39, 1359-1361

FUSARO, R.M., MILLER, N.G. (1984)

Onychomycosis caused by *Trichosporon beigelii* in the United States.

Journal of the American Academy for Dermatology 11, 747-749

GEDEK, B. (1968)

Hefen als Krankheitserreger bei Tieren.

Infektionskrankheiten und ihre Erreger Bd. 7.

VEB Gustav Fischer Verlag, Jena

GEDEK, B. (1980)

Kompodium der medizinischen Mykologie.

Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg

GEDEK, B. (1993)

Allgemeine Bakteriologie und Mykologie, Spezielle Bakteriologie und Mykologie. In

Rolle/Mayr (Hrsg.): Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

Enke Verlag, Stuttgart

GEDEK, B., BRÜTZEL, K., GERLACH, R., SYMOENS, J. (1979)

Die Rolle von *Pityrosporum pachydermatis* bei der Otitis externa der Hunde: Beurteilung der Behandlung mit Miconazol.

Veterinary Record 104, 138-140

GEMEINHARDT, H. (1965)

Lungenpathogenität von *Trichosporum capitatum* beim Menschen.

Zentralblatt für Bakteriologie, I Orig. 196, 121-133

GEMEINHARDT, H. (1967)

Zum Vorkommen von *Trichosporon capitatum* (Diddens et Lodder 1942) im menschlichen Untersuchungsmaterial.

Zentralblatt für Bakteriologie, I Orig. 202, 109-116

GORDON, M.A., LITTLE, G.N. (1968)

Trichophyton gallinae ringworm in monkeys.

Sabouraudia 6, 207-212

GÖTZ, H. (1962)

Die Pilzkrankheiten der Haut durch Dermatophyten. In: Handbuch der Haut- und Geschlechtskrankheiten von J. Jadassohn, Bd. IV/3 von Marchionini, A. und Götz, H. (Hrsg.).

Springer Verlag, Berlin-Göttingen-Heidelberg

GÖTZ, H., STURDE, H.C., HANTSCHKE, D. (1965)

Häufigkeit der Pilzinfektionen bei Bergleuten.

Hautarzt 16, 62-66

GRATZL, E., KÖHLER, H. (1968)

Spezielle Pathologie und Therapie der Geflügelkrankheiten.

Enke Verlag, Stuttgart

GRINER, L.A., WALCH, H.A. (1978)

Cryptococcosis in columbiformes at the San Diego Zoo.

Journal of Wildlife Diseases 14, 389-394

GRÜNDER, K. (1976)

Trichosporon capitatum als Erreger von Dermatomykosen.

Hautarzt 27, 422-425

GRÜNDER, K., CHUDASKA, R., KELLER, C., OLSCHIEWSKI, H. (1990)

Hefemykose in Form multipler Hautinfiltrate durch *Trichosporon cutaneum sive beigeli* bei Aplastischem Syndrom.

Aktuelle Dermatologie 16, 171-174

GUÉHO, E., SIMMONS, R.B., PRUIT, W.R., MEYER, S.A., AHEARN, D.G. (1987)

Association of *Malassezia pachydermatis* with systemic infection of humans.

Journal of Clinical Microbiology 25, 1789-1790

GUÉHO, E., DE HOOG, G.S., SMITH, M.T. (1992 a)

Typification of the genus *Trichosporum*.

Antonie van Leeuwenhoek 61, 285-288

GUÉHO, E., SMITH, M.T.H., DE HOOG, G.S., BILLON-GRAND, G., CHRISTEN,

R., BATENBURG-VAN DER VEGTE, W.H. (1992 b)

Contributions to a revision of the genus *Trichosporon*.

Antonie van Leeuwenhoek 61, 289-316

GUÉHO, E., IMPROVISI, L., DE HOOG, G.S., DUPONT, B. (1994)

Trichosporon on humans: a practical account.

Mycoses 37, 3-10

GUÉHO, E., MIDGLEY, G., GUILLOT, J. (1996)

The genus *Malassezia* with description of four new species.

Antonie van Leeuwenhoek 69, 337-355

GUILLOT, J., GUÉHO, E., LESOURD, M., MIDGLEY, G., CHÉVRIER, G.,
DUPONT, B. (1996)

Identification of *Malassezia* species, A practical approach.

Journal de Mycologie Médicale 6, 103-110

GUILLOT, J., GUÉHO, E., CHEVRIER, G., CHERMETTE, G. (1997)

Epidemiological analysis of *Malassezia pachydermatis* isolates by partial sequencing of the large subunit ribosomal RNA.

Research Veterinary Medicine and Science 62, 22-25

HANTSCHKE, D., GÖTZ, H. (1971)

Zum Nachweis von *Trichosporon cutaneum* (de Beurm, Gougerot et Vaucher) OTA im Respirations- und Verdauungstrakt bei silikosekranken Bergleuten.

Mykosen 14, 425-427

HAUPT, H.M., MERZ, W.G., BESCHORNER, W.E. (1983)

Colonization and Infection with *Trichosporon* Species in the Immunosuppressed Host.

Journal of Infectious Diseases 147, 199-203

HEIDENREICH, M. (1995)

Greifvögel: Krankheiten, Haltung, Zucht.

Blackwell Wissenschafts-Verlag, Berlin-Wien

HERBRECHT, R., KOENIG, H., WALLER, J., LIU, L., GUÉHO, E. (1993)

Trichosporon infections: clinical manifestations and treatment.

Journal de Mycologie Médicale 3, 129-136

HOFFMANN, L. (1997)

Zur Isolierung und Speziesbestimmung sowie zur möglichen pathogenen Bedeutung von Sproßpilzen bei einheimischen und exotischen Zier- und Wildvögeln.

Vet. Med. Diss., Gießen

HUPPERTZ, M. (1998)

Hefen der Gattung *Trichosporon*: Identifizierung, Epidemiologie und Bedeutung bei dermatologischen Krankheitsbildern am Beispiel des Krankengutes der Universitäts-Hautklinik Gießen 1992-1996.

Med. Diss., Gießen

KENNIS, R.A., ROSSER Jr., E.J., OLIVIER, N.B., WALKER, R.W. (1996)

Quantity and distribution of *Malassezia* organisms on the skin of clinical normal dogs.

Journal of the American Veterinary Medical Association 208, 1048-1051

KEYMER, J.F., AUSTWICK, P.K.C. (1961)

Moniliasis in partridges (*Perdix perdix*).

Sabouraudia 1, 22-29

KÖNIG, M., GRÜNDER, K., NILLES, M., SCHILL, W.-B. (1991)

Cutaneous cryptococcosis as the first symptom of a disseminated cryptococcosis in a patient with lymphogranulomatosis X.

Mycoses 34, 309-311

KORBEL, R., KÖSTERS, J. (1995)

Beos.

In: Gabrisch, K., Zwart, P. (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere, 3. Auflage.

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover, S. 397-428

KREGER VAN RIJ, N.J.W. (Hrsg.) (1984)

The Yeasts - a taxonomic study - third revised and enlarged edition.

Elsevier Science Publishers B.V. - Amsterdam 1984

KUMMERFELD, N. (1995)

Tauben.

In: Gabrisch, K., Zwart, P. (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere, 3. Auflage.

Schütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover, S. 569-624

KUTTIN, E.S., BEEMER, A.M., MEROZ, M. (1975)

Chicken dermatitis and loss of feathers from *Candida albicans*.

Avian Diseases 20, 216-218

KUTTIN, E.S., GLAS, I. (1985)

Mycotic otitis externa in animals.

Mykosen 28, 61-68

LAABS, S. (1996)

Phospholipasen als Pathogenitätsfaktor bei *Candida albicans* und anderen fakultativ pathogenen Hefen.

Med. Diss., Gießen

LASSUS, A., KANERVA, L., STUBBS, S. (1982)

White Piedra.

Archive for Dermatology 118, 208-211

LA TOUCHE, C.J. (1960)

Mouse favus due to *Trichophyton quinckeanum* (ZOPF) MACLEOD and MUENDE. A reappraisal in the light of recent investigations IV.

Mycopathologia 13, 33-40

-
- LI, A., NISHIMURA, K., TAGUSHI, H., TANAKA, R., WU, S., MIYAJI, M. (1993)
The isolation of *Cryptococcus neoformans* from pigeon droppings and serotyping of naturally and clinically sourced isolates in China.
Mycopathologia 124, 1-5
- LITTMANN, M.L., BOROK, R. (1967)
Relation of the pigeon to cryptococcosis: natural carrier state, heat resistance and survival of *Cryptococcus neoformans*.
Mycopathologia et Mycologia Applicata 35, 329-345
- LODDER, J., KREGER VAN RIJ, N.J.W. (Hrsg.) (1970)
The Yeasts.
North-Holland Publishers Company, Amsterdam-London 1970
- LONDERO, A.T., FISCHMAN, O. , RAMOS, C.D. (1964)
Trichophyton gallinae in Brazil.
Sabouraudia 3, 233-234
- LONDERO, A.T., RAMOS, C.D., FISCHMAN, O. (1969)
Four epizooties of *Trichophyton gallinae* infection on chickens in Brasil.
Mykosen 12, 31-38
- LOUPAL, G. (1984)
Zur Pathomorphologie von Endomykosen bei Psittaziden.
Zentralblatt Veterinärmedizin B 31, 115-130
- LURIE, H.I., BOROK, R. (1955)
Trichophyton mentagrophytes isolated from soil of caves.
Mycologia 47, 506-512

LURIE, H.I., WAY, M. (1957)

The isolation of dermatophytes from the atmosphere of caves.

Mycologia 49, 178-188

MAYSER, P. (1998)

Beiträge zur Differenzierung der Gattung *Malassezia* und der Pathogenese der *Pityriasis versicolor*.

Med. Habilitationsschrift, Gießen 1998

MAYSER, P., GRÜNDER, K. (1991)

Die Wertigkeit mykologischer Nativdiagnostik *Pityrosporum*-induzierter Dermatosen (*Pityrosporum*-Folliculitis, seborrhoisches Ekzem).

Vortrag MYK '91, Essen, vom 29.-31.8. 1991

MAYSER, P., GRÜNDER, K. (1993)

Das Erregerspektrum der Onychomykosen in der Univ.-Hautklinik Gießen

1987-1992 und dessen potentielle Bedeutung für eine antimykotische Therapie.

Zeitschrift für Hautkrankheiten H+G 68, 716-722

MAYSER, P., HUPPERTZ, M., PAPA VASSILIS, CH., GRÜNDER, K. (1996)

Hefen der Gattung *Trichosporon*: Identifizierung, Epidemiologie und Bedeutung der dermatologischen Krankheitsbilder.

Hautarzt 47, 913-920

MAYSER, P., WROBLEWSKI, N. (2001)

Granuloma trichophyticum Majocchi bei einem niereninsuffizienten Patienten - erfolgreiche Therapie mit Terbinafin.

Zeitschrift für Hautkrankheiten, H+G 76, 544-547

MAYSER, P., SCHÜTZ, M., SCHUPPE, H.-C., JUNG, A., SCHILL, W.-B. (2001)
Frequency and spectrum of *Malassezia* yeasts in the area of the prepuce and glans penis.
British Journal of Urology International 88, 554-558

MÉGNIN, P. (1881)
Nouvelle Maladie, parasitaire de la peau Chez-an coq.
Société Biologique (Paris) 33, 404-406

MICKELSEN, P.A., VIANO-PAULSON, M.C., STEVENS, D.A., DIAZ, P. (1988)
Clinical and microbiological features of infection with *M. pachydermatis* in high-risk
infants.
Journal of Infectious Diseases 157, 1163-1168

MILDE, K. (2000)
Nachweis und Differenzierung aviärer *Candida*-Isolate mit der
Polymerasekettenreaktion.
Vet. Med. Diss., Gießen

MUENDE, I., WEBB, P. (1937)
Ringworm fungus growing as a saprophyte under natural conditions.
Archive of Dermatology and Syphilis (Chicago) 36, 987-995

MÜLLER, J. (1992)
Hefepilze (Blastomyzeten).
In: F. Burghardt (Hrsg.) *Mikrobiologische Diagnostik*, S. 467-486.
Thieme Verlag, Stuttgart

MÜLLER, E., LOEFFLER, W. (1971)
Mykologie. Grundriß für Naturwissenschaftler und Mediziner, 2. Auflage.
Georg Thieme Verlag, Stuttgart

NAHASS, G.T., ROSENBERG, S.P., LEONARDI, C.L., PENNEYS, N.S. (1993)
Disseminated infection with *Trichosporon beigelii*. Report of a case and review of the
cutaneous and histologic manifestations.
Archive of Dermatology 129, 1020-1023

NILLES, M., HEINRICHS, C., ALTMANNBERGER, M., KÖNIG, M., GRÜNDER,
K. (1992)
Dermale Kryptokokkose - Hinweis auf systemische Kryptokokkose.
Zeitschrift für Hautkrankheiten H+G 67, 440-447

ODDS, F.C. (1979)
Candida and Candidosis.
University Park Press, Baltimore

PAL, M. (1988)
Cryptococcus neoformans var. *neoformans* and Munia birds.
Mycoses 32, 250-252

PALYUSIK, M. (1977)
Mykotoxikosen.
Wiener Tierärztliche Monatsschrift 64, 211-220

PÄTIÄLÄ, R. (1951)
On fungus diseases in game.
Papers on game research 6, 21-22

QADRIPUR, S.A., KÖLMEL, K.F. (1982)
Trichomycosis nodularis (Piedra alba).
Aktuelle Dermatologie 8, 40-42

REFAI, M., GOBRA, A.H., RIETH, H. (1969)

Monograph on yeasts - diagnosis, diseases and treatment.

Egyptian Veterinary Medical Journal XVI, 255-316

RIETH, H. (1958)

Differentialdiagnose der Candida-Pilze.

Archiv für klinische und experimentelle Dermatologie 205, 541-550

RIETH, H. (1959)

Gibt es in der Natur sexuelle Formen der hautpathogenen Pilze ?

Hautarzt 10, 161-169

RIETH, H. (1961)

Die Isolierung pathogener Pilze aus dem Erdreich und von Tieren.

Archiv für klinische und experimentelle Dermatologie 213, 662-669

RIETH, H. (1974)

Systematik und Morphologie der pathogenen Pilze.

In: Hartung, J. und Lubach, D. (Hrsg.): Mykosen, Systematik, Klinik, Therapie.

Georg Thieme Verlag, Stuttgart

RIETH, H. (1975)

Mykologische Bildkartei, DHS-Basiskurs, 15. Folge: *Aspergillus niger*;

33. Folge: *Chrysosporium pannorum*.

Bayer Leverkusen (Hrsg.)

RIETH, H. (1978)

Mykosen - Diagnose und Therapie.

Progammed[®] med. pharm. Verlags GmbH, Frankfurt/Main, S. 17-28

RIETH, H. (1979 a)

Hefe-Mykosen. Erreger-Diagnostik-Therapie.

Verlag Urban & Schwarzenberg, München-Berlin-Baltimore

RIETH, H. (1979 b)

Umdenken und Schwerpunktverlagerung auf dem Gebiet der medizinischen Mykologie.

Schwerpunkt Medizin 2, 1-10

RIETH, H., REFAI, M. (1965)

Tiermykosen - Konsequenzen und Verantwortung der Veterinärmedizin.

Blaue Hefte für Tierärzte 27, 16-23

RIETH, H., REFAI, M. (1986)

Beziehungen zwischen humanen und animalen Mykosen.

GIT Suppl. 6, 5-6

RIETH, H., REFAI, M., BEGEMANN, H. (1982)

Pilzdiagnostik, Mykosentherapie.

Bd. III, Folgen 51-75 in notabene medici, Melsungen

RIETH, H., SCHÖNFELD, J. (1959)

Zur Diagnostik und Therapie der Mykosen durch imperfekte Hefen. (Cryptococcaceen).

Archiv für klinische und experimentelle Dermatologie 208, 343-361

SCHIEFER, B. (1967)

Pathomorphologie der Systemmykosen des Tieres.

In: Bieling, R., Kate, J., Köhler, W., Mayr, A. (Hrsg): Infektionskrankheiten und ihre Erreger.

VEB Gustav Fischer Verlag, Jena

SCHOENLEIN, J.L. (1839)

Zur Pathogenie der Impetiginos.

Müllers Archiv für Anatomie, Physiologie und wissenschaftliche Medizin, 22-24

SCHULTZ, J. (1992)

Systemmykosen. Dermatomykosen.

In: Heider, G., Monreal, G. (Hrsg.): Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels.

Gustav Fischer Verlag, Jena und Stuttgart, Bd. II, S. 309-317

SEELIGER, H.P.R., HEYMER, TH. (1981)

Diagnostik pathogener Pilze des Menschen und seiner Umwelt - Lehrbuch und Atlas.

Georg Thieme Verlag, Stuttgart-New York, S. 122-125

STAIB, F. (1961)

Vorkommen von *Cryptococcus neoformans* in Vogelmist.

Zentralblatt für Bakteriologie, I. Orig. 182, 562-563

STAIB, F. (1962 a)

Cryptococcus neoformans beim Kanarienvogel.

Zentralblatt für Bakteriologie, I. Orig. 185, 129-134

STAIB, F. (1962 b)

Vogelkot, ein Nährsubstrat für die Gattung *Cryptococcus*.

Zentralblatt für Bakteriologie, I. Orig. 186, 233-247

STAIB, F. (1990)

Cryptococcus neoformans und seine zunehmende Bedeutung in der Medizin.

Vortrag MYK '90, Göttingen, vom 14.6-17.6.1990

STAIB, F., BETHÄUSER, G. (1968)

Zum Nachweis von *Cryptococcus neoformans* im Staub von einem Taubenschlag.

Mykosen 11, 619-624

STEINMANN, H.K., PAPPENFORT, R.B. (1984)

White piedra: a case report and review of the literature.

Clinical and Experimental Dermatology 9, 591-598

STENDERUP, A., SCHONHEYDER, H., EBBESEN, P., MELBYE, M. (1986)

White piedra and *Trichosporon beigelii* carriage in homosexual men.

Journal of Medical and Veterinary Mycology 24, 401-406

SWINNE-DESGAIN, D. (1975)

Cryptococcus neoformans of saprophytic origin.

Sabouraudia 13, 303-308

SZATHMARY, S., HERPAY, Z. (1960)

Das Vorkommen des *Ctenomyces trichophyticus*, *T. gypseum* seu *T. mentagrophytes* in tiefen Erdbodenschichten.

Mykosen 3, 48-52

TAKESHITA, K., FENWICK, B., ANITA WONG (1986)

Cryptococcosis in captive cockatoos.

Proceedings of Annual Meetings of the Association of Avian Veterinarians, 133-138

TEWARI, R.P. (1963)

Studies on some mycotic infections of domestic animals and poultry.

Agra University Journal Research 12, 163-164

TORRES, G., GEORG, L.K. (1956)

A human case of *Trichophyton gallinae* infection.

Archive of Dermatology and Syphilis (Chicago) 74, 191-197

TORSSNADER, J., CARLSSON, B., VON KROUGH, G. (1985)

Trichosporon beigelii: increased occurrence in homosexual men.

Mykosen 28, 355-356

TSAI, S.S., YEH, W.S., CHI, Y.G., ITAKURA, C. (1994)

Short communication: Force feeding and candidiasis in pigeons.

Avian Pathology 23, 569-574

VAN CUTSEM, J., ROCHETTE, F. (1991)

In: Mycoses in domestic animals.

Janssen Research Foundation, Beerse, Belgium, 109-126

VAN UDEN, N. (1951)

Eine einfache Methode zum Studium der Pilzmorphologie im allgemeinen und der vegetativen Anastomosen im besonderen. Zugleich ein Beitrag zur Frage der systematischen Position des *Microsporum canis* Bodin (1902) und des *Microsporum langeronii* Vanbreuseghem (1950).

Archiv für Dermatologie und Syphilis (Berlin) 193, 468-478

VON WICHERT, P. (1974)

Therapie der bronchopulmonalen Aspergillose.

In: Hartung, J., Lubach, D. (Hrsg): Mykosen, Systematik, Klinik, Therapie.

Georg Thieme Verlag, Stuttgart

WALSH, TH. J., NEWMAN, K.R., MOODY, M. (1986)

Trichosporonosis in patients with neoplastic disease.

Medicine 65, 268-279

WEBER, A., SCHÄFER, R. (1991)

Untersuchungen zum Vorkommen von *Cryptococcus neoformans* in Kotproben von im menschlichen Wohnbereich gehaltenen Vögeln. Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift 104, 419-421

WEILAND, E. (1970)

Untersuchungen zum Verhalten von *Cryptococcus neoformans* in Erde. Mykosen 13, 319-323

WEILAND, E., BÖHM, K.H., ABDALLAH, I.S. (1968)

The occurrence of *Cryptococcus neoformans* in pigeons. Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift 81, 409-410

WEISS, R., SOBIRAJ, A. (1989)

Genitalbesiedlung durch *C. guilliermondii* bei einer Stute. Vortrag 23. wissenschaftliche Tagung der Deutschsprachigen Mykologischen Gesellschaft vom 7.9. - 10.9.1989 in Hamburg

WIMMERSHOF, N.A. (1998)

Zur Isolierung und Speziesbestimmung sowie zur pathogenen Bedeutung von Schimmelpilzen aus dem Respirationstrakt von Psittaciformes. Vet. Med. Diss., Gießen

WOLTERS, H.E. (1982)

Die Vogelarten der Erde. Verlag Paul Parey, Hamburg-Berlin

WYATT, R.D., HAMILTON, P.B. (1975)

Candida species and crop mycosis in broiler chickens. Poultry Science 54, 1663-1666

9 Anhang

9.1 Abkürzungsverzeichnis

C.	= Candida
C. pp.	= Candida parapsilosis
Cr.	= Cryptococcus
DHS	= Dermatophyten-Hefen-Schimmelpilze und Sonstige
G	= Geotrichum
Kl.	= Kloeckera
M.	= Malassezia
Phako	= Phasenkontrastmikroskop
T.	= Trichophyton
Tor.	= Torulopsis
Tr.	= Trichosporon
S	= Sarcinosporon

9.2 Verzeichnis der Tabellen und Abbildungen

- Tabelle 1: Übersicht über die Herkunft des Probenmaterials bzgl. Haltungsart
- Tabelle 2: DHS-System, modifiziert nach RIETH (1978)
- Tabelle 3: Biochemischer Bestimmungsschlüssel der isolierten Hefearten (Zuckervergärung und -Assimilation), modifiziert nach RIETH (1979 a) und KREGER VAN RIJ (1984)
- Tabelle 4: Klinische und mykologische Befunde in Bezug zur Haltungsart
- Tabelle 5: Dermatophyten und *Chrysosporium georgiae* in Bezug zur Haltungsart
- Tabelle 6: Isolierte Hefepilze in Bezug zur Haltungsart
- Tabelle 7: Häufigkeit einzelner Hefearten im Kollektiv positiver Hefeisolate
- Tabelle 8: Häufigkeit positiver pathogener und fakultativ pathogener Hefebefunde in verschiedenen Körperregionen des Menschen

-
- Abb.1: *T. gallinae* auf Grütz III-Nährboden
- Abb.2: *T. gallinae* auf Selektivagar
- Abb.3: Hühnerfavus
- Abb.4: Zuckervergärung
- Abb.5: Zuckerassimilation
- Abb.6: Stickstoffassimilation
- Abb.7: Trockene feinlamelläre Abschuppung
- Abb.8: Alopezie mit Borkenbildung am Hinterkopf
- Abb.9: *T. terrestre* auf Selektivagar
- Abb.10: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *T. terrestre* (Phako 500x)
- Abb.11: *T. mentagrophytes* auf Selektivagar (granulöse Form)
- Abb.12: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *T. mentagrophytes* (runde Mikrokonidien, zigarrenförmige Makrokonidien, Phako 500x)
- Abb.13: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *T. mentagrophytes* (runde Mikrokonidien, Spirallyphen, Phako 500x)
- Abb.14: *Chrysosporium georgiae* auf Selektivagar
- Abb.15: Kulturpräparat-Mikromorphologie von *Chrysosporium georgiae* (gestielte Konidien in Akladiumform)
- Abb.16: *Malassezia sympodialis* auf Selektivagar im Olivenöltropfen
- Abb.17: *Malassezia sympodialis* auf Dixonagar
- Abb.18: Mikromorphologie von *Malassezia sympodialis* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.19: Tween-Auxanogramm von *Malassezia sympodialis*
- Abb.20: *Kloeckera apiculata* auf Selektivagar
- Abb.21: Mikromorphologie von *Kloeckera apiculata* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.22: Zuckervergärung von *Kloeckera apiculata*

-
- Abb.23: Zuckerassimilation von *Kloeckera apiculata*
- Abb.24: *Tr. capitatum* (*G. capitatum*) auf Selektivagar
- Abb.25: Mikromorphologie von *Tr. capitatum* (*G. capitatum*) auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.26: Zuckerassimilation von *Tr. capitatum* (*G. capitatum*)
- Abb.27: *Tr. cutaneum/mucoides* auf Selektivagar
- Abb.28: Mikromorphologie von *Tr. cutaneum/mucoides* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.29: Zuckerassimilation von *Tr. cutaneum/mucoides*
- Abb.30: *Tr. inkin* (*S. inkin*) auf Selektivagar
- Abb.31: Mikromorphologie von *Tr. inkin* (*S. inkin*) auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.32: Zuckerassimilation von *Tr. inkin* (*S. inkin*)
- Abb.33: *C. famata* auf Selektivagar
- Abb.34: Mikromorphologie von *C. famata* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.35: Zuckerassimilation von *C. famata*
- Abb.36: *C. guilliermondii* auf Selektivagar
- Abb.37: (a+b) Mikromorphologie von *C. guilliermondii* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.38: Zuckervergärung von *C. guilliermondii*
- Abb.39: Zuckerassimilation von *C. guilliermondii*
- Abb.40: *C. lipolytica* auf Kimmig-Agar
- Abb.41: Mikromorphologie von *C. lipolytica* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.42: Zuckerassimilation von *C. lipolytica*
- Abb.43: Lipaseaktivität von *C. lipolytica*
- Abb.44: *C. albicans* auf Selektivagar
- Abb.45: Mikromorphologie von *C. albicans* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.46: *C. dattila* auf Kimmig-Agar
- Abb.47: Mikromorphologie von *C. dattila* auf Reisagar (Phako 500x)

-
- Abb.48: Zuckervergärung von *C. dattila*
- Abb.49: Zuckerassimilation von *C. dattila*
- Abb.50: *C. fructus* auf Kimmig-Agar
- Abb.51: Mikromorphologie von *C. fructus* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.52: Zuckervergärung von *C. fructus*
- Abb.53: Zuckerassimilation von *C. fructus*
- Abb.54: *C. glabrata* auf Kimmig-Agar
- Abb.55: Mikromorphologie von *C. glabrata* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.56: Zuckervergärung von *C. glabrata*
- Abb.57: Zuckerassimilation von *C. glabrata*
- Abb.58: *C. kefyr sive pseudotropicalis* auf Kimmig-Agar
- Abb.59: Mikromorphologie von *C. kefyr sive pseudotropicalis* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.60: Zuckervergärung von *C. kefyr sive pseudotropicalis*
- Abb.61: Zuckerassimilation von *C. kefyr sive pseudotropicalis*
- Abb.62: *C. parapsilosis* auf Kimmig-Agar
- Abb.63: Mikromorphologie von *C. pp.* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.64: Mikromorphologie von *C. pp.* auf Reisagar: "Propeller"-Formationen
- Abb.65: Zuckervergärung von *C. pp.*
- Abb.66: Zuckerassimilation von *C. pp.*
- Abb.67: *C. aaseri* auf Kimmig-Agar
- Abb.68: Mikromorphologie von *C. aaseri* auf Reisagar (Phako 500x)
- Abb.69: *C. catenulata sive brumptii* auf Kimmig-Agar
- Abb.70: Mikromorphologie von *C. catenulata sive brumptii* auf Reisagar (Phako 500x)

Danksagung

Herrn PD Dr. P. Mayser und Herrn Prof. Dr. E.F. Kaleta danke ich für Überlassung und Formulierung des Themas, Herrn Prof. Dr. med. Dr.habil. W.-B. Schill für die Möglichkeit, die mykologischen Untersuchungen im mykologischen Labor des Zentrums für Dermatologie und Andrologie der Justus-Liebig-Universität Gießen (Hautklinik) durchführen zu können, und Herrn AOR Dr. Th. Redmann danke ich für seine Starthilfe bei der Begehung mittelhessischer Hühnerhaltungen.

Ein besonderer Dank gilt auch allen Hühnerhaltern für die Überlassung von insgesamt 500 Hühnern zur Probengewinnung und allen Kollegen und Freunden, die mir bei eben dieser durch fachmännische Fixation des Federviehs geholfen haben.

Für stetige Hilfe bei Durchführung und Auswertung der mykologischen Untersuchungen sowie bei der Abfassung des Manuskripts danke ich Herrn PD Dr. P. Mayser und Herrn PD Dr. K. Gründer.

Ebenso gilt mein Dank Frau Ursula Förste im mykologischen Labor der Univ.-Hautklinik Gießen für wertvolle technische Hilfe bei Ausführung der biochemischen Untersuchungen zur Klassifizierung der Isolate.

Für Korrekturlesen und Hilfestellung beim Scanning zahlreicher Fotos und Formatierung des Textes danke ich meinem Kollegen, damaligem Freund und jetzigem Ehemann Gregor Gründer.

Für die Anfertigung der Originalfotos bin ich Frau Elvira Erb und Herrn A. König im Fotolabor der Univ.-Hautklinik Gießen zu Dank verpflichtet.

Zu guter Letzt möchte ich noch meinen Eltern dafür danken, dass sie mich immer in meinem Tun und Handeln bestärkt und mir durch stetige Unterstützung meinen beruflichen Werdegang und damit auch die Abfassung dieser Dissertation ermöglicht haben.