

GESCHLECHTSDIAGNOSE BEI VÖGELN MIT HILFE DER POLYMERASE-KETTENREAKTION (PCR)

BRIGITTE HOFFMANN

INAUGURAL-DISSERTATION

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



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 2006

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 2006

© 2006 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



VVB LAUFERSWEILER VERLAG
édition scientifique

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890
email: redaktion@doktorverlag.de

www.doktorverlag.de

Aus dem Institut für Klinische Prüfung Ludwigsburg GmbH
Ludwigsburg

Betreuer: Prof. Dr. D. Sandow

Eingereicht über das Institut für Veterinär-Pathologie
Fachgebiet für Veterinärmedizinische Genetik und Zytogenetik
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. A. Herzog

Geschlechtsdiagnose bei Vögeln mit Hilfe der Polymerase-Kettenreaktion (PCR)

INAUGURAL-DISSERTATION

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

eingereicht von

Brigitte Hoffmann

Tierärztin aus Uhingen

Gießen 2005

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

Dekan: Prof. Dr. Manfred Reinacher

Berichterstatter:

Prof. Dr. D. Sandow

Prof. Dr. A. Herzog

HD Dr. Tautz

Tag der mündlichen Prüfung: 26.10.2005

Meiner Familie

INHALTSVERZEICHNIS

ABKÜRZUNGEN	I
1 EINLEITUNG	1
2 LITERATUR	3
2.1 Molekulargenetische Grundlagen der Geschlechtsdiagnose	3
2.1.1 Strukturen und Sequenzen des W-Chromosoms	3
2.1.2 Das CHD-Gen, eine hochkonservierte Region auf den Geschlechtschromosomen	4
2.1.3 Bedeutung der Säuger ZFY/ZFX-Gene beim Vogel	6
2.2 Methoden der Geschlechtsdiagnostik	8
2.2.1 Geschlechtsdiagnose mit Hilfe morphologischer Merkmale	8
2.2.2 Endoskopische Geschlechtsdiagnose beim Vogel	12
2.2.3 Zytogenetische Methode der Geschlechtsdiagnostik	13
2.2.4 Hormonkonzentrationen zur Geschlechtsdiagnostik	15
2.2.5 Geschlechtsdifferenzierung mittels UV-Licht	18
2.2.6 Geschlechtsdiagnose mit Hilfe der Durchflusszytometrie	19
2.2.7 Molekularbiologische Methoden	23
2.2.7.1 Hybridisierungstechniken	23
2.2.7.1.1 Southern-Blot-Hybridisierung	23
2.2.7.1.2 Dot-Blot-Hybridisierung	28
2.2.7.2 Anwendung der PCR zur Geschlechtsdiagnose beim Vogel	29
2.2.7.2.1 Einsatz der PCR bei verschiedenen Vogelarten	29
2.2.7.2.2 Nutzung eines spezifischen Abschnitts des CHD-Gens zur Geschlechtsdiagnose	32
3 MATERIAL UND METHODEN	34
3.1 Untersuchungsmaterial	34
3.2 Herkunft und Beschaffenheit des Probenmaterials	34
3.2.1 Blutproben	34
3.2.2 Federn	35
3.2.3 Herkunft des Probenmaterials	35
3.2.4 Benennung der Vogelarten	36
3.3 Untersuchungsmethoden	37
3.3.1 DNA-Isolierung über nukleinsäurebindende Silikagel Membranen	37

3.3.1.1	EDTA-Blut als Ausgangsmaterial	37
3.3.1.2	Blut in 70% Ethanol als Ausgangsmaterial	38
3.3.1.3	Federn als Ausgangsmaterial	38
3.3.2	Messung der DNA-Konzentration und Reinheit	38
3.3.3	Elektrophoretische Auftrennung der Amplifikate	39
3.3.3.1	Polyacrylamid-Gel-Elektrophorese (PAGE)	39
3.3.3.2	Agarose-Gel-Elektrophorese	41
3.3.4	PCR mit spezifischen Primern nach GRIFFITHS und TIWARI (1995)	41
3.3.4.1	Primer und Mastermix-Herstellung	41
3.3.4.2	Amplifikations-Programm	43
3.3.4.3	Fällung des PCR-Produkts nach Sambrook et al. (1989)	43
3.3.4.4	Restriktionsverdau mit den Restriktionsendonucleasen DdeI, HaeIII, MboII oder XhoI	44
3.3.4.5	Optimierung der PCR-Ansätze	45
3.3.4.5.1	MgCl ₂ -Konzentration	45
3.3.4.5.2	Zyklusbedingungen	46
3.3.4.6	PCR-Kontrollen	46
3.3.5	PCR zur Geschlechtsdifferenzierung bei Beos	48
3.3.5.1	Auswahl der Primer	48
3.3.5.2	Amplifikationsprogramm	48
3.3.5.3	Semiquantitative PCR	49
3.3.5.4	Sequenzierung der PCR-Produkte von Beos	50
3.3.5.4.1	Cycle Sequencing	51
3.3.5.4.2	Reinigung des Amplifikationsproduktes des Cycle Sequencing	52
3.3.5.4.3	Probendenaturierung	52
3.3.5.4.4	Sequenzierung	52
3.3.6	Datenbanksuche nach homologen Sequenzen	53
3.3.7	PCR mit Zufallsprimern	54
3.3.7.1	Primerwahl	54
3.3.7.2	Amplifikationsprogramm	56
3.3.7.3	Optimierung der RAPD-PCR-Ansätze	57
3.3.7.3.1	MgCl ₂ -Konzentration	57
3.3.7.3.2	Zyklusbedingungen	57

3.4	Statistische Methoden der Auswertung	59
4	ERGEBNISSE	60
4.1	DNA-Extraktion	60
4.2	Optimierung der PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995)	60
4.3	PCR mit spezifischen Primern nach GRIFFITHS und TIWARI (1995)	62
4.3.1	Schematische Darstellung des Prinzips der Methode und Auswertung der Bandenmuster	62
4.3.2	Polimorphismen und deren Besonderheiten bei der Auswertung von Bandenmuster	67
4.3.3	Vogelarten, bei denen die Anwendung der Methode möglich ist	74
4.3.3.1	Verwendung der Restriktionsendonuklease DdeI	75
4.3.3.2	Verwendung der Restriktionsendonuklease HaeIII	76
4.3.3.3	Verwendung der Restriktionsendonuklease MboII und XhoI	78
4.3.4	Vogelarten, bei denen die Anwendung der Methode nicht möglich ist	79
4.3.5	Ergebnisse der PCR-Methode im Vergleich zu Referenzmethoden	80
4.3.6	Fehlerquellen für fragliche bzw. nicht bestimmbare Proben	83
4.3.7	Statistische Auswertung	84
4.4	Selbst entwickelte PCR für Beos	90
4.4.1	Sequenzierung der PCR-Produkte	93
4.4.2	Semiquantitative PCR	96
4.5	PCR mit Zufallsprimern	97
4.5.1	Einstellung der $MgCl_2$ -Konzentration	97
4.5.2	Zyklusbedingungen	97
4.5.3	RAPD-PCR bei Tauben	100
4.5.4	RAPD-PCR bei Rosakakadus, Alexandersittichen und Legehybride	101
4.6	Datenbanksuche nach homologen Sequenzen	102
5	DISKUSSION	104
5.1	Übersicht über die Praxistauglichkeit der beschriebenen Methoden	104
5.2	Grundlegendes zur Definition des Geschlechts und ihre Auswirkungen auf die Geschlechtsdiagnose mittels PCR	105

5.3	Kritik der Geschlechtsdiagnosemethode mittels PCR	106
5.4	Kritik des eingesandten Probenmaterials	108
5.4.1	Blutproben	108
5.4.2	Federproben	109
5.5	Vergleich mit anderen Methoden der Geschlechtsdiagnose	111
5.6	PCR für Beos	113
5.7	PCR mit Zufallsprimern	115
5.8	Schlussbetrachtung	116
6	ZUSAMMENFASSUNG	118
7	SUMMARY	120
8	LITERATURVERZEICHNIS	122
9	ANHANG	137
9.1	Geräte	137
9.2	Chemikalien und Materialien	139
9.3	Lösungen	143
9.4	Auflistung der untersuchten Vogelarten	146
9.5	Abhängigkeit der Ergebnisse der Geschlechtsdiagnose vom Einsatz der Restriktionsendonukleasen DdeI, HaeIII, MboII und XhoI	155
9.6	Auflistung der Einzelvögel	165
9.6.1	Gattung Alisterus	167
9.6.2	Gattung Amazona - Amazonen	168
9.6.3	Gattung Ara – Aras	182
9.6.4	Gattung Aratinga	188
9.6.5	Familie Cacatuidae - Kakadus	191
9.6.6	Unterfamilie Loriculinae - Unzertrennliche, Agaporniden	197
9.6.7	Familie Loridae - Lories	199
9.6.8	Gattung Pionites – Weißbauchpapageien	203
9.6.9	Gattung Pionus	205
9.6.10	Familie Platycercidae – Plattschweifsittiche	206
9.6.11	Gattung Poicephalus	208
9.6.12	Familie Polytelidae – Prachtsittiche	213
9.6.13	Gattung Psittacula	213
9.6.14	Unterfamilie Psittaculirostrinae – Zwergpapageien	218
9.6.15	Gattung Psittacus – Graupapageien	219

9.6.16 Gattung <i>Pyrrhura</i> - Rotschwanzsittiche	220
9.6.17 Sonstige Papageien	232
9.6.18 Ordnung Anseriformes – Entenvögel	234
9.6.19 Ordnung Ciconiformes - Schreitvögel	235
9.6.20 Ordnung Columbiformes – Tauben	239
9.6.21 Ordnung Upupiformes und Alcediniformes	241
9.6.22 Ordnung Musophagiformes– Kuckucksvögel	242
9.6.23 Ordnung Accipitriformes und Sagittariiformes	243
9.6.24 Ordnung Galliformes – Hühnervögel	246
9.6.25 Ordnung Gruiformes – Kranichvögel und Psophiiformes – Rallenkraniche	248
9.6.26 Ordnung Passeriformes – Sperlingsvögel	251
9.6.27 Ordnung Piciformes – Spechtvögel	254
9.6.28 Ordnung Sphenisciformes – Pinguine	255
9.6.29 Ordnung Rehiiformes, Casuariiformes, Apterygiformes, - Nandus Kasuare, Emus, Kiwis	256
9.6.30 Ordnung Strigiformes – Eulen	257
9.7 Nukleotidsequenzen diverser Vogelarten	260
9.7.1 Nukleotidsequenz des EcoRI-Fragment vom Huhn	260
9.7.2 Nukleotidsequenz des PstI-Fragment vom Truthahn	262
9.7.3 Nukleotidsequenz des TaqI-Fragment vom Fasan	263
9.7.4 Nukleotidsequenz des XhoI-Fragment vom Huhn	264
9.7.5 Nukleotidsequenz von T-sex	265
9.7.6 Nukleotidsequenz eines geschlechtsspezifischen PCR-Produkts vom Star <i>Sturnus vulgaris</i>	266
9.7.7 Nukleotidsequenz einer geschlechtsspezifischen Hybridisierungs probe von der Möwe <i>Larus fuscus</i>	267

DANKSAGUNG

Abkürzungen

A	Adenosin
Abb.	Abbildung
bp	Basenpaare
BSA	Bovines Serumalbumin
C	Cytosin
°C	Grad Celsius
CHD	Chromodomain-helicase-DNA-binding Protein
CHD-NW	Chromodomain-helicase-DNA-binding Protein non W-linked
CHD-W	Chromodomain-helicase-DNA-binding Protein W-linked
DDBJ	DNA Database of Japan
DNS	Desoxiribonukleinsäure
dNTP	Desoxinukleosidtriphosphat
EDTA	Ethylendiamintetraessigsäure
EMBL	European Molecular Biology Laboratory Data Library
G	Guanin
g	Gramm
h	Stunden
kb	Kilobasen
M	Molar
MgCl ₂	Magnesiumchlorid
min	Minuten
ml	Milliliter
mm	Millimeter
mM	Millimolar
mRNA	Messenger-Ribonukleinsäure
NaCl	Natriumchlorid
nm	Nanometer
OD ₂₆₀	Optische Dichte bei 260 nm Wellenlänge
OD ₂₈₀	Optische Dichte bei 280 nm Wellenlänge
Ö/T	Quotient aus Östrogen- und Testosteronwert
p.a.	per analysis
PAGE	Polyacrylamid-Gel-Elektrophorese
PBS	Phosphatgepufferte Salzlösung

PCR	Polymerase chain reaction (Polymerase Kettenreaktion)
PDB	Protein Data Bank
pg	Pikogramm
pH	Negativer dekadischer Logarithmus der H ⁺ -Ionenkonzentration
pmol	Pikomol
RAPD	Random amplified polymorphic DNA
RFLP	Restriction fragment length polymorphism
SCAR	Sequence-characterized amplified region
SDS	Natriumdodecylsulfat
sec	Sekunden
spec.	Spezies
T	Thymin
Tab.	Tabelle
TAE	Tris-acetat-EDTA
TE	Tris-EDTA
TRIS	Tris-(hydroxymethyl)-aminomethan
UDL	University Diagnostics Limited
µg	Mikrogramm
µl	Mikroliter
µm	Mikrometer
U/min	Umdrehungen pro Minute
U/µl	Units pro Mikroliter
UV	Ultraviolett
X ²	Chi-Quadrat

1 EINLEITUNG

Weitgehende Einfuhrbeschränkungen und steigendes züchterisches Interesse an exotischen Vögeln haben die nationalen Zuchtbemühungen vorangetrieben.

Natur- und artenschutzrechtliche Bestimmungen schränken Wildfänge, vor allem von bedrohten Arten (zum Schutz natürlicher Ressourcen), ein. Zunehmende Erkenntnisse über das Verhalten, die Brutbiologie und die Haltungsansprüche der Vogelarten ermöglichen die Zucht einer Vielzahl von Vogelarten in Gefangenschaft.

Die Geschlechtsdiagnose spielt nicht nur beim Züchter zur gezielten Zusammenstellung von Zuchtpaaren oder -gruppen eine Rolle, sondern auch in zoologischen Gärten und bei Arbeiten im Rahmen von Artenschutzprogrammen. Beispielsweise leben - bis auf wenige Ausnahmen – Papageien in der Natur während der Reproduktionsphase paarweise oder in Gruppen. Die Einzelhaltung der meist sehr geselligen Papageienarten führt häufig zu Verhaltensstörungen wie z.B. dem Federrupfen. Aus Tierschutzgründen wird eine paarweise Haltung gefordert; auch ist nur noch eine paarweise Abgabe der Tiere erlaubt. Immer mehr Vogelhalter gesellen ihren Vögeln Geschlechtspartner hinzu, um deren Bedürfnisse nach sozialen Kontakten nachzukommen.

Eine Geschlechtsdiagnose aufgrund des äußeren Erscheinungsbildes oder in Verbindung mit geschlechtstypischen Verhaltensmustern ist bei Jungtieren oft nicht möglich und führt bei vielen Vögeln zu Fehlbestimmungen.

Deshalb erfolgt die Geschlechtsdiagnose von narkotisierten Vögeln noch häufig endoskopisch. Diese Methode stellt eine starke Belastung für den Vogel dar und sollte aus Tierschutzgründen durch alternative, nichtinvasive Verfahren ersetzt werden. Weiterhin kommt für viele Vögel die Endoskopie aufgrund ihres Alters, ihrer Größe, ihrer physischen Verfassung oder der von der Jahreszeit abhängigen Aktivität der Gonaden nicht in Frage. Vor allem bei kleinen und stressanfälligen Vogelarten bereiten selbst Blutabnahmen Schwierigkeiten, so dass jede Manipulation gerne vermieden wird. Auch für sehr seltene und wertvolle Tiere sollte eine Geschlechtsdiagnose ohne Fang der Vögel möglich sein.

In den letzten Jahren wurden daher alternative Verfahren zur morphologischen Geschlechtsdiagnose auf zell- und molekularbiologischer Grundlage entwickelt. Die Vorteile dieser Art der Geschlechtsdiagnose gewinnen an Bedeutung und drängen invasive Methoden immer mehr zurück.

In der Literatur finden sich als molekulargenetische Verfahren Hinweise auf die Hybridisierungstechnik und Polymerase-Kettenreaktion (PCR). Die Hybridisierungstechnik ist patentiert und wird von der Firma Zoogen eingesetzt. GRIFFITHS und TIWARI wandten erstmals 1993 die PCR zur Geschlechtsdiagnose an. Mit dieser Reaktion ist es möglich, geringste Mengen geschlechtsspezifischer Vogel-DNS zu amplifizieren und durch ein geeignetes Detektionssystem nachzuweisen.

Die vorliegende Arbeit hat das Ziel, die PCR als nichtinvasives und sensitives Verfahren für die Geschlechtsdiagnose von Vögeln unterschiedlichster Spezies zu etablieren. Hierzu wurde zunächst das von GRIFFITHS und TIWARI (1995) angegebene Verfahren der PCR angewendet. Dabei stellte sich heraus, dass diese Methode nicht für die Geschlechtsdiagnose beliebiger Vogelspezies geeignet ist. Zum Beispiel war es nicht möglich, die Geschlechter für die in Deutschland bei Haltern und Züchtern beliebten Beos zu bestimmen. Davon ausgehend versuchten wir, auf der Basis der Polymerase-Kettenreaktion, eine Methode zu entwickeln, die bei einem erweiterten Spektrum von Vogelspezies die Geschlechtsdiagnose erlaubt.

Darüber hinaus sollte nach weiteren geschlechtsspezifischen Nukleotidsequenzen bei einzelnen Vogelspezies gesucht werden. Hierzu wurde die PCR in Modellversuchen an der Taube und einigen Papageienarten mit unterschiedlichen RAPD-Zufalls-Primern durchgeführt. RAPD-Primer binden aufgrund ihres hohen GC-Gehaltes und ihrer bewusst kurz gewählten Nukleotidsequenz zufällig im Abstand von etwa 10^6 Basenpaaren an die Vogel-DNS und ermöglichen die Amplifikation unterschiedlicher DNS-Abschnitte.

In einem zusätzlichen Teil der Arbeit wurde eine vereinfachte Probenentnahme für die Geschlechtsdiagnose erprobt. Die molekulargenetischen Untersuchungsverfahren benötigen grundsätzlich Zell-DNS des zu untersuchenden Vogels. Diese Zell-DNS wird zur Zeit hauptsächlich aus Venenblut extrahiert. Die Venenblutentnahme kann für eine Vielzahl von Vögeln außerordentlich belastend sein. Aus diesem Grunde wurde versucht, die für die Geschlechtsdiagnose erforderliche DNS aus Federpulpa zu extrahieren. Federn lassen sich ohne Belastung des Vogels gewinnen.

2.1 Molekulargenetische Grundlagen der Geschlechtsdiagnose

2.1.1 Strukturen und Sequenzen des W-Chromosoms

Bisher ist, außer beim Huhn, wenig über die DNS-Sequenz des W-Chromosoms von Vögeln bekannt. TONE et al. (1982) zeigen in einer Studie das Vorhandensein von w-chromosom-spezifischen, repetitiven DNS-Sequenzen beim Haushuhn (*Gallus gallus domesticus*). Durch den Verdau der DNS des Huhnes mit der Restriktionsendonuklease *XhoI* können sie zwei nur beim weiblichen Tier vorkommende Banden von 0,6 und 1,1 kb Länge (Anhang 9.7.4) erzeugen. KODAMA et al. (1987) sequenzieren diese zwei Abschnitte und finden eine charakteristische Anhäufung von jeweils drei bis fünf Wiederholungen der Basen A und T, die durch sechs bis sieben relativ g/c-reiche Basen voneinander getrennt sind. KODAMA et al. (1987) schätzen den Anteil des 0,6 kb (mit ca. 14.000 "Repeating units") und des 1,1 kb Fragments (mit ca. 6000 "Repeating Units") zusammen auf 50 % des W-Chromosoms.

Das Vorhandensein dieser "Repeats" scheint auf einige Linien des *Gallus gallus domesticus* begrenzt zu sein. In situ-Hybridisierungen zeigen, dass das 0,6 kb Fragment auf dem W-Chromosom liegt und mit der heterochromatischen Region assoziiert ist (JOHN und MIKLOS, 1979). Durch Vergleich der Hybridisierungsgrade stellt sich heraus, dass das 0,6 DNS-Fragment des Huhnes mit der DNS von vier anderen weiblichen Linien von *Gallus gallus domesticus*, nicht aber mit männlichen Tieren dieser Art, hybridisiert. Zudem werden keine deutlichen Hybridisierungsgrade mit Vögeln der Gattungen Columbiformes, Psittaciformes und Passeriformes erreicht. Im Gegensatz dazu hybridisiert die gesamte repetitive DNS des weiblichen Huhnes der Rasse Leghorn zu 20-40 % mit *Phasianus versicolor* (Buntfasan), *Numida meleagris* (Helmperlhuhn), und *Coturnix coturnix japonica* (Japanische Wachtel). Weiterhin ist bekannt, dass das 0,6 kb DNS-Fragment erheblich stärker mit weiblicher als mit männlicher DNS hybridisiert. In einem kompetitiven Hybridisierungsversuch kann das Vorhandensein der 0,6 kb Sequenz im männlichen Genom jedoch nicht ausgeschlossen werden, vielmehr ist anzunehmen, dass beim männlichen Tier weniger als 330 Kopien dieser Sequenz pro haploidem Genom vorhanden sind.

TONE et al. (1984) kommen zu dem Ergebnis, dass der heterochromatische Charakter des W-Chromosoms bei weiblichen Vögeln durch die Größe, Anordnung und die Anzahl der repetitiven DNS-Sequenzen bedingt ist.

SAITOH et al. (1989) berichten über das Vorkommen geschlechtsspezifischer, repetitiver DNS-Sequenzen beim Truthuhn und Fasan. Durch das Schneiden der DNS von Truthuhn und Fasan mit der Restriktionsendonuklease *PstI* können sie ein 0,4 kb Fragment (Anhang 9.7.2) erzeugen. Dieses Fragment hybridisiert mit dem 0,7 kb *XhoI*-Fragment des Huhnes unter wenig stringenten Bedingungen. Ein ähnlicher Versuch wurde mit *TaqI* bei Fasanen-DNS durchgeführt. Hier wird ein 0,5 kb Fragment sichtbar. Die zwei geschlechtsspezifischen Fragmente 0,4 kb (*PstI*) beim Truthuhn und 0,5 kb (*TaqI*) (Anhang 9.7.3) beim Fasan zeigen in ihrem Aufbau große Ähnlichkeit mit den *XhoI*-Fragmenten des Huhnes. Sie bestehen aus internen Repeats von 21 bp Länge, mit Anhäufungen von drei bis fünf Nukleotiden Adenosin und Thymidin, welche durch relativ g/c-reiche Basen voneinander getrennt sind.

SAITOH et al. (1991) entdecken eine neue, 1,2 kb lange repetitive Sequenz auf dem W-Chromosom des Huhnes und nennen sie die *EcoRI*-Familie (Anhang 9.7.1). Diese Sequenz wird bei der Hybridisierung mit Sonden aus der *XhoI*-Familie unter wenig stringenten Bedingungen gefunden und sequenziert. Das Fragment besteht hauptsächlich aus sich wiederholenden Einheiten und ist zu 68 % homolog mit der 0,7 kb *XhoI*-Familie. Auch diese enthält Tandem-Repeats über durchschnittlich 21 bp und ist ähnlich wie das 0,7 kb Fragment der *XhoI*-Familie aufgebaut. Das W-Chromosom besteht zu ca. 10-30 % aus diesem sich wiederholenden *EcoRI*-Fragment sowie zu ca. 60 % aus der *XhoI*-Familie, was den Schluss zulässt, dass die DNS des W-Chromosoms vom Huhn zu 70-90 % aus repetitiven Einheiten besteht.

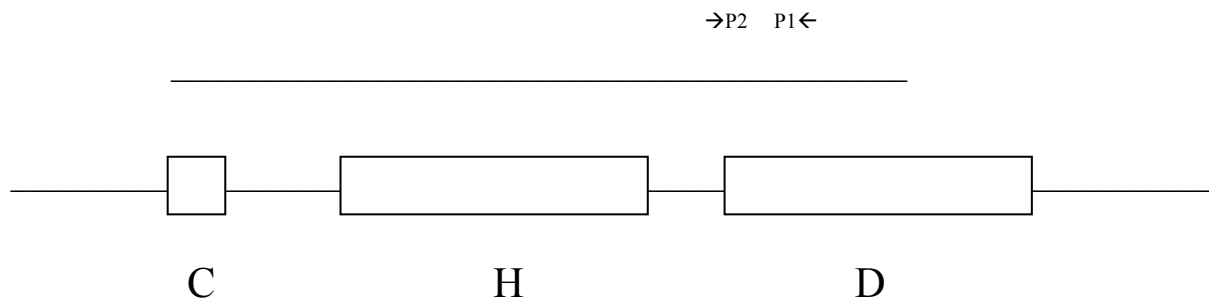
2.1.2 Das CHD-Gen, eine hochkonservierte Region auf den Geschlechtschromosomen

Im Gegensatz zum Säuger gehört bei Vögeln das weibliche Tier zum heterogametischen (ZW) und das männliche zum homogametischen (ZZ) Geschlecht. Dennoch gibt es große Ähnlichkeiten zwischen dem aviären W-Chromosom und dem Y-Chromosom des Säugers. Das W-Chromosom ist klein, vorwiegend heterochromatisch und besteht aus vielen repetitiven Einheiten. Es gibt Hinweise beim Vogel, dass das Geschlecht nicht durch das W-Chromosom, sondern durch die Anzahl der Z-Chromosomen bestimmt wird. Noch wäre zu klären, inwiefern ein Gen auf dem W-Chromosom existent ist, welches für die Entwicklung weiblicher, nicht aber männlicher Individuen essentiell ist.

Beim Vogel ist ein Gen auf dem Geschlechtschromosom lokalisiert, das als CHD-Gen bezeichnet wird und eine hochkonservierte Sequenz besitzt. So ist zum Beispiel das CHD-W-Gen des Huhnes mit dem CHD-Gen der Maus zu 82,9 % auf der Sequenz-Ebene und zu 95,6 % auf der Aminosäuren-Ebene homolog. Das CHD-Gen kodiert ein Protein, welches umfassend an der transkriptionellen Aktivität auf der Chromatinebene beteiligt ist. Die Chromo-(C)-Domäne spielt während der Transkription in der Chromatinstruktur und -organisation eine Rolle. Die Helikase/ATPase-(H)-Domäne ist bei Proteinen zu finden und wirkt verschiedenartig auf die DNS oder RNS ein. Neben der C- und H-Domäne besitzt das CHD-Gen eine DNS-bindende (D) Domäne, die über ähnlich kurze Sequenzabfolgen verfügt, wie sie bei anderen Proteinen gefunden wurde, die an der Chromatinverdichtung und -organisation beteiligt sind. Ein spezifisch weibliches Protein, welches so weitreichend in die transkriptionelle Regulation eingreift, könnte theoretisch für die Geschlechtsdifferenzierung bedeutend sein. Da jedoch eine fast identische Kopie des CHD-Gens – auch als CHD-NW bezeichnet (nicht W-chromosomal lokalisiert) – noch anderswo im Genom vorhanden ist (autosomal oder Z-chromosomal lokalisiert), bleibt dessen Bedeutung als geschlechtsbestimmendes Gen unklar.

Die Untersuchungen von ELLEGREN (1996) zeigen, dass das CHD-W-Gen bei einer großen Anzahl verschiedener Vogelarten, mit Ausnahme von Flachbrustvögel (Struthioniformes), konserviert und w-chromosomenspezifisch ist. Mit Hilfe der bekannten CHD-W-Sequenz vom Huhn kann ein auf der PCR basierendes Geschlechtsdiagnoseverfahren entwickelt werden. Die Unterscheidung des auf dem W-Chromosom lokalisierten CHD-W-Gens von dem autosomal bzw. Z-chromosomal liegenden CHD-NW-Gen erfolgt durch den Einsatz der PCR. Das Produkt der durch die PCR amplifizierten Abschnitte des CHD-W-Gens und des CHD-NW-Gens unterscheiden sich in ihrer Länge. Dieser Größenunterschied wird durch das Vorhandensein von Introns verschiedener Längen hervorgerufen. Eine andere Möglichkeit zur Unterscheidung des CHD-NW- vom CHD-W-Gen bietet die Anwendung verschiedener Restriktionsendonukleasen.

Abbildung 1: Schematische Darstellung des Mäuse-CHD-Gens mit einer Linie, welche die bereits sequenzierten Anteile des Hühner CHD-GENs zeigt und die darin enthaltenen Primersymbole (ELLEGEN, 1996).



2.1.3 Bedeutung der Säuger-ZFY/ZFX-Gene beim Vogel

Gene, die für die Geschlechtsbestimmung verantwortlich zu sein scheinen, sind am intensivsten bei Säugern untersucht. Es wird angenommen, dass die Anwesenheit eines genetischen "Schalters" auf dem Y-Chromosom eine Kaskade von Vorgängen auslöst, die zur Entwicklung eines männlichen Individuums führen (MC LAREN, 1988). Beim Menschen ist dieser "Schalter" ein Gen, welches als testis determining factor, kurz TDF, bezeichnet wird. Aufgrund dieser Erkenntnis scheint es naheliegend, nach einem entsprechenden Gen beim Vogel zu suchen.

In der Veröffentlichung von DILELLA et al. (1990) wird die geschlechtsbestimmende Region der Säuger als ZFY bezeichnet, da sie ein Protein kodiert, welches bei der Geschlechtsdeterminierung eine zentrale Rolle spielt. Dieses Gen liegt auf dem Y-Chromosom (PAGE et al., 1987), ein eng verwandtes Gen, das ZFX, dagegen auf dem X-Chromosom. Sowohl ZFY als auch ZFX sind bei allen bisher getesteten placentären Säugetieren auf dem Y- bzw. X-Chromosom lokalisiert (PAGE et al., 1987). Bei Beuteltieren, Reptilien und dem Huhn existieren ebenfalls DNS-Sequenzen, die mit der ZFY- bzw. ZFX-Sonde kreuzhybridisieren (BULL et al., 1988). Beim Beuteltier ist die ZFY-Sequenz autosomal gelegen, so dass die Rolle des ZFY-Gens als primär testisbestimmender Faktor in Frage gestellt wird (SINCLAIR et al., 1988).

DILELLA et al. (1990) untersuchen eine Sequenz von Vögeln, die stark mit der ZFY-Sequenz der Säuger kreuzhybridisiert. Diese Sequenz wird ZFB (zinc finger bird) genannt. ZFY-

homologe Sequenzen wurden einerseits bei Tieren der Ordnung Galliformes (Haushuhn, Wachtel, Fasan, Rebhuhn u. a.), andererseits bei Tieren der Ordnung Columbiformes (Brieftaube) untersucht. Die ZFY-Sequenz hybridisiert sowohl mit weiblicher als auch männlicher DNS vom Huhn. Die Hypothese, dass die ZFB-Sequenz ausschließlich auf dem W-Chromosom zu finden ist, ist somit nicht haltbar. Die Anwendung verschiedener Restriktionsendonukleasen ergeben keine qualitativen oder quantitativen Unterschiede in den Hybridisierungsprodukten beim männlichen und weiblichen Vogel. Die ZFY-Sonde detektierte auch bei Taube, Rebhuhn und Wachtel eine ZFB-Sequenz ohne Unterschied zwischen den Geschlechtern. Die Vorstellung, dass die ZFB-Sequenz eventuell auf einem Abschnitt des Z- und W-Chromosom oder nur auf dem Z-Chromosom liegt, muss somit ausgeschlossen werden.

DILELLA et al. (1990) nehmen an, das ZFB der Vögel liege ähnlich wie bei Beuteltieren autosomal. Weiterhin merken die Autoren an, es sei noch nicht völlig geklärt, ob beim Vogel das Geschlecht durch das Vorhandensein eines W-Chromosoms oder durch die Anzahl der Z-Chromosomen bestimmt werde (BLOOM, 1974).

Zu einem ähnlichen Ergebnis kommt GRIFFITHS (1991). Er bezeichnet das Gen, welches den TDF beim Menschen kodiert, als Sex determining Region Y, kurz SRY (SINCLAIR et al., 1990). SRY ist strukturell hoch konserviert und bei Säugern Y-lokalisiert. GRIFFITHS entwickelt eine PCR mit Primern komplementär zu SRY-Sequenzabschnitten und versucht entsprechende Amplifikate bei der Heringsmöwe (*Larus fuscus*) zu erzielen. Die PCR wird an DNS Proben männlichen und weiblichen Heringsmöwen ohne erkennbare Unterschiede in der Länge ihrer Produkte durchgeführt. Auch unterscheidet sich das PCR-Produkt der humanen Kontrolle nicht von der Länge der PCR-Produkte der männlichen und weiblichen Tiere. GRIFFITHS (1991) isoliert Fragmente des Amplifikats von männlichen und weiblichen Heringsmöwen und kloniert sie. Durch Hybridisierungsversuche dieser klonierten Fragmente mit der Möwe (*Larus fuscus*) sowie des Stares (*Sturnus vulgaris*) konnte in keinem Fall eine geschlechtsspezifische Hybridisierung erreicht werden, die auf eine w-chromosomspezifische Bindung hätte hindeuten können. Die SRY-Sequenz ist bei Möwen und Staren offensichtlich nicht w-chromosomal lokalisiert. Hinweise, dass dieses Gen auf dem Z-Chromosom lokalisiert ist, gibt es nicht.

2.2 Methoden der Geschlechtsdiagnostik

2.2.1 Geschlechtsdiagnose mit Hilfe morphologischer Merkmale

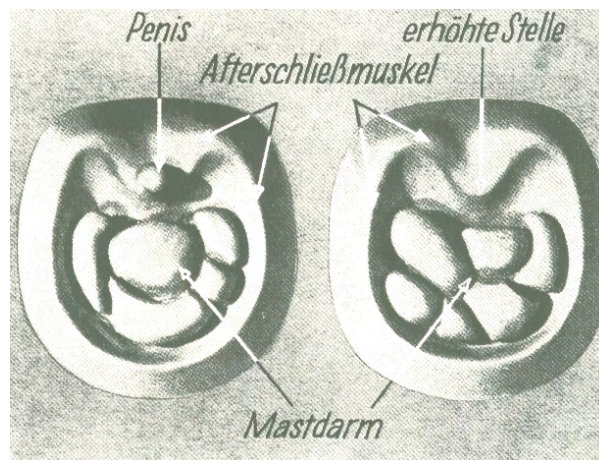
Aufgrund der Artenvielfalt und des Spezialwissens um die Morphologie der verschiedensten Vogelarten gibt die nachstehende Darstellung einen Überblick von Möglichkeiten aber auch Grenzen der Geschlechtsdiagnose mit Hilfe morphologischer Merkmale.

Das Geschlecht lässt sich bei adulten Tieren dimorpher Vogelarten durch ihre deutlichen Größenunterschiede und /oder Gefiederfarbe bestimmen. Bei juvenilen Vögeln tritt dieser Dimorphismus nicht so deutlich in Erscheinung und fehlt bei den meisten Vogelarten im Kükenalter. Eine eindeutige Geschlechtszuordnung ist demzufolge häufig nur bei älteren Tieren möglich.

Ein Beispiel für eine dimorphe Vogelart mit ausgeprägten Geschlechtsunterschieden sind Edelpapageien, bei denen das Gefieder des männlichen Tieres grün und das des weiblichen Tieres rot gefärbt ist. Auch bei Fasanen sind die meisten männlichen Vertreter durch ihr farbenreiches Gefieder von den einfach gefärbten Weibchen zu unterscheiden.

Da es aus wirtschaftlichen Gründen bei Hühnern notwendig ist, das Geschlecht im Kükenalter zu bestimmen, haben MASUI und HASHIMOTO (1933) (in Japan) eine Methode entwickelt, die es erlaubt, bereits bei Eintagsküken das Geschlecht mit großer Sicherheit zu bestimmen.

Abbildung 2: (aus STICHNOTH, 1950)



Vergleich der Kloakenmorphologie bei männlichen und weiblichen Hühnerküken

Bei der „japanischen Methode“ wird der rudimentäre Phallus sichtbar gemacht, indem die Kloake bei Eintagsküken etwas nach außen gestülpt wird (Abbildung 2).

Diese Methode erfordert entsprechendes Geschick und große Erfahrung. Sie kann auch bei Truthahnküken und anderen hühnerartigen Vögeln eingesetzt werden.

Eine andere Methode der Geschlechtsdiagnose bei eintägigen Gänseküken beschreiben KAMAR und YAMANI (1962). Sie erkennen bei der Sektion junger männlicher Mastgänse eine starke Anschwellung der Syrinx (Stimmorgan) am Ende der ventrolateralen Seite der Trachea. Diese Anschwellung ist auch bereits bei männlichen eintägigen Gänseküken, nicht aber weiblichen Tieren palpierbar. Die Autoren beschreiben die Durchführung dieser Methode bei Mastgänsen als sicher und einfach.

Bei monomorphen Vogelarten sind definitionsgemäß keine morphologischen Unterschiede zwischen männlichen und weiblichen Tieren vorhanden bzw. sie sind so gering, dass sie nur von Spezialisten erkannt werden können. Es kommt zu Überlappungen der Merkmale beider Geschlechter, so dass die Geschlechtsdiagnose mit anderen Methoden erfolgen muss. Nach Angaben von BERCOVITZ et al. (1978) liegt die Fehlerquote bei der visuellen Geschlechtsdiagnose bei annähernd 30 %.

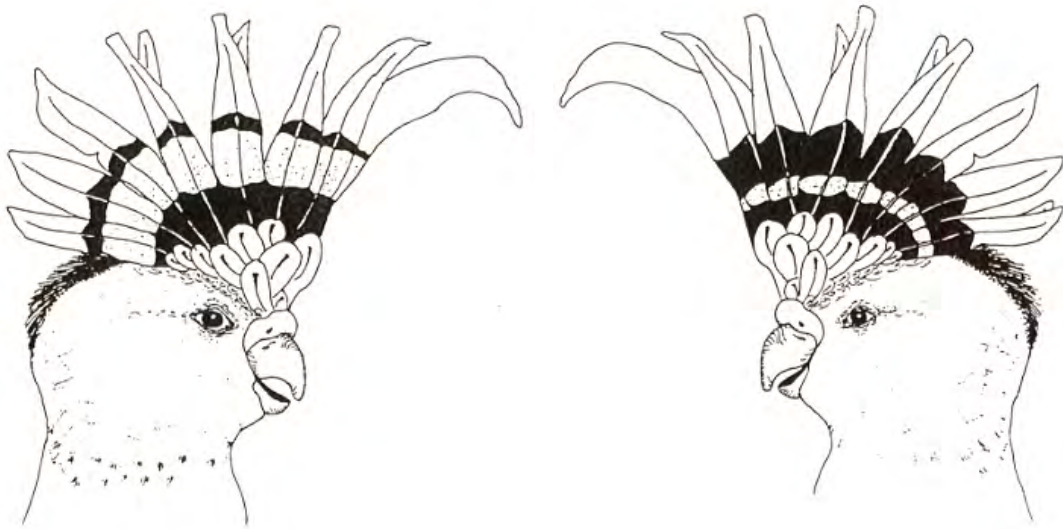
Tabelle 1: Morphologische Geschlechtsunterschiede bei Psittaziden (nach KAAL, 1982)

Vogelart	Männchen	Weibchen
Rosakakadu	dunkelbraune Iris	hellrote Iris
Inkakakdu	dunkelbraune Iris, schmales gelbes Haubenband	hellrote Iris, breites gelbes Haubenband
Weiss-, Gelb-, Orangehaubenkakadus	dunkelbraune bis schwarze Iris	braunrote bis rote Iris
Molukkenkakadu	schwarze Irisfarbe schwererer Oberschnabel	braune Irisfarbe kleiner Oberschnabel
Nymphensittich	orangefarbiger gelber Kopf, großer Wangenfleck, Unter- schwanzfedern und Unterseite der Flügel schwarz, Männchen singen	Nur an der Wange etwas gelb, orangefarbiger Wangenfleck weniger scharf, an Unterschwanz- federn und Unterseite der Flügel gelbes Band.
Prachtrosella	schwererer Kopf, roter intensiver, Wangenfleck weiß	braungraue Federn um die Augen, Wangenfleck weniger weiß
Wellensittich	blaue Wachshaut bei Adulten	braune Wachshaut bei erwachsenen Weibchen
Grosser und kleiner Alexander- sittich	schwarzes Kinnband und rosa Nackenband	Kinn- und Nackenband fehlen

Die meisten monomorphen Vögel sind in den Ordnungen der papageienartigen Vögel (Psittaciformes), zu denen mehr als 300 Vogelarten gehören, und der Sperlingsvögel (Passeriformes) vertreten, die aus mehr als 4.000 Spezies bestehen. Die Tabelle 1 und die Abbildungen zeigen die morphologischen Merkmale, die der Geschlechtsdifferenzierung dienen können (KAAL, 1982).

In allen Fällen der oben aufgeführten Kakadus stimmte das Ergebnis der endoskopischen Geschlechtsuntersuchung mit der Geschlechtsdeterminierung aufgrund der Irisfarbe überein. Daher wird nach KAAL die Irisfarbe beim erwachsenem Vogel als ein sicheres Geschlechtsmerkmal betrachtet (KAAL, 1982).

Abbildung 3: Geschlechtsdifferenzierung bei Inkakakadus anhand der Zeichnung der Haube
(nach KAAL, 1982)



Inkakakadu, weiblich

Inkakakadu, männlich

Bei Graupapageien sind eine Anzahl von Geschlechtsunterschieden beschrieben. Diese sind ein flacher und breiter Kopf mit größerem ellipsenförmigem Ohrring des Männchens gegenüber dem etwas kleineren Weibchen mit schmalere runden Kopf und hellerer Federfarbe. Die endoskopischen Untersuchungen stimmen jedoch in vielen Fällen nicht mit diesen morphologischen Merkmalen überein (KAAL, 1982), so dass die optische Geschlechtsdiagnose bei diesen Vögeln als außergewöhnlich schwierig gilt.

Neben dem Graupapagei sind die Amazonas die beliebtesten Käfigvögel. Zu ihnen zählen knapp 40 Arten. Auch sie zeigen einen sehr ausgeprägten Geschlechtsmonomorphismus, daher sind Fehldeutungen des Geschlechts bei dieser Vogelgattung besonders häufig.

Die Gattung der Unzertrennlichen (Agapornis) gehört zu den psittaciformen Vögeln des afrikanischen Kontinents. Zu ihnen zählen sowohl Vögel mit einem ausgeprägten Dimorphismus, als auch Tiere mit fehlenden oder nur minimal ausgeprägten Geschlechtsunterschieden. Neben Größe, Verhalten und Beckentest werden bei diesen Vögeln auch der Beinabstand auf der Sitzstange (Abbildung 4) sowie das Spreizen der Schwanzfedern (Abbildung 5) zur Geschlechtsdifferenzierung herangezogen.

Abbildung 4: Geschlechtsdifferenzierung anhand des Beinabstandes auf den Sitzstangen bei Unzertrennlichen (nach KAAL, 1982)

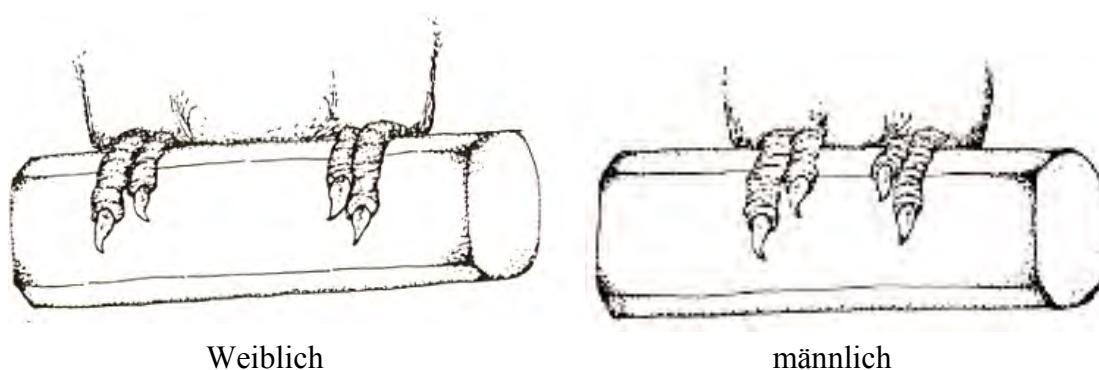
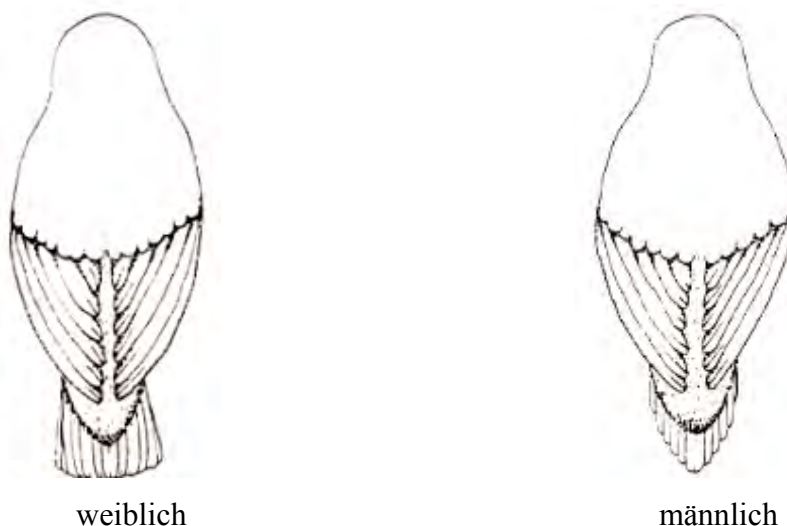


Abbildung 5: Geschlechtsdiagnose bei Unzertrennlichen anhand der gespreizten Schwanzfedern (nach KAAL, 1982)



2.2.2 Endoskopische Geschlechtsdiagnose beim Vogel

Das Endoskop wurde erstmals 1977 in Amerika von SATTERFIELD zur Geschlechtsdiagnose bei monomorphen Vögeln eingesetzt. Die Technik wurde im Laufe der Jahre verfeinert und gewann durch zunehmende Einfuhrbeschränkungen und Zuchtbemühungen exotischer Vögel an Bedeutung. Ab Mitte der 90er Jahre wird jedoch die endoskopische Geschlechtsdiagnose immer mehr durch zyto- und molekulargenetische Verfahren ersetzt.

Die Anforderungen an das Instrumentarium sind gering. Zur Sexoskopie genügen neben einer starren röhrenförmigen Optik eine Kaltlichtquelle, ein feines Skalpell, eine gebogene anatomische Pinzette und eine Absaugvorrichtung (KORBEL, 1993). Die Endoskopie wird nur unter Allgemeinanästhesie durchgeführt, um die Tiere ausreichend zu relaxieren und lebensgefährliche Abwehrreaktionen und aufregungsbedingten Schock zu verhindern. Eine bis zu zweistündige Fastenperiode vor Durchführung des Eingriffes ist für die meisten Vogelarten ausreichend (KAAL, 1982). Der Zugang erfolgt in der Regel von der linken Seite, da bei den meisten weiblichen Vögeln nur das linke Ovar ausgebildet ist. Die Inzisionsstelle ist von der Vogelart abhängig und erfolgt in der Regel durch den letzten Interkostalraum bzw. kaudal des Rippenbogens. Das Endoskop wird durch einen 3 mm langen Schnitt durch die Haut, die darunter liegende Muskulatur und Faszien sowie des Luftsackes geführt. Die Begutachtung der Gonaden kann durch die semitransparente Membran des Luftsackes erfolgen, oder die Luftsackwand wird für eine freie Sicht auf die Gonaden mit dem Endoskop perforiert. In Abhängigkeit von der Vogelart, dem Alter der Tiere und dem Funktionszustand sind die Hoden unterschiedlich gefärbt (weißlich, schwarz), geformt (bohnen- bis kugelförmig) und variieren in ihrer Größe (juvenil, adult, aktiv, inaktiv). Nach Beginn der Geschlechtsreife lassen sich die Hoden mit Hilfe der Gefäßzeichnung eindeutig als solche identifizieren.

Der inaktive Eierstock juveniler Tiere zeigt eine raue Oberfläche. Bei adulten Vögeln hingegen befinden sich am aktiven Ovar Follikel unterschiedlicher Größe, Farbe und Ausprägung der Gefäße.

Der Eingriff dauert nur wenige Minuten und der Besitzer erfährt neben dem Geschlecht seines Vogels auch den Funktionszustand der Gonaden und erhält damit wichtige Informationen für den voraussichtlichen Zuchterfolg. Die Endoskopie erlaubt zudem die Beurteilung anderer innerer Organe, so dass krankhafte Veränderungen wie Aspergillose der Luftsäcke,

Entzündungsherde, Tumore usw. erkannt und eine entsprechende Therapie eingeleitet werden kann.

Das Auftreten von Komplikationen bei der Endoskopie kann nicht ausgeschlossen werden. KAAL (1982), der mehr als 2000 Vögel endoskopisch untersucht hat, gibt ein Narkoserisiko von unter 1 % an. Bei der Durchführung der Endoskopie ohne Anästhesie (Tierschutz!), gibt HARRISON (1978) eine Verlustrate von unter 2 % an. In der Literatur wird neben dem Narkoserisiko auch über Verletzungen und Frakturen von Flügeln und Beinen berichtet, die durch erschwertes Hantieren mit flinken und nervösen Tieren hervorgerufen wird. Auch kann es zu Verletzungen innerer Organe durch das Endoskop selbst kommen, was auf eine nicht fachgerecht durchgeführte Endoskopie oder auf Abwehrbewegungen eines nicht ausreichend sedierten Tieres zurückzuführen ist.

2.2.3 Zytogenetische Methode der Geschlechtsdiagnostik

Erste Versuche zur Beschreibung aviärer Chromosomen wurden vor über 90 Jahren von LAYEZ (1906) unternommen. Eine rasche Entwicklung zur modernen Zytogenetik setzte erst in den 50er Jahren mit der Veröffentlichung von Methoden zur Darstellung von Metaphasenchromosomen bei Säugetieren ein (SACHS, 1953). Es folgen die Aufklärung und Ordnung der Chromosomenpaare von Säugern und Vögeln, die Identifizierung einzelner Chromosomenpaare durch Autoradiographie, die Fluorchromierung von Chromosomen-DNS durch HERZOG und SCHÜTZE (1968) sowie die Entwicklung diverser Färbemethoden.

Trotz dieser Fortschritte herrschen noch Unklarheiten in der exakten Chromosomenzahl bei vielen Vogelspezies. Ein wesentlicher Grund hierfür sind große Schwankungen in der Zahl und Größe der Chromosomen. Die durchschnittliche Chromosomenzahl der rezenten Vögel liegt bei $2n = 80$. Die Spannweite ist sehr groß und wird in der Literatur von 52 bis 94 Chromosomen angegeben, wobei 77 % der untersuchten Vögel einen diploiden Chromosomensatz von 76 bis 84 haben (BLOOM, 1969). Im Jahre 1970 werden von HAMMAR bei der Bekassine (*Gallinago gallinago*) 98 Chromosomen gefunden.

Ein Charakteristikum des aviären Chromosomensatzes ist das Vorkommen von Mikro- und Makrochromosomen. Die Grenze zwischen Mikro- und Makrosomen wird willkürlich bei $0,7 \mu\text{m}$ angesetzt. Die kleinsten Mikrosomen liegen unter $0,5 \mu\text{m}$, die großen Makrosomen können $8 \mu\text{m}$ überschreiten. Bei Hühnern, Enten und Tauben sind die Mikro- und

Makrosomen scharf voneinander abgegrenzt, bei den meisten anderen Vogelarten ist dieser Übergang jedoch fließend. Der Anteil der Mikrosomen liegt bei 30-40 % (RAY-CHAUDHURI et al., 1969).

Die Geschlechtschromosomen spielen eine zentrale Rolle in der zytogenetischen Geschlechtsdiagnose. Wie die meisten Wirbeltiere besitzen die Vögel nur ein Paar Geschlechtschromosomen. Männliche Vögel sind homogametisch mit ZZ, weibliche Vögel heterogametisch mit ZW als Geschlechtschromosomen. Die Gonosomen unterscheiden sich in ihrer Morphologie und ihrer Anfärbbarkeit. Das Z-Chromosom kann bei Vögeln größer oder kleiner sein als das W-Chromosom (HERZOG, 1995).

Das Z-Chromosom ist in seiner Länge sehr konstant und bei den meisten Arten das viert- bis fünftgrößte Chromosom (CHRISTIDIS, 1990). Auch zeigt das G-Bandenmuster des Z-Chromosoms artübergreifende Ähnlichkeiten. Das Centromer des Z-Chromosoms liegt meist zentral und verleiht dem Chromosom zwei mehr oder weniger gleich lange Arme (metazentrisches Chromosom).

Das W-Chromosom ist in der Regel kleiner als das Z-Chromosom und fällt aufgrund seiner Größe häufig in die Gruppe der Mikrosomen. Durch seine heterochromatische Natur lässt es sich mit der C-Bandentechnik (STEFOS und ARRIGHI, 1971) deutlich vom Z-Chromosom unterscheiden. Dies ist auch bei Arten, bei denen es keine Größenunterschiede zwischen den Geschlechtschromosomen gibt, möglich. Eine Ausnahme bilden die Gruppe der Flachbrustvögel (Struthioniformes), zu denen Nandu, Emu und Strauße gehören. Die weiblichen Vertreter dieser Gruppe besitzen kein heteromorphes W-Chromosom.

Zur Chromosomenanalyse können verschiedene Bänderungstechniken eingesetzt werden (G-, Q-, C- und R-Bänderung, FPG-Technik), wobei für die Geschlechtsdiagnose v.a. die C-Bandenfärbung Anwendung findet. Als Ausgangsmaterial kommen Lymphozyten aus peripherem Blut (5-20 Tropfen) sowie Fibroblasten (von 2-3 bluthaltigen Federkielen) in Frage. Untersuchungen zeigen, dass die Qualität der Chromosomenpräparationen von Fibroblasten aus Federpulpa besser ist als aus Lymphozyten des peripheren Bluts. Zudem ist die Blutgewinnung für das Tier belastender als die Entnahme einer noch wachsenden Feder (PARKER et al., 1991). Die Zellen aus der Federpulpa werden in Nährmedien angezüchtet und ihre Teilung während der Metaphase mit einem Mitosegift (Colchizin) blockiert. In Abhängigkeit von der Frische des Federpulpamaterials dauert die Anzucht der Zellen nur wenige Stunden bis 3 Tage (HOFFMANN, 1972; DELHANTY, 1989), während Lymphozyten 70 Stunden (HERZOG, 1990) benötigen. Nach der Metaphaseblockade werden

die Zellkerne durch eine hypotone Behandlung zum Bersten gebracht und auf einen Objektträger getropft.

Die Chromosomenpräparate werden nach der C-Banden-Technik gefärbt (HERZOG et al. 1986, BIGELBACH, 1987) und mit dem Lichtmikroskop (Ölimmersion) ausgewertet. Die C-Bänderungstechnik erfolgt mit der Giemsa-Färbung. Mit dieser Färbung lassen sich hochrepetitive Sequenzen und konstitutives Heterochromatin nachweisen (HERZOG, 1995). Das W-Chromosom lässt sich durch seinen hohen Gehalt an Heterochromatin deutlich anfärben und kommt stets allein vor, da es kein Partnerchromosom im Karyotyp gibt.

Die erfolgreiche Anwendung dieser Methode zur Geschlechtsdiagnose hängt neben adäquaten Laboreinrichtungen und Qualifikation des Untersuchers auch von der Vogelart ab. So ist bisher keine zufriedenstellende Technik bekannt, welche bei allen Vogelspezies gleich gut anwendbar wäre. Schwierigkeiten tauchen vor allem bei Psittaziden auf, die weniger Metaphase-Chromosomen produzieren als andere Vogelarten (PRUS und SCHMUTZ, 1987). Die Ursachen hierfür sind nicht klar. Es werden nicht geeignete Kulturbedingungen oder endogene Faktoren diskutiert (HERZOG, 1990). Die Kultur von Federpulpazellen geht häufig mit Kontaminationen einher, da eine absolut sterile Gewinnung des Pulpamaterials nicht möglich ist. Nicht selten bereitet es auch Schwierigkeiten, bluthaltige Federn von entsprechender Größe auf dem Tier vorzufinden. Die zytogenetische Methode zur Geschlechtsdiagnose ist im Vergleich zu anderen Untersuchungsmethoden sehr zeit- und kostenaufwendig und führt nicht in jedem Fall (nur 68 % bei Psittaziden) zum Erfolg (PRUS und SCHMUTZ, 1987).

Ein großer Vorteil der Chromosomenanalyse ist darin zu sehen, dass die Probenentnahme für das Tier wenig belastend ist und alters-, saison- sowie zyklusunabhängig erfolgen kann.

2.2.4 Hormonkonzentrationen zur Geschlechtsdiagnostik

Geschlechtshormone sind wesentlich an der Prägung der Geschlechtsmerkmale beteiligt und ermöglichen die Geschlechtsfunktion. Das weibliche Geschlechtshormon Östrogen wird vor allem im Graafschen Follikel des Ovars und im Corpus luteum gebildet. In kleinen Mengen wird dieses Hormon auch in der Nebennierenrinde und im Hoden synthetisiert. Die Produktion des männlichen Sexualhormons Testosteron erfolgt größtenteils im Hoden durch die Leydigschen Zellen sowie in geringerem Maß auch im Ovar weiblicher Vögel, in der Nebennierenrinde und in der Leber.

Die Konzentrationen dieser Steroide unterliegen großen Schwankungen und sind von der Aktivität der Gonaden abhängig. Der Funktionszustand der Gonaden wird vorwiegend durch das Alter der Tiere, die Jahreszeit, Umweltbedingungen und den Zyklusstand der Ovarien beeinflusst.

CZEKALA und LASLEY (1977) sowie BERCOVITZ et al. (1978) führen die Geschlechtsdiagnose mit Hilfe einer Steroidhormonanalyse durch. Sie bestimmen aus den Faeces das gesamt-immunoreaktive Östrogen (Ö) und Testosteron (T) und bilden den Quotienten Ö/T. Bei beiden Studien wird festgestellt, dass der Ö/T-Wert bei weiblichen Vögeln höher liegt als bei männlichen Individuen.

Die Tabelle 2 zeigt die erhebliche Schwankungsbreite der Steroidhormone (BERCOVITZ et al. 1978). Die Studien von BERCOVITZ werden an zwei dimorphen Vogelarten, dem Bankivahuhn und dem Nymphensittich, deren Exkremente über einen Zeitraum von 24 Stunden gesammelt wurden, durchgeführt.

Tabelle 2: Steroidhormone bei männlichen und weiblichen Vögeln im Vergleich in Nanogramm (ng) je Gramm Kot (Bearbeitet nach BERCOVITZ et al., 1978 Ö/T= Quotient aus Östrogen und Testosteron)

Vogelart	Ausgeschiedene Kotmengen in	Steroide	Geschlecht	Absolute Werte in 24 h	Mittelwerte	Standardabweichung	Anzahl der Tiere
Bankivahuhn (<i>Gallus gallus murghi</i>)	24 Stunden	Östrogen	weiblich	10-658	284	302	4
			männlich	6,5-93	47	46	4
		Testosteron	weiblich	3-58	31	26	4
			männlich	4,5-113	51	53	4
		Ö/T	weiblich	3,6-6,8	7,1	4,8	4
			männlich	0,8-1,4	1,1	0,2	4
Nymphensittich (<i>Nymphicus hollandicus</i>)	24 Stunden	Östrogen	weiblich	1,5-2,75	1,87	0,50	5
			männlich	0,6-1,10	0,90	0,19	6
		Testosteron	weiblich	0,7-1,00	0,80	0,04	5
			männlich	1,0-1,50	1,15	0,20	6
		Ö/T	weiblich	2,1-2,5	2,3	0,25	5
			männlich	0,6-1,0	0,8	0,15	6

Da beim Vogel die Ausscheidung des Harns zusammen mit dem Kot erfolgt, sind quantitative Bestimmung der Harnmenge und der darin enthaltenen Steroide pro Mengeneinheit nicht möglich. Auch sind absolute Wertangaben bei Steroidhormonen aus dem Kot nicht sinnvoll, da die Zusammensetzung und die Konsistenz stark variieren und somit eine standardisierte Auswertung nicht gewährleistet ist. Die Quotienten aus den Werten von Östrogen und Testosteron ergeben Werte, die unabhängig von der Qualität und Quantität des ausgeschiedenen Kots sind.

Die Untersuchungen von CZEKALA und LASLEY (1977) an verschiedenen monomorphen Vogelarten bringen ähnliche Ergebnisse. Die Durchschnittswerte für Ö/T liegen bei weiblichen Vögeln bei 4,8 (2,5-9,8, n=11), bei männlichen Tieren bei 0,7 (0,2-1,4, n=10).

Eine andere Studie von BERCOVITZ et al. (1978) befasst sich mit der Aktivität der Gonaden und deren Bezug auf die Ö/T-Werte. Hierfür werden die Gonaden und Kloakenproben von verendeten Zoovögeln entnommen, deren Todesursache durch eine pathologische Untersuchung festgestellt sowie die Aktivität der Gonaden histologisch bestimmt wird. Nachstehende Tabelle 3 zeigt die untersuchten Vogelarten unter Angabe der gonadalen Aktivität und des entsprechenden Ö/T-Wertes.

Tabelle 3: Aktivität der Gonaden und Ö/T-Quotienten bei verschiedenen Vogelarten
(BERCOVITZ et al., 1978)

Geschlecht	Vogelart	Ö/T	gonadale Aktivität
Weiblich	<i>Agapornis lilianae</i>	1,6	keine Aktivität
Weiblich	<i>Colius macrourus pulcher</i>	2,3	aktiv
Weiblich	<i>Neophema splendida</i>	0,9	keine Aktivität
Weiblich	<i>Columba livia domestica</i>	6,7	aktiv
Weiblich	<i>Columba livia domestica</i>	9,0	sehr aktiv
Weiblich	<i>Tinygnathus m. megalorynchus</i>	1,7	wenig aktiv, Follikel vorhanden
Weiblich	<i>Colinus virginianus texanus</i>	3,2	sehr aktiv, Follikel vorhanden
Männlich	<i>Psephotus haematonotus</i>	0,1	sehr aktiv
Männlich	<i>Colinus virginianus texanus</i>	0,8	keine Aktivität
Männlich	<i>Cereopsis novae hollandiae</i>	1,4	keine Aktivität
Männlich	<i>Thraupis v. virens</i>	1,4	keine Aktivität
Männlich	<i>Mitu mitu</i>	0,8	keine Aktivität
Männlich	<i>Euxenura galeata</i>	0,6	keine Aktivität
Männlich	<i>Calyptrorhynchus f. funereus</i>	0,5	aktiv

keine Aktivität = nur Primärfollikel vorhanden, keine Spermatogenese

Aktiv = viele präovulatorische Follikel vorhanden, Tertiärfollikel oder maximale Spermatogenese

Diese Studie zeigt, dass es zu Überschneidungen der Ö/T-Werte bei Tieren mit inaktiven Gonaden kommen kann. Die Autoren erwähnen, bei männlichen Tieren mit einem Ö/T-Wert $\leq 0,5$ sei mit einer aktiven Spermatogenese zu rechnen und bei weiblichen Vögeln ab einem Ö/T-Wert von $\geq 1,7$ die Entwicklung von Follikeln anzunehmen. Sie kommen zu dem Schluss, dass anhand dieser Daten neben einer Geschlechtsdifferenzierung auch eine Vorhersage über die Aktivität der Gonaden möglich sein könnte, was jedoch noch zusätzliche Untersuchungen an einer größeren Anzahl von Tieren verschiedener Arten erfordere.

2.2.5 Geschlechtsdifferenzierung mittels UV-Licht

Das Sehspektrum des Vogels erstreckt sich über den für den Menschen sichtbaren Bereich (400-750 nm) hinaus bis in den ultravioletten Lichtwellenbereich (300-400 nm). Diese Fähigkeit wird erstmals von SCHIEMENZ (1924) bei Elritzen erkannt und konnte bis heute bereits bei zahlreichen Vogelarten aus 20 Familien nachgewiesen werden (BURKHARDT, 1996).

Dem Menschen und den meisten Säugern fehlt die Fähigkeit zur Wahrnehmung des UV-Lichts. Hier werden die UV-Strahlen vor allem von der leicht gelblich gefärbten Linse stark absorbiert. Beim Vogel fehlt die hohe UV-Absorption der Augenmedien. Sie besitzen neben den drei Zapfentypen mit Absorptionsmaxima für den Menschen sichtbaren Bereich des Lichtes (400-750 nm) einen weiteren Zapfentyp mit Empfindlichkeit im Bereich des UV-Lichtes (300-400 nm) (BURKHARDT, 1996). Durch den vierten Zapfentyp kommt es zu einer Erweiterung des Spektralbereichs und führt nach BURKHARDT (1996) zu einer anderen Art des Farbsehens. Die biologische Bedeutung des UV-Sehens liegt in der Nahrungssuche, Orientierungsleistung, Kommunikation und der Wahl des Geschlechtspartners.

Bisherige Untersuchungen an Horn- und Hautpartien sowie an Federn haben ergeben, dass rote Kämme sowie Kehlsäcke, Füße und Schnäbel keine UV-Strahlen reflektieren. Gelbe Partien können UV-Licht reflektieren, während blaue Horn- und Hautpartien durchweg UV-Licht reflektieren. Federn sind in dieser Hinsicht eingehender untersucht (BURKHARDT, 1989; FINGER und BURKHARDT, 1994). Für uns weiß erscheinende Federn werden vom Vogel in einem UV-komplementären Farbton wahrgenommen, sofern sie kein oder nur wenig UV reflektieren. UV-Reflexionen kommen bei vielen roten, gelben, grünen und blauen

Federn vor. Sie werden beeinflusst durch die Dicke der Keratin-Schichten, die Einlagerung von Carotinoiden, die Färbung durch Melanine sowie submikroskopische Einschlüsse. Federn, die nur noch UV reflektieren, erscheinen dem Vogel in der Grundfarbe UV. Als Beispiel seien hier die schwarzen Federn des Schwarzlories (*Chalcopsitta atra*) und des Azurkopftangare (*Tangara cyanicollis*) zu nennen.

Für uns farbgleiche Federn können durch das UV-empfindliche Vogelauge unterschiedlich wahrgenommen werden, so dass ein im UV-Bereich wirksamer Farb-Dimorphismus zwischen den Geschlechtern für das menschliche Auge nicht erkennbar ist.

BENNETT et al. (1996) zeigen in ihren Untersuchungen am Zebrafinken (*Taeniopygia guttata*) eine bedeutende Rolle des UV-Sehen bei der Partnerwahl auf.

Der praktische Nutzen dieser Erkenntnisse für die Geschlechtsdiagnose mit Hilfe von optischen Mitteln steht noch völlig offen.

2.2.6 Geschlechtsdiagnose mit Hilfe der Durchflusszytometrie

Ursprünglich in der Grundlagenforschung eingesetzt, gewinnt die Durchflusszytometrie in der klinischen Forschung und Routinediagnostik zunehmend an Bedeutung. Das Prinzip dieser Methode ist die Messung verschiedener physikalischer und chemischer Eigenschaften von Einzelzellen in einer Suspension. Gemessen werden Zellen aus Blut, Bronchiallavage, Sperma, Knochenmark, Tumorzellen, Protoplasten, Parasiten, Bakterien und Viren. Die Durchflusszytometrie unterscheidet Partikel von weniger als 0,5 µm Größe. Voraussetzung zur Messung ist das Vorliegen einer Suspension mit einer Konzentration von etwa einer Million Partikel/Milliliter, die mit einem spezifischen Fluoreszenzfarbstoff gefärbt sind. Die Zellsuspension wird über eine Stahlkapillare in die Messküvette eingeführt, wobei die Zellen durch die umgebende Trägerflüssigkeit stark beschleunigt werden. Wie an einer Perlenkette werden die Zellen aneinandergereiht und passieren den Analysepunkt, an dem der Lichtstrahl (Laser) im Bruchteil einer Sekunde die Zellen erfasst und analysiert. Gemessen wird zum einen die Lichtstreuung und zum anderen die Fluoreszenz. Detektoren empfangen die von den Zellen entsandten Signale, die anschließend computergesteuert ausgewertet werden (RAFFAEL, 1988). Unter vielen anderen Anwendungsmöglichkeiten wird die Durchflusszytometrie auch zur Bestimmung des DNS/RNS-Gehalts in der Humanmedizin und Veterinärmedizin (DEAVEN, 1982; ELIAS et al., 1988; KENT et al., 1988) eingesetzt.

Nachstehendes Schema soll die Funktionsweise eines Durchflusszytometers veranschaulichen:

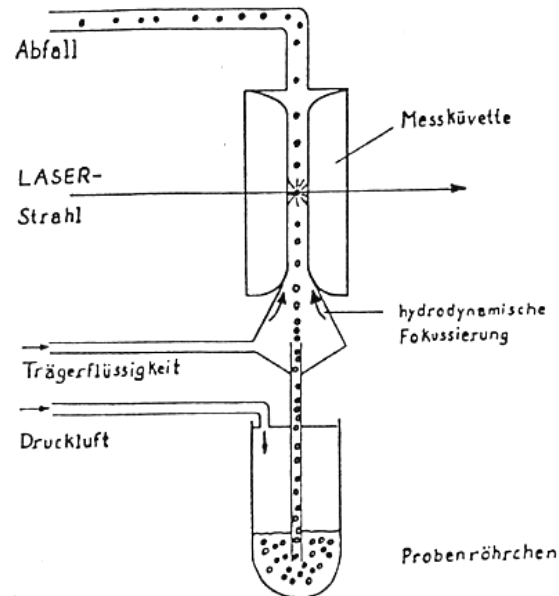


Abbildung 6: Probenzuführung und Analysezone eines Durchflusszytometers (RAFFAEL, 1988, Becton Dickinson GmbH, Heidelberg)

Bei Vögeln ist das weibliche Tier (ZW) im Gegensatz zum männlichen (ZZ) das heterogametische Geschlecht. Da das W-Chromosom in der Regel kleiner als das Z-Chromosom ist, ergeben sich Unterschiede im DNS-Gehalt der Zellen. Einige Autoren haben versucht, mit Hilfe eines Durchflusszytometers diesen kleinen Unterschied in der Geschlechtsdiagnose beim Vogel zu nutzen (ROUS et al. 1994).

TIERSCH und WACHTEL (1991) untersuchen mit der Durchflusszytometrie den nukleären DNS-Gehalt von 55 Vogelarten aus 12 verschiedenen Ordnungen. Der durchschnittliche DNS-Gehalt der untersuchten Vögel liegt bei 2,82 pg mit einer Abweichung von $\pm 0,33$ pg. Diese Variationsbreite ist klein im Vergleich zum DNS-Gehalt anderer Vertebraten, bei denen der Gehalt zwischen 1 und 280 pg pro diploidem Nukleus variiert. Die Autoren fanden keine Abhängigkeit des DNS-Gehalts von der taxonomischen Einordnung der Vögel. Wie bereits von anderen Autoren (CAVALIER-SMITH, 1978; SPARROW et al., 1972) festgestellt, zeigen Vögel die geringsten Schwankungen im DNS-Gehalt innerhalb der Vertebratenklassen.

NAKAMURA et al. (1990) führen die Durchflusszytometrie an 30 Vögeln aus 8 verschiedenen Ordnungen durch. Der ermittelte DNS-Gehalt schwankt zwischen 2,38 und 3,41 pg. Bei männlichen Vögeln lag der DNS-Gehalt um 7,6 % (Hyazintharas) bzw. 0,4 % (Weißkopf-Seeadler) höher als der bei weiblichen Tieren. DE VITA et al. (1994) untersuchen 45 Vögel aus den Ordnungen Falconiformes (mit 3,08-4,5 pg DNS-Gehalt) und Strigiformes (mit 3,92-4,97 pg DNS-Gehalt) und zeigen Unterschiede im DNS-Gehalt von männlichen und weiblichen Vögeln der Ordnung Falconiformes zwischen 1,0 und 5,8 % und bei Vögeln der Ordnung Strigiformes zwischen 0,6 und 3,2 % auf. Diese Prozentangaben spiegeln die Größenverhältnisse zwischen Z- und W-Chromosomen wider. So sind die Geschlechtschromosomen (Z und W) beim Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus*) nahezu gleich groß. Bei Flachbrustvögeln sind die Geschlechtschromosomen nur wenig oder gar nicht heteromorph, so dass sich die DNS-Werte von männlichen und weiblichen Emus überlappen. Aus der Art *Gallus gallus domesticus* wurden vier verschiedene Rassen bzw. Kreuzungen untersucht. Innerhalb derselben Rasse bzw. Kreuzung war ein Unterschied im DNS-Gehalt zwischen männlichen und weiblichen Tieren nachweisbar, jedoch kam es zu Überlappungen der Werte von Tieren, die nicht derselben Rasse oder Kreuzung angehörten. Die Autoren gehen davon aus, dass es auch innerhalb einer Art zur Variation im DNS-Gehalt kommen kann. Diese Differenzen sind durch den unterschiedlichen Heterochromatingehalt des W-Chromosoms oder des DNS-Gehalts der Autosomen zurückzuführen, was zu Fehldeutungen bei der Geschlechtsdiagnose führen kann. Hier scheint es notwendig, geeignete Kontrollen einzuführen, besonders wenn männliche und weibliche Tiere aus weitreichenden geographischen Räumen stammen, morphologische Variationen existieren oder wenn Individuen aus isolierten Populationen untersucht werden sollen. NAKAMURA et al. (1990) empfehlen die Durchflusszytometrie als schnelle und zu bevorzugende Methode für diejenigen Arten, deren Status der Geschlechtschromosomen bekannt ist, und für die neben der Geschlechtsdiagnose keine weiteren Informationen gewünscht werden. Schon eine Stunde nach Blutentnahme ist das Ergebnis der Geschlechtsdiagnose verfügbar.

Die Durchflusszytometrie kann effektiv bei Vogelarten eingesetzt werden, die einen deutlichen Größenunterschied zwischen Z- und W-Chromosom besitzen. Chromosomale Polymorphismen oder das Auftauchen von sich wiederholenden DNS-Sequenzen können die Sicherheit der Methode beeinflussen. Die Durchflusszytometrie ist begrenzt, da für jede Art ein männliches und weibliches Kontrolltier vorhanden sein muss, was bei einer Einzeltierbestimmung nicht möglich ist. Diese Methode der Geschlechtsdiagnose ist eher

dazu geeignet, eine größere Anzahl von Tieren einer Gruppe gleichzeitig zu bestimmen (TIERSCH et al., 1991).

Tabelle 4: DNS-Gehalt von männlichen und weiblichen Vögeln aus 24 Vogelarten

Vogelart	DNS-Gehalt in pg pro diploidem Nukleus,	DNS-Gehalt in pg pro diploidem Nukleus,	Differenz des DNS-Gehaltes in %
	männlich	weiblich	
Hyazinthara	2,97	2,76	7,6
Gelbhaubenkakadu	3,22 +/- 0,02	3,03 +/- 0,02	6,1
Pfirsichköpfchen	2,67	2,55	4,7
Sonnensittich	2,76	2,66	3,8
Schwarzköpfchen	2,71	2,63	3,0
Kanindeara	3,08	2,99	2,9
Goldfasan	2,44 +/- 0,01	2,38 +/- 0,01	2,9
Steinadler	3,00	2,92	2,8
Haushuhn	2,49 +/- 0,03	2,43 +/- 0,02	2,7
Nymphensittich	2,96	2,88	2,7
Rotohrara	2,86 +/- 0,02	2,78 +/- 0,02	2,6
Schwarzschan	2,94	2,87 +/- 0,01	2,5
Ostafrikanischer Kronenkanich	3,05	2,98	2,4
Molukkenkakadu	3,12 +/- 0,01	3,04 +/- 0,01	2,3
Allfarbenlori	2,68	2,62	2,1
Zwergschneegans	2,79	2,74	1,8
Kenianisches Perlhuhn	3,09	3,04	1,6
Westafrikanischer Kronenkanich	3,05 +/- 0,01	3,02 +/- 0,01	1,3
Edelpapagei	3,36	3,32	1,2
Prachtlori	2,72	2,69	1,1
Halsbandsittich	2,76	2,73	1,1
Weißkopf Seeadler	2,86	2,83	1,0
Japanwachtel	2,84 +/- 0,01	2,81 +/- 0,01	0,9
Emu	3,31	3,20	0,6

Tabelle 5: Prozentuale Unterschiede des DNS-Gehalts des männlichen Vogels gegenüber dem weiblichen Vogel innerhalb einer Ordnung bzw. Art

Vogelordnung	Anzahl der getesteten Spezies	Differenz in % (Durchschnitt +/- SD)
Sphenisciformes	1	3,5
Psittaciformes	13	3,2 +/- 2,0
Anseriformes	6	2,3 +/- 0,6
Galliformes	4	2,0 +/- 1,0
Gruiformes	2	1,8 +/- 0,8
Piciformes	1	1,6
Falconiformes	2	1,5 +/- 1,0
Casuariiformes	1	0,6

2.2.7 Molekularbiologische Methoden

2.2.7.1 Hybridisierungstechniken

2.2.7.1.1 Southern-Blot-Hybridisierung

Es werden zwei unterschiedliche Southern-Blot-Hybridisierungsverfahren zur Geschlechtsdiagnose eingesetzt. Die beiden Hybridisierungsverfahren unterscheiden sich in der Länge der eingesetzten Sonden. So verwendet die Firma Zoogen eine Sonde (pMg1 oder auch T-sex genannt) mit 958 Basen Länge und erzeugen ein Bandenmuster mit nur einzelnen Banden, während die Jeffrey Sonde 33.15 aus wenigen Basen besteht und als sogenannte Multilokussonde ein strichkodeähnliches Bandenmuster hervorbringt. Nachstehende Ausführung soll die beiden Verfahren beschreiben:

Das erste molekulargenetische Verfahren zur Geschlechtsdiagnose, das bei einer großen Anzahl von Vogelarten eingesetzt werden kann, beruht auf der Entwicklung und dem entsprechenden Patent durch das Unternehmen Zoogen in Kalifornien. Ein Labor in England

(VETGENT™) erwarb die Lizenz, so dass auch in Europa dieses Verfahren zur Geschlechtsdiagnose kommerziell angeboten wird.

DVORAK et al. (1992) legen eine cDNS-Datenbank von aus Truthahnembryonen isolierten mRNS an. 92 Klone dieser Datenbank werden mit der DNS von männlichen und weiblichen Truthühnern hybridisiert. Das Ziel ist z- und w-lokalisierte Klone, welche zur Geschlechtsdiagnose bei hühnerartigen Vögeln eingesetzt werden könnten, zu selektieren. Ein Klon (pMg1), zeigt ein Hybridisierungsmuster, das vermuten lässt, dass diese Sequenz in einer Region des Z- und W-Chromosoms liegt, die sich voneinander unterscheiden. Durch die Hybridisierung von mit Restriktionsenzymen (*BamHI*-, oder *EcoRI*-, oder *HindIII*) geschnittener männlicher und weiblicher Truthahn-DNS mit pMg1 werden vier verschiedene Typen von Fragmenten im Restriktionsprofil erzielt. Der erste Typ (mit *BamHI* oder *EcoRI* Restriktionsfragmenten) zeigt einen "sex-dosage effect", d.h. die Intensität der Hybridisierungssignale sind bei Proben männlicher Tiere um ein Vielfaches stärker als bei Proben der weiblichen Spezies. Hier wird eine Lokalisation auf dem Z-Chromosom vermutet. Der zweite Typ (*BamHI* oder *HindII* Restriktionsfragmente) zeigt Banden, die nur bei der weiblichen DNS vorhanden sind. Das Fehlen dieser Banden bei Proben männlicher Tiere lässt auf ein W-spezifisches Fragment schließen. Der dritte Typ (*BamHI* oder *EcoRI* Restriktionsfragmente) hybridisiert gleichermaßen mit männlicher und weiblicher DNS, und der vierte Typ (*BamHI*) zeigt eine Bande bei allen Proben weiblicher und nur einem Teil der Proben männlicher Tiere.

Diese Beobachtungen lassen vermuten, dass pMg1 sowohl auf dem Z- als auch auf dem W-Chromosom lokalisiert ist. Der mit der pMg1 Sonde hybridisierte Genloki wurde als DZWM1 bezeichnet (D=DNS, ZW=Z- und W-Chromosom, M=Meleagris=Truthahn).

Weitere Untersuchungen ergeben, dass diese Sequenz in der DNS der meisten Vogelarten vorhanden ist und zur Geschlechtsdiagnose genutzt werden kann. Es ist anzunehmen, dass es sich um einen konservierten Abschnitt im Genom handelt, welcher sich über die Evolution erhalten hat. Hiermit gelingt es erstmals, eine Sequenz zu klonieren, die wie das Zfx- und Zfy-Gen bei Säugetieren (BURGOYNE, 1989; KOOPMAN et al., 1989; PAGE et al., 1987; PALMER et al., 1989) gonosomal gekoppelt ist.

Im September 1992 wurde die Nukleotidsequenz von pMg1 (auch als Tsex bezeichnet) als Hybridisierungssonde zur Geschlechtsdiagnose durch die Firma Zoogen™ und die Wissenschaftler Halverson und Dvorak in einem internationalen Patent registriert.

Die durch bestimmte Restriktionsendonukleasen geschnittene DNS aus Federpulpa oder Blut wird nach ihren Fragmentgrößen auf einen Elektrophorese-Gel aufgetrennt und durch Southern Blot auf eine feste Membran transferiert. Die Membran wird mit der radioaktiv markierten Tsex-Sonde versetzt und die Fragmente, an denen die Sonde gebunden hat, als Hybridisierungssignale auf einer Fotoplatte registriert.

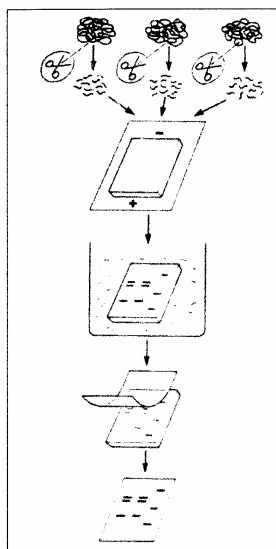


Abbildung 7: Southern-Blot-Hybridisierung (nach STRACHAN, The Human Genome, BIO Scientific Publishers Ltd., 1992)

Es erfolgt eine Gruppierung der Vögel nach den durch die Hybridisierung erzeugten Bandentypen. Vogelarten, die Tsex-homologe Sequenzen auf dem Z- und W-Chromosom besitzen, werden als Tsex-double Spezies bezeichnet. Hier werden die Proben weiblicher Vögel durch eine zusätzliche Hybridisierungsbande von den Proben männlicher unterschieden (Bandentyp zwei). Zu den Tsex-double Spezies zählen zum Beispiel Truthühner, Hühner, Kanadagänse, Fasane, Zebrafinken, Aras, Amazonen, Kakadus, Lories, Nyphensittiche, Wellensittiche, Rosellasittiche u.a..

Vogelarten, die Tsex-homologe Sequenzen nur auf dem Z-Chromosom aufweisen, werden als Tsex-Singel Spezies bezeichnet. Die Unterscheidung der Geschlechter erfolgt semiquantitativ durch den Vergleich der Hybridisierungsgrade des zu untersuchenden Vogels mit einer

Standardprobe eines Tieres mit bekanntem Geschlecht (Bandentyp eins). Zu den Tsex-single Spezies zählen zum Beispiel Graupapageien, Edelpapageien, Sittiche, Agaporniden.

Das Geschlecht einiger Vogelarten kann nicht durch die Tsex-Sonde identifiziert werden. Bei diesen Vögeln hybridisiert die Sonde mit dem Z- und W-Chromosom in gleichen Maßen. Bisher konnten noch keine geeigneten Restriktionsendonukleasen gefunden werden, um hier ein unterschiedliches Bandenmuster zu erzeugen (dritter Bandentyp). Zu diesen Vögeln gehören z.B. Weißkopf-Seeadler, Strauße, Pinguine, Mönchsgeier und Gänsegeier.

Der DNA-Fingerprint findet auch in der Vogelgenetik seine Anwendung und wird neben demographischen Studien auch zum Vaterschaftsnachweis und zur Geschlechtsdiagnose herangezogen.

Der Begriff DNA-Fingerprint wird von ALEC JEFFREYS, einem englischen Molekulargenetiker, im Jahr 1985 eingeführt. Er beschreibt mit dieser Bezeichnung ein strichcodeähnliches DNS-Fragmentmuster, welches wie ein Fingerabdruck für jedes Individuum charakteristisch ist. Dieses Strichcodemuster entsteht durch die Verwendung von sogenannten Multilocus-Sonden, die in der Lage sind, eine große Anzahl von hochpolymorphen Genloci gleichzeitig zu erkennen.

Zur Durchführung des DNA-Fingerprints wird die DNS-Probe mit einer Restriktionsendonuklease gespalten, die entstandenen Fragmente mittels Agarose-Gel-Elektrophorese nach ihren Größen aufgetrennt und auf eine feste Membran immobilisiert. Die auf der Membran fixierten DNS-Fragmente werden mit einer markierten DNS-Sonde versetzt. Die Sonde besteht aus einer Nukleinsäuresequenz bestimmter Länge, die an komplementären Stellen der Zielsequenz hybridisiert. Die Detektion der Bindungsstellen erfolgt je nach Markierung der Sonde mit Chemolumineszenz, Farbreaktion oder durch Schwärzen eines Röntgenfilms.

Das DNS-Fingerprintverfahren wird von RABENDOLD et al. (1991) zur Geschlechtsdiagnose beim Pantherzaunkönig (*Campylorhynchus nuchalis*) eingesetzt. Als Sonde benutzen die Autoren eine vor allem in der Humangenetik häufig eingesetzte Minisatelliten-Sonde mit der Bezeichnung 33.15. Bisherige Untersuchungen haben gezeigt, dass sich mit dieser Sonde weder aus der menschlichen DNS noch aus der DNS von Säugetieren geschlechtsspezifische Bandenmuster erzielen lassen (JEFFREYS et al., 1995). Dennoch finden RABENDOLD et al. (1991) beim Zaunkönig (*Troglodytes aedon*) mit dieser Sonde geschlechtsspezifische Fragmente beim weiblichen Vogel. Die Anwendung dieses Verfahrens

bei einem verwandten Vogel, dem Braussenzaunkönig (*Campylorhynchus griseus*) ergibt keine geschlechtsspezifische Bande.

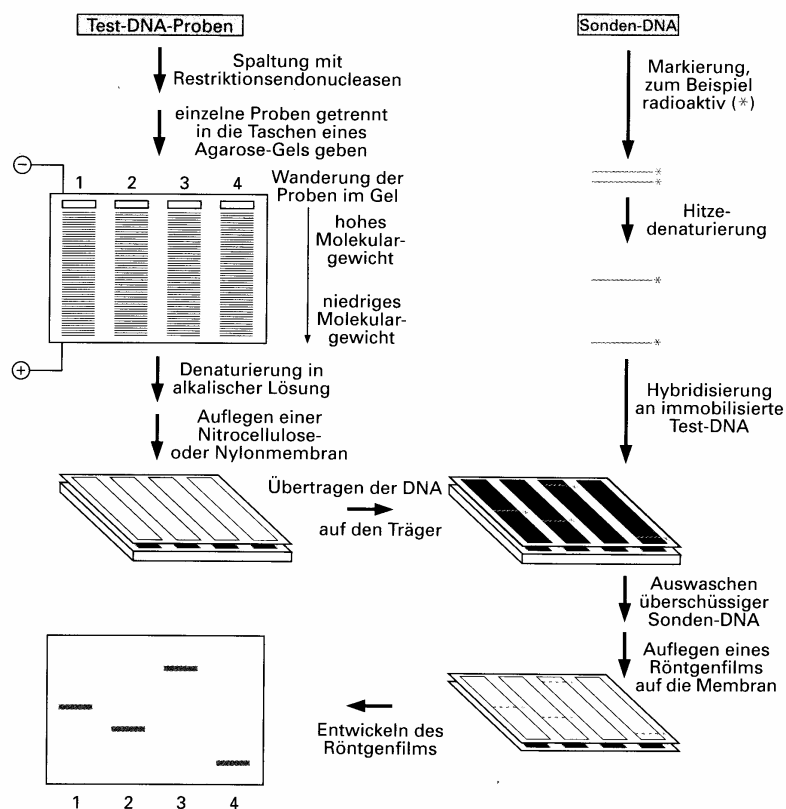


Abbildung 8: Schematische Darstellung eines DNA-Fingerabdrucks

Auch MIYAKI et al. (1992) können bei Proben von zwei Vogelarten der Gattung *Aratinga* (*Aratinga guarouba* und *Aratinga aurea*) geschlechtsspezifische Banden unter Anwendung der JEFFREYS 33.15-Sonde nachweisen. Diese Sonde erzeugt bei den Proben beider Vogelarten zwei prominente, nur beim weiblichen Vogel vorkommende Banden. MIYAKI et al. führen noch weitere vielversprechende Untersuchungen an anderen Arten der Gattungen *Aratinga* und *Ara* durch. Die Ergebnisse können jedoch aufgrund mangelnder Kenntnisse der Geschlechter der untersuchten Vögel nicht abgesichert werden. Die Autoren nehmen an, dass die Sonde 33.15 auch zur Geschlechtsdiagnose anderer Papageienarten eingesetzt werden kann.

Bis heute wurde noch keine DNS-Sonde gefunden, die universell bei allen Vogelarten zur Geschlechtsdiagnose einsetzbar ist. Die Sonden des DNA-Fingerprint-Verfahrens sind meist speziesspezifisch und daher nur sehr begrenzt auf andere Vogelarten anwendbar.

2.2.7.1.2 Dot-Blot-Hybridisierung

Die Dot-Blot-Hybridisierung ist ein Verfahren, bei dem die genomische DNS der zu untersuchenden Probe punktförmig auf eine feste Membran transferiert und gebunden wird. Durch einen Hybridisierungsvorgang wird eine farb- oder radioaktiv markierte DNS-Sonde mit der Sequenz, die man auf der Proben-DNS sucht, auf die Membran gebracht. Ist diese Sequenz auf der Membran vorhanden, hybridisiert diese mit der Sonde, welche sich optisch sichtbar machen lässt. Diese Technik wird von mehreren Autoren (URYU et al., 1989; GRIFFITHS und HOLLAND, 1990; MAY et al., 1993) beim Haushuhn, bei Möwen und beim Rotmilan angewandt.

Voraussetzung für diese Technik ist das Vorhandensein einer geeigneten w-chromosomen-spezifischen Sequenz zur Herstellung einer Hybridisierungssonde. URYU et al. (1989) entwickeln ein in der Praxis anwendbares Nachweisverfahren. Sie verzichten auf eine aufwendige DNS-Extraktion der zu untersuchenden Blutprobe. Die Blutzellen werden gewaschen, durch Zugabe einer hypotonischen Lösung lysiert, die so behandelten Proben auf eine Nylonmembran gebracht und eine biotinmarkierte Sonde zugegeben. Der Hybridisierungsvorgang wird mit Hilfe einer Streptavidin-Alkalin-Phosphatase-Lösung sichtbar gemacht. Als Hybridisierungssonde benutzen URYU et al. (1989) die *XhoI*-0,7 kb Einheiten, die sich 14.000-mal im Genom wiederholen und als w-chromosomspezifische Wiederholungseinheit (repeated unit) bekannt sind.

Durch die hochrepetitiven *XhoI*-0,7 Einheiten bei weiblichen Hühnern ist es möglich, den Dot-Blot durchzuführen, ohne die aus den Blutproben stammende DNS zusätzlich aufzureinigen. Weibliche Tiere können mit dieser einfachen Methode durch eine deutliche Farbreaktion identifiziert werden. Für die Durchführung dieser Art der Geschlechtsdiagnose genügen bereits 3 µl Blut bzw. 5×10^5 rote Blutzellen. Die von URYU et al. beschriebene Technik ist ein in der Praxis einfach anwendbares Verfahren, das jedoch auf die Geschlechtsdiagnose von Hühnern beschränkt ist.

2.2.7.2 Anwendung der PCR zur Geschlechtsdiagnose beim Vogel

2.2.7.2.1 Einsatz der PCR bei verschiedenen Vogelarten

Die PCR (Polymerase-Kettenreaktion) ist ein Diagnoseverfahren, mit dem gezielt spezifische DNS-Abschnitte einer zu untersuchenden Probe erkannt und vervielfältigt werden. Hierzu lagern sich in einem zyklischen Verfahren Oligonukleotidprimer (kurze einzelsträngige DNS-Moleküle), die komplementär zu den Enden einer definierten Sequenz sind, an die Ziel-DNS an (Annealing). Mit Hilfe einer DNS-Polymerase und in Gegenwart von Desoxynukleosidtriphosphat (dNTP's) werden die Primer komplementär entlang einzelsträngiger denaturierter DNS-Matrix verlängert (Extension). Das Trennen der DNS-Stränge erfolgt durch Erhitzen. Ein anschließender Kühlvorgang erlaubt den Primern, sich wieder spezifisch an die Zielregion anzulagern. Nach jeder neuen Runde verdoppelt sich die Zahl der DNS-Kopien, so dass aus sehr geringen Nukleinsäuremengen innerhalb kürzester Zeit ein spezifisches Fragment millionenfach angereichert werden kann.

Schon seit einigen Jahren ist man auf der Suche nach Sequenzen, die für das W-Chromosom spezifisch sind und deren Primer universell zur Geschlechtsdiagnose bei allen Vogelarten einsetzbar sind. Bisherige PCR-Methoden zur Geschlechtsdiagnose waren nur bei einzelnen Vogelarten durchführbar. Neueste Erkenntnisse über geschlechtschromosomenspezifische Gene der Vogel-DNS lassen die Entwicklung von PCR-Methoden mit nahezu universell einsetzbaren Primern bei zahlreichen Vogelarten möglich werden.

Erstmals gelang es GRIFFITHS et al. (1992), bei Staren (*Sturnus vulgaris* und *Sturnus unicolor*) das Geschlecht mit Hilfe der PCR zu bestimmen. Im Vergleich zum Star (*Sturnus vulgaris*) wird beim Einfarbstar (*Sturnus unicolor*) mit diesen Primern eine deutlich geringere Menge amplifiziert. Bei Proben weniger verwandter Vögel wie der Kohlenmeise (*Parus major*) und der Dohle (*Corvus monedula*) kann mit dieser PCR keine geschlechtsspezifische Bande erzeugt werden

GRIFFITHS und TIWARI (1993) bestimmen mit RAPD (Random Amplified Polymorphic DNS)-Primerpaaren das Geschlecht von Dohle, Meise und Zebrafink. RAPD-Primer sind kurze willkürliche Primer, die mehrmals im Genom binden und DNS-Segmente amplifizieren. Eine Sequenzinformation der zu untersuchenden Probe ist nicht notwendig. Die RAPD-PCR

erzeugt ein strichcodeähnliches Bandenmuster. Die so erzeugte Banden werden drei Bandentypen zugeordnet. Der erste Bandentyp ist sowohl beim männlichen als auch beim weiblichen Vogel vorhanden und stammt entweder aus einer autosomal gelegenen Region des Genoms oder aus dem Z-Chromosom, welches bei beiden Geschlechtern vorhanden ist. Der zweite Bandentyp tritt nur beim heterogametischen Geschlecht, also beim weiblichen Vogel auf. Dieses Amplifikat stammt aus einer Region des W-Chromosomes und ist geschlechtsspezifisch. Der dritte Bandentyp ist ein Produkt einer polymorphen Region des Genoms und ist als individuelle Bande, die bei Proben männlicher und weiblicher Tiere vorkommen kann, anzusehen. Um individuelle Banden, die aufgrund der Polimorphologie innerhalb einer Vogelart vorkommen, so gering wie möglich zu halten, werden die DNS männlicher bzw. weiblicher Vogelproben einer Art zu je einer männlichen bzw. weiblichen Probe gepoolt.

Bei Meise, Dohle und Zebrafink werden mit diesem Verfahren geschlechtsspezifische Banden gefunden. Um zu zeigen, dass die Banden geschlechts-spezifisch sind, wird das Amplifikat isoliert und mit der entsprechenden Vogel-DNS hybridisiert.

GRIFFITHS und TIWARI (1993) kommen zu dem Ergebnis, dass die Primer direkt in der wenig stringenten PCR eingesetzt werden können. Das Vorhandensein der nicht geschlechtsspezifischen Banden kann als Kontrolle für den erfolgreichen Ablauf der PCR dienen.

Ähnlich wie GRIFFITHS und TIWARI (1993) beschreiben SABO et al. (1994) eine Methode zur Identifizierung von w-chromosomenspezifischen Markern bei der Rosenseeschwalbe (*Sterna dougalii*). Auch sie nutzen hierfür willkürliche RAPD-Primer (WILLIAMS et al., 1990) zur Erzeugung geschlechtsspezifischer Banden bei unbekannter Nukleinsäuresequenz. Im Gegensatz zu GRIFFITHS und TIWARI (1993) werden die RAPD-Primer nicht direkt zur Geschlechtsdiagnose eingesetzt, sondern SCAR (sequence-characterized amplified region)-Primer. Zur Herstellung von SCAR-Primern wird die geschlechtsspezifische Bande der RAPD-PCR aus dem Gel gelöst, kloniert und sequenziert. SCAR-Primer enthalten die ersten 10 Basen der RAPD-Primer sowie weitere 19 bis 20 Basen. Der Vorteil der SCAR-Primer liegt in der größeren Anzahl an Basen, die eine höhere Annealingtemperatur und damit eine spezifischere Bindung der Primer an die Ziel-DNS erlaubt.

CLINTON berichtet 1994 über eine Geschlechtsdiagnosemethode mittels PCR von Hühnerembryonen. Die von CLINTON gewählten Primerpaare W-5 und W-3 stammen aus

den Wiederholungseinheiten der 0,7 kb *XhoI*-Familie (KODAMA et al., 1987; SAITOH et al., 1991). Als Kontrolle für das Vorhandensein einer amplifizierbaren DNS fügt er der PCR das Primerpaar GAP 5 und GAP 3 (STONE et al., 1985) hinzu, welches bei beiden Geschlechtern ein Segment aus dem Gen für die Glycerinaldehyd-3-Phosphat-Dehydrogenase (GAPDH) amplifiziert. CLINTON führt die PCR mit einer unterschiedlichen Anzahl von Zyklen durch. Ab 13 Zyklen ist die erwartete geschlechtsspezifische Bande mit 315 bp beim weiblichen Embryo nachweisbar. Die geringe Anzahl an Zyklen ist auf die hohe Zahl der repeated Units (14.000) auf dem W-Chromosom zurückzuführen. Nach 30 Zyklen taucht auch beim männlichem Tier die Bande auf. CLINTON nimmt an, dass auch beim männlichem Tier geringe Mengen dieser Sequenz vorhanden sein müssen.

CLINTON (1994) isoliert von 1.000 Hühnerembryonen die DNS und führt die PCR zur Geschlechtsdiagnose durch. Das GAPDH Kontrollprodukt zeigt sich bei 960 Tieren. Das W-Repeat Produkt ist bei 52,8 % (weiblich) vorhanden und bei 47,2 % (männlich) der Embryonen abwesend.

KLEIN et al. (2003) setzen sich mit der Notwendigkeit der Etablierung eines Verfahrens für die Diagnose der Geschlechter bei Hühnerküken auseinander. Die Zucht von Legehennen bringt das Problem mit sich, dass die Hälfte der bebrüteten Eier männliche Küken hervorbringen, die nach dem Schlupf jährlich zu Millionen getötet und anderweitig als Futtertiere verwendet werden. Wirtschaftliche und ethische Gesichtspunkte verlangen nach einem Verfahren, das es ermöglicht, das Geschlecht der Hühnerembryonen noch vor dem Bebrüten der Eier zu bestimmen. Das Sexen von Sperma kommt beim Vogel nicht in Frage, da das Sperma homogametisch ist, also nur Z-Chromosomen enthält. Die eigentliche Information über das Geschlecht gibt folglich nur die Eizelle, die vier bis eine Stunde vor der Ovulation den haploiden Chromosomensatz mit Z oder W als Geschlechtschromosom aufweist, oder später der Embryo selbst. Zum Zeitpunkt der Eiablage befindet sich der Embryo im Blastodermstadium mit 40 bis 60.000 undifferenzierten Zellen. KLEIN et al. (2003) entwickeln ein Verfahren zur Lokalisation des Blastoderms und zur Entnahme einer Biopsie von wenigen Zellen (4-400) aus frisch gelegten unbebrüteten Eiern, ohne deren embryonale Weiterentwicklung zu stören. Da nur wenige Zellen zur Verfügung stehen, wählen KLEIN et al. (2003) die PCR als hoch sensitives Analyseverfahren. Das Verfahren ist jedoch sehr aufwendig und kostenintensiv (ca. 12,00 € pro untersuchten Embryo) und stellt so momentan noch keine Alternative für die Geflügelindustrie dar. KLEIN et al. (2003) kommen zum Schluss, es sei derzeit theoretisch und experimentell möglich, das Geschlecht von

Embryonen aus unbebrüteten Eiern zu bestimmen. Die Kosten liegen jedoch weit über den herkömmlichen Verfahren der Geschlechtsdiagnose (visuell über das Umstülpen der Kloake bei Eintagsküken oder der Geschlechtsbestimmung an Hand der Geschwindigkeit des Wachstums der Schwungfedern beim Eintagsküken – sog. Federsexen). Nur in einfache, schnelle und kostengünstige Analyseverfahren mit einer hohen Durchsatzleistung wird die Zukunft der Geschlechtsdiagnose bei Hühnerembryonen liegen.

2.2.7.2.2 Nutzung eines spezifischen Abschnitts des CHD-Gens zur Geschlechtsdiagnose

Bereits im Jahre 1993 entdecken GRIFFITHS und TIWARI bei der Dohle eine w-chromosomenspezifische Sequenz. Diverse Hybridisierungsversuche mit einer Sonde dieser Sequenz bei der Dohle folgen. Eine Region von 41 Aminosäuren wird gefunden, die eine 85 %ige Übereinstimmung mit dem CHD-1-Gen (Chromatin organisation modifier (chromo)-Helicase-ATPase DNS binding protein-1) der Maus (DELMAS et al., 1993) zeigt. Bei weiteren Hybridisierungsversuchen mit der DNS des Huhnes werden zwei eng verwandte Gene gefunden, deren Sequenzen starke Ähnlichkeit mit dem CHD-1-Gen haben. Eine daraus erzeugte Sonde wird mit der DNS des Huhnes, Bienenfressers und Hyazinthars hybridisiert. Auf dieser Weise können zwei Bandentypen erzeugt werden: Der erste Bandentyp ist nur bei Proben weiblicher Vögel vorhanden und wird als CHD-W-Gen bezeichnet. Der zweite Bandentyp ist bei Proben beider Geschlechter nachzuweisen und wird CHD-NW genannt.

Da es nun möglich ist, das Geschlecht des Hyazinthars zu diagnostizieren, lag es nahe, dieses Gen auch bei dem eng verwandten und vom Aussterben bedrohten Spix-Ara (*Cyanopsitta spixii*) zur Geschlechtsdiagnose einzusetzen. Im Rahmen eines Auswilderungsprogramms war es notwendig, das Geschlecht des letzten wildlebenden Vogels dieser Art zu bestimmen. Da nur einige ausgefallene Federn des Spix-Aras zur Verfügung standen und der Fang des Tieres zu risikoreich erschien, musste eine Methode entwickelt werden, die mit kleinsten DNS-Mengen von geringer Qualität das Geschlecht sicher zu bestimmen vermag. Hierfür kommt nur die PCR in Frage. Durch Vergleiche der CHD-Gene der Maus, des Huhnes und des Hyazinthars, werden Primer hergestellt (P1, P2 und P3), die in der Lage sind, beide CHD-Gene (des CHD-W und CHD-NW-Gen) zu amplifizieren.

Eine seminested PCR mit den Primern P1, P2 und P3 soll bei beiden Geschlechtern das CHD-NW-Gen als Kontrolle amplifizieren, um zu zeigen, dass die PCR ohne technische Probleme oder Inhibitoren in der DNS-Probe abgelaufen ist. Dieselbe PCR amplifiziert bei Proben weiblicher Vögel zusätzlich das CHD-W-Gen. Da die beiden CHD-Gene dieselbe Größe haben, erfolgt ihre Unterscheidung durch eine beim CHD-W-Gen vorhandene *DdeI*-Restriktionsenzymschnittstelle. Bei Proben weiblicher Tiere können mit der PCR und dem Restriktionsverdau drei Fragmente produziert werden: Das ungeschnittene CHD-NW (104 bp) und das in zwei Fragmente geschnittene CHD-W-Produkt (73 und 31 bp). Beim männlichen Vogel wird nur das CHD-NW-Gen amplifiziert, welches nicht durch das *DdeI*-Restriktionsenzym geschnitten wird.

Um diese Methode auch bei anderen Vogelarten einzusetzen, müssen zwei Kriterien erfüllt sein: Zum einen müssen beide CHD-Gene durch die Primer amplifiziert werden, zum anderen müssen die PCR-Produkte der CHD-Gene durch einen Restriktionsenzymverdau voneinander getrennt werden können. Neben der *DdeI*-Schnittstelle sind noch andere Restriktionsenzyme zur Unterscheidung beider Gene einsetzbar. Das CHD-W-Gen besitzt neben der *DdeI*-Schnittstelle noch eine weitere für das Enzym *MaeII*. Zum Schneiden des CHD-NW-Gens kommen die Restriktionsendonukleasen *HaeIII*, *MboII* und *XhoI* in Frage.

Die Unterschiede zwischen den CHD-W und CHD-NW-Genen sind klein und für Mutationen offen, so dass die Möglichkeit besteht, dass bei bestimmten Vogelarten unter Umständen keines der genannten Enzyme zur Unterscheidung beider Gene brauchbar ist. In diesem Falle werden die beiden CHD-Gene kloniert, sequenziert und miteinander verglichen. Für eventuell vorhandene Unterschiede in der Basensequenz kann das passende Restriktionsenzym eingesetzt werden.

3 MATERIAL UND METHODEN

3.1 Untersuchungsmaterial

Für die Untersuchung standen die im Rahmen der Routinediagnostik an das Veterinärmedizinische Labor des Instituts für klinische Prüfung GmbH in Ludwigsburg eingesandten Proben sowie speziell für Studienzwecke entnommene Proben zur Verfügung.

Die Geschlechtsdiagnose wurde an Blut und Federn durchgeführt.

Insgesamt wurden 3388 Proben von Vögeln der im Anhang 9.4 (Tabelle 21-34) aufgeführten Arten untersucht. Das Probenmaterial bestand zu 40,29 % (1365) aus Blut und zu 59,71 % (2023) aus Federn. Sämtliche Untersuchungen erfolgten im Zeitraum von Januar 1996 bis Dezember 1999.

3.2 Herkunft und Beschaffenheit des Probenmaterials

3.2.1 Blutproben

Es wurden insgesamt 1365 Blutproben untersucht. Sie stammen zum einen Teil von Sektionstieren und wurden in der Regel aus dem Herz entnommen, zum anderen Teil stammen sie von Tieren, die zur Geschlechtsdiagnose endoskopiert wurden. Der überwiegende Teil der Proben stammt von Vögeln, deren Geschlecht nach einem patentierten Verfahren nach HALVERSON und DVORAK (ZOOGENTM-Methode) bzw. nach der PCR-Methode von GRIFFITHS und TIWARI (1995) bestimmt werden sollte. Das Blut wurde in EDTA-Röhrchen aufgenommen. Die Lagerung der Blutproben erfolgte bis zu einer Woche im Kühlschrank, bei längerer Lagerung wurden die Proben bei -20 °C tiefgefroren.

Zur Blutentnahmetechnik sei auf die Angaben von KORBEL (1990) verwiesen.

Blutproben von Tieren, deren Geschlecht nach der ZOOGENTM-Methode bestimmt werden soll, wurden in einem Gemisch von Blut in 70 %igem Ethanol eingesandt und bis zum weiteren Versand bei Raumtemperatur oder im Kühlschrank aufbewahrt.

3.2.2 Federn

Die Federn stammen von sezierten Tieren sowie zur Geschlechtsdiagnose endoskopierte Vögel und von Vögeln, deren Geschlecht bereits (durch Endoskopie, Verhalten, Vogelpaare, Eierlegen) bekannt war oder erst durch die Routinediagnostik ermittelt werden sollte.

Die Federpulpa wurde aus noch im Wachstum befindlichen Federn entnommen. Durch Druck auf den Federkiel wird die Federpulpa freigesetzt, mit Hilfe einer Kapillare aufgesaugt und in ein EDTA-Röhrchen gegeben. Zum Teil wurden die im Wachstum befindlichen Federn auch als Ganzes in einem EDTA-Röhrchen oder in einer Plastiktüte eingeschickt.

Mature Federn werden in Briefumschlägen, Alufolien oder Plastiktüten eingesandt.

3.2.3 Herkunft des Probenmaterials

Das Probenmaterial wurde von unten aufgeführten Personen und Einrichtungen zur Verfügung gestellt. (In diesem Zusammenhang möchte ich mich bei allen Einsendern für die Bereitstellung des Untersuchungsmaterials bedanken.)

- Institut für Tierzucht und Haustiergenetik der Justus-Liebig-Universität, Gießen
- Institut für Geflügelkrankheiten der Justus-Liebig-Universität, Gießen
- Poliklinik für Ziervögel der Justus-Liebig-Universität, Gießen
- Institut für klinische Prüfung GmbH, Ludwigsburg
- Staatliches veterinärmedizinisches Untersuchungsamt, Stuttgart
- Gesellschaft für medizinische und biologische Untersuchung mbH, Filderstadt
- Institut für Geflügelkrankheiten der Ludwig-Maximilians-Universität, Oberschleißheim
- Tierarztpraxis Cappel, Dr. Richter, Öhringen
- Tierarztpraxis Dr. Stefan, Ahaus
- Kleintierzuchtverein Z238, Freiberg a.N.
- Zoologischer Garten Hellabrunn, München, Frau Dr. Hektor
- Max-Planck-Institut für Verhaltensphysiologie, Andechs, Herr Bauchinger
- Vogelpark Walsrode, Herr Dr. Rinke
- Ziergeflügelzucht Waldmann, Heinersreuth

- Zoo Duisburg
- Zoo Frankfurt, Herr Dr. Geyer
- Herr Schütter, München

3.2.4 Benennung der Vogelarten

Von den diversen Einsendern wurden sehr unterschiedliche Namen zu den Vogelarten, von denen die Blut- oder Federproben stammten, mitgeteilt. Zum Teil wurden nur deutschsprachige Namen in den Begleitschreiben zu den Einsendungen genannt, wobei nicht in jedem Fall eine exakte Zuordnung zu den wissenschaftlichen Namen an Hand der einschlägigen Nachschlagewerke gelang. Andererseits wurden wissenschaftliche Namen angegeben, ohne zugleich das jeweilige taxonomische Werk zu nennen, aus dem der wissenschaftliche Name entnommen worden war.

Es wurde stets angestrebt, in dieser Arbeit sowohl den deutschsprachigen als auch den wissenschaftlichen Namen zu berücksichtigen. In den meisten Fällen wurden die wissenschaftlichen Namen der Spezies und Subspezies, Familien sowie Ordnungen aus dem Buch von Hans Edmund Wolters, „Die Vogelarten der Erde“ (745 Seiten), erschienen in mehreren Teillieferungen in den Jahren 1975 bis 1982, entnommen. Dieses Buch enthält für jede Art den deutschen, englischen und wissenschaftlichen Namen und erfreut sich schon deshalb als Nachschlagewerk besonderer Wertschätzung. Darüber hinaus enthält Wolters' Buch auch Angaben zur geographischen Verbreitung der Vögel und den Namen der Erstbeschreiber von Spezies, Genera und Familie.

In einigen Zweifelsfällen dienten die Bücher von Charles G. Sibley und Burt L. Monroe, jr. (1990) „Distribution and Taxonomy of birds of the World“ (111 Seiten) sowie von James F. Clements (2000) „Birds of the world. A checklist“ (867 Seiten) als Auskunftquellen.

Ebenfalls konsultiert wurde in einigen Fällen das Werk „Handbook of birds of the World“, das von Josep del Hoyo, Andrew Elliott und Jordi Sargatal herausgegeben wird. Allerdings sind von diesem auf zwölf Bände á ca. 700 Seiten angelegten Monumentalwerk seit 1990 erst

die Bände 1 bis 8 erschienen. Dadurch können einige Vogelarten in diesem Werk noch nicht enthalten sein.

Trotz aller Mühen musste in einigen wenigen Fällen die exakte wissenschaftliche Speziesbezeichnung und damit auch die taxonomische Zuordnung mancher Vögel ungeklärt bleiben. Zukünftig wäre deutlich mehr Wert auf eine eindeutige Beschreibung der Herkunft des Untersuchungsmaterials zu legen.

3.3 Untersuchungsmethoden

3.3.1 DNS-Isolierung über nukleinsäurenbindende Silikagel-Membranen

Die Isolierung der genomischen DNS aus Blut und Federpulpa erfolgt ausschließlich mit dem QIAamp Blood/Tissue Kit™ (Firma QIAGEN, Hilden). Bei der Aufarbeitung der Proben wird nach den Herstellerangaben verfahren. Das Protokoll soll im Folgenden kurz beschrieben werden.

3.3.1.1 EDTA-Blut als Ausgangsmaterial

1 µl EDTA-Blut wird in 199 µl PBS in einem 1,5 ml Eppendorfgefäß gegeben. Dem Gemisch werden 200 µl AL-Puffer sowie 25 µl QIAGEN™ Protease zugegeben, gemischt und für 10 Minuten bei 70 °C inkubiert. Anschließend werden 210 µl Ethanol zugegeben, gemischt und die gesamte Flüssigkeit auf die Säule aufgetragen und eine Minute bei 6000 g zentrifugiert. Das Filtrat wird verworfen und die Säule durch Zugabe von 500 µl AW-Puffer mit nachfolgendem Zentrifugationsschritt für eine min bei 6000 g gewaschen. Nach dem ersten Waschschrift erfolgt ein zweiter durch erneute Zugabe von 500 µl AW-Puffer und einer zunächst einminütigen Zentrifugation bei 6000 g und anschließender zweiminütiger Zentrifugation bei 10000 g Die DNS wird mit 200 µl AE-Puffer eluiert. Dazu werden 200 µl auf 70 °C erwärmter AE-Puffer auf die Säule gegeben und diese 5 min bei 70 °C inkubiert, anschließend bei 6000 g für eine Minute zentrifugiert. Das Eluat wird bis zum Einsatz in der PCR bei –20 °C aufbewahrt.

3.3.1.2 Blut in 70 %igen Ethanol als Ausgangsmaterial

In einem 1,5 ml Eppendorfgefäß werden 180 µl ATL-Puffer und 20 µl Proteinase K (20 mg/ml) vorgelegt und ca. 5 µl Blut bzw. Blutkrümel oder -klumpen zugegeben. Das Gemisch wird für 1-3 Stunden bei 56 °C im Wasserbad unter gelegentlichem Schütteln inkubiert, bis sich die Blutteilchen vollständig gelöst haben. Anschließend werden 200 µl Al -Puffer zugegeben, für 10 min bei 70 °C inkubiert und wie bei der DNS-Isolierung von EDTA-Blut weiterverfahren (siehe Abschnitt 3.3.1.1).

3.3.1.3 Federn als Ausgangsmaterial

Voraussetzung für die ausreichende DNS-Isolierung aus Federn ist ein intakter Federkiel einer nicht zu kleinen Feder. Der Federkiel wird in Längsrichtung geöffnet und die feuchte Federpulpa (bei noch im Wachstum befindlichen Federn) oder die trockenen Epithelzellen des Federmarks (bei maturen Federn) freigelegt und in ein mit 180 µl ATL-Puffer versetztes Eppendorfgefäß gebracht. Nach Zugabe von 20 µl Proteinase K-Lösung (20 mg/ml) wird die Flüssigkeit für drei Stunden im Wasserbad bei 56 °C unter gelegentlichem Schütteln inkubiert. Anschließend wird wie bei der DNS-Isolierung von Blut in Ethanol weiterverfahren (siehe Abschnitt 3.3.1.2).

3.3.2 Messung der DNS-Konzentration und Reinheit

In Vorversuchen wird der DNS-Gehalt von 22 Proben untersucht und die Reinheit photometrisch bestimmt. Hierzu wird die Absorption der DNS-Lösung bei einer Wellenlänge von 260 nm und 280 nm mit einem UV-Spektralphotometer ermittelt. Für die Messung werden 50 µl DNS-Lösung mit 1450 µl entionisiertem Wasser gemischt (Verdünnung 1:30) und 1,2 ml davon in eine Quarzküvette gefüllt. Die DNS-Konzentration in einer Probe wird mit nachstehender Formel berechnet:

$$\text{Konzentration in } \mu\text{g/ml} = \text{OD}_{260} \times \text{Verdünnungsfaktor} \times 50$$

Bei dieser Berechnung liegt ein OD-Wert von 1 bei 260 nm Wellenlänge und 50 µg doppelsträngiger DNS/ml zugrunde.

Um ein Maß für die Verunreinigung der Proben mit Proteinen zu erhalten, wird neben der Absorption bei einer Wellenlänge von 260 nm auch die von 280 nm gemessen. Der Quotient von OD_{260}/OD_{280} gibt den Grad der Verunreinigung mit Proteinen wieder (SAMBROOK et al., 1989). Bei dem Quotient $\geq 1,6$ kann von einer reinen DNS-Präparation ausgegangen werden.

3.3.3 Elektrophoretische Auftrennung der Amplifikate

Die elektrophoretische Auftrennung der Amplifikate erfolgt über Polyacrylamid-Gele oder Agarose-Gele.

3.3.3.1 Polyacrylamid-Gel-Elektrophorese (PAGE)

Die Detektion der Amplifikate der PCR mit den Primern nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) und der RAPD-PCR erfolgt durch eine vertikale Polyacrylamid-Gel-Elektrophorese (PAGE). Für die Amplifikate der PCR mit den Primern nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) wird eine Acrylamidkonzentration von 8 % verwendet (SAMBROOK et al., 1989), für die der RAPD-PCR wird eine solche von 6 %ige Polyacrylamidkonzentration gewählt.

Das 8 %ige Polyacrylamid-Gel enthält folgende Komponenten:

- 1,9 ml 40 %ige Acrylamidlösung
- 1,3 ml 2 %ige Bis Solution (N,N'-Methylenbisacrylamid)
- 0,2 ml TAE-Puffer (50x)
- 6,6 ml entionisiertes Wasser
- 20 µl TEMED (N,N,N',N'-Tetramethylethylendiamin)
- 40 µl 10 %ige Ammoniumpersulfatlösung

Das 6 %ige Polyacrylamid-Gel setzt sich wie folgt zusammen:

- 1,46 ml 40 %ige Acrylamidlösung
- 1,00 ml 2 %ige Bis Solution (N,N'-Methylenbisacrylamid)
- 0,2 ml TAE-Puffer (50x)
- 7,3 ml entionisiertes Wasser
- 20 µl TEMED (N,N,N',N'-Tetramethylethyldiamin)
- 40 µl 10 %ige Ammoniumpersulfatlösung

Die Bestandteile werden in dieser Reihenfolge in einen Messzylinder gegeben, gründlich gemischt, das noch flüssige Gel zügig und luftblasenfrei in die beiden Mini-Protean II-Gelkammern gefüllt und die Kämme für die Probestaschen eingesetzt. Nach ca. einer Stunde werden die Gelkammern in die Elektrophoreseapparatur eingebaut, der Elektrophoresepuffer (1xTAE, pH 7,5) zugegeben und die Kämme gezogen. Die Probestaschen werden anschließend mit Elektrophoresepuffer gespült, um Reste des noch nicht ausgehärteten Gels zu entfernen.

Dem Amplifikat der spezifischen PCR sowie der RAPD-PCR werden 6,5 µl DNS-Ladepuffer zugegeben und gemischt. Bei der RAPD-PCR wird die Mineralölschicht mit einer Pipettenspitze durchstoßen und der Puffer direkt in das Amplifikat gegeben bzw. zum Auftragen auch so wieder entnommen. In die Probestaschen werden 9 µl der Probe eingefüllt bzw. 2,5 µl des DNS-Größenstandards. Die Elektrophorese der spezifischen PCR wird für 55 Minuten bei 100 Volt durchgeführt, die der RAPD-PCR für 2 Stunden bei ebenfalls 100 Volt. Für die anschließende Ethidiumbromid-Färbung wird das Gel in eine Schale mit TAE-Puffer gegeben und mit 3 µl Ethidiumbromid (Konz.) angefärbt.

Anschließend wird das Gel auf einen UV-Transilluminator gelegt und das Ergebnis mit einer Polaroidkamera dokumentiert (Kameraeinstellung für Polaroid-Sofortfilm s/w 667: Blende 8, Belichtung 1-2 sec, Entwicklung 20-30 sec).

Die Auftrennung der Amplifikate der PCR für Beos erfolgt auf einem Agarose-Gel. Hierfür wird eine horizontale Agarose-Gel-Elektrophorese gewählt. Die Agarosekonzentration wird auf 2,0 % eingestellt.

3.3.4 PCR mit spezifischen Primern nach GRIFFITHS und TIWARI (1995)

Als Primer wird das von GRIFFITHS und TIWARI (1995) publizierte Paar P1 und P2 eingesetzt:

P2: TCT GCA TCG CTA AAT CCT TT 20 Nukleotide

Die Synthese der Oligonukleotide erfolgt durch die Firma MWG-Biotech GmbH in Ebersberg. Die Primer werden in einem lyophilisierten Zustand geliefert.

Mit Hilfe der Formel

$$\text{Konzentration (pmol/}\mu\text{l)} = \frac{\text{OD}_{260}}{(0,01 \times N)}$$

(N = Anzahl der Nukleotide des Primers)

wird die Synthesemenge berechnet und die Primer in den entsprechenden Mengen in 10 mM Tris-Lösung gelöst. Die Konzentration der Stammlösung wird auf 100 pmol/μl, die der Gebrauchslösung auf 20 pmol/μl eingestellt.

Die von GRIFFITHS und TIWARI (1995) publizierte Seminested PCR wird im Laufe dieser Arbeit weiter vereinfacht. Das Amplifikationsprogramm dieser Veröffentlichung wird modifiziert und der PCR mit dem Primerpaar P1 und P2 angepasst.

Der PCR-Ansatz wird mit einem Gesamtvolumen von 50 μl in einem 0,5 ml Safe-Lock-Eppendorfgefäß durchgeführt. Es werden unten aufgeführte Komponenten zu einem Prä-Mix zusammenpipettiert und als letztem Schritt die aufgearbeitete DNS der zu untersuchenden Vogelprobe zugegeben.

$$\begin{array}{l} \text{Prä-Mix:} \left\{ \begin{array}{l} 32,5 \mu\text{l Accu Gene}^{\text{TM}} \text{ Wasser} \\ 5,0 \mu\text{l PCR-Reaktionspuffer 10x} \\ 3,0 \mu\text{l MgCl}_2 (25 \text{ mM}) \\ 1,0 \mu\text{l dNTP (100 mM)} \\ 2,0 \mu\text{l Primer P1 (20 pmol/}\mu\text{l)} \\ 2,0 \mu\text{l Primer P2 (20 pmol/}\mu\text{l)} \\ 0,5 \mu\text{l Taq-Polymerase (5 U/}\mu\text{l)} \end{array} \right. \\ + \\ 4,0 \mu\text{l aufgearbeitete DNS einer Vogelprobe} \end{array}$$

3.3.4.2 Amplifikations-Programm

Die Proben werden in den auf 95 °C vorgeheizten Thermocycler gestellt und 90 sec inkubiert, um die DNS-Doppelstränge vollständig zu denaturieren. Die Amplifikation erfolgt in 40 Zyklen unter folgenden Bedingungen:

Denaturierung	94 °C	30 sec
Primeranealing	57 °C	30 sec
Extension	72 °C	25 sec

Die letzte Extensionsphase wird auf 5 min verlängert. Anschließend werden die Proben im Thermocycler auf 25 °C gehalten. Das Programm wird in ca. 2 Stunden durchlaufen.

Das PCR-Produkt wird bis zur weiteren Verarbeitung bei 4 °C aufbewahrt. Im Anschluss an die PCR erfolgt die Spaltung des Amplifikats mit einer der folgenden Restriktionsendonukleasen: *DdeI*, *HaeIII*, *MboII* oder *XhoI* und die elektrophoretische Auftrennung auf einem Polyacrylamid-Gel.

3.3.4.3 Fällung des PCR-Produkts nach SAMBROOK et al. (1989)

Vor Zugabe der Restriktionsendonukleasen erfolgt die Fällung der DNS. Hierzu werden dem PCR-Produkt 0,5 µl Glykogen-Lösung (20 mg/ml) zugegeben und gemischt sowie 125 µl Ethanol p.a. und 5 µl Na-Acetat-Lösung zupipettiert, und für 30 min bei –20 °C gekühlt. Anschließend erfolgt eine Zentrifugation bei 10000 g für 5 min. Am Boden des 0,5 ml Safe-Lock-Eppendorfgefäßes ist ein weißes Präzipitat, welches aus Glykogen und gefällter DNS besteht, zu sehen. Der Überstand wird abpipettiert und das Präzipitat in 200 µl 70 %igen Ethanol gewaschen und erneut für 5 min bei 10000 g zentrifugiert. Der Überstand wird abgenommen und das Pelett bei geöffnetem Eppendorfgefäß für 5 Minuten bei 70 °C getrocknet.

Das getrocknete Präzipitat wird in einer Mischung aus 21,5 µl Wasser (Accu Gene Water), 2,5 µl Inkubationspuffer des jeweiligen Restriktionsenzym und 1,0 µl Restriktionsendonuklease gelöst und unter gelegentlichem Mischen für 4 h bei 37 °C im Wasserbad inkubiert. Anschließend erfolgt die elektrophoretische Auftrennung.

3.3.4.4 Restriktionsverdau mit den Restriktionsendonukleasen *DdeI*, *HaeIII*, *MboII* oder *XhoI*

Das Primerpaare P1/P2 amplifiziert bei Proben beider Geschlechter das nicht geschlechtsspezifische CHD-NW-Gen sowie bei Proben weiblicher Tiere zusätzlich das CHD-W-Gen. Beide Amplifikate besitzen eine Länge von 108 bp. Das geschlechtsspezifische CHD-W-Gen unterscheidet sich an der Position 3527 um eine Base vom CHD-NW-Gen (siehe Abbildung 9). Dieser Unterschied ermöglicht der Restriktionsendonuklease *DdeI*, das CHD-W-Gen in zwei Teile von 28 und 80 bp Länge zu spalten. Somit erhält man bei Proben weiblicher Tiere neben dem CHD-NW-Produkt von 108 bp ein durch die Restriktionsendonuklease in zwei Teilen geschnittenes Produkt des CHD-W-Gens von 28 und 80 bp Länge. Das Produkt mit 28 bp kann aufgrund seiner Größe kaum sichtbar gemacht werden. Bei Proben männlicher Vögel, die kein CHD-W-Gen besitzen, erhält man nur ein Produkt des CHD-NW-Gen von 108 bp Länge. Erfolgt die Spaltung des Amplifikats mit der Restriktionsendonuklease *HaeIII*, *MboII* oder *XhoI*, so wird das nicht geschlechtsspezifische Gen gespalten. Das CHD-NW und CHD-W-Gen unterscheiden sich zusätzlich an den Positionen 3542, 3568 und 3574 in einer Base, so dass hier die Restriktionsendonuklease *HaeIII*, *MboII* oder *XhoI* die Nukleinsäure in zwei Teile mit 43 und 65 bp (*HaeII*), 69 und 39 bp (*MboII*) bzw. 75 und 33 bp (*XhoI*) schneidet. Bei Proben männlicher Tiere, wo nur das CHD-NW-Gen amplifiziert wird, ist ein Produkt mit 43 und 65 bp bzw. mit 69 und 39 bp bzw. mit 75 und 33 bp zu erzielen. Bei Proben weiblicher Tiere hingegen wird das CHD-W-Gen nicht geschnitten, so dass bei Proben dieser Tiere das Amplifikat mit 108 bp (CHD-W-Gen) und das Schnittprodukt des CHD-NW-Gen vorhanden sind.

3.3.4.5 Optimierung der PCR-Ansätze

Zur Optimierung der PCR-Ansätze werden die Zyklusbedingungen modifiziert und die MgCl_2 -Konzentration eingestellt.

3.3.4.5.1 MgCl_2 -Konzentration

Die MgCl_2 -Konzentration hat Einfluss auf die Bindung zwischen Primer und Matrix, auf die Polymeraseaktivität, den Einbau von dNTP und die Schmelztemperatur des DNS-Doppelstranges (NEWTON und GRAHAM, 1994). Die Konzentration von MgCl_2 kann zwischen 0,5-5,0 mM variieren. Um die Spezifität und Ausbeute der PCR zu optimieren, sollte die günstigste MgCl_2 -Konzentration bestimmt werden.

Es wird eine Verdünnungsreihe mit einem aufsteigenden MgCl_2 -Gehalt (von 0,5 bis 5,0 mM) in 0,5 mM-Schritten im Reaktionspuffer hergestellt, mit einer Vogel-DNS versetzt und in der PCR eingesetzt. Die Amplifikate werden auf ein Polyacrylamid-Gel aufgetragen und fotografisch dokumentiert. Die MgCl_2 -Konzentration mit der optimalen Ausbeute wird bei allen weiteren Ansätzen verwendet.

3.3.4.5.2 Zyklusbedingungen

Die aus der Literatur beschriebene Semಿನested-PCR mit den Primern P1, P2 und P3 (GRIFFITHS und TIWARI, 1995) wird durch eine einfache PCR ersetzt. Hierfür ist es notwendig, die Zyklusbedingungen der Literaturangaben zu modifizieren und den neuen Bedingungen anzupassen.

Um die PCR-Ausbeute auch bei geringeren DNS-Mengen (wie z.B. bei der Feder) zu erhöhen, wird die Zahl der Zyklen auf 40 heraufgesetzt. Weiterhin wird die Extensionsphase von ursprünglich 20 Sekunden auf 25 Sekunden erhöht.

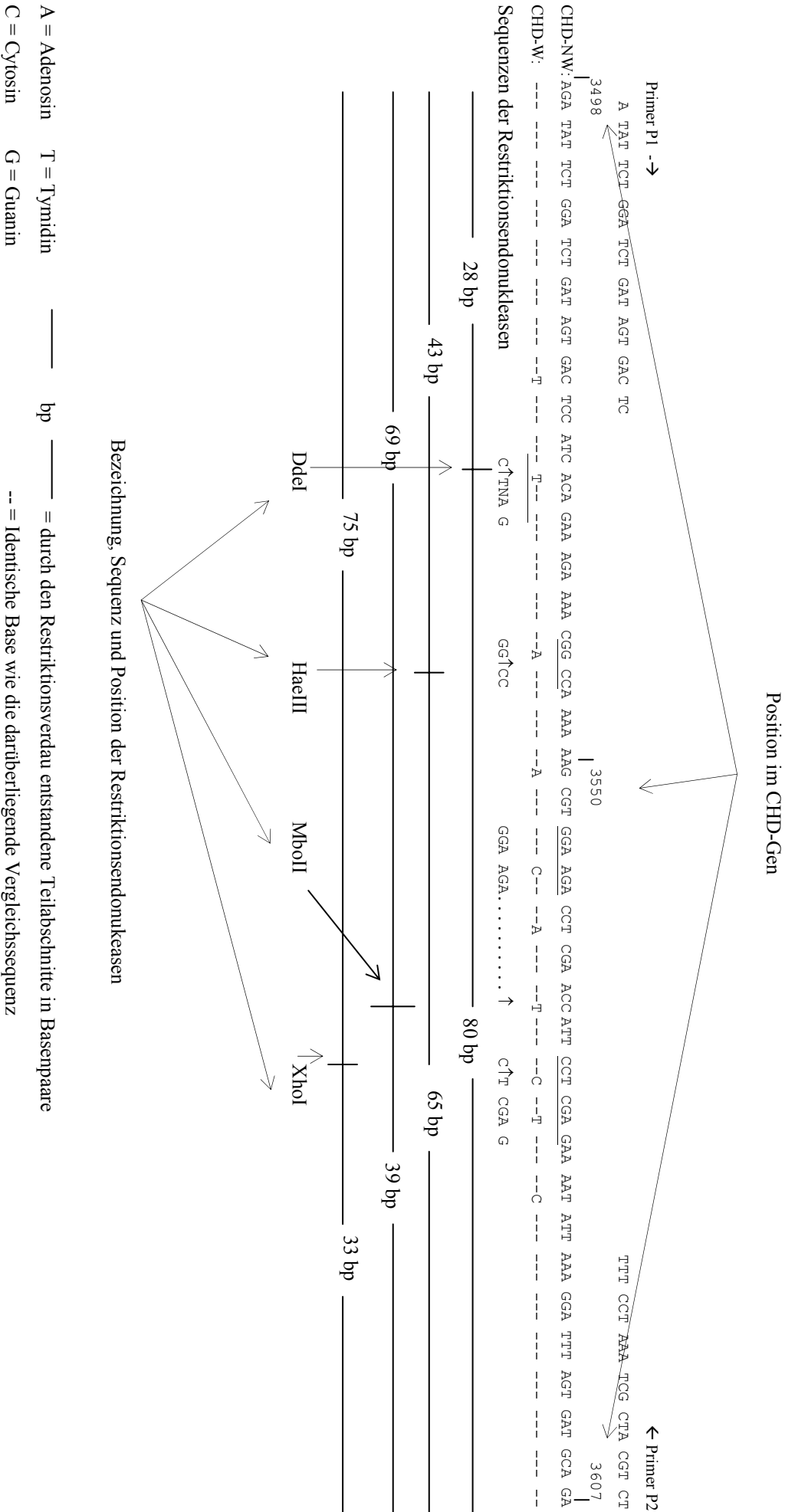
3.3.4.6 PCR-Kontrollen

Zu jeder PCR-Serie werden mindestens zwei Positivkontrollen sowie eine Negativkontrolle mitgeführt. Als Positivkontrollen dient die DNS von Vögeln mit bekanntem Geschlecht (m/w), die sowohl über eine *DdeI*- als auch *HaeIII*- und *MboII*- Schnittstellen verfügen. Hierzu wird die DNS von zwei Graupapageien verwendet.

Als Negativkontrolle dient Wasser (Accu Gene Water), das dem Reaktionsansatz anstatt der DNS zugesetzt wird.

Anhand der Positivkontrollen kann der erfolgreiche Ablauf der PCR sowie die enzymatische Verdauung des Amplifikats nachgewiesen werden. Die Negativkontrollen dienen dem Erkennen von DNS-Kontaminationen der Reagenzien.

Abbildung.9: Gegenüberstellung des CHD-NW und des CHD-W-Gens vom Huhn (GRIFITHS et al. 1996), sowie Darstellung der Schnittstellen von vier zur Differenzierung geeigneten Restriktionsendonukleasen



3711 TTAGACGTTTGGGTGAACTTGTACATAATGGATGCATTAAGGCTTTAAAGGACAATTCATCTGGACAAG

Als Primer wird das Paar P2 (GRIFFITHS und TIWARI, 1995) und GESB1 eingesetzt. Die Synthese der Oligonukleotide erfolgt durch die Firma Roth GmbH + Co in Karlsruhe. Die Primer werden in einem lyophilisierten Zustand geliefert.

Die Herstellung der Gebrauchslösung erfolgt wie in Absatz 3.3.4.1 beschrieben.

P2:	TCT GCA TCG CTA AAT CCT TT	20 Nukleotide
GESBE1:	ATG GAT GAA GAT GAT ATT GA	21 Nukleotide

Der PCR-Ansatz wird mit einem Gesamtvolumen von 50 µl in einem 0,5 ml Safe-Lock-Eppendorfgefäß durchgeführt. Es werden unten aufgeführte Komponenten zu einem Prä-Mix zusammenpipettiert und zuletzt die DNS zugegeben.

Prä-Mix:	{	32,5 µl Accu Gene™ Wasser
		5,0 µl PCR-Reaktionspuffer 10x
		3,0 µl MgCl ₂ (25 mM)
		1,0 µl dNTP (100 mM)
		2,0 µl Primer P2 (20 pmol/µl)
		2,0 µl Primer GESBE1 (20 pmol/µl)
		0,5 µl Taq-Polymerase (5 U/µl)
	+	
		4,0 µl aufgearbeitet DNS einer Vogelprobe

3.3.5.2 Amplifikationsprogramm

Die Proben werden in den auf 95 °C vorgeheizten Thermocycler gestellt und 90 sec inkubiert, um die DNS vollständig zu denaturieren. Die Amplifikation erfolgt in 40 Zyklen unter folgenden Bedingungen:

Denaturierung	94 °C	30 sec
Primeranealing	57 °C	45 sec
Extension	72 °C	25 sec

Die letzte Extensionsphase wird auf 5 min verlängert. Anschließend werden die Proben im Thermocycler auf 25 °C gehalten. Das Programm läuft in ca. 2 Stunden ab.

Das PCR-Produkt wird bis zur weiteren Verarbeitung bei 4 °C gekühlt. Im Anschluss an die PCR erfolgt die elektrophoretische Auftrennung bei 160 Volt für 40 min auf einem 2 %igen Agarose-Gel.

3.3.5.3 Semiquantitative PCR

Das mengenmäßige Verhältnis der beiden Banden von Proben eines weiblichen Beos zueinander soll bestimmt werden. Hierfür erfolgt die entsprechende PCR mit unterschiedlicher Zyklanzahl. Die jeweiligen Amplifikate werden elektrophoretisch dargestellt und die Intensität der einzelnen Banden visuell abgeschätzt. Zu diesem Zweck werden fünf PCRs wie oben beschrieben, jedoch in einer Zyklanzahl von 20, 25, 30, 35 und 40 je PCR durchgeführt. Die Detektion erfolgt wie die herkömmliche PCR über ein 2 %iges Agarose-Gel.

3.3.5.4 Sequenzierung der PCR-Produkte von Beos

Die elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte von Beos ergibt bei Proben männlicher Beos eine und bei Proben weiblicher Beos zwei Banden. Zur Sequenzierung der PCR-Produkte der Proben weiblicher Tiere wird jede Bande einzeln mit einem Skalpell aus dem Agarose-Gel herausgeschnitten und die DNS unter Verwendung des QIAquick Gel Extraktions Kit™ aus dem Gel extrahiert. Die Durchführung der DNS-Extraktion erfolgt nach Angaben des Herstellers und wird in nachstehendem Protokoll wiedergegeben.

Die aus dem Agarose-Gel geschnittenen Stücke (ca. 30 mg) mit den jeweiligen DNS-Fragmenten werden in ein 1,5 ml Eppendorf-Cup gegeben. Der Gelprobe werden 100 µl QG-Puffer zupipettiert und für 10 Minuten bei 50 °C im Heizblock inkubiert, bis sich die Gelstücke vollständig gelöst haben. Anschließend werden 30 µl Isopropanol p.a. beigemischt. Die QIAquick™ Säulen werden in ein 2 ml Auffanggefäß gesetzt und die Proben auf die Säulen pipettiert. Ein Zentrifugationsschritt von 16000 g für eine Minute folgt.

Der Durchfluss wird verworfen, 0,5 ml QG-Puffer werden auf die Säulen gegeben und die Säule erneut für eine Minute bei 16000 g zentrifugiert. Nach Verwerfen des Durchflusses werden 0,75 ml PE-Puffer auf die Säule pipettiert und für fünf Minuten bei Raumtemperatur inkubiert. Danach werden die Säulen bei 16000 g für eine Minute zentrifugiert, der Durchfluss verworfen und die Säule erneut für eine Minute bei 16000 g zentrifugiert, um Ethanolreste des PE-Puffers zu entfernen. Die QIA-Quick™ Säule kommt in ein sauberes 1,5 ml Eppendorfgefäß, zum Eluieren werden 30 µl EB-Puffer mittig auf die Säule gegeben. Nach einer Minute Inkubation bei Raumtemperatur wird die Säule bei 16000 g zentrifugiert. Das Eluat findet in dieser Form Einsatz für das Cycle Sequencing.

3.3.5.4.1 Cycle Sequencing

Der Sequenzieransatz besteht aus einem Gesamtvolumen von 20 µl. Der Ansatz erfolgt in einem 0,2 ml Biozym™-Gefäß mit nachstehenden Komponenten:

5 µl H₂O Lichrosolv™

4 µl Sequenzierprämix „Big Dye BD“ (enthält Puffer und Enzym)

5 µl Primer GESB1 (1 pmol/µl)

6 µl aus dem Gel extrahiertem PCR-Produkt

Die Durchführung der PCR des Sequenzieransatzes erfolgt im Thermocycler PE 9700 in 25 Zyklen unter folgenden Bedingungen:

96 °C	10 Sekunden
50 °C	5 Sekunden
60 °C	4 Minuten

3.3.5.4.2 Reinigung des Amplifikationsproduktes des Cycle Sequencing

In einem 1,5 ml Eppendorfgefäß werden 10 µl einer 3 M Na-Acetat-Lösung (pH 4,8) vorgelegt. Zum Amplifikat des Cycle Sequencings werden 80 µl HPLC™-Wasser beigemischt. Das verdünnte Amplifikat wird der Na-Acetat-Lösung zugegeben und gemischt. In einem nächsten Schritt werden 250 µl Ethanol p.a. hinzugefügt, gemischt und für 15 Minuten bei 16000 g zentrifugiert. Der Überstand wird mit einer Costar™-Transferpipette abgenommen, das verbleibende Pellet in 500 µl einer 70 %igen EthanolLösung gewaschen und anschließend für fünf Minuten bei 16000 g zentrifugiert. Es folgt ein erneutes Abnehmen des Überstandes mit der Costar™-Pipette und Trocknung des Peletts im Heizblock bei 56 °C für 2 Minuten. Anschließend wird das Pelett in 25 µl TSR (PE-Template Supression Reagent) aufgenommen und kräftig gemischt.

3.3.5.4.3 Probendenaturierung

Das in TRS aufgenommene Pelett wird für zwei Minuten bei 90 °C denaturiert, gemischt und in einem Kühlblock abgekühlt. Die 25 µl Nukleinsäure/TRS-Lösung wird für die Sequenzierung in ein 0,5 ml Genetic Analyzer Sample Tubes überführt und die Röhrchen dicht mit dem dazugehörendem Septum verschlossen.

3.3.5.4.4 Sequenzierung

Die Sequenzierung erfolgt durch eine automatisierte DNS-Sequenzanalyse im ABI 373 DNS-Sequencer™ nach SANGER et al. (1975).

3.3.6 Datenbanksuche nach homologen Sequenzen

Um nähere Informationen über das Vorkommen und der Art des durch die Primer P1, P2 und GESB1 amplifizierten Genabschnittes zu erhalten, wird zu diesen Primern in der GenBank, EMBL-, DDBJ- und PDB-Datenbank nach homologen Sequenzen gesucht.

Die Suche erfolgt mit Hilfe des Programms BLAST™ von ALTSCHUL et al (1997).

3.3.7 PCR mit Zufallsprimern

3.3.7.1 Primerwahl

Als Primer kommen 10 Basen lange, synthetische Oligonukleotide bekannter Sequenz mit 60 bis 70 %igen CG-Gehalt zum Einsatz. Die Primer werden durch die Firma Roth GmbH + Co in Karlsruhe synthetisiert, in einem lyophilisierten Zustand geliefert und wie in Abschnitt 3.3.4.1 beschrieben, gelöst. Die Stamm- und Gebrauchslösung entspricht den Angaben unter Abschnitt 3.3.4.1.

Tabelle 6: Basensequenz der eingesetzten Zufallsprimer mit jeweiligem CG-Gehalt

Primerbezeichnung	Sequenz	Anzahl der Nukleotide	CG-Gehalt in Prozent
1	GTCTCGTCGG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
2	GGCCTACTCG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
3	GTGTAGGGCG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
4	CGGGTCGATC	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
5	GCCCTCTTCG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
6	CAGGGGCATC	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
7	GAGACCTCCG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
8	GGCCTTCAGG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
9	GCTCTCACCG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
10	TGCACGGACG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
11	GTTTCGCTCC	10 Nukleotide	60 % CG-Gehalt
12	TGATCCCTGG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
13	CATCCCCCTG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
14	GGACTGGAGT	10 Nukleotide	60 % CG-Gehalt
15	TGCGCCCTTC	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
16	TGCTCTGCCC	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
17	GGTGACGACG	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt
T-sex1	GCCTGAGTAG	10 Nukleotide	60 % CG-Gehalt
T-sex2	CAGACCAGGC	10 Nukleotide	70 % CG-Gehalt

Bei dieser Technik hybridisieren die relativ kurzen Primer von 10 bp Länge an unbekannten Orten im Genom. Etwa alle 10^6 Basen finden diese Primer einen komplementären Bindungsort. Auf Grund der Größe und Komplexität des Vogelgenoms sind mehrere Bindungsstellen zu erwarten. Liegen diese Bindungsstellen weniger als 5000 Basen voneinander entfernt und in entgegengesetzter Orientierung, so kann die dazwischenliegende DNS mit der PCR-Technik amplifiziert und das Amplifikat durch gelelektrophoretische Auftrennung sichtbar gemacht werden.

Die RAPD-PCR wird auf Grundlage der Publikation von WILLIAMS et al. (1990) durchgeführt. Es erfolgt eine Anpassung der PCR an unsere Laborbedingungen, so dass das Amplifikationsprogramm sowie die Komponenten des Reaktionsgemischs entsprechend modifiziert werden. Der PCR-Ansatzes wird mit einem Gesamtvolumen von 25 µl in einem 0,5 ml Safe-Lock-Eppendorfgefäß durchgeführt.

Als Probenmaterial standen nachstehende Vögel zur Verfügung:

Tabelle 7: Anwendung verschiedener RAPD Primern an diversen Vogelarten mit bekannten Geschlechtern

Vogelart	Anzahl	Art der Geschlechtsdiagnose	Geschlecht	Primerwahl (Bezeichnung siehe Tab .6)
Rosakakadu	2	Endoskopie	weiblich	1-17, T sex 1+2
Rosakakadu	1	Verfahren nach Zoogen	weiblich	1-17, T sex 1+2
Rosakakadu	3	Verfahren nach Zoogen	männlich	1-17, T sex 1+2
Alexandersittich	3	Endoskopie	weiblich	1-10, T sex 1+2
Alexandersittich	4	Endoskopie	männlich	1-10, T sex 1+2
Legehybrid	5	Morphologie	weiblich	1-10, T sex 1+2
Legehybrid	3	Morphologie	männlich	1-10, T sex 1+2
Stadttauben	5	Endoskopie	weiblich	6 und 7
Stadttauben	5	Endoskopie	männlich	6 und 7

Haben sich nach der elektrophoretischen Auftrennung Unterschiede im Bandenmuster zwischen Proben männlicher und weiblicher Vögel ergeben, so wird in einem zweiten Versuch die Anzahl der Proben erhöht.

Der Reaktionsansatz besteht aus unten aufgeführten Komponenten. Diese werden zu einem Prä-Mix zusammenpipettiert, auf die einzelnen Eppendorf-Gefäße aliquotiert und als letztem Schritt die DNS zugegeben. Der Reaktionsansatz wird mit einem Tropfen Mineralöl überschichtet.

Prä-Mix:	{	17,6 µl Accu Gene™ Wasser
		2,5 µl PCR-Reaktionspuffer 10xKonzentriert mit MgCl ₂
		0,5 µl MgCl ₂ (25 mM)
		1,0 µl dNTP (100 mM)
		1,0 µl Primer (20 pmol/µl)
		0,4 µl Taq-Polymerase (5U/µl)
	+	
		2,0 µl aufgearbeitete Vogel-DNS
		1 Tropfen Mineralöl

3.3.7.2 Amplifikationsprogramm

Die Proben werden in den auf 80 °C vorgeheizten Perkin Elmer™ Thermocycler gestellt. Die Amplifikation erfolgt in 45 Zyklen unter folgenden Bedingungen:

Denaturierung	94 °C
Primeranealing	36 °C
Extension	72 °C

Die Temperaturanstiegsphase zwischen Primeranealing- und Extensionsschritt beträgt etwa 0,17 °C/sec. Alle anderen Temperaturen werden mit den maximal möglichen Anstiegs- bzw. Abfallsraten von 2 °C/sec. gefahren. Das Amplifikationsprogramm wird in ca. 7 Stunden

durchlaufen. Bis zur weiteren Verarbeitung wird das PCR-Produkt bei 4 °C gelagert und anschließend elektrophoretisch über ein 6 %iges Polyacrylamid-Gel aufgetrennt.

3.3.7.3 Optimierung der RAPD-PCR-Ansätze

Zur Optimierung der PCR-Ansätze werden die MgCl_2 -Konzentrationen eingestellt und die Zyklusbedingungen modifiziert.

3.3.7.3.1 MgCl_2 -Konzentration

Für den Primer 8 wird die günstigste MgCl_2 -Konzentration bestimmt durch Herstellung einer Verdünnungsreihe mit einem aufsteigenden MgCl_2 -Gehalt von 0,5 bis 5,0 mM in 0,5 mM Schritten im Reaktionspuffer. Die Amplifikate von Proben weiblicher Rosakakadus werden auf ein Polyacrylamid-Gel aufgetragen und fotografisch dokumentiert. Das Produkt einer bestimmten MgCl_2 -Konzentration, welches die zahlreichsten und deutlichsten Banden liefert, wird als MgCl_2 -Konzentration für die weiteren PCR-Ansätze gewählt. Da sich die für Primer 8 ergebnen MgCl_2 -Konzentrationen für die anderen Primer als nicht als optimal herausgestellt haben, werden alle anderen Ansätze mit einer MgCl_2 -Konzentration von 2,0 mM gefahren.

3.3.7.3.2 Zyklusbedingungen

Um eine optimale Bandenausbeute bezüglich der Anzahl und Qualität zu erhalten, wird zunächst für alle RAPD-PCR-Ansätze, aufgrund der niedrigen Schmelztemperatur der kurzen Primer, ein Amplifikationsprogramm mit sehr niedriger Annealingtemperatur (36 °C) gewählt. Die Temperaturanstiegsrate wird ebenfalls sehr niedrig gehalten (0,17 °C/sec.), um ein frühzeitiges Lösen von weniger gut bindenden Primern von der Matrix durch einen zu schnellen Temperaturanstieg zu verhindern.

Der Reaktionsansatz von Primer 6 bei Proben männlicher und weiblicher Stadttauben erfolgt zusätzlich unter folgenden Zyklusbedingungen:

Anealingtemperatur	Temperaturanstiegsrate zwischen Anealing- und Extensionsphase
--------------------	--

36 °C	maximal	(2 °C/sec.)
41 °C	niedrig	(0,17 °C/sec.)
41 °C	maximal	(2 °C/sec.)
45 °C	niedrig	(0,17 °C/sec.)

Zweck dieser Modifikationen in den Zyklusbedingungen ist, eine vermutlich geschlechtsspezifische Bande, die nur bei Proben weiblicher Vögel vorkommt, hervorzuheben bzw. Banden, die nicht geschlechtsspezifisch sind, soweit wie möglich abzuschwächen oder gänzlich zu eliminieren.

3.4 Statistische Methoden der Auswertung

Zur statistischen Auswertung der Ergebnisse finden nachstehende Methoden Anwendung:

1. χ^2 -Test bzw. bei geringer Anzahl der Fisher-Test

Über diesen Test sollte zunächst die Mindestanforderung der Methode, nämlich das Vorhandensein eines Zusammenhanges zwischen den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen anderer Geschlechtsbestimmungsmethoden, überprüft werden.

2. Bestimmung des Konfidenzintervalls

Das Konfidenzintervall (SACHS, 1992) gibt einen Schätzbereich über die Übereinstimmung des PCR-Verfahrens im Vergleich mit anderen Verfahren der Geschlechtsbestimmung wieder. Die Werte bestimmen eine obere und untere Grenze mit einem Vertrauensbereich zur 95 %igen Aussagesicherheit.

Es wird der Anteil

- übereinstimmender Zuordnungen
 - richtig zugeordneter männlicher Vögel
 - richtig zugeordneter weiblicher Vögel
- betrachtet.

3. Assoziationskoeffizient (Cohen's Kappa-Koeffizient)

Der Assoziationskoeffizient dient der Bestimmung der Intensität des Zusammenhangs zwischen den PCR-Ergebnissen und den Ergebnissen anderer Geschlechtsbestimmungsverfahren.

Die Berechnung der einzelnen Werte erfolgt durch ein Statistikprogramm BiAS. von ACKERMANN (1998).

4. ERGEBNISSE

4.1 DNS-Extraktion

Die DNS-Extraktion der Vogelproben erfolgt nach der Methode nach Quiagen™ in wenigen einfachen Schritten, ist schnell (innerhalb 30 Minuten) und bietet akzeptable Ergebnisse bezüglich der extrahierten DNS-Menge und Reinheit. Die hohen Materialkosten werden mit der geringen Fehleranfälligkeit und Schnelligkeit der Methode wieder wettgemacht.

Tabelle 8: Übersicht über die durchschnittlich erzielten DNS-Mengen und Verunreinigung mit Proteinen bei unterschiedlichem Ausgangsmaterial mit der Methode nach Quiagen™

Material	Anzahl	DNS-Menge in $\mu\text{g/ml}$ $\pm$ Standard-Abweichung	Variations- koeffizient der DNS-Menge	Quotient $\text{OD}_{260}/\text{OD}_{280}$ $\pm$ Standard-Abweichung
EDTA-Blut	5	$38,1 \pm 15,85$	41,60%	$1,65 \pm 0,09$
Blut in Ethanol	10	$19,38 \pm 15,15$	78,13%	$1,62 \pm 0,14$
Federpulpa*	4	$54,07 \pm 57,99$	107,24%	$1,53 \pm 0,23$

* Es wurde kein Unterschied zwischen der Federpulpa von noch im Wachstum befindlichen Federn und maturen Federn gemacht. Der Übergang war fließend und deshalb die Zuordnung nicht eindeutig. Mature Federn wurden teils mit und teils ohne anhaftendem Blut eingeschickt.

4.2 Optimierung der PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995)

Zunächst wurde die in der Literatur beschriebene seminested PCR mit dem äußeren Primerpaar P2/P3 und dem inneren Primerpaar P1/P2 auf eine PCR mit nur einem Ansatz und den Primern P1/P2 reduziert. Entsprechend erfolgt eine Optimierung der PCR mit Hochsetzen der Zyklenanzahl von ursprünglich 20 Zyklen der ersten und 30 der zweiten PCR auf 40

Zyklen in der PCR mit nur einem Ansatz. Weiterhin wird eine Verlängerung der Extensionsphase von anfangs 15 Sekunden auf 25 Sekunden vorgenommen.

Zur weiteren Optimierung der PCR erfolgt die Einstellung der MgCl_2 -Konzentration anhand einer Verdünnungsreihe von 0,5; 1,0; 1,5; 2,0; 2,5; 3,0; 4,0 und 5,0 mM. Ab einer MgCl_2 -Konzentration von 3,0 mM kann keine Verbesserung der Bandenstärke mehr erzielt werden.

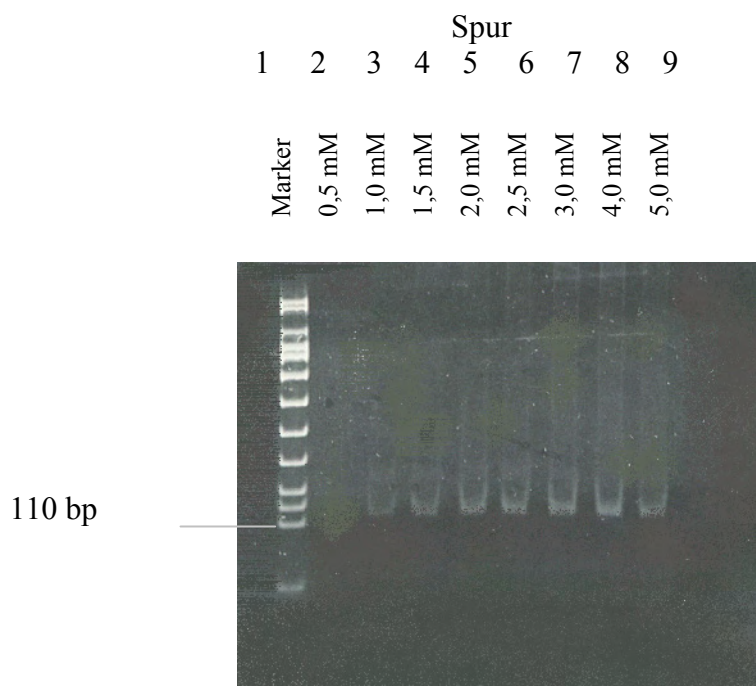


Abbildung.11: Abhängigkeit der DNS-Amplifikation von der MgCl_2 -Konzentration
 Spur 1 Marker VIII
 Spur 2/3/4/5/6/7/8/9 MgCl_2 -Konzentration

Neben dem geringeren Arbeitsaufwand wurde die PCR-Laufzeit von anfänglich 1,1 Stunden der ersten bzw. 1,5 Stunden der zweiten PCR auf 2,1 Stunden der PCR mit nur einem Ansatz verkürzt. Weiterhin ist die verbesserte PCR kostengünstiger, da nur für einen Ansatz Reagenzien und Materialien verbraucht werden. Ein weiterer Vorteil ist der Wegfall eines zusätzlichen Pipettierschrittes, wodurch die Kontaminationsgefahr erheblich verringert wird. Die optimierte PCR mit dem Primerpaar P1/P2 eignet sich auch für die Geschlechtsdiagnose aus murenen Federn.

4.3 PCR mit spezifischen Primern nach GRIFFITHS und TIWARI (1995)

Die Ergebnisse sollen einen Überblick über die Einsatzmöglichkeiten verschiedener Restriktionsendonukleasen bei einer großen Anzahl getesteter Vögel geben, die Sicherheit der Methode im Vergleich zu anderen Methoden der Geschlechtsdiagnose zeigen, mögliche Fehlerquellen nennen und das Zustandekommen typischer Bandenmuster schematisch darstellen. Weiterhin wird auf einige Ausnahmefälle eingegangen und die möglichen Ursachen erklärt.

Ergebnisse der Untersuchungen an Referenztieren mit bereits bekannten Geschlechtern sowie Ergebnisse der vergleichenden Untersuchungen zwischen den einzelnen Restriktionsendonukleasen können in einer detaillierten Auflistung der Einzelvögel im Anhang 9.6 eingesehen werden.

4.3.1 Schematische Darstellung des Prinzips der Methode und Auswertung der Bandenmuster

Zur Geschlechtsdifferenzierung wurden schwerpunktmäßig die Restriktionsendonukleasen *DdeI* und *HaeIII* angewandt. Aus Kostengründen bzw. geringerer Einsatzbreite und Auswertbarkeit kamen die Enzyme *MboII* und *XhoI* nur in Einzelfällen zum Einsatz.

Abbildung 12: Beschreibung der schematischen Darstellung, die durch die Primer P1 und P2 begrenzten Abschnitt auf dem CHD-Gen (=Amplifikat) am Beispiel eines Ausschnittes der mRNA des Gallus gallus chromo-helicase-DNA-binding Gens

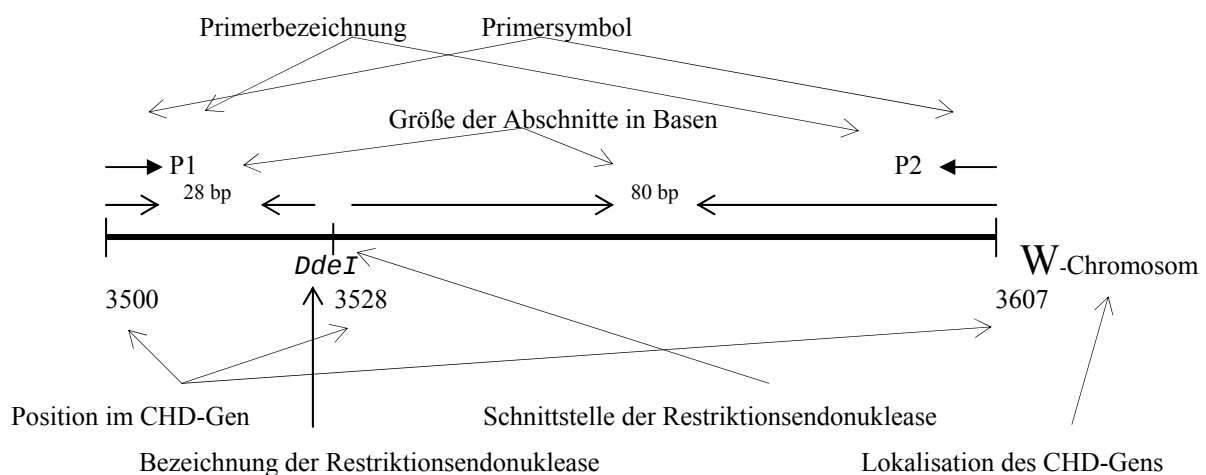
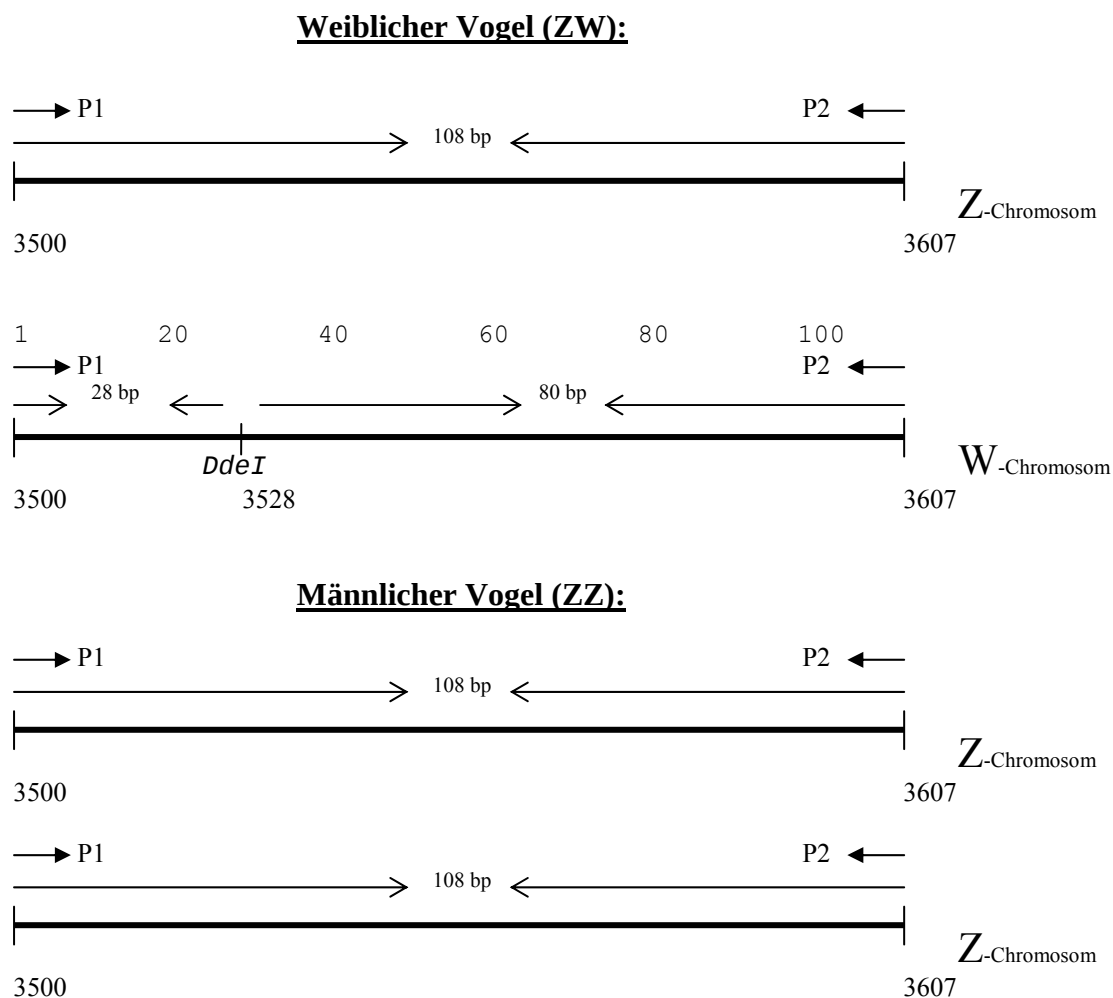


Abbildung 13: Verdau des PCR-Produkts nach GRIFFITHS UND TIWARI (1995) mit der Restriktionsendonuklease *DdeI*



Bandenmuster weiblicher Vogel:

1 Bande mit 108 bp

1 Bande mit 80 bp

1 Bande mit 28 bp

(aufgrund der geringen Größe nicht immer darstellbar)

Bandenmuster männlicher Vogel:

1 Bande mit 108 bp

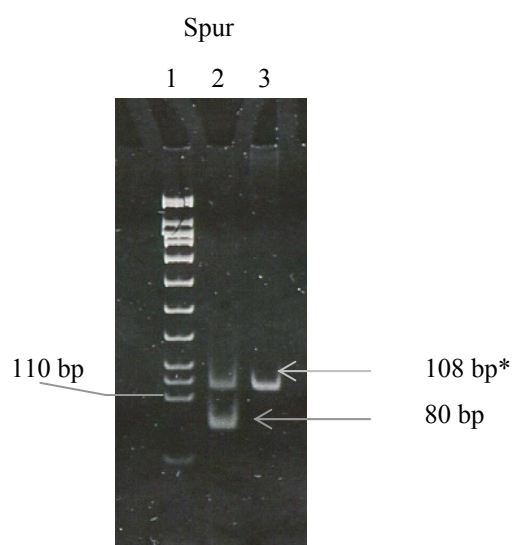
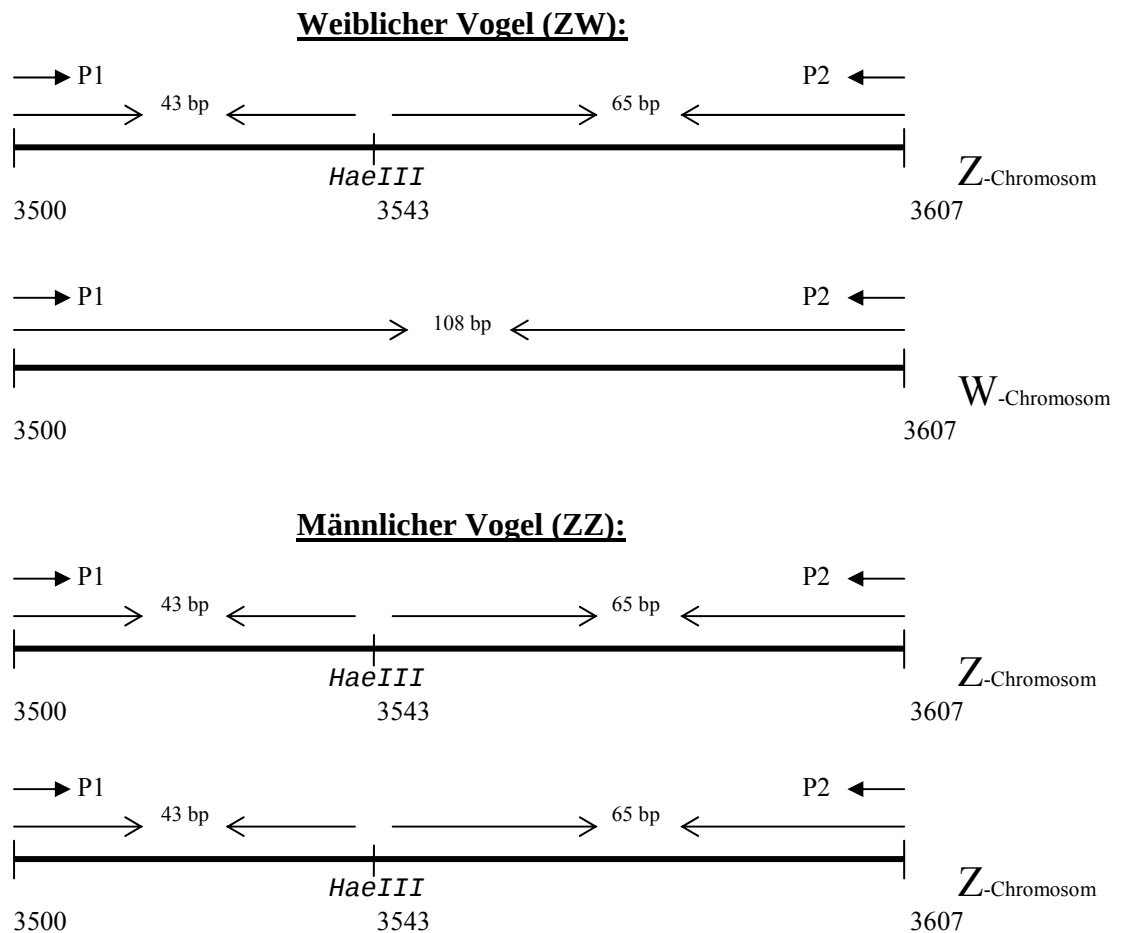


Abbildung 14: Spur 1 Marker VIII, Spur 2 weiblicher Vogel, Spur 3 männlicher Vogel

Abbildung 15: Verdau des PCR-Produkts nach GRIFFITHS UND TIWARI (1995) mit der Restriktionsendonuklease *HaeIII*



Bandenmuster weiblicher Vogel:

1 Bande 108 bp

1 schwache Bande mit 65 bp

1 schwache Bande mit 43 bp

(aufgrund der geringen Größe meist nicht darstellbar)

Bandenmuster männlicher Vogel:

1 schwache Bande mit 108 bp

(häufig jedoch nicht immer vorhanden)

1 Bande 65 bp

1 schwache Bande mit 43 bp

(aufgrund der geringen Größe nicht immer darstellbar)

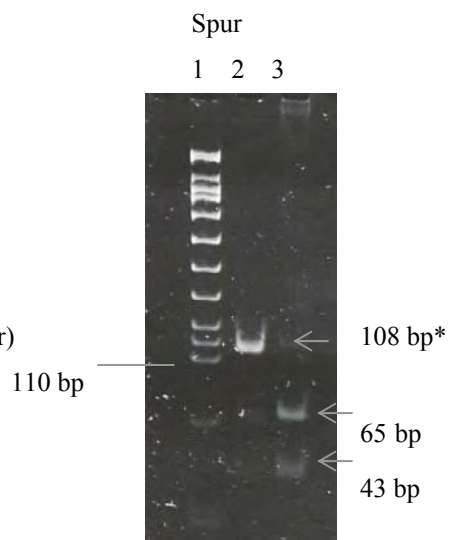
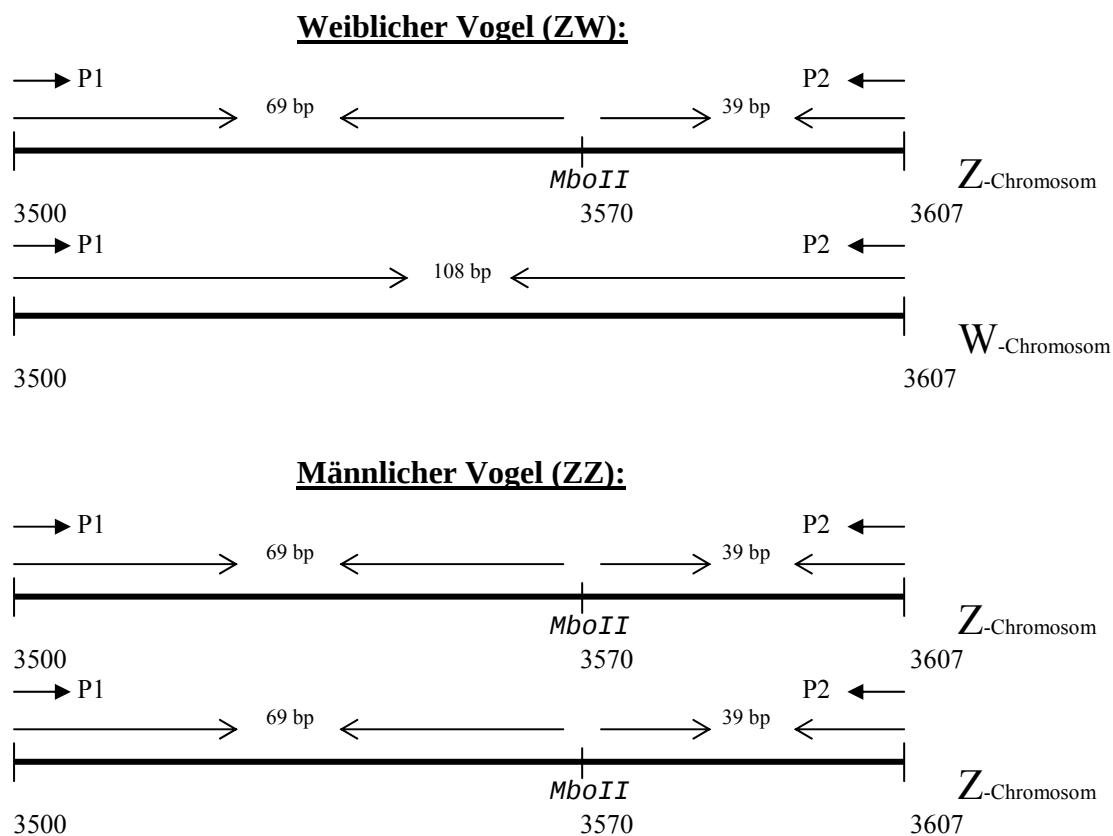


Abbildung 16: Spur 1 Marker VIII, Spur 2 weiblicher Vogel, Spur 3 männlicher Vogel

Abbildung 17: Verdau des PCR-Produkts nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) mit der Restriktionsendonuklease *MboII*



Bandenmuster weiblicher Vogel:

1 Bande mit 108 bp

Bandenmuster männlicher Vogel:

1 schwache Bande mit 69 bp

1 schwache Bande mit 39 bp

(aufgrund der geringen Größe meist nicht darstellbar)

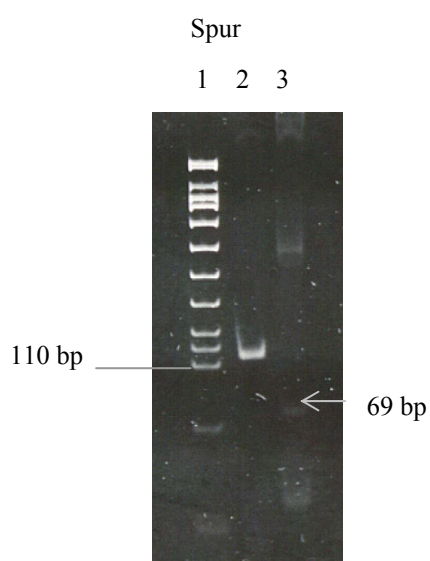
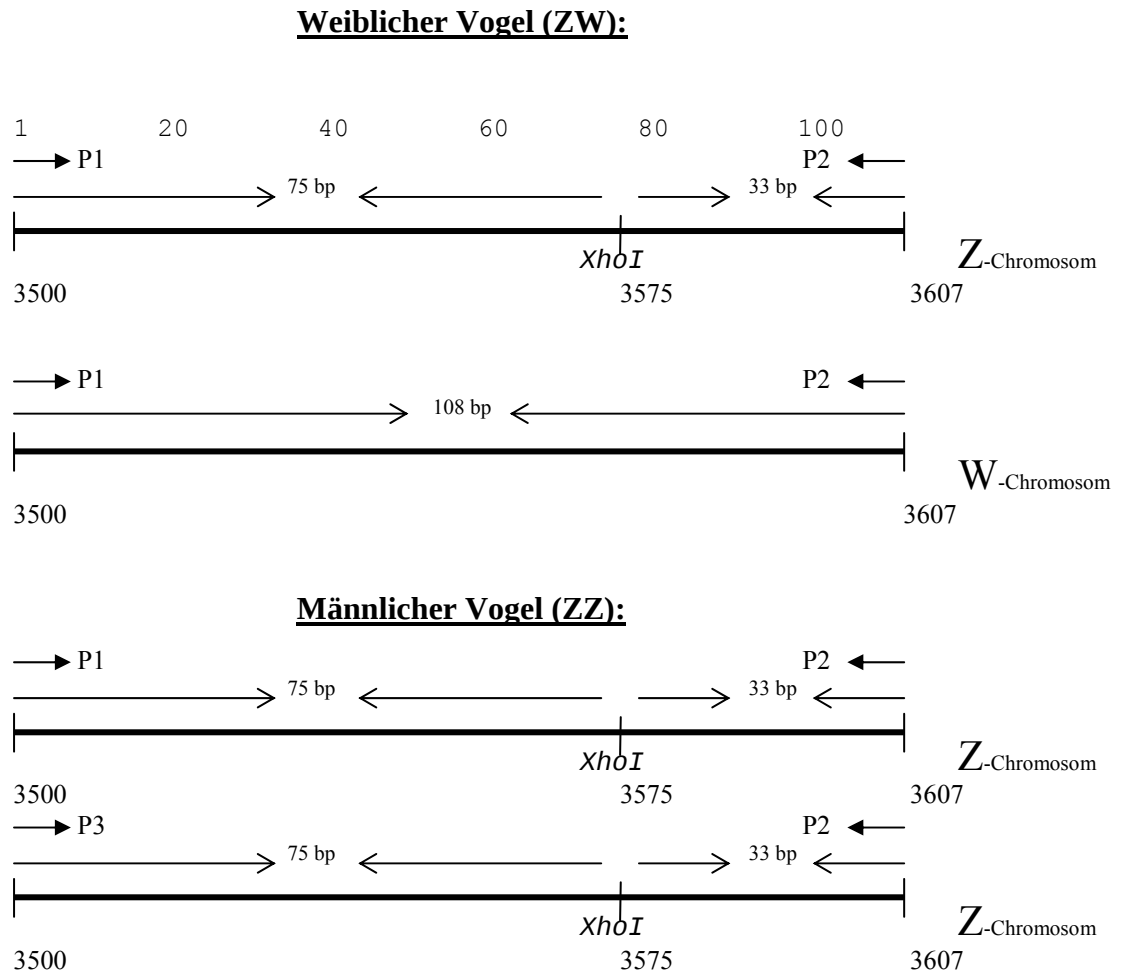


Abbildung 18: Spur 1 Marker VIII, Spur 2 weiblicher Vogel, Spur 3 männlicher Vogel

Abbildung 19: Verdau des PCR-Produkts nach GRIFFITHS UND TIWARI (1995) mit der Restriktionsendonuklease *XhoI*



Bandenmuster weiblicher Vogel:

1 Bande mit 108 bp

1 Bande mit 75 bp

1 Bande mit 33 bp

(aufgrund der geringen Größe nicht darstellbar)

Bandenmuster männlicher Vogel:

1 Bande mit 75 bp

1 Bande mit 33 bp

(aufgrund der geringen Größe nicht darstellbar)

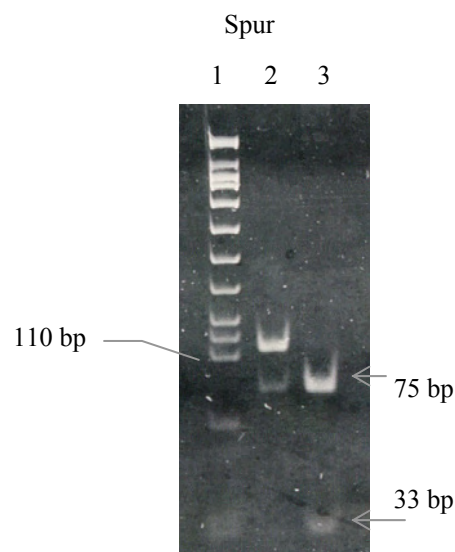


Abbildung 20: Spur 1 Marker VIII, Spur 2 weiblicher Vogel, Spur 3 männlicher Vogel

Die für das jeweilige Geschlecht typischen Bandenmuster in Abhängigkeit der angewandten Restriktionsendonukleasen wurden im Einzelnen schematisch dargestellt. Die Lage der CHD-Gene auf den Geschlechtschromosomen wird angenommen, obwohl es hierzu noch keine eindeutigen Beweise gibt. Vor allem über die Lage des CHD-NW-Gens (nicht w-chromosomal) wird diskutiert. Neben der Lokalisation des CHD-NW auf dem Z-Chromosom ist auch eine autosomale Lage denkbar. Bei vorstehender Darstellung wird davon ausgegangen, dass das CHD-Gen auf den Geschlechtschromosomen liegt.

* Die Auswertung der Banden zeigt, dass die tatsächliche Länge der durch die Restriktionsendonukleasen geschnittenen Fragmente nicht mit der vergleichenden Längenangabe des Längenstandarts MarkerVIII übereinstimmt. Zum Beispiel liegen die Fragmente mit 108 bp Länge oberhalb statt unterhalb des Markers mit 110 bp. Die Ursache liegt in der physikalischen Laufeigenschaft der Fragmente, die von der Reihenfolge und Zusammensetzung der einzelnen Basen abhängig ist.

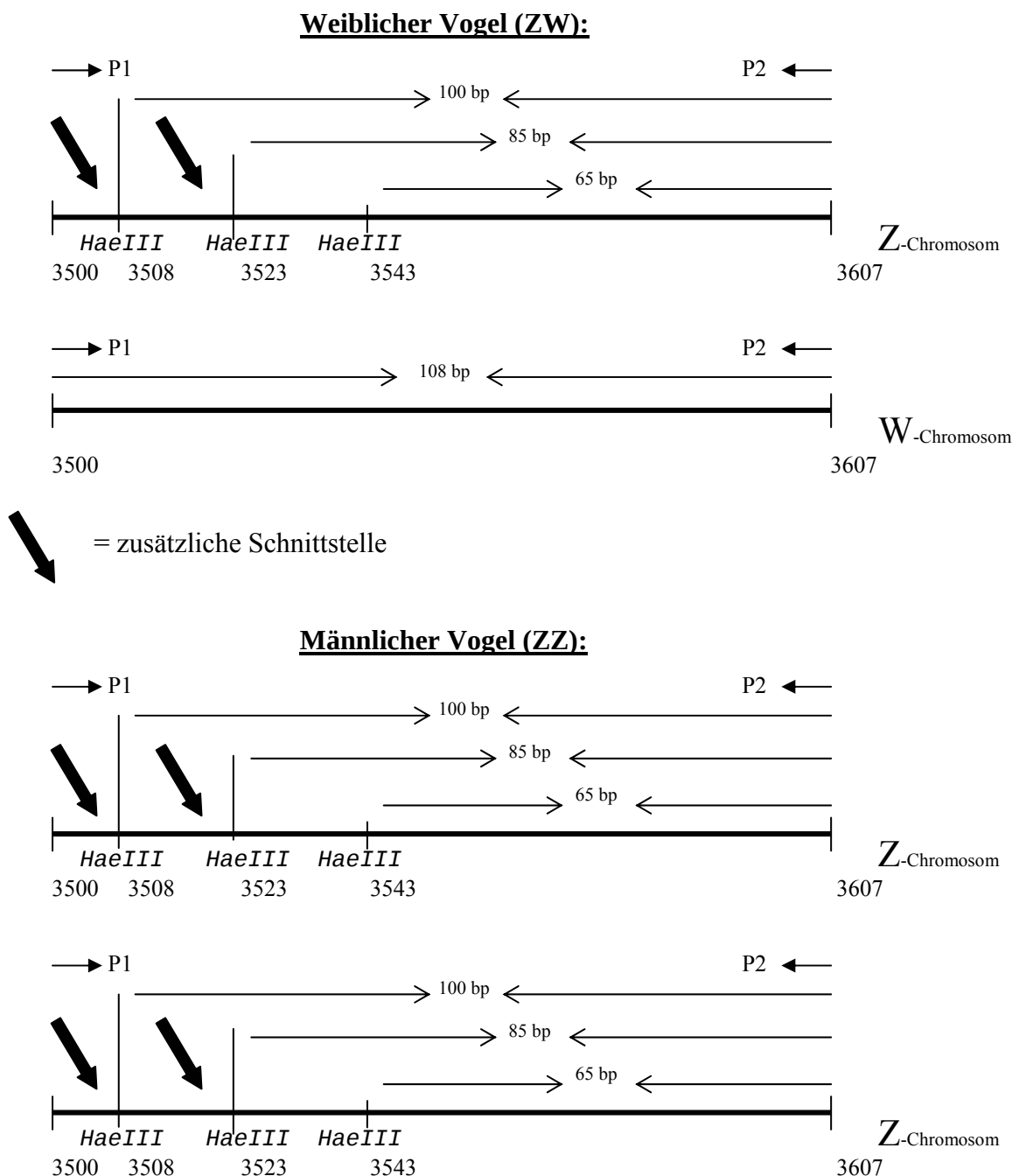
4.3.2 Polimorphismen und deren Besonderheiten bei der Auswertung von Bandenmustern

Untersuchungen in dieser Arbeit haben gezeigt, dass es durch Änderungen in der Basensequenz der amplifizierten CHD-Gen-Abschnitte im Bereich der Restriktionsenzym-schnittstellen zu zusätzlichen Schnittstellen (Graurückentrompetervögel) oder zum Wegfall vorhandener Schnittstellen (Amboina-Königssittiche) kommen kann. Solche Änderungen in der Basensequenz haben jedoch große Auswirkungen auf die Brauchbarkeit der Methode. Im Falle der Graurückentrompetervögel ist eine Geschlechtsdiagnose weiterhin möglich, bei den Amboina-Königssittichen dagegen kommt es unweigerlich zu Fehlbestimmungen.

Die Anwendung der Restriktionsendonuklease *HaeIII* bei Graurückentrompetervögeln (*Psophia crepitans*) zeigen neben den für weibliche und männliche Vogelproben typischen Bandenmustern bei einem Teil der Vogelproben auch untypische Bandenmuster. Das untypische Bandenmuster zeigt sich bei Proben weiblicher Vögel in Form einer kräftigen Bande von 108 bp Länge sowie drei weiteren schwächeren Banden von unterschiedlicher, aber geringerer Länge. Proben männlicher Graurückentrompetervogel besitzen keine Bande von 108 bp Länge, sondern drei kräftige Banden geringerer Länge. Mögliche Ursachen dieser atypischen Banden bei Proben von männlichen und weiblichen Graurückentrompetervögeln

könnten im Vorliegen eines Polimorphismus im CHD-NW-Gen liegen. Dieses Phänomen zeigt sich infolge einer veränderten Basensequenz im Bereich des amplifizierten CHD-Gen-Abschnittes, das zu zusätzlichen Schnittstellen für die Restriktionsendonuklease *HaeIII* führt. Eine Zuordnung der Ergebnisse zu einem männlichen oder weiblichen Vogel ist möglich.

Abbildung 21: Verdau des PCR-Produkts nach GRIFFITH und TIWARI (1995) von Graurückentrompetervögeln mit der Restriktionsendonuklease *HaeIII*



Bandenmuster weiblicher Vogel:

1 Bande 108 bp

1 schwache Bande mit 100 bp

1 schwache Bande mit 85 bp

1 schwache Bande mit 65 bp

(aufgrund der geringen Größe und Menge meist nicht darstellbar)

1 schwache Bande mit 43 bp

(aufgrund der geringen Größe und Menge meist nicht darstellbar)

Bandenmuster männlicher Vogel:

1 Bande mit 100 bp

1 Bande mit 85 bp

1 Bande mit 65 bp

1 schwache Bande mit 43 bp

(aufgrund der geringen Größe und Menge meist nicht darstellbar)

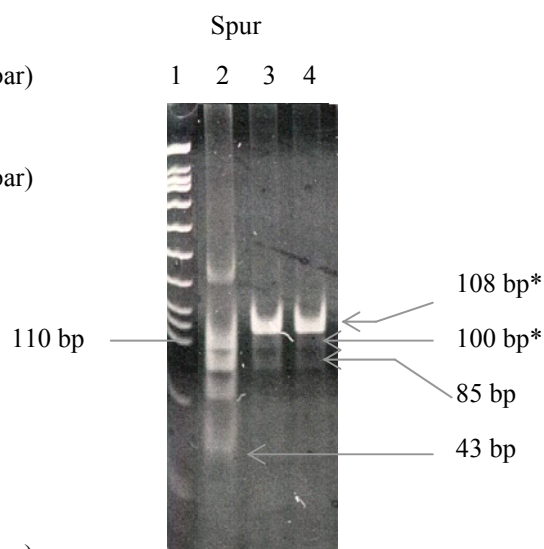


Abbildung 22: Spur 1 Marker VIII,
Spur 2 männlicher Vogel,
Spur 3+4 weiblicher Vogel

Ein ähnliches Phänomen zeigt sich bei Amboina-Königssittichen. Dort führt der Polimorphismus nicht zu einer zusätzlichen Schnittstelle, sondern zum Fehlen der *HaeIII*-Schnittstelle des amplifizierten CHD-Gen-Abschnittes. Amboina-Königssittiche (*Alisterus amboinensis*) gehören neben zwei weiteren Königssittichen (*Alisterus scapularis* – Königssittich und *Alisterus chloropterus* - Grünflügelkönigssittich) derselben Gattung an. Aufgrund des Verwandtschaftsgrades wären identische Ergebnisse bezüglich des Bandenmusters bei den jeweils angewandten Restriktionsendonukleasen zu erwarten. Die Geschlechtsdifferenzierung der Amboina-Königssittiche unter Verwendung der Restriktionsendonuklease *HaeIII* ist jedoch nicht möglich, während sie bei *A. scapularis* und *A. chloropterus* möglich ist.

Bei den untersuchten weiblichen Amboina-Königssittichen konnten nach der PCR mit anschließendem *HaeIII*-Verdau zwei unterschiedliche Bandenmuster erzeugt werden:

1. Ein typisch weibliches *HaeIII* Muster
2. Eine Bande von 108 bp Länge ohne die beim typischen *HaeIII*-Muster vorhandene schwache Bande von 65 bp Länge. Dieses Bandenmuster wird im Anhang als F0 bezeichnet und kommt meist bei Vögeln vor, deren Geschlecht nicht mit Hilfe der Restriktionsendonuklease *HaeIII* differenziert werden kann.

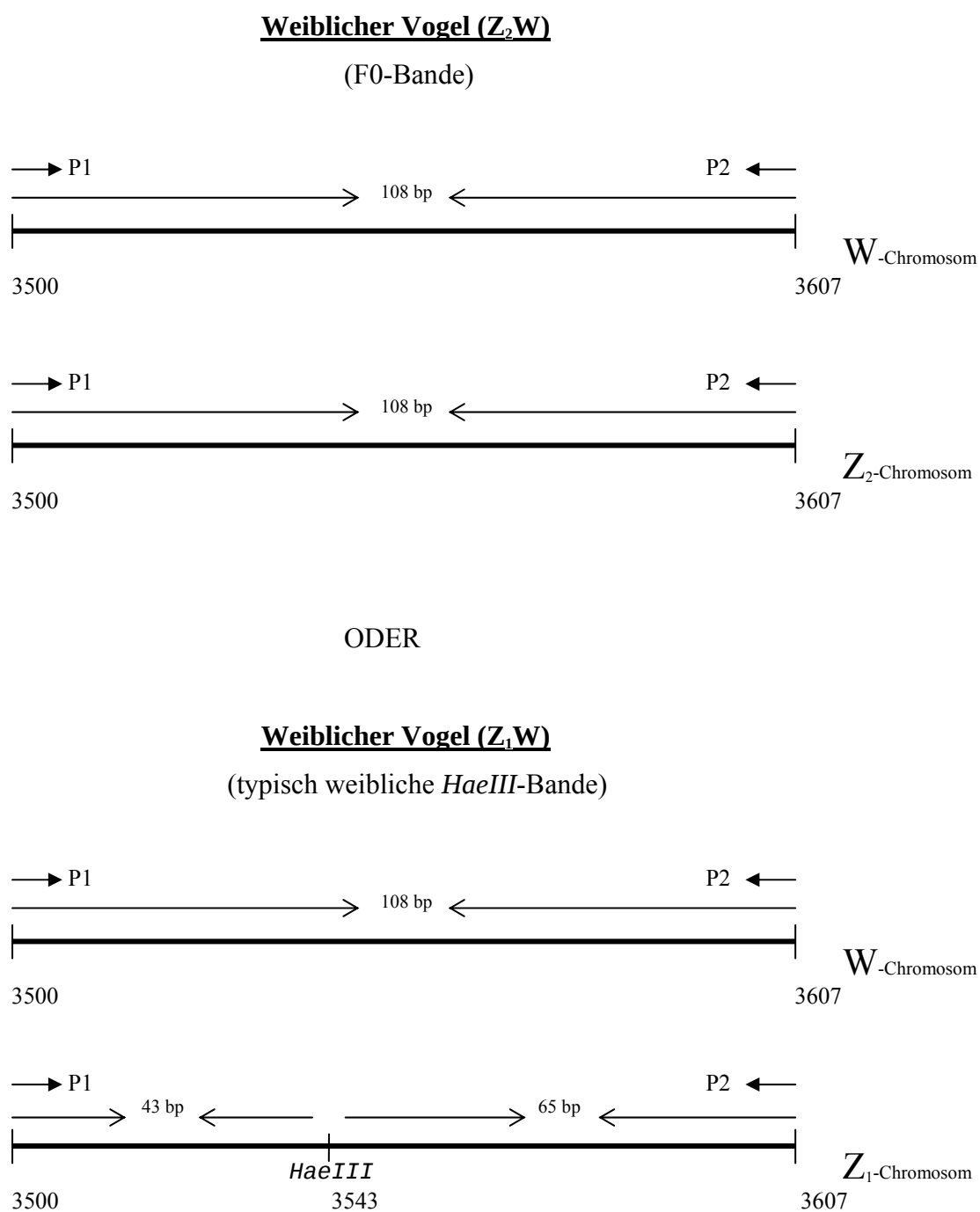
Bei männlichen Amboina-Königssittichen konnten durch den Verdau des PCR-Produkts mit der Restriktionsendonuklease *HaeIII* sogar drei verschiedene Bandenmuster erzielt werden:

1. Ein typisch männliches *HaeIII* Bandenmuster
2. Eine Bande von 108 bp Länge ohne die beim typischen *HaeIII*-Muster schwache Bande von 65 bp Länge (F0-Bande)
3. Ein typisch weibliches *HaeIII* Bandenmuster

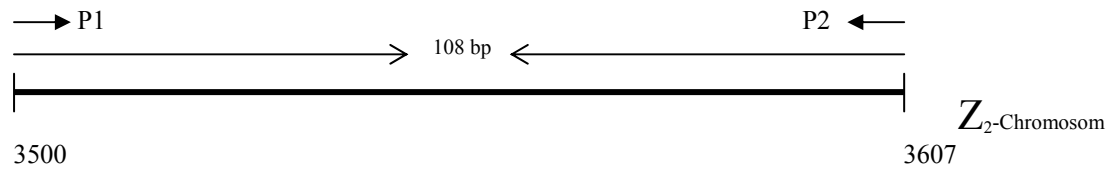
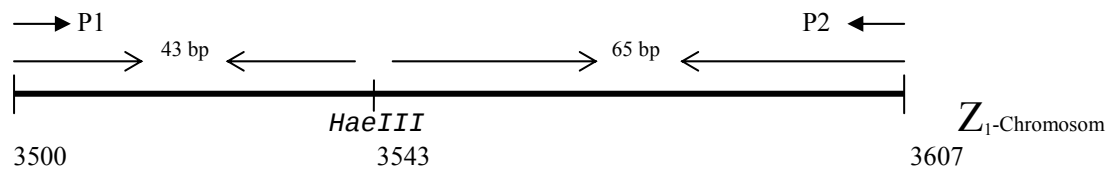
Eine Erklärung für die Vielzahl an möglichen Bandenmustern wäre, dass sich die CHD-Z-Gene, die im Genom männlicher Vögel paarweise vorliegen, sich in ihrer Basensequenz unterscheiden. Das eine CHD-Z-Gen besitzt eine Schnittstelle für die Restriktionsendonuklease *HaeIII*, das andere CHD-Z-Gen nicht. So sind bei männlichen Amboina-Königssittichen drei (Z_1Z_2 , Z_1Z_1 , Z_2Z_2) und bei weiblichen zwei (Z_1W , Z_2W) verschiedene Kombinationen möglich.

Änderungen der Basensequenz im Bereich der *DdeI*-Schnittstelle sind nicht erkennbar, so dass die Anwendung und Auswertbarkeit bei Verwendung der *DdeI* Restriktionsendonuklease zur Geschlechtsdiagnose nicht beeinflusst wird. Der Einsatz der Restriktionsendonuklease *DdeI* nach der PCR zeigt bei Proben männlicher Tiere die zu erwartende 108 bp lange Bande und bei Proben weiblicher Vögel sowohl eine Bande von 108 bp als auch eine von 80 bp. Die PCR-Methode mit der Restriktionsendonuklease *DdeI* kann deshalb bei Amboina-Königssittichen in der Geschlechtsdiagnostik eingesetzt werden.

Abbildung 23: Schematische Darstellung des PCR-Produkts von Amboina-Königssittichen nach dem Verdau mit der Restriktionsendonuklease *HaeIII*

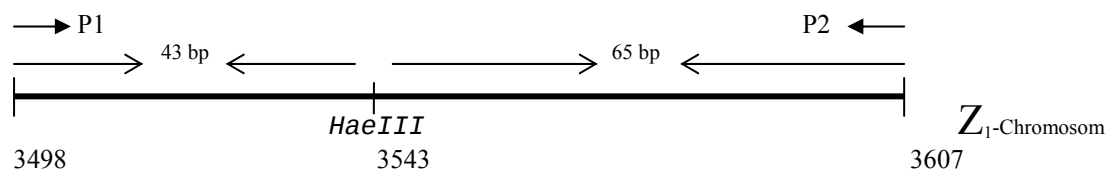
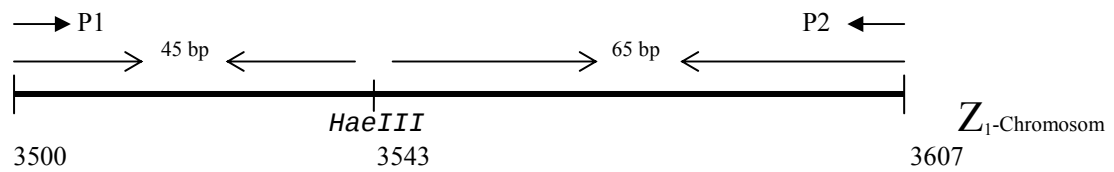


Männlicher Vogel (Z_1Z_2)
(typisch weibliche *HaeIII*-Bande)



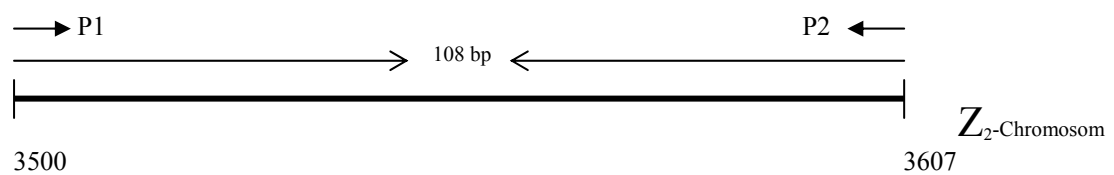
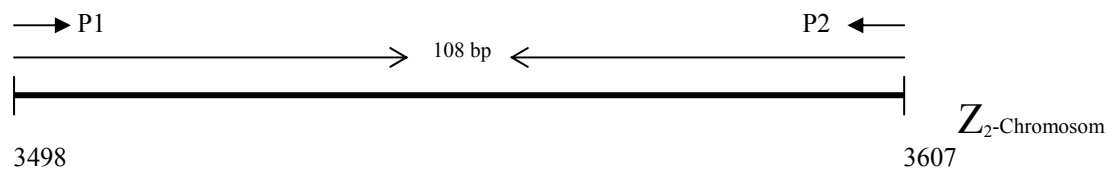
ODER

Männlicher Vogel (Z_1Z_1)
(typisch männliche *HaeIII*-Bande)



ODER

Männlicher Vogel (Z_2Z_2)
(F0-Bande)



Wie häufig solche Polimorphismen vorkommen, ist nicht bekannt. Auffallend ist aber, dass bei den beschriebenen zwei Fällen mehrere Tiere betroffen waren (4 Tiere bei Graurückentrompetervögel und 17 bei Amboinak-Königssittichen). Polimorphismen scheinen bei bestimmten Vogelarten gehäuft vorzukommen. Zu überdenken ist auch, ob es sich bei den untersuchten Amboina-Königssittichen um Tiere verschiedener Vogelarten oder -gattungen handelt, die jedoch aufgrund ihres äußeren Erscheinungsbildes taxonomisch zu einer Vogelart zusammengefasst wurden. Die Tatsache, dass es bei Vögeln gleicher Art, aber unterschiedlicher regionaler Herkunft zu Änderungen (Abschnitt 2.2.6) in der Genmasse kommen kann, lässt erkennen, wie variabel das Vogelgenom zu sein scheint.

Denkbar sind auch Kreuzungsprodukte zwischen Amboina-Königssittichen und einer Sittichart, deren Geschlecht nicht durch *HaeIII* bestimmbar ist. Im Rahmen dieser Untersuchungen wurde jedoch keine Psittazidenart gefunden, bei der eine Geschlechtsdifferenzierung mit Hilfe der Restriktionsendonuklease *HaeIII* nicht vorgenommen werden konnte.

Eine fehlerhafte Angabe der Vogelart durch den Besitzer wäre ebenfalls möglich, jedoch bei dieser großen Anzahl an Tieren einer Art mit untypischen Bandenmustern eher unwahrscheinlich.

4.3.3 Vogelarten, bei denen die Anwendung der Methode möglich ist

Nachstehende Tabelle soll eine Übersicht über die Anwendungsbreite der PCR nach GRIFFITH und TIWARI (1995) in Abhängigkeit der eingesetzten Restriktionsenzymen zeigen.

Tabelle 9: Erfolgreiche und nicht Erfolgreiche Anwendungsgebiete der PCR-Methode in Abhängigkeit der eingesetzten Restriktionsendonukleasen

	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
Erfolgreich getestete Vogelarten	Haushuhn, Geierperlhuhn, Papageien mit Ausnahme von s.u.,	Alle Vogelarten mit Ausnahme von s.u.	Papageien, Pfau, Taube, Höckerschwan, Sichler, Andenflamingo, Mönchsgeier, Kauz	Pionus, Graupapagei, Truthahn, Silber- schleiereule
Nicht erfolgreich getestete Vogelarten	Kakadu, Plattschweif- sittiche, Prachtsittich, Edelpapagei, Wellensittich, Schmalschnabel- sittiche, Agaporniden	Amboina- Königssittiche Balistar, Beo, Truthahn, Tukan, Schwan, Enten, Gans , Andenflamingo, Nandu, Emu, Kasuar, Kiwi, Eisvogel	Beo, Kasuar, Kiwi, Truthahn, <u>Ordnung der</u> Sperlingsvögel	Beo, Kasuar, Anden- flamingo

Die Tabelle basiert auf einer detaillierten Auflistung der Vögelarten im Anhang 9.5. Die Liste im Anhang gibt einen Überblick über die Möglichkeiten der Geschlechtsdiagnose mit der PCR-Methode in Hinblick auf die eingesetzten Restriktionsendonukleasen.

4.3.3.1 Verwendung der Restriktionsendonuklease *DdeI*

Die Geschlechtsdiagnose mittels PCR und die Verwendung der Restriktionsendonuklease *DdeI* ist fast ausschließlich auf Vogelarten der Ordnung Psittaciformes beschränkt. Eine Ausnahme bilden das Haushuhn *Gallus gallus domesticus* und andere nah verwandte Vögel wie das Geierperlhuhn. Von den untersuchten papageienartigen Vögeln konnten die Geschlechter der Tiere aus den Familien Cacatuidae (Kakadus), Platycercidae (Plattschweifsittiche), Psittaculidae (Edelpapageien), Melopsittacidae (Wellensittiche), der Unterfamilie Brotogeryinae (Schmalschnabelsittiche) sowie der Gattungen Agapornis (Unzertrennliche) nicht mit der Restriktionsendonuklease *DdeI* differenziert werden.

Die Bandenmuster der PCR-Produkte nach Restriktionsverdau mit *DdeI* sind einfach und eindeutig auszuwerten. Die Amplifikate der Proben männlicher Vögel werden nicht mit *DdeI* geschnitten (besitzen nur das CHD-NW-Gen) und liefern somit nur eine deutliche Bande. Die Bandenmuster weiblicher Vogelproben sind ebenfalls eindeutig, da die Restriktionsendonuklease *DdeI* die Hälfte der Amplifikate (das CHD-W-Gen wird geschnitten, das CHD-NW-Gen bleibt ganz) schneidet und somit zwei gleichstarke deutliche Banden (eine des CHD-W-Gens und eines des CHD-NW-Gens) in Erscheinung treten.

Proben von Vögeln, deren Geschlecht nicht durch die Restriktionsendonuklease *DdeI* differenzierbar ist, zeigen bei beiden Geschlechtern entweder ein typisch männliches oder ein untypisch weibliches Muster. Vögel, die ein untypisches weibliches Bandenmuster zeigen, sind nicht mit diesem Enzym differenzierbar. Anders ist es beim typisch männlichen Bandenmuster. Stammt der Vogel aus der Ordnung Psittaciformes und zeigt ein typisch männliches Bandenmuster, dann ist eine Geschlechtsdifferenzierung nach bisherigen Untersuchungen mit großer Wahrscheinlichkeit möglich. Das Geschlecht von Vögeln anderer Ordnungen mit einem typisch männlichen Bandenmuster ist sehr vorsichtig zu bewerten und lässt sich in der Regel nicht mit der PCR-Methode unter Verwendung der Restriktionsendonuklease *DdeI* bestimmen. Eine Kontrolle durch mindestens ein Referenzvogelpaar ist in jedem Fall angezeigt.

Kontaminationen der DNS eines weiblichen Vogels mit geringen Mengen an männlicher DNS werden in der Regel nicht bemerkt. Anders verhält es sich bei männlichen Vögeln, deren Proben mit geringen Mengen weiblicher DNS kontaminiert sind. Das *DdeI*-Schnittprodukt zeigt neben der typisch männlichen Bande auch eine zweite deutlich schwächere Bande von der Größe des weiblichen *DdeI*-Schnittprodukts. Eine Auswertung solcher Ergebnisse ist

nicht möglich. Die Geschlechtsdiagnose ist durch einen wiederholten Ansatz mit einer neuen Probe zu überprüfen. Neben einer Kontamination könnte als Ursache auch ein unvollständiger *DdeI*-Schnitt, infolge ungenügender Inkubationszeit, zu geringen Enzymmengen, zu große DNS-Mengen und nachlassende Enzymaktivität vorliegen. Diese Mängel lassen sich jedoch durch den Vergleich mit den eingesetzten Kontrollen ausschließen.

Die Geschlechtsdiagnose mit Hilfe der Restriktionsendonuklease *DdeI* ist auf einige Vogelarten der Ordnung Psittaciformes, *Gallus gallus domesticus* und deren nahe Verwandte beschränkt. Die Ergebnisse sind eindeutig und einfach zu interpretieren, die Kosten des Restriktionsenzym sind relativ hoch.

4.3.3.2 Verwendung der Restriktionsendonuklease *HaeIII*

Die Restriktionsendonuklease *HaeIII* ist im Vergleich zu *DdeI* nahezu universell zur Geschlechtsdiagnose einsetzbar. Die Restriktionsendonuklease *HaeIII* schneidet das Amplifikat des CHD-Z-Gen-Abschnittes so, dass bei Proben männlicher Tiere die Schnittprodukte von 65 bp und 43 bp Länge zu erwarten sind. Tatsächlich weisen viele männliche Schnittprodukte zusätzlich eine schwache Bande von 108 bp auf. Dieses Produkt ist auf einen unvollständigen *HaeIII*-Verdau oder leichte Kontaminationen zurückzuführen. Eine Auswertung ist bei deutlichem Schnittprodukt und schwacher Bande von 108 bp Länge jedoch durchaus möglich.

Der Restriktionsverdau von Proben weiblicher Vögel müsste nach der schematischen Darstellung ein geschnittenes CHD-Z-Produkt und ein nicht geschnittenes CHD-W-Produkt in gleichen Mengenverhältnissen aufweisen. Tatsächlich zeigt das typisch weibliche Bandenmuster jedoch eine kräftige Bande des CHD-W-Produkts und nur eine schwache Bande des CHD-Z-Schnittprodukts auf. Ursachen der schwächeren Bande des CHD-Z-Schnittproduktes könnten in einer Kombination von unvollständigem *HaeIII*-Verdau und einem kleineren PCR-Produkt liegen. Längere Amplifikate treten als Banden kräftiger in Erscheinung als kürzere der gleichen Mengen, da kürzere Produkte aufgrund ihrer geringeren Länge entsprechend weniger Ethidiumbromid-Moleküle in die DNS einlagern. Dies äußert sich wiederum in einer geringeren optischen Intensität der Bande. Eine weitere Erklärung könnte eine bessere Bindung der Primer an die Abschnitte des CHD-W-Gen als an das CHD-Z-Gen sein, sodass der CHD-W-Gen-Abschnitt bevorzugt amplifiziert wird.

Als weiblich sollten nur Vögel bewertet werden, deren Amplifikat des CHD-W-Produkts (108 bp Länge) deutlich überwiegt, und als männlich nur solche, bei denen das Amplifikat des CHD-Z-Produkts (65 bp Länge) überwiegt. Ergebnisse, die nach der PCR und Restriktionsverdau sowohl das CHD-W-Produkt als auch das CHD-NW-Produkt in gleicher Stärke zeigen, kommen gelegentlich vor. Eine Geschlechtsdifferenzierung sollte bei solchen Ergebnissen nicht vorgenommen werden. Meist sind es Kontaminationen mit DNS des anderen Geschlechts. An einen unvollständigen *HaeIII*-Verdau wäre ebenfalls zu denken. Nicht zu vergessen sind Aneuploide mit den Geschlechtschromosomen ZZW, die sich ebenfalls in dieser Form zeigen könnten.

Einige Vogelarten, deren Geschlecht sich nicht durch die PCR und Restriktionsverdau mit *HaeIII* differenziert lassen, wurden beschrieben. Diese Vögel zeigen bei beiden Geschlechtern, ähnlich wie bei *DdeI*, entweder ein typisch männliches oder ein untypisches weibliches Bandenmuster. Proben von Vogelarten, die noch nicht mit der PCR-Methode überprüft wurden und deren Ergebnisse ein untypisches weibliches Bandenmuster zeigen, lassen sich in der Regel nicht mit der Restriktionsendonuklease *HaeIII* differenzieren. Bei Proben von Vogelarten, deren Ergebnisse typisch männliche Bandenmuster zeigen, ist eine Geschlechtsdiagnose mit großer Wahrscheinlichkeit möglich, sofern es sich nicht um Flachbrustvögel (Struthioniformes) handelt. Jedoch sei auch hier gesagt, dass eine Überprüfung durch ein Referenzvogelpaar mit bekanntem Geschlecht durchzuführen ist.

Kontaminationen sind nach einem Restriktionsverdau mit *HaeIII* nicht so einfach erkennbar wie mit *DdeI*. In der Regel zeigen sich Kontaminationen des einen Geschlechts mit DNS des anderen durch annähernd gleichstarke Banden von 108 bp und 65 bp Länge. Da neben einer Kontamination auch die Ursache im Restriktionsverdau, wie oben unter *DdeI* beschrieben, vorliegen könnte, ist ein erneuter PCR-Ansatz notwendig. Sollte es sich um eine Vogelart handeln, deren Geschlecht auch mit der PCR und der Restriktionsendonuklease *DdeI* oder *MboII* bestimmbar ist, so empfiehlt es sich neben der Restriktionsendonuklease *HaeIII* auch *DdeI* bzw. *MboII* einzusetzen.

Die PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) und Restriktionsverdau mit *HaeIII* ist bei einer großen Anzahl an Vogelarten einsetzbar und das Enzym relativ kostengünstig. Da bei der Auswertung der Banden die Intensität der einzelnen Banden zueinander eine große Rolle spielt, sind die Ergebnisse häufig nicht so eindeutig wie bei der PCR unter Verwendung der Restriktionsendonuklease *DdeI*.

4.3.3.3 Verwendung der Restriktionsendonuklease *MboII* und *XhoI*

Die Restriktionsendonukleasen *MboII* und *XhoI* wurden nur bei Proben von Vögeln eingesetzt, deren Geschlechter nicht bzw. nicht eindeutig durch die PCR und Restriktionsverdau mit dem Enzym *HaeIII* bestimmt werden konnten. Eingehende Untersuchungen zur Brauchbarkeit der Restriktionsenzyme *MboII* und *XhoI* bei der Geschlechtsbestimmung mittels PCR beim Vogel wurden nicht durchgeführt. Da bei den Enzymen *MboII* und *XhoI* wie bei *HaeIII* das Amplifikat des CHD-Z-Gen-Abschnittes geschnitten und das Amplifikat des CHD-W-Gen-Abschnittes nicht geschnitten werden, sind die unter *HaeIII* diskutierten Punkte weitestgehend auf diese Enzyme übertragbar. Bis auf zwei Ausnahmen waren die Ergebnisse, bei denen sowohl die Restriktionsendonuklease *HaeIII* als auch *MboII* eingesetzt wurden, identisch. Die Geschlechtsdiagnose bei Andenflamingos (*Phoenicopterus andinus*) war zum Beispiel nur mit der PCR unter Verwendung der Restriktionsendonuklease *MboII*, nicht aber mit *HaeIII* oder *XhoI* möglich. Eine weitere Ausnahme stellten Truthühner dar. Eine Geschlechtsdifferenzierung war nur unter Einsatz der Restriktionsendonukleasen *HaeIII* und *XhoI*, nicht jedoch mit *MboII* oder *DdeI* möglich.

Männliche Proben zeigen nach PCR und Restriktionsverdau mit *MboII* häufig ein nur schwaches oder nicht darstellbares Bandenmuster. Das *MBOII*-Schnittprodukt von 69 pb Länge müsste sich aufgrund seiner Größe deutlicher darstellen lassen. In Fällen, in denen insgesamt etwas geringere Mengen an Amplifikat vorhanden waren, konnte nach *MboII*-Schnitt keine Bande mehr dargestellt werden. Eine nicht vorhandene Bande konnte jedoch bedeuten, dass die PCR nicht erfolgreich durchlaufen oder der Vogel männlich war. Eine gelelektrophoretische Auswertung des Amplifikats vor und nach dem Restriktionsverdau wäre notwendig. Dieser zusätzliche Arbeitsschritt macht die Anwendung des Enzyms in der Geschlechtsdiagnose sehr arbeits- und kostenaufwendig. Die Vogelproben könnten bei nicht darstellbarem Schnittprodukt nur dann als männlich beurteilt werden, wenn ein Amplifikat vor Restriktionsverdau nachgewiesen würde. Ursachen für die schlechte Darstellbarkeit des *MboII* Schnittprodukts trotz genügender Menge an Amplifikat könnten an weiteren *MboII*-Schnittstellen innerhalb des PCR-Produktes liegen. Das Amplifikat würde in diesem Fall in noch weitere kleine Stücke geschnitten, die aufgrund ihrer Größe und Menge unterhalb der Nachweisgrenze lägen. Eine Sequenzierung der Amplifikate würde Klarheit schaffen.

Die Geschlechtsdiagnose mittels PCR und anschließendem Restriktionsverdau mit *MboII* ist bei zahlreichen Vögeln aus den verschiedensten Vogelarten möglich. Die Kosten für dieses Enzym sind sehr hoch und die Auswertung der Ergebnisse bei Proben männlicher Tiere bereitet oft Schwierigkeiten. Durch einen zusätzlichen Arbeitsschritt könnten die männlichen Ergebnisse jedoch abgesichert werden.

Über die Einsatzbreite der Restriktionsendonuklease *XhoI* in der Geschlechtsdiagnose kann keine Aussage getroffen werden, da noch zu wenig Tiere getestet wurden. Das Enzym ist jedoch kostengünstig und die Auswertung der Ergebnisse bereitet keine Schwierigkeiten.

4.3.4 Vogelarten, bei denen die Anwendung der Methode nicht möglich ist

Vogelproben, deren Geschlecht sich nicht mit der PCR von GRIFFITHS und TIWARI (1995) mit den zuvor beschriebenen Enzymen differenzieren lassen, zeigen für beide Geschlechter dasselbe Bandenmuster. Die erhaltenen Bandenmuster lassen sich wie folgt darstellen, zusammen mit der Erklärung ihres Zustandekommens.

1. Beide Geschlechter zeigen bei ihrer Auswertung nur eine Bande mit 108 bp Länge (F0-Bande)

Ursache: Weder die weiblichen noch männlichen CHD-Gen-Abschnitte besitzen eine Restriktionsenzymchnittstelle.

Beispiele: Wachteln, Tauben, Truthähne, Kasuare, Schwäne, Enten (bei Verwendung der Restriktionsendonuklease *DdeI*)

Beispiele: Beos, Balistare, Flamingos, Schwäne, gelegentlich bei Amboina-Königsittichen (bei Verwendung der Restriktionsendonuklease *HaeIII*)

2. Beide Geschlechter zeigen bei ihrer Auswertung ein geschnittenes Restriktionsenzymprodukt, d.h. je nach verwendetem Enzym eine Bande mit 65, 69, 75 oder 80 bp Länge (entsprechen den Enzymen *HaeIII*, *MboII*, *XhoI*, *DdeI*), und gelegentlich ist auch eine schwache Bande von 108 bp Länge vorhanden (F+-Bande)

Ursache: Sowohl die weiblichen als auch männlichen CHD-Gen-Abschnitte besitzen eine Restriktionsenzymchnittstelle. Die teils noch vorhandene schwache Bande von 108 bp ist durch einen unvollständigen Restriktionsenzymverdau zu erklären.

Beispiele: Kakadus, Eulen, Beos, Plattschweifsittiche, Klaffschnäbel, Löffler (bei Verwendung der Restriktionsendonuklease *DdeI*)

Beispiele: Kasuare, Nandus, Emus (bei Verwendung der Restriktionsendonuklease *HaeIII*)

Beispiel: Kasuare (bei Verwendung der Restriktionsendonukleasen *MboII* und *XhoI*)

4.3.5 Ergebnisse der PCR-Methode im Vergleich zu Referenzmethoden

Die Austestung der PCR-Methode nach GRIFFITHS UND TIWARI (1995) erfolgte an 3388 Vögeln. Von diesen Tieren war bei 319 Vögeln (davon 1 Vogel mit 2 Referenzmethoden zunächst rein morphologisch, dann endoskopisch) das Geschlecht bereits bekannt. Die Geschlechtsdiagnose der Referenzvögel erfolgte nach folgenden Methoden:

Tabelle 9: Übersicht über die Anzahl und Zusammensetzung der Referenztiere bezüglich der Referenzmethode und den Differenzen zur PCR-Methode.

Art der Geschlechtsdiagnose der Referenzvögel	Anzahl	Differenzen zwischen PCR und Referenzmethode	Keine Geschlechtsdiagnose mit der PCR-Methode möglich
Sektion	15	0	4
Endoskopie	46	2	6
Zuchtpaare	10	0	2
Eierlegende Einzeltiere	1	0	0
Morphologisch	35	4	10
Molekulargenetisches Verfahren nach Zoogen	106	3	5
Besitzerangaben	88	3	5
Schlachtungen	6	0	4
Udl	13	0	0
Gesamt	320	12	36

Von diesen Referenztieren konnten 272 Vögel mit der PCR-Methode nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) bestätigt werden. Bei 36 Vögeln war mit der eingesetzten Restriktionsendo-

nuklease keine Geschlechtsdiagnose möglich (z.B. Beo, Kiwi, Kasuare etc.). Bei 12 Vögeln bestanden Differenzen zwischen der Referenzmethode und der PCR. Diese Tiere gehören zu Vogelarten, deren Geschlecht mit der PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) theoretisch hätten bestimmt werden können. Die Ursachen der unterschiedlichen Ergebnisse waren nur in einem Fall durch eine Endoskopie zu klären und stimmten mit dem Ergebnis der PCR-Methode überein. Nachstehend werden die einzelnen Vögel aufgeführt und erläutert:

Endoskopie: Ein Rosakakadu (*Eolophus*) wurde anhand der Irisfarbe und endoskopisch als weiblich bestimmt. Das PCR-Ergebnis war bei zweimaligem Ansatz eindeutig männlich. Eine Klärung des tatsächlichen Geschlechts war aufgrund mangelnder Mitarbeit des Einsenders nicht möglich.

Ein Dottertukan (*Ramphastos vitellinus*) wurde im Ausland als weibliches Tier gekauft und das Geschlecht dort mittels Endoskopie als männlich bestimmt und bescheinigt. Die PCR ergab ein eindeutig weibliches Ergebnis.

Morphologisch: Ein juveniler Legehybrid sowie ein ca. 7 Tage altes Hühnerküken der Rasse Vorwerk wurden als männlich angegeben. Die PCR ergab eindeutig weibliche Tiere. Aufgrund des Alters der Tiere ist eine Geschlechtsdiagnose auf morphologischer Grundlage als nicht sicher anzusehen.

Eine Panamaamazone (*Amazona ochrocephala panamensis*) wurde vom Besitzer aufgrund von Verhalten und Morphologie als möglicherweise weiblich angegeben. Das PCR-Ergebnis war eindeutig männlich. Eine morphologische Geschlechtsdiagnose bei Amazonen ist äußerst schwierig und mit hoher Fehlerquote behaftet.

Ein Graupapagei (*Psittacus erithacus*) wurde aufgrund des äußeren Erscheinungsbildes als sicher weiblich angegeben. Die PCR ergab jedoch ein männliches Tier. Eine daraufhin erfolgte Endoskopie bestätigte das PCR-Ergebnis. Der Graupapagei war männlich.

Zoogenverfahren: Eine Gelbstirnamazone (*Amazona ochrocephala*) wurde durch das Zoogenverfahren als weiblich und durch die PCR als eindeutig männlich bestimmt.

Ein Zwergara (*Diopsittaca nobilis*) wurde durch das Zoogenverfahren als männlich und durch die PCR als eindeutig weiblich bestimmt.

Eine Klärung des Falles war nach dem Verkauf der Tiere und dem nicht mehr vorhandenen Interesse des Vorbesitzers gescheitert.

Ein Pennantsittich (*Platycercus elegans*) wurde durch das Zoogenverfahren als weiblich und durch die PCR als männlich bestimmt. Der Vogelfalter war im Besitz von mehreren Vögeln dieser Art und schätzte den Vogel aufgrund seiner Größe als eher männlich ein. Eine Klärung des tatsächlichen Geschlechts durch eine Endoskopie gelang nicht, da der Vogel plötzlich entflohen war.

Besitzerangabe:

Eine Panamaamazone (*Amazona ochrocephala panamensis*) wurde vom Besitzer aufgrund von Verhalten und Morphologie als möglicherweise weiblich angegeben, das PCR-Ergebnis war eindeutig männlich. Eine morphologische Geschlechtsdiagnose bei Amazonen ist äußerst schwierig und mit hoher Fehlerquote behaftet.

Proben von zwei Schleiereulen (*Tyto alba*) wurden als ein Paar mit zugeordneten Geschlechtern eingeschickt. Die Geschlechtsdiagnose mittels PCR ergab ein männliches und weibliches Tier, jedoch in umgekehrter Zuordnung. Eine wiederholte Aufarbeitung der Originalproben erbrachte dieselben Ergebnisse der vorherigen PCR. Aufgrund mangelnder Mitarbeit des Einsenders konnte auch dieser Fall nicht geklärt werden.

Ein Habicht (*Accipiter gentilis*) wurde vom Einsender als weiblich angegeben, das Geschlecht aber mittels der PCR als männlich identifiziert. Das tatsächliche Geschlecht konnte aufgrund mangelnder Mitarbeit des Einsenders nicht in Erfahrung gebracht werden.

Um die PCR-Methode anhand der Geschlechter der Referenztiere zu überprüfen, wurden zum Teil zwei, drei oder alle vier der vorgestellten Restriktionsenzyme eingesetzt.

Die Verwendung von weiteren Restriktionsendonukleasen, die in dieser Arbeit nicht eingesetzt wurden, hätte eventuell eine Geschlechtsdifferenzierung ermöglicht.

4.3.7 Fehlerquellen für fragliche bzw. nicht bestimmbare Proben

Das Probenmaterial der 3388 Vögel setzt sich zu 40,29 % aus Blut und zu 59,71 % aus Federn zusammen. Bei 96,64 % der untersuchten Vogelproben konnte eine Geschlechtsdiagnose vorgenommen werden und nur bei wenigen Proben war eine eindeutige Differenzierung des Geschlechts nicht möglich. In 3,63 % der Untersuchungen konnte keine Geschlechtsdifferenzierung erfolgen. Die Ursachen hierfür sind vielfältig und sollen nachstehend beschrieben werden:

Mögliche Ursachen auf Seiten des Probenmaterials bzw. Probennehmers:

1. zu geringe DNS-Mengen infolge fehlendem, zu kleinem oder beschädigtem Federkiel
2. schlechte DNS-Qualität infolge von bakteriellen Zersetzungs Vorgängen v.a. bei noch frischen, im Wachstum befindlichen bluthaltigen Federn, die über längere Zeit ungekühlt gelagert bzw. transportiert wurden
3. Kontaminationen mit fremder DNS durch unsachgemäße Blut/Federentnahme bzw. Lagerung
4. Inhibitoren z.B. Hämoglobin bei stark hämolytischem Blut, Blut in ungeeigneten Transportbehältern bzw. Medien wie Heparin, alkoholischen, konservierenden und anderen häufig nicht definierbaren Substanzen

Mögliche Ursachen auf Seiten des Labors:

1. Zu kleine Federn erschweren oder machen das Spalten des Federkiels unmöglich, was jedoch notwendig ist, um die im inneren des Federkiels liegende Pulpa für die DNS-Aufarbeitung freizulegen. Auch kann eine Kontamination nicht ausgeschlossen werden.
2. Aufarbeitung von zu geringen, aber auch von zu großen Mengen DNS
3. Fehler in der Methodik
4. Kontaminationen mit Fremd-DNS (auch DNS vom Menschen und von Säugetieren werden amplifiziert)

4.3.7 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung für nachstehende Vierfeldertafeln mit den Signifikanzen

$p \geq 0,05$ nicht signifikant

$p < 0,05$ schwach signifikant

$p < 0,01$ signifikant

$p < 0,001$ hoch signifikant

ergaben folgende Werte:

Tabelle 11: Vierfeldertafel für die Berechnung des Chi-Quadrats aus den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen der Geschlechtsbestimmung anlässlich von Sektion bzw. Schlachtung.

		Geschlecht gem. Sektion/Schlachtung		Summen
		Männlich	Weiblich	
Geschlecht gem. PCR- Methode	Männlich	9	0	9
	Weiblich	0	4	4
	Summen	9	4	13

1. Fisher-Test: $p = 0,001$ (exakt, einseitig)
 $p = 0,001$ (exakt, zweiseitig)

2. Konfidenzintervall:

für übereinstimmende Zuordnungen	untere Grenze 0,791 (einseitig) obere Grenze 1,000
für richtig zugeordnete männliche	untere Grenze 0,717 (einseitig) obere Grenze 1,000
für richtig zugeordnete weibliche	untere Grenze 0,473 (einseitig) obere Grenze 1,000

3. Assoziationskoeffizient: Cohens's Kappa = 1,000
 $p < 0,001$

Ergebnisse

Tabelle 12: Vierfeldertafel für die Berechnung des Chi-Quadrats aus den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen der Geschlechtsbestimmung mittels Endoskopie.

		Geschlecht gem. Endoskopie		Summen
		Männlich	Weiblich	
Geschlecht gem. PCR- Methode	Männlich	17	1	18
	Weiblich	1	21	22
	Summen	18	22	40

1. $\chi^2 = 28,7971$ $p < 0,001$ (zweiseitig)

2. Konfidenzintervall:

für übereinstimmende Zuordnungen untere Grenze 0,831
 obere Grenze 0,994

für richtig zugeordnete männliche untere Grenze 0,727
 obere Grenze 0,999

für richtig zugeordnete weibliche untere Grenze 0,772
 obere Grenze 0,999

3. Assoziationskoeffizient: Cohens's Kappa = 0,899
 $p < 0,001$

Tabelle 13: Vierfeldertafel für die Berechnung des Chi-Quadrats aus den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen der Geschlechtsbestimmung nach Zuchtpaaren

		Geschlecht gem. Zuchtpaare		Summen
		Männlich	Weiblich	
Geschlecht gem. PCR- Methode	Männlich	4	0	4
	Weiblich	0	4	4
	Summen	4	4	8

1. Fisher-Test: $p = 0,0143$ exakt, einseitig
 $p = 0,029$ (exakt, zweiseitig)

Tabelle 15: Vierfeldertafel für die Berechnung des Chi-Quadrats aus den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen der Geschlechtsbestimmung nach dem Zoogenverfahrens

		Geschlecht gem. Zoogenverfahren		Summen
		Männlich	Weiblich	
Geschlecht gem. PCR- Methode	Männlich	56	1	57
	Weiblich	2	42	44
	Summen	58	43	101

1. $\chi^2 = 85,3816$ $p < 0,001$ (zweiseitig)

2. Konfidenzintervall:

für übereinstimmende Zuordnungen	untere Grenze 0,916 obere Grenze 0,994
für richtig zugeordnete männliche	untere Grenze 0,881 obere Grenze 0,996
für richtig zugeordnete weibliche	untere Grenze 0,877 obere Grenze 0,999

3. Assoziationskoeffizient: Cohens's Kappa = 0,939
 $p < 0,001$

Tabelle 16: Vierfeldertafel für die Berechnung des Chi-Quadrats aus den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen der Geschlechtsbestimmung nach den Besitzerangaben.

		Geschlecht gem. Besitzerangaben		Summen
		Männlich	Weiblich	
Geschlecht gem. PCR- Methode	Männlich	40	1	41
	Weiblich	2	40	42
	Summen	42	41	83

1. $\chi^2 = 67,8125$ $p < 0,001$ (zweiseitig)

2. Konfidenzintervall:

für übereinstimmende Zuordnungen	untere Grenze 0,898 obere Grenze 0,992
für richtig zugeordnete männliche	untere Grenze 0,838 obere Grenze 0,994
für richtig zugeordnete weibliche	untere Grenze 0,871 obere Grenze 0,999

3. Assoziationskoeffizient: Cohens's Kappa = 0,9277
p < 0,001

Tabelle 17: Vierfeldertafel für die Berechnung des Chi-Quadrats aus den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen der Geschlechtsbestimmung nach der Methode mit UDL

		Geschlecht gem. UDL		Summen
		Männlich	Weiblich	
Geschlecht gem. PCR- Methode	Männlich	4	0	4
	Weiblich	0	9	9
	Summen	4	9	13

1. Fisher-Test: p = 0,001 (exakt, einseitig)
p = 0,001 (exakt, zweiseitig)

2. Konfidenzintervall:

für übereinstimmende Zuordnungen	untere Grenze 0,794 (einseitig) obere Grenze 1,000
für richtig zugeordnete männliche	untere Grenze 0,473 (einseitig) obere Grenze 1,000
für richtig zugeordnete weibliche	untere Grenze 0,717 (einseitig) obere Grenze 1,000

3. Assoziationskoeffizient: Cohens's Kappa = 1,000
p < 0,001

Nachstehende Aussagen bezüglich der errechneten statistischen Werte können getroffen werden:

1. χ^2 -Test bzw. bei geringer Anzahl der Fisher-Test

Die Mindestanforderung der Methode, nämlich das Vorhandensein eines Zusammenhanges zwischen den Ergebnissen der PCR und den Ergebnissen anderer Geschlechtsdiagnosemethoden, war bei allen gegeben. Der Zusammenhang war signifikant bis hochsignifikant.

2. Bestimmung des Konfidenzintervalls

Das Konfidenzintervall gibt einen Schätzwert über die Übereinstimmung der Ergebnisse des PCR-Verfahrens im Vergleich mit anderen Verfahren der Geschlechtsdiagnose wieder. In Abhängigkeit von der n-Zahl unterlagen die obere und untere Grenzen zum Teil großen Spannbreiten. Der Grund hierfür liegt in der unterschiedlich großen n-Zahl. Die statistische Ungenauigkeit der Ergebnisse ist bei geringer n-Zahl höher.

- Die obere bzw. untere Grenze des Konfidenzintervalls bei der Überprüfung auf "Anteil übereinstimmender Zuordnungen" lag bei

Methode	Anzahl	obere Grenze	untere Grenze
Morphologie	n= 25	0,955	0,639
Besitzerangaben	n= 83	0,992	0,898
Zoogen	n=101	0,994	0,916
Endoskopie	n= 40	0,994	0,831
Zuchtpaare	n= 8	1,000	0,688
UDL	n= 13	1,000	0,794
Sektion/Schlachtung	n= 13	1,000	0,794

3. Assoziationskoeffizient (k-Koeffizient nach Cohan)

Die Intensität des Zusammenhanges zwischen den PCR-Ergebnissen und den Ergebnissen anderer Geschlechtsdiagnoseverfahren war bei allen Methoden signifikant bis hochsignifikant.

4.4 Selbst entwickelte PCR für Beos

Eine Geschlechtsdifferenzierung von Beos (*Gracula religiosa*) mittels PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) unter Verwendung von vier verschiedenen Restriktionsendonukleasen war nicht möglich. Eine PCR mit dem Primer P2 von GRIFFITHS und TIWARI (1995) sowie mit einem eigens gewählten zweiten Primer GESBE1 wurde durchgeführt. Die Abbildung 28 zeigt einen Ausschnitt des CHD-Gens des *Gallus gallus domesticus* mit Lage und Sequenzen der erwähnten Primern.

Abbildung: 24: Ausschnitt aus der mRNA des Gallus gallus chromo-helicase-DNA-binding Gens auf dem Z-Chromosom von GRIFFITHS und KORN (1997) Accession AF004397

```

3081 TCAAGCTCTACACCTTTTAATAAAGAAGAGTTATCAGCTATTTTGAAGTTTGGTGCTGAGGAACTCTTTA
3151 AAGAACCTGAAGGAGAAGAACAGGAGCCCCAGGAAATGGATATAGATGAAATCTTGAAGAGAGCTGAAAC
3221 TCGGGAAAATGAGCCAGGTCCATTGACTGTAGGGGATGAGTTGCTTTCACAGTTCAAGGTGGCGAACTTT
      → GESBE1
3291 TCCAATATGGATGAAGATGATATTGAGTTTGAACCAGAAAGAAATTCAAGAAATTGGAAGAAATCATCC
3361 CAGAATCCCAACGGAGAAGGATAGAGGAGGAGGAAAGACAAAAAGAACTTGAAGAAATATACATGCTCCC
3431 GAGGATGAGAAACTGTGCAAAACAGATCAGCTTTAATGGGAGTGAAGGAAGACGCAGTAGGAGCAGAAGA
      →
P1
3501 TATTCTGGATCTGATAGTGACTCACAGAAAGAAAACGGCCAAAAAAGCGTGGAAGACCTCGAACCA
      P2
3571 TTCCTCGAGAAAATATTAAAGGATTTAGTGATGCAGAGATCAGGCGGTTTATCAAGAGTTACAAGAAATT
3641 TGGTGGCCCTCTGGAAAGGTTAGATGCTGTAGCTAGAGATGCTGAACTGGTTGATAAATCTGAGACAGAC
3711 CTTAGACGTTTGGGTGAACTTGTACATAATGGATGCATTAAGGCTTTAAAGGACAATTCATCTGGACAAG

```

Nach diesen Angaben begrenzen die Primer GESBE1 und P2 einen Abschnitt von 310 bp Länge der mRNA des CHD-Gens. Da in die PCR nicht mRNA, sondern genomische DNS eingesetzt wird, konnte ein größeres PCR-Produkt erwartet werden.

Neun Proben von Beos mit bereits bekannten Geschlechtern wurden mit der PCR unter Verwendung der Primer P2 und GESBE1 wie in Kapitel 3.3.5 beschrieben untersucht. Proben männlicher Beos zeigten eine Bande von 481 bp Länge, die Proben weiblicher Beos hingegen zwei Banden von je einer mit 481 bp und mit 521 bp Länge. Die Geschlechter sind auf diese Weise deutlich zu differenzieren, die Ergebnisse sind mit denen der Referenzmethode identisch.

Tabelle 18: Übersicht der untersuchten Beos

Nr.:	Datum	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	PCR für Beos	Geschlecht				Material	Geschlecht der Ref.-Met.	Referenzmethode	Ergebnis
					HaeIII	MboII	XhoI	DdeI				
Beo 1	05.10.98	Gracula religiosa	Beo	M					Blut	M	Udl	=
Beo 2	05.10.98	Gracula religiosa	Beo	M					Blut	M	Udl	=
Beo 3	05.10.98	Gracula religiosa	Beo	M					Blut	M	Udl	=
Beo 4	05.10.98	Gracula religiosa	Beo	M					Blut	M	Udl	=
Beo 5	05.10.98	Gracula religiosa	Beo	F	F	?	M	F	Blut	F	Udl	=
Beo 6	05.10.98	Gracula religiosa	Beo	M	F	?	M	F	Blut	M	Udl	=
Beo 7	05.01.98	Gracula religiosa	Beo	M					Blut	M	Udl	=
Beo 8	05.01.98	Gracula religiosa	Beo	F					Blut	F	Udl	=
Beo 9	09.01.98	Gracula religiosa	Beo	M					Blut	M	Udl	=

In Abbildung.27 wird die elektrophoretische Auftrennung des Amplifikats einer Probe eines männlichen Beos mit einer Bande von 481 bp Länge sowie einer Probe eines weiblichen Beos mit zwei Banden von 481 bp und 521 bp Länge dargestellt.

Abbildung 25: Schematische Darstellung des durch die Primer GESB1 und P2 begrenzte Abschnittes auf dem CHD-Gen (=Amplifikat)

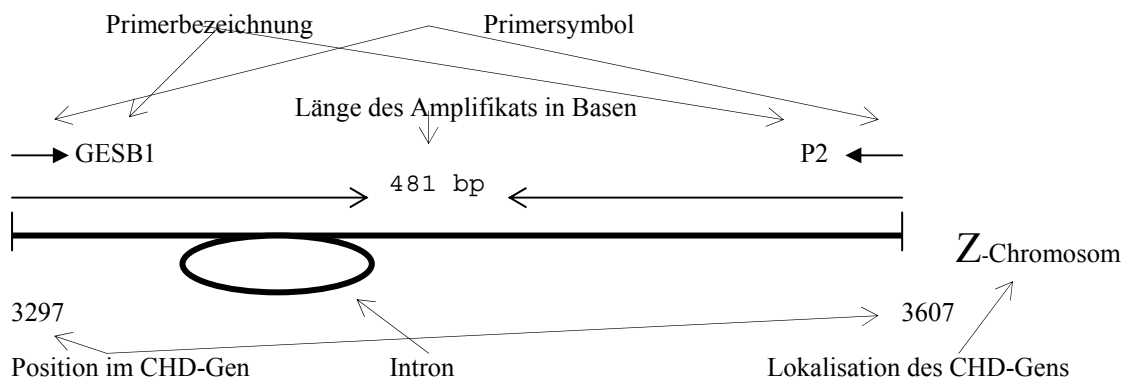
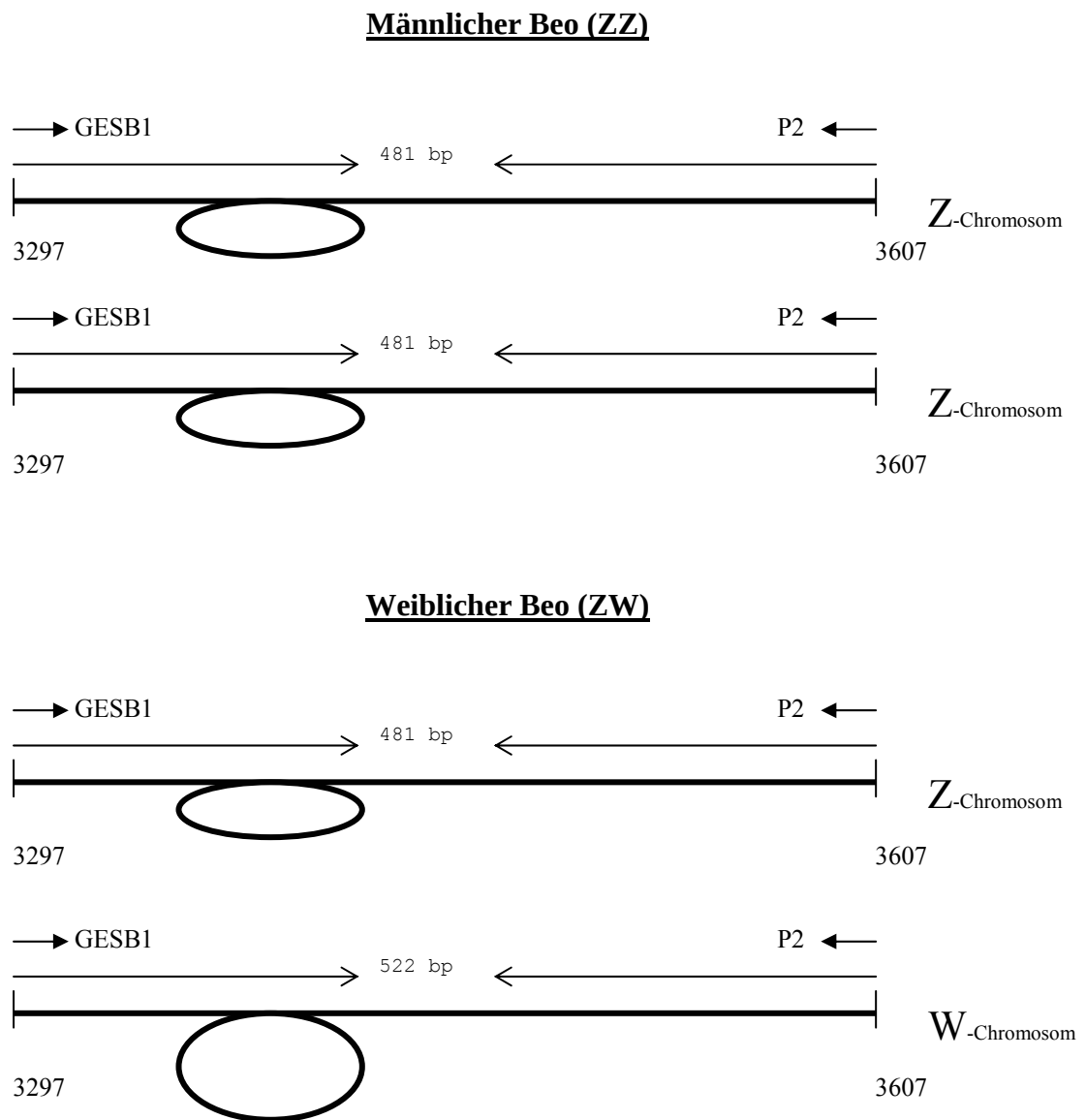


Abbildung 26: Schematische Darstellung des PCR-Produkts von Beos mit den Primern GESBE1 und P2



Bandenmuster weiblicher Beo:

1 Bande mit 522 bp

1 Bande mit 481 bp

Bandenmuster männlicher Beo:

1 Bande mit 481 bp

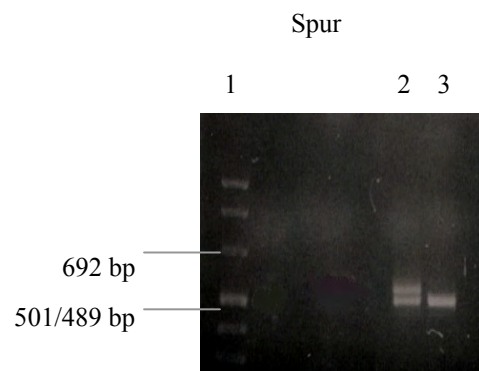
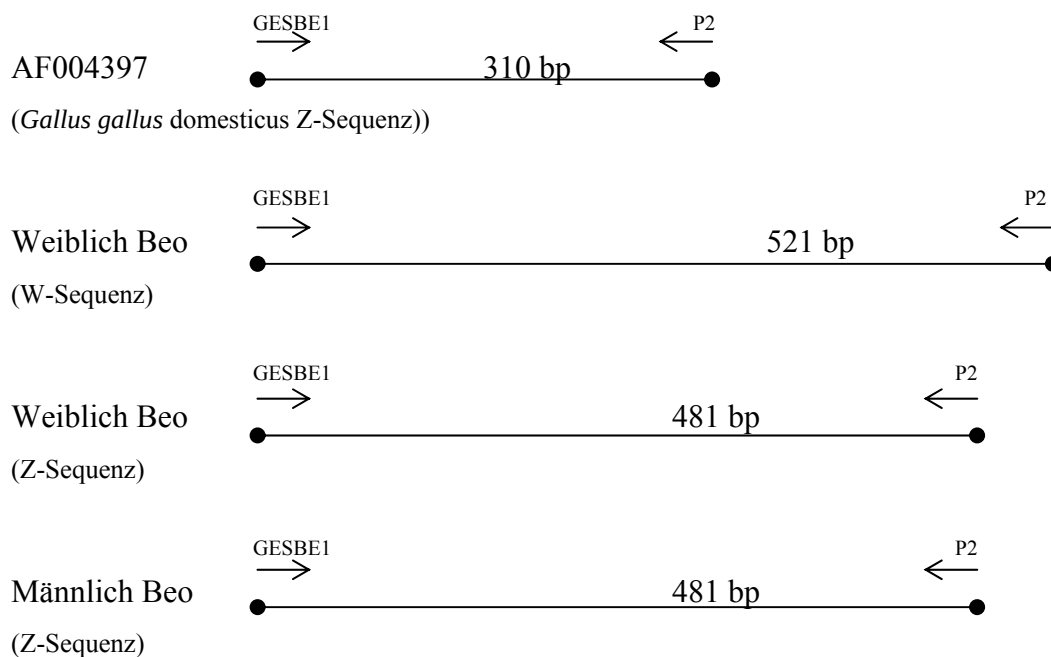


Abbildung 27: Spur 1 Marker VIII
Spur 2 weiblicher Beo
Spur 3 männlicher Beo

Das PCR-Produkt männlicher Beos zeigte somit ein um 171 Basen längeres, das weiblicher Beos ein um 171 Basen bzw. 211 Basen längeres Amplifikat als die oben berechnete Länge der mRNA des *Gallus domesticus*.

Abbildung 28: Schema über die Längenverhältnisse der Sequenzen von Beos im Vergleich zum *Gallus gallus domesticus*



4.4.1 Sequenzierung der PCR-Produkte

Die schematisch dargestellten PCR-Produkte wurden aus dem Agarosegel ausgeschnitten, sequenziert und untereinander sowie mit der Sequenz des *Gallus gallus domesticus* verglichen. Der Sequenzvergleich erfolgt mit dem Programm SEQUENCE ANALYZES 3.0™ von APPLIED BIOSYSTEMS.

Nachstehendes Alignment gibt an erster Stelle einen Ausschnitt der Sequenz des *Gallus gallus domesticus* von GRIFFITHS und KORN (1997) wieder. An zweiter Stelle die W-Sequenz eines weiblichen Beos, an dritter Stelle die Z-Sequenz eines weiblichen Beos und an vierter Stelle die Z-Sequenz eines männlichen Beos. Die Sequenzen beginnen und enden jeweils mit den Basen der Primer GESBE1 bzw. P2.

Abbildung 29: Alignment

A= Adenosin, G= Guanin, C= Cytosin, T= Thymin, -----= keine Basen sequenziert, G T bzw. Ag = Anfang bzw. Ende Intron

	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
AF004397.TXT (Huhn Z-Chromosom)	Primer Gesbel									
	ATGATGAAG ATGATATTGA GTTGAACCA GAAAGAAATT CAAGAAATTG GGAAGAAATC ATCCAGAAT CCCAACGGAG AAGGATAGAG GAGGAGGAAA									

	-----AATT TAAGAACT-G GGAAGAAATC TTCC-AGAAG TCACAGCGCG ACGAATAGAA GAAGAGGAAA									
weiblicher Beo W-Bande	-----									
	-----GAATT CAAGAA-TTG GGAAGAAATC TTCCC-GAGG TCACAGGCGC AAGAATAGAA GAGGAGGAAA									

	-----AAGAA-TTG GGAAGAAATC TTCCC-GAGG TCACAGGCGC AAGAATAGAA GAGGAGGAAA									
weiblicher Beo Z-Bande	110	120	130	140	150	160	170	180	190	200

männlicher Beo ZZ-Bande	-----									

AF004397.TXT (Huhn Z-Chromosom)	GACAAAAAGA ACTTGAAGAA ATATACATGC TCCCGAGGAT GAGAACTGT GCAAAACAG- -----									
	GACAAAAAGA GCTTGAAGAA ATATATATGC TGCCAAAGAT GAGAACTGT GCAAAACAGG TATCTCTGGG TTTTGACTGG CTAAAGATTT TTGTTGNTAT									
	GACAAAAAGA ACTTGAAGAA ATATACATGC TTCCAAGGAT GAGAACTGT GCAAAACAGG TGTCTCTTGG TTCTGACTG- --AA----- TTGTAG--T									
	GACAAAAAGA ACTTGAAGAA ATATACATGC TTCCAAGGAT GAGAACTGT GCAAAACAGG TGTCTATTTGG TTCTGACTG- --AA----- TTGTAG--T									
AF004397.TXT (Huhn Z-Chromosom)	210	220	230	240	250	260	270	280	290	300

AF004397.TXT (Huhn Z-Chromosom)	TATATTCAGT TTTTATATGC AGTTGTTTTG GCTTGACTT TTGGGTTGG NGGTTTTCAAT GTGTGGCACC CCCACACACA CACACCCCTCT CATTTTTGAC									
	TCTATGTGC TTTTGT-GT AGTTTGT-- GCTT-----T TGGGGTTTG GGTTTTTAT TT----- CCTTTCTGA -ACAAATT-- -TTTTTGGC									
	TCTATGTGC TTTTGGC-GT AGTTTGT-- GCTT-----T TGGGGTTTG GGTTTTTAT TT----- CCTTTCTGA -ACAAATT-- -TTTTTGGC									
	310 320 330 340 350 360 370 380 390 400									
AF004397.TXT (Huhn Z-Chromosom)	-----									

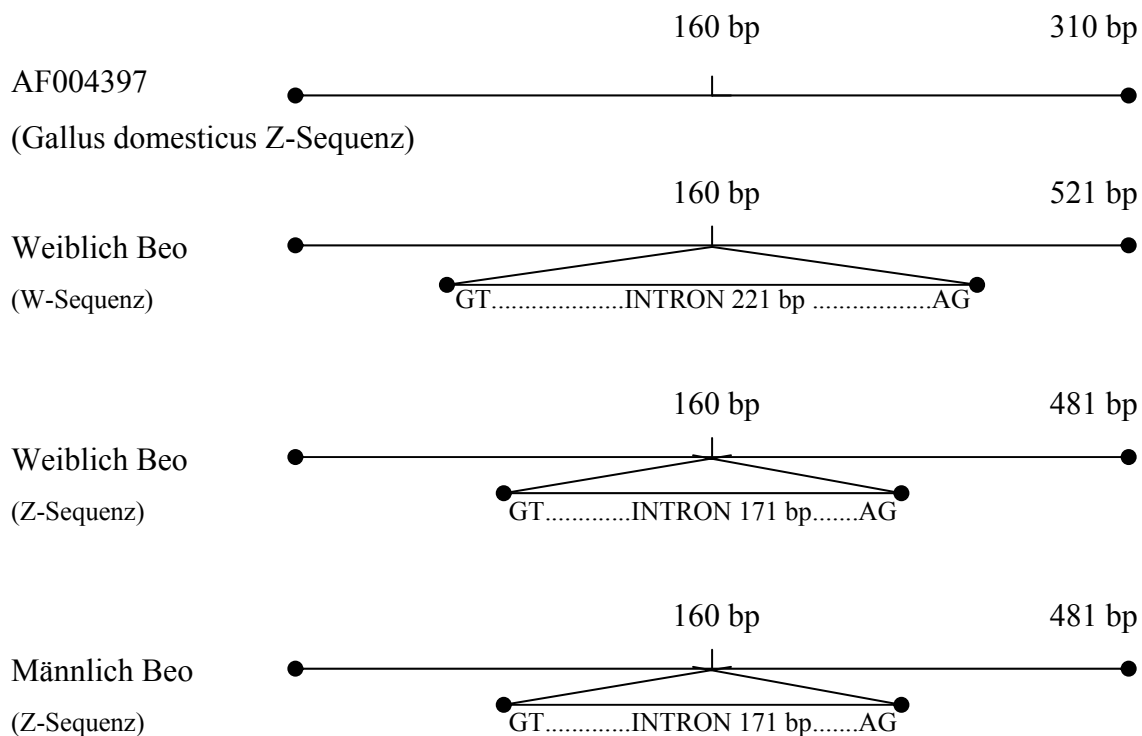
	-----A TCAGCTTTAA TGGAGTGAA GGAAGCGCA									
weiblicher Beo W-Bande	AGGCTGATA ACAATATTAAT AAATGTTTA CGTCANTGTA CCTNTGAAC ACTTANTCTG AAATTCGAGA TCAGCTTTAA TGGAAGTGAA CGGAAACGCA									
	AGAGCTGATG AAACCTTGCTT ATATTTGTTA CCT-----A CA--TGCTT GCTTGCTCTG AAATTCGAGA TTAGCTTCA TGGCAGTGAA GGGAGGCGCA									
	AGAGCTGATG AAACCTTGCTT ATATTTGTTA CCT-----A CA--TGCTT GCTTGCTCTG AAATTCGAGA TTAGCTTCA TGGCAGTGAA GGGAGGCGCA									
	410 420 430 440 450 460 470 480 490 500									
AF004397.TXT (Huhn Z-Chromosom)	GTAGGAGCAG AAGATA-TTC TGGATCTGAT AGTGAATCCA TCACAGAAAG AAAACGGCCA AAA-AAAGCT GGAAGACCTC GAACCATTC TCAGAAAAAT									
	GTAGGAGGAG AAGATACTTC TGGATCTGAT AGTGAATCAG TCTCATNAC GAAACGACCC TANTTAACCGT GGAAGACCGC GAACATATTC TCAGAAAAAT									
	GTAGGAGTAG AAGATACT-C TGGATCTGAT AGTGAATCCA TCTCAGAAAG AAAAAAGCCT AAA-ANACGT GGAAGACCAAC GAACATATTC TCAGAAAAAT									
	GTAGGAGTAG AAGATACT-C TGGATCTGAT AGTGAATCCA TCTCAGAAAG AAAAAAGCCT AAA-ANACGT GGAAGACCAAC GAACATATTC TCAGAAAAAT									
AF004397.TXT (Huhn)	510	520								

AF004397.TXT (Huhn)	Primer p2									
	ATTAAGGAT TTAGTGATGC AGA									
	ATTAATGAT TTACGATGC ANA									
	ATTAAGGAT TTACGATGC ANA									
männlicher Beo ZZ-Bande	ATTAAGGAT TTACGATGC AGA									

Die Sequenzierung und der Vergleich der männlichen und weiblichen CHD-Genabschnitte zeigten folgende Besonderheiten:

1. Eine völlige Übereinstimmung der Basensequenz der männlichen und der weiblichen Z-Sequenz der Beos.
2. Im Vergleich zur Sequenz des *Gallus domesticus* besitzen sowohl die männlichen als auch die weiblichen Beos ein Intron an Position 160.
3. Der Beginn und das Ende des Introns ist durch die hierfür typischen Basen GT und AG gekennzeichnet.
4. Das Intron der weiblichen Beos der W-Sequenz umfasst 211 bp, das Intron der männlichen und weiblichen Beos der Z-Sequenz umfasst 171 bp
5. Die Sequenzen außerhalb der Introns sind zwischen den Beos und dem *Gallus gallus domesticus* nahezu identisch.

Abbildung 30: Schematische Darstellung der Z- und W-Sequenz von Beos mit Intron an Position 160 gegenüber der Z-Sequenz des *Gallus gallus domesticus*



4.4.2 Die Semiquantitative PCR

Nach 20 Zyklen waren noch keine Banden sichtbar. Die ersten schwachen Banden waren nach 25 Zyklen zu sehen. Eine Steigerung der Bandenintensität erfolgte bis 35 Zyklen. Danach war keine weitere Steigerung der Bandenintensität möglich. Eine optisch sichtbare Differenz in der Bandenstärke zwischen der Z und W-Bande konnte in keiner der gefahrenen Zyklenzahl erkannt werden.

PCR-Produkt eines weiblichen Beos in Abhängigkeit der Zyklenzahl

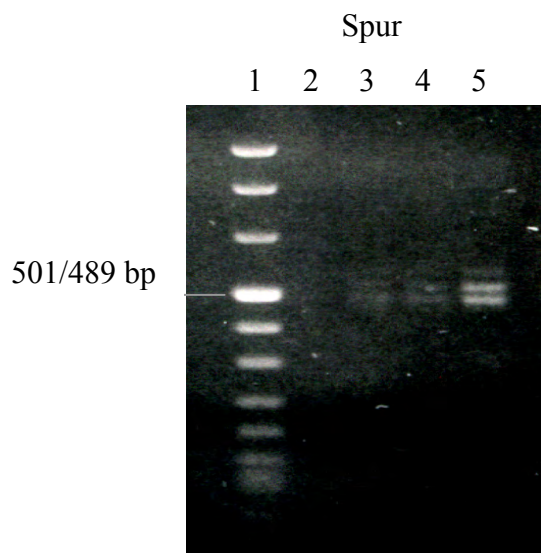


Abbildung 31: Spur 1 Marker VIII
Spur 2/3/4/5 nach 20/25/25/30
Zyklen

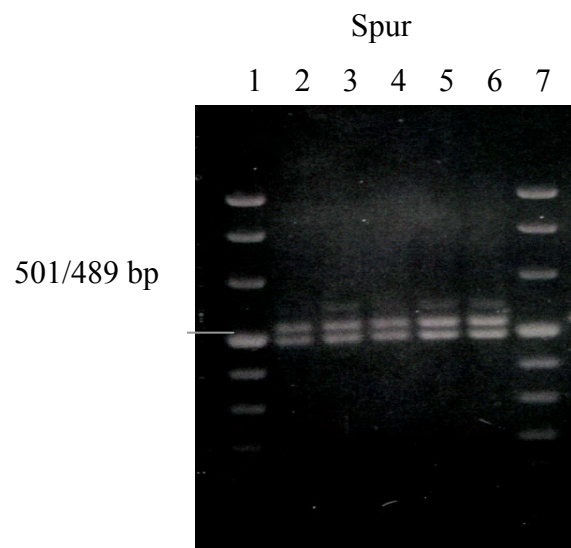


Abbildung 32: Spur 1+7 Marker VIII
Spur 2/3/4/5/6 nach 30/35/35/
40/40 Zyklen

4.5 PCR mit Zufallsprimern

4.5.1 Einstellung der MgCl_2 -Konzentration

Zur Optimierung der PCR wurde für den RAPD-Primer 8 die MgCl_2 -Konzentration eingestellt. Die Verdünnungsreihe von 0,5; 1,0; 1,5; 2,0; 2,5; 3,0; 4,0 und 5,0 mM MgCl_2 -Konzentration ergaben bei 2,5 mM die besten Ergebnisse bezüglich Bandenanzahl und Deutlichkeit. Die Konzentration von 2,5 mM MgCl_2 zeigte bei anderen Primern eine zum Teil stark verminderte Bandenanzahl, so dass bei den meisten Primern mit einer Grundeinstellung von 2,0 mM eine gute Ausbeute erzielt werden konnte.

Obwohl die optimale MgCl_2 -Konzentration bei jedem Primer und der jeweiligen DNS, die zum Einsatz kommt, in einem anderem Bereich liegen kann, wurde aufgrund des hohen Arbeitsaufwandes und der Kosten auf eine MgCl_2 -Konzentrations-Einstellung für jeden einzelnen Primer und DNS verzichtet.

4.5.2 Zyklusbedingungen

Die Grundeinstellung des Amplifikationsprogramms sollte möglichst zahlreiche und deutliche Banden nach der RAPD-PCR liefern. Die Anealingtemperatur musste aufgrund der niedrigen Schmelztemperatur der kurzen Primer auf 36 °C eingestellt werden. Ebenso wurde eine niedrige Temperatursteigerungsrate zwischen Anealing- und Extensionsphase von 0,17 °C/sec. gewählt. Da Primer 6 bei Proben von Stadttauben eine geschlechtsspezifische Bande lieferte, wurde versucht, durch entsprechende Einstellung der Anealingtemperatur und Temperatursteigerungsrate des PCR-Programms zum einen die geschlechtsspezifische Bande hervorzuheben und zum anderen nicht geschlechtsspezifischen Banden zu vermindern. Eine Erhöhung der Anealingtemperatur auf 41 °C bzw. 45 °C hatte einen Bandenverlust von über 50 bzw. 70 % zur Folge. Eine Maximierung der Temperaturanstiegsrate auf 2 °C/sec hatte eine deutliche Schwächung der meisten Banden zur Folge. In diesem Zusammenhang wurde für den Primer 6 bei Proben der Taube durch das Erhöhen der Anealingtemperatur auf 41 °C bei niedriger Temperaturanstiegsrate (0,17 °C/sec) die deutlichsten Ergebnisse erzielt. Bei Proben weiblicher Tauben konnten die meisten Banden erhalten bleiben, bei Proben männlicher Tauben konnte ein Großteil der Banden zum Verschwinden gebracht werden.

Dieses Beispiel soll zeigen, dass geringste Temperaturschwankungen im Amplifikationsprogramm zu sehr variablen und zum Teil nicht mehr reproduzierbaren Bandenmustern führen kann.

Die Abbildungen 36 bis 39 sollen die unterschiedlichen Ergebnisse der RAPD-PCR mit Primer 6 bei Proben von Tauben, die durch kleine Unterschiede in der Anealingtemperatur und Temperaturanstiegsrate zustande gekommen sind, zeigen:

Abbildung	Anealingtemperatur	Temperaturanstiegsrate	
35	36 °C	niedrig	(0,17 °C/sec)
36	36 °C	maximal	(2 °C/sec)
37	41 °C	niedrig	(0,17 °C/sec)
38	41 °C	maximal	(2 °C/sec)

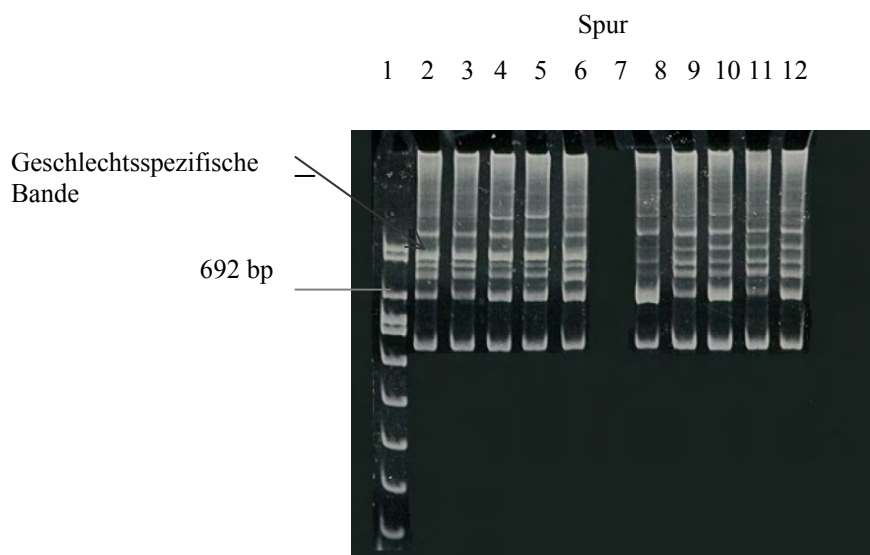


Abbildung 33: Spur 1 Marker VIII, Spur 2-6 weibliche Stadttauben
 Spur 7 Wasser, Spur 8-12 männliche Stadttauben
 Anealingtemperatur 36 °C, Temperaturanstiegsrate niedrig (0,17 °C/sec)

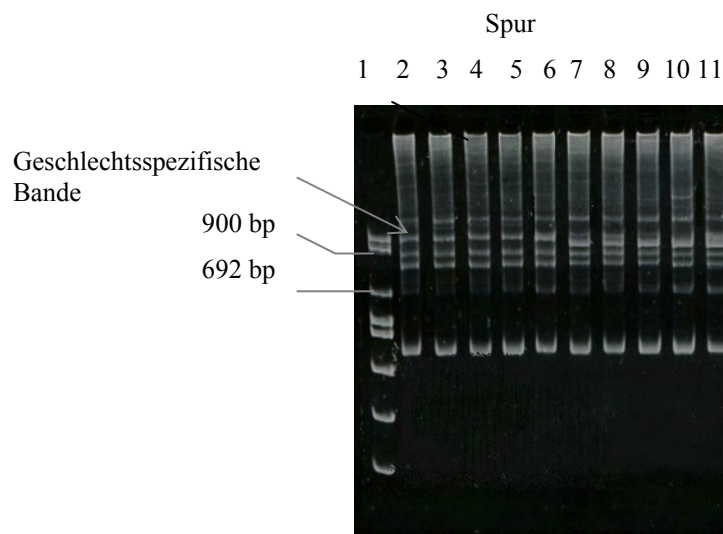


Abbildung 34: Spur 1 Marker VIII, Spur 2-6 weibliche Stadttauben
Spur 8-11 männliche Stadttauben
Annealingtemperatur 36 °C, Temperaturanstiegsrate hoch (2° C/sec)

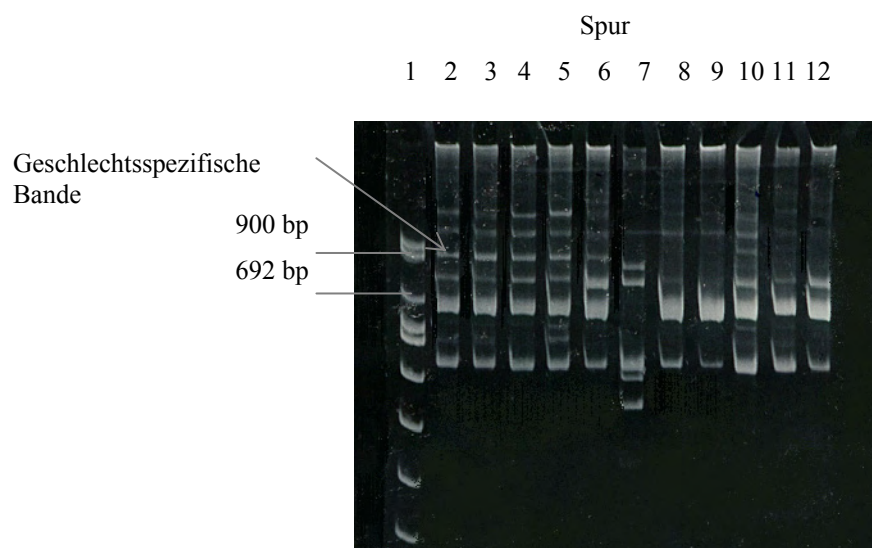


Abbildung 35: Spur 1 Marker VIII, Spur 2-6 weibliche Stadttauben
Spur 7 Wasser, Spur 8-12 männliche Stadttauben
Annealingtemperatur 41 °C, Temperaturanstiegsrate niedrig (0,17 °C/sec)

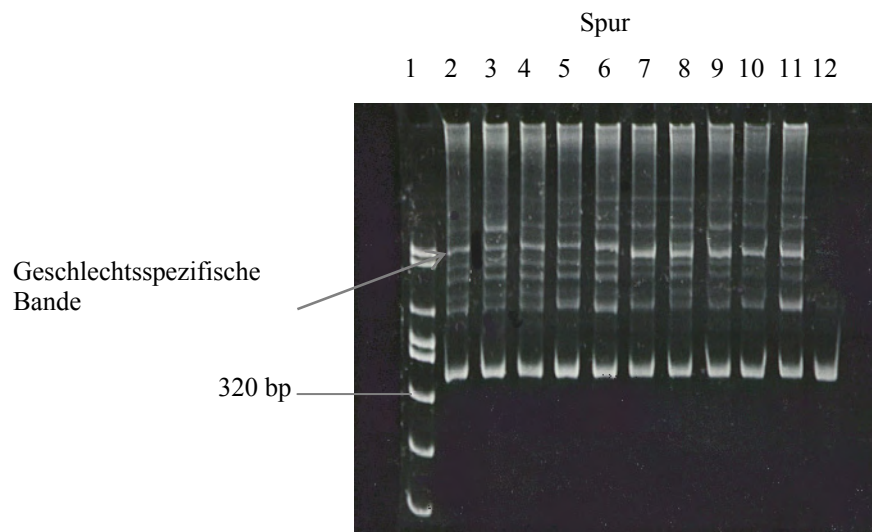


Abbildung 36: Spur 1 Marker VIII, Spur 2-6 weibliche Stadtauben
Spur 7-11 männliche Stadtauben, Spur 12 Wasser
Annealingtemperatur 41 °C, Temperaturanstiegsrate hoch (2 °C/sec)

4.5.3 RAPD-PCR bei Tauben

Insgesamt standen Proben von fünf männlichen und fünf weiblichen Tauben zur Verfügung. Es wurde die PCR mit den Primern 6 und 7 an je zwei Proben beider Geschlechter durchgeführt. Der erste Ansatz mit Primer 6 (Abbildung 37) ergab bei Proben weiblicher Tauben eine kräftige Bande von ca. 900 bp Länge, die bei Proben männlicher Tauben nicht vorhanden war.

Ein zweiter Ansatz mit denselben Primern und Taubenproben wurde durchgeführt (Abbildung 33). Die geschlechtsspezifische Bande zeigte sich erneut bei Proben weiblicher Tauben und fehlte bei allen Proben männlicher Tieren.

Um die nicht geschlechtsspezifischen Banden zu reduzieren, wurde in einem weiteren Ansatz (Abbildung 35) die Annealingtemperatur auf 41 °C erhöht. Das Ergebnis war eine Reduktion der Banden um ca. 50 % bei Proben männlicher Tauben unter Beibehaltung der Bandenzahl sowie der geschlechtsspezifischen Bande bei Proben weiblicher Tauben.

Weitere Änderungen führten zu den im Abschnitt 4.5.2 aufgeführten und in den Abbildungen 34 bis 36 gezeigten Veränderungen.

Die PCR mit dem Primer Nr. 7 ergab keine Unterschiede zwischen den Proben von männlichen und weiblichen Tauben.

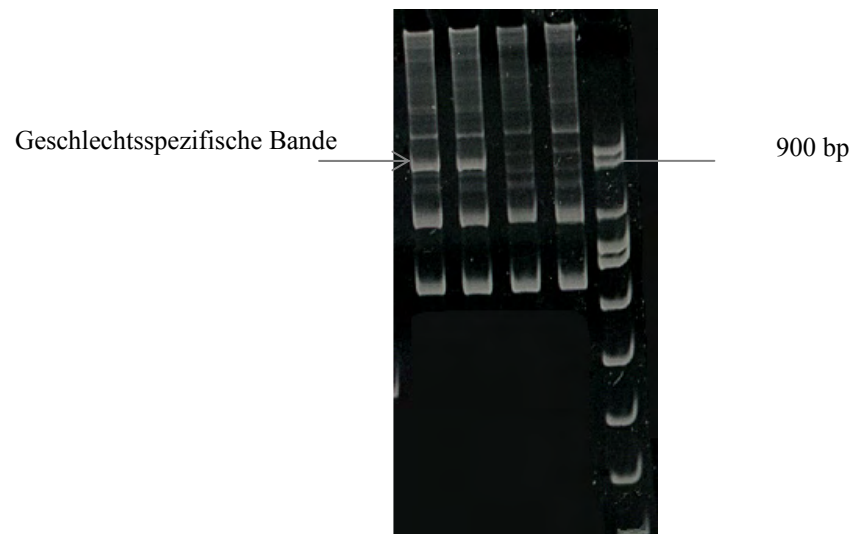


Abbildung 40: Spur 1+2 weibliche Tauben
Spur 3+4 männliche Tauben
Spur 5 Marker VIII

4.5.4 RAPD-PCR bei Rosakakadus, Alexandersittichen und Legehybride

Bei Proben dieser Tiere konnten, unter Verwendung der in Abschnitt 3.3.7.1 genannten und in Tabelle 6 im Einzelnen aufgeführten Primer, keine geschlechtsspezifischen Banden gefunden werden.

4.6 Datenbanksuche nach homologen Sequenzen

Die Datenbanken GenBank, EMBL, DDBJ und PDB wurden auf homologe Sequenzen zu den Primern P2, P3 und GESBE1 durchsucht.

Zu Primer P2 mit der Sequenz TCT GCA TCG CTA AAT CCT TT wurden folgende homologe Sequenzen mit einer Identität von mindestens 95 % gefunden:

Registrier-Nr.:	Bezeichnung der Sequenz	Identität
gb/AF006662	Taeniopygia guttata CHD-W gene, partial cds	20/20 (100 %)
dbj/D14316	Delta-crystallin enhancer binding protein, compl..	19/20 (95 %)
gb/AF006659	Gallus gallus CHD-Z gene, partial cds	19/20 (95 %)
gb/AF006660	Gallus gallus CHD-W gene, partial cds	19/20 (95 %)
gb/AF004397	Gallus gallus chromo-helicase-DNA-binding on the z chromosome protein, variant with hydrophilic domain, (CHD-Z) mRNA	19/20 (95 %)
gb/AF060701	Struthio camelus clone 3402 chromo-helicase-DNA-binding protein (CHD1) mRNA, partial cds	19/20 (95 %)
gb/AF006513	Homo sapiens CHD1 mRNA, complete cds	19/20 (95 %)
gb/AF006661	Taeniopygia guttata CHD-Z gene, partial cds	19/20 (95 %)

Zu Primer P3 mit der Sequenz AGA TAT TCC GGA TCT GAT AGT wurden folgende homologe Sequenzen mit einer Identität von mindestens 95 % gefunden:

Registrier-Nr.:	Bezeichnung der Sequenz	Identität
EMB/Y12942/FAY12942	F. albicollis CHD-W gene, intron	20/21 (95 %)
gb/AF006662	Taeniopygia guttata CHD-W gene, partial cds	20/21 (95 %)
gb/AF006659	Gallus gallus CHD-Z gene, partial cds	20/21 (95 %)
dbj/D14316	Delta-crystallin enhancer binding protein, complete sequence	20/21 (95 %)
gb/L10410/MUSCHD1X	Mouse DNA-Binding protein (CHD-1) mRNA, complete cds	20/21 (95%)
gb/AF004397	Gallus gallus chromo-helicase-DNA-binding on the z chromosome protein, variant with hydrophilic domain, (CHD-Z) mRNA	20/21 (95 %)
gb/AF006660	Gallus gallus CHD-W gene, partial cds	20/21 (95 %)
emb/Y12940/ECY12940	E. citrinella CHD-W gene, intron	19/20 (95 %)

Zu Primer GESBE1 mit der Sequenz ATG GAT GAA GAT GAT ATT GA wurden folgende homologe Sequenzen mit einer Identität von 100 % gefunden:

<u>Registrier-Nr.:</u>	<u>Bezeichnung der Sequenz</u>	<u>Identität</u>
gb/AF004397	Gallus gallus chromo-helicase-DNA-binding on the z chromosome protein, variant with hydrophilic domain, (CHD-Z) mRNA	20/20 (100 %)
dbj/D14316	Delta-crystallin enhancer binding protein, compl..	20/20 (100 %)
emb/Y12939/FAY12939	F.albicollis CHD-Z gene, intron	20/20 (100 %)
emb/Y12941/ECY12941	E. citrinella CHD-Z gene, intron	20/20 (100 %)

5 Diskussion

5.1 Übersicht über die Praxistauglichkeit der beschriebenen Methoden

Voraussetzung für die Etablierung einer neuen Methode ist, dass sie bei einfachster Durchführung und geringen Kosten, eine breite Anwendung und ein und hohes Maß an Sicherheit bietet. Zur Bewertung der beschriebenen Methoden bezüglich ihrer Praxistauglichkeit, wurden sie auf Sicherheit, Durchführbarkeit, Anwendungsbreit, Kosten und Auswertbarkeit beurteilt.

Tabelle 19: PCR-Methoden und ihre Praxistauglichkeit im Überblick

	PCR-Methode* mit <i>DdeI</i>	PCR-Methode* mit <i>HaeIII</i>	PCR-Methode* mit <i>MboII</i>	PCR-Methode* mit <i>XhoI</i>	Selbst entwickelte PCR für Beos
Sicherheit	hoch 95,28 % * ¹	hoch 96,27 % * ²	(sehr hoch) 100 % * ³	(sehr hoch) 100 % * ⁴	sehr hoch 100 % * ⁵
Durchführbarkeit	aufwendig	aufwendig	sehr aufwendig	aufwendig	einfach und schnell
Anwendungsbreite	mittel	sehr breit	wahrscheinlich breit	wahrscheinlich nicht sehr breit	sehr eng
Kosten	hoch	mittel	sehr hoch	mittel	gering
Auswertbarkeit	Einfach, da immer eindeutig	schwieriger, zahlreiche Ausnahmen	Einfach bei Doppeltansatz, sonst männliche Vögel nicht sicher auswertbar	einfach	sehr einfach
Prinzip der Geschlechtsdiagnose	W-Gen wird geschnitten	Z-Gen wird geschnitten	Z-Gen wird geschnitten	Z-Gen wird geschnitten	W-Gen ist länger als Z-Gen (Intron)

* nach GRIFFITH und TIWARI (1995) mit entsprechender Restriktionsendonuklease

*¹: Übereinstimmung mit Referenztieren bei n=127

*²: Übereinstimmung mit Referenztieren bei n=161

*³: Übereinstimmung mit Referenztieren bei n=30, zu wenig Referenztiere für eine aussagekräftige Beurteilung

*⁴: Übereinstimmung mit Referenztieren bei n=2, zu wenig Referenztiere für eine aussagekräftige Beurteilung

*⁵: Übereinstimmung mit Referenztieren bei n=9; zu wenig Referenztiere für eine aussagekräftige Beurteilung

5.2 Grundlegendes zur Definition des Geschlechts und ihre Auswirkungen auf die Geschlechtsdiagnose mittels PCR

Die Geschlechtsdiagnose nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) basiert auf den indirekten Nachweis eines auf dem W-Chromosom lokalisierten Gens, welches als CHD-W-Gen (Chromo-Helikase/ATPase-DNS-bindende Domäne des W-Chromosoms) bezeichnet wird. Dieses Gen unterscheidet sich nur um wenige Basen von einem zweiten CHD-Gen, das nicht auf dem W-Chromosom lokalisiert ist und als CHD-NW (Chromo-Helikase/ATPase-DNS-bindende Domäne des nicht-W-Chromosoms) bezeichnet wird. Das CHD-NW-Gen könnte sowohl auf dem Z-Chromosom (CHD-Z-Gen) als auch autosomal liegen. Die Bestimmung eines weiblichen Vogels (ZW) erfolgt durch den Nachweis des CHD-W-Gens und des CHD-NW-Gens, die eines männlichen Vogels (ZZ) erfolgt durch das Fehlen des CHD-W-Gens und den Nachweis des CHD-NW-Gens. Abweichungen zwischen dem Phänotyp und dem Ergebnis der Geschlechtsdiagnose nach der PCR sind möglich, wobei zu beachten ist, dass der Phänotyp nicht immer mit dem Genotyp bzw. der Definition des Geschlechts übereinstimmt (CREW, 1954; COCK, 1954; MACCARREY und ABBOTT, 1979; FRANKENHUS, 1987; HALVERSON und DVORAK, 1993; HERZOG, 1995). Folgende zwei Formen der Geschlechtsdefinition werden diskutiert:

1. Das W-Chromosom determiniert das Geschlecht, d.h., jeder Vogel, der ein W-Chromosom besitzt, ist weiblich.
2. Die Anzahl der Z-Chromosomen ist geschlechtsdeterminierend, d.h., jeder Vogel, der mehr als ein Z-Chromosom besitzt, ist männlich.

Nach diesen Definitionen, den Phänotypen und den PCR-Ergebnissen wären nachstehende Ergebnisse in Abhängigkeit von der Geschlechtschromosomenzahl bzw. -zusammensetzung zu erwarten:

Tabelle 20: Geschlechter bei Vögeln in Abhängigkeit von der Anzahl an Geschlechtschromosomen und dessen Definitionen, Phänotypen und PCR

	ZW	ZZ	Z0	ZZW
Definition 1	weiblich	männlich	männlich	weiblich
Definition 2	weiblich	männlich	weiblich	männlich
Phänotyp	weiblich	männlich	nicht bekannt wahrscheinlich weiblich	juvenil weiblich adult männlich
PCR mit Primer nach GRIFFITHS	weiblich	männlich	männlich	weiblich

Die PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) würde dieselben Ergebnisse liefern, wie sie nach der Geschlechtsdefinition 1 zu erwarten sind. Die phänotypische Ausprägung des Geschlechts bei Aneuploiden (Vögel, deren Chromosomenzahl nicht exakt ein Mehrfaches der haploiden Chromosomenzahl ist) deuten jedoch darauf hin, dass die Definition 2 die wahrscheinlichere ist. In diesem Fall würden die Geschlechter von Z0- bzw. ZZW-Aneuploiden mit der PCR fehlbestimmt werden. In welcher Größenordnung diese Aneuploidie bei den verschiedenen Spezies vorkommen und inwiefern diese Geschlechtschromosomenkombinationen überhaupt als pathologisch zu werten sind, ist im Einzelnen nicht bekannt. Sie dürften jedoch unter 1% liegen.

Ein quantitatives Nachweisverfahren, welches die genaue Anzahl der Z-Chromosomen detektieren könnte, wäre für eine Geschlechtsdiagnose bei Vögeln die sicherlich bessere Methode.

5.3 Kritik der Geschlechtsdiagnosemethode mittels PCR

Die Untersuchungen haben gezeigt, dass die PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) für eine Geschlechtsdiagnose nicht universell für alle Vogelarten einsetzbar ist. Das große

Artenspektrum und deren genetische Vielfalt selbst innerhalb einer Art macht das Überprüfen der Methode an jeder einzelnen Vogelspezies mit Referenzvögeln bekannten Geschlechts notwendig. Nur ein Bruchteil der annähernd 9.000 bekannten Vogelarten (WOLTERS, 1975-82; SIBLEY und MONROE, jr., 1990) konnten im Rahmen dieser Arbeit untersucht werden. Dennoch lassen die Daten eine Aussage über die Durchführbarkeit und Zuverlässigkeit des Verfahrens an einzelnen Spezies zu. Mögliche Fehlerquellen werden aufgezeigt und ein Ausblick über die Anwendbarkeit der Methode bei noch nicht untersuchten Vogelarten gegeben.

Grundsätzlich ist die Sicherheit der Geschlechtsdiagnose auch unter folgenden Gesichtspunkten kritisch zu beurteilen:

- durch Mutationen bedingte Sequenzvariationen im Bereich der CHD-Genen
- fehlende oder zusätzliche Gonosomen bei Aneuploiden Vögeln
- Rekombinationen zwischen dem W- und Z-Chromosom

Es ist die Frage zu stellen, welche Auswirkungen Mutationen auf die Ergebnisse der Geschlechtsdiagnose haben. Das Prinzip der PCR-Methode nach GRIFFITH und TIWARI (1995) erlaubt keinerlei Basenänderungen in Bereichen der CHD-Gen-Abschnitte, in denen die Restriktionsendonukleasen ihre Schnittstellen haben. Dies hat zur Folge, dass die Methode äußerst empfindlich auf kleinste Mutationen reagiert. Das Auftreten so genannter Sequenzvariationen in den Genen einer Population, auch Polimorphismus genannt, wird in Abschnitt 4.3.2 beschrieben. Falsche PCR-Ergebnisse sind möglich, ohne dass diese unbedingt am Bandenmuster erkannt werden können. Wie häufig solche Polimorphismen vorkommen, ist beim Vogel nicht bekannt. Beim menschlichen Genom tritt der Austausch einzelner Nukleotide in den Genen etwa alle 200 - 1000 Basenpaare auf. Von 19 untersuchten Amboinakönigsittichen, die dieses Phänomen aufweisen, wären elf Tiere unter Verwendung der Restriktionsendonuklease *HaeIII* fehlbestimmt worden. Das Vorkommen von Polimorphismen scheint bei bestimmten Vogelarten in hohen Prozentsätzen in Erscheinung zu treten. Man kann sie bei Untersuchungen einer genügenden Anzahl Referenzvögeln mit bekannten Geschlechtern erkennen oder bei wiederholtem Auftauchen untypischer Bandenmustern bei nicht ausreichend untersuchten Vogelarten erahnen. Die Anwendung einer anderen Restriktionsendonuklease kann bei Proben solcher Vogelarten durchaus erfolgreich zur Geschlechtsdiagnose eingesetzt werden.

Ebenso empfindlich reagiert die PCR-Methode auf aneuploide Vögel. Ausgehend von Definition 2 (Kapitel 5.2) würden alle Vogelproben von aneuploiden Tieren durch die PCR fehlbestimmt werden. Dies bedeutet, dass die PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) keine 100 %ige Sicherheit bieten kann, sondern ihre Sicherheit mindestens um den Prozentsatz gemindert wird, in dessen Höhe aneuploide Tiere in der Vogelpopulation vertreten sind.

Es muss auch die Möglichkeit in Betracht gezogen werden, dass die CHD-Gene auf pseudoautosomalen Regionen der Geschlechtschromosomen liegen, in denen Rekombinationen zwischen dem W- und Z-Chromosom stattfinden könnten. Ein Austausch zwischen Teilen des CHD-W und CHD-NW-Gen wäre denkbar. Eine zuverlässige Geschlechtsdiagnose unter diesen Bedingungen wäre sicherlich nicht mehr gegeben.

Im Gegensatz zur PCR nach GRIFFITH und TIWARI (1995) ist die selbst entwickelte PCR für Beos bei weitem nicht so empfindlich bezüglich Mutationen einzelner Basen. Da die selbstentwickelte PCR für Beos ohne Restriktionsenzymschnittstellen arbeitet, sind Sequenzänderungen innerhalb der von den Primern GSBE1 und P2 eingegrenzten Genomregion ohne Bedeutung für Ergebnisse der Geschlechtsdiagnose. Liegen die Mutationen einzelner Basen direkt auf den Bindestellen der Primer, muss dieser Umstand nicht zwingend dazu führen, dass die Primer nicht binden und eine Geschlechtsdiagnose nicht möglich ist. Vielmehr hängt die erfolgreiche Durchführung der PCR für Beos von Anzahl, Art und Ort der Basenänderung ab.

5.4 Kritik des eingesandten Probenmaterials

5.4.1 Blutproben

Die eingesandten Untersuchungsproben waren sehr unterschiedlich bezüglich ihrer Art und Beschaffenheit. Blutproben wurden in Form von EDTA-Blut, EDTA-Blut in Puffer sowie Blut in Ethanol eingesandt. Die DNS-Extraktion mit Quiagen™ konnte bis auf wenige Ausnahmen problemlos erfolgen. Bei 0,59 % der untersuchten Blutproben gelang es nicht, das Geschlecht zu bestimmen und bei 0,47 % der Blutproben war mindestens eine wiederholte Aufarbeitung der Proben zur Geschlechtsdifferenzierung notwendig.

Das EDTA-Blut war gelegentlich hämolytisch, koaguliert oder auf Grund seiner geringen Menge eingetrocknet. Gelegentlich konnte aus hämolytischem Blut nicht genügend DNS isoliert werden. Bei der Aufarbeitung größerer Mengen dieses Blutes konnte die PCR durch den hohen Hämoglobingehalt gehemmt werden. Auch bereitete die Geschlechtsdiagnose von Blut, das aus der Krallen entnommen wurde, häufig Schwierigkeiten. Grund hierfür kann die Blutentnahmetechnik aus der Krallen sein, die mit bakterieller Kontamination der Probe einhergeht. Bei entsprechend langer Lagerdauer unter ungünstigen Temperaturverhältnissen kann es zu bakterieller Zersetzung der DNS kommen, die diese für den Einsatz in der PCR unbrauchbar macht.

Bei Blut in Ethanol als Probenmaterial war das häufigste Problem dehydrierte und verklumpte Blutkoagula, die auf mangelhaftes Schütteln der Proben nach der Blutentnahme zurückzuführen waren. Diese Proben mussten entsprechend lange mit Proteinase K bei 56 °C verdaut werden, um die DNS aus den Blutklumpen zu lösen.

Teilweise wurden Blutproben in einem nicht definierten Puffer eingesandt. Die Aufarbeitung und anschließende PCR dieser Proben konnte im allgemeinen problemlos erfolgen.

Die Vorteile der Geschlechtsdiagnose aus Blut liegen in der einfachen und schnellen Aufarbeitung großer DNS-Mengen von hoher Qualität sowie in der geringen Kontaminationsgefahr durch die sterile Entnahmemöglichkeit. Als nachteilig ist die invasive Probenentnahme zu werten. Empfehlenswert ist als Ausgangsmaterial ein Volumen von 50 µl Blut (ca. ein Tropfen) mit EDTA als Antikoagulant.

5.4.2 Federproben

Federn, die zur Geschlechtsdiagnose eingesandt wurden, waren sehr unterschiedlich bezüglich ihrer Größe und ihres Entwicklungszustandes. Die Größe variierte von wenigen Millimetern langen Daunenfedern bis zu fast meterlangen Schwanz- oder Schwungfedern. Der Entwicklungszustand reichte von noch in der Federscheide befindlichen wachsenden Federn bis zu bereits ausgefallenen maturen Federn.

Die DNS-Isolation aus Federn war nicht so erfolgreich wie die aus Blut. Bei 2,72 % der Federn war eine wiederholte Aufarbeitung der Federn notwendig und bei 3,04 % der Proben gelang es nicht, das Geschlecht zu bestimmen. Häufig konnte keine wiederholte Aufarbeitung

der Federn erfolgen, da die vorhandene Feder bereits durch die erste Aufarbeitung aufgebraucht war und keine weitere zur Verfügung stand.

Sehr zeitaufwendig war die Aufarbeitung von sehr kleinen Federn, da die fast haarfeinen Federkiele schwierig mit dem Skalpell zu spalten waren. Auch übergroße Federn konnten aufgrund ihrer dicken und harten Federkiels nur mit entsprechendem Kraftaufwand gespalten werden. Die wenigsten Wiederholungen mussten bei mittelgroßen Federn von ca. 10-15 cm Länge durchgeführt werden. Bei kleinen Vögeln wären dies Schwanz- oder Schwungfedern, bei großen Vögeln z.B. Brustfedern.

Die unterschiedlichsten Ergebnisse wurden aus DNA von Federn, die sich noch im Wachstum befanden, erzielt. Einerseits eigneten sich diese Federn besonders gut zur DNS-Isolierung, da die noch weiche Federpulpa reich an leicht zugänglicher DNS ist. Andererseits ist diese Pulpa durch die nicht sterile Umgebung der Feder mit Bakterien kontaminiert, die innerhalb kürzester Zeit zur Fäulnis der Federpulpa führt. Vor allem im Sommer bei ungekühlter Lagerung oder längeren Transportwegen sind die Proben bakteriellen Zersetzungs Vorgängen ausgesetzt. Zum einen konnten mit der PCR sehr gute Ergebnisse erzielt werden, zum anderen aber konnten aufgrund der zu großen DNS-Mengen oder der schlechten DNS-Qualität die Bandenmuster der PCR-Ergebnisse nicht ausgewertet werden.

Die DNS-Extraktion aus Federn ist aufwendiger als die DNS-Isolation aus Blut. Nach jeder Probe ist es notwendig, die Skalpelle und Handschuhe zu wechseln. Des Weiteren ist die Kontaminationsgefahr mit Fremd-DNS größer, da eine sterile Entnahme von Federn nicht möglich ist. Es muss davon ausgegangen werden, dass der Federkiel von außen mit fremder DNS behaftet ist. Die Federkiele enthalten in der Regel genügend Menge an DNS von guter Qualität, so dass Fremdkontaminationen in geringem Maße von der Vogel-DNS bei der PCR überdeckt wird. Eine Auswertung der Ergebnisse ist nur bei kräftigen, deutlichen und für das jeweilige Geschlecht typischen Bandenmustern möglich. Die Ursachen für schwache oder untypische Bandenmuster können zum einen in unzureichenden DNS-Mengen bzw. unzureichender -Qualität, zum anderen in einer Kontamination begründet sein. Die Verwechslungs- und Kontaminationsgefahr bei Federn ist sehr groß, vor allem wenn es sich um ausgefallene Federn handelt und sich mehrere Tiere in den Volieren befinden. Aus diesen Gründen ist es ratsam, die Federn direkt vom Tier zu nehmen.

Vorteile der Geschlechtsdiagnose bei Federn liegen in der nicht invasiven Probenentnahme sowie in der Unabhängigkeit vom Zeitraum zwischen Entnahme und Untersuchung der Feder

(ELLEGTEN, 1991). Die Nachteile liegen in der aufwendigen DNS-Aufarbeitung und der Kontaminationsgefahr.

Bei der Haltung mehrerer Vögel in einem Raum, muss immer mit der wechselseitigen Übertragung von DNS-haltigen Stäuben von Tier zu Tier gerechnet werden.

Wenn seitens der Einsender nur Federn (und kein Blut) in Frage kommen, dann ist bei Entnahme, Verpackung, Versand auf Folgendes unbedingt zu achten:

- möglichst die Feder direkt am Vogel entnehmen, um Kontaminationen mit Fremd-DNS aus der Umgebung zu verhindern. Bei der Haltung mehrerer Vögel wird dadurch auch einer Verwechslung vorgebeugt.
- Die Hände müssen bei jeder Entnahme sauber und frei von anhaftetem Blut oder Federpulpa anderer Vögel sein.
- Federn in eine Tüte, ein Röhrchen oder einen Briefumschlag verpacken und mit Vogelart und Einsender beschriften.
- Begleitschreiben mit exakter wissenschaftlicher Bezeichnung des Vogels sowie Angabe von Name und Adresse des Einsenders.
- Vorsicht bei noch bluthaltigen Federn! Diese eignen sich sehr gut zur Geschlechtsdiagnose, müssen aber innerhalb 24 Stunden im Labor sein; ansonsten ist Kühlung vor allem in den warmen Jahreszeiten erforderlich. Diese Federn nur in Röhrchen verpackt einsenden.

5.5 Vergleich mit anderen Methoden der Geschlechtsdiagnose

Die PCR-Methode wurde mit anderen Geschlechtsdiagnosemethoden verglichen und statistisch ausgewertet. Erwartungsgemäß waren der Zusammenhang und die Intensität des Zusammenhangs zwischen den Referenzmethoden und der PCR signifikant bis hochsignifikant.

Bei einem Konfidenzintervall mit 95 %iger Aussagesicherheit wurden für die obere und untere Grenze nachstehende Werte bestimmt:

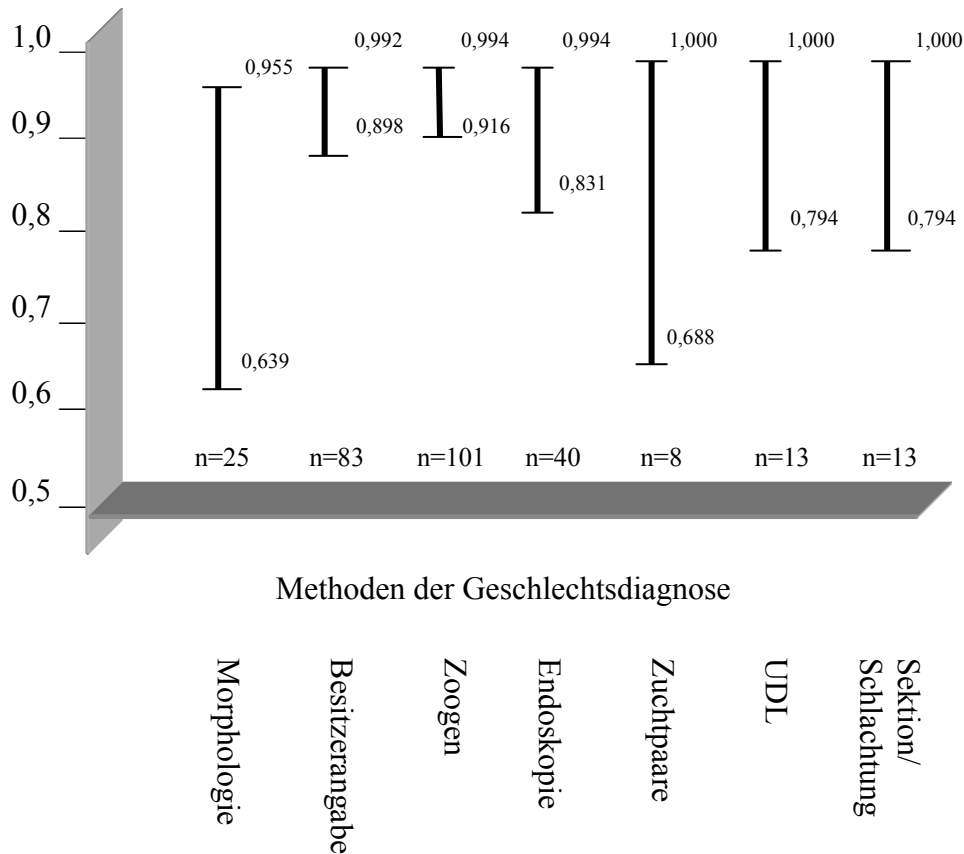


Abbildung 38: Gegenüberstellung der 95 %-Konfidenzintervalle für den Anteil übereinstimmender Geschlechtszuordnungen für die PCR-Technik

Da die n-Zahlen der einzelnen Referenzmethoden starke Schwankungen aufweisen, unterliegen die oberen und unteren Grenzen großen Spannbreiten.

Erwartungsgemäß ergeben sich für den Vergleich mit der morphologischen Geschlechtsdiagnose die größten Abweichungen, der Vergleich mit Zuchtpaaren, UDL und Sektionen/Schlachtungen ergibt die geringsten Abweichungen.

An erster Stelle steht die Geschlechtsdiagnose auf morphologischer Grundlage oder aufgrund des Verhaltens von juvenilen oder monomorphen Vögeln. Diese Art der Geschlechtsdiagnose zeigt die größten Differenzen im Vergleich zur PCR-Methode auf. Die Besitzerangaben ohne nähere Angaben über die Art der Geschlechtsdiagnose stehen an zweiter Stelle mit etwas größerer Übereinstimmung zur PCR-Methode. Als ein relativ sicheres Instrument der Geschlechtsdiagnose ist die Endoskopie anzusehen. Sie ist jedoch nicht nur stark von der

Erfahrung des durchführenden Tierarztes abhängig, sondern auch vom Alter, von der körperlichen Konstitution, der Größe (dem Gewicht), dem Grad der Fetteinlagerung in der Leibeshöhle und der Aktivität der Gonaden. Außerdem ist sie von Seiten des Tierschutzes umstritten. Bei der Durchführung der Endoskopie können fünf mögliche Ergebnisse erzielt werden (E. F. KALETA, persönliche Mitteilung):

1. weiblich
2. männlich
3. Zwitter
4. unbekannt (Gonaden noch juvenil oder zu klein z.B. bei *Loricullus* spp.)
5. Bestimmung nicht möglich (Vogel zu klein z.B. Kolibri, Vögel zu Fett z.B. Pinguin)

Im Gegensatz zur Endoskopie sind bei der PCR-Methode nach Griffiths folgende Ergebnisse möglich:

1. weiblich
2. männlich
3. keine Bande (z.B. zu wenig DNS)
4. männliche + weibliche Bande durch kontaminierte Probe
5. Vogel mit PCR nach GRIFFITH und TIWARI (1995) nicht bestimmbar (z.B. Beos, Fachbrustvögel)

Über die Zuverlässigkeit des Verfahrens nach ZOOGEN™ liegen keine Daten vor. Es kann jedoch davon ausgegangen werden, dass es mit der Sicherheit einer Endoskopie vergleichbar ist. Die Geschlechtsangabe aufgrund von Zuchtpaaren, UDL und Sektionen bzw. Schlachtungen waren mit den Ergebnissen der PCR-Methode identisch. Die Sicherheit der PCR-Methode ist als hoch bis sehr hoch einzuschätzen. Sie liegt bei validierten Vogelarten bei nahezu 100 %.

5.6 PCR für Beos

Für die Geschlechtsdifferenzierung bei Beos (*Gracula religiosa*) wurde eine PCR mit den Primern GESBE1 und P2 entwickelt. Die Primer begrenzen auch hier einen Abschnitt des CHD-Gens. Wie bereits beschrieben, ist eines der CHD-Gene auf dem W-Chromosom lokalisiert (CHD-W-Gen), das andere auf dem Z-Chromosom (CHD-Z-Gen) bzw. autosomal. Proben männlicher Beos (ZZ) zeigen nach der elektrophoretischen Auftrennung ein PCR-

Produkt (Z-Bande), Proben weiblicher Beos (ZW) hingegen zwei (Z-Bande und W-Bande). Die W-Bande der Proben von weiblichen Beos ist um 41 Basen länger als die Z-Bande, so dass die Proben weiblicher Beos durch eine Doppelbande deutlich von den Proben männlicher Beos mit nur einer einfachen Bande unterschieden werden können. Quantitative Unterschiede der einzelnen Banden sind mit der PCR nicht zu erkennen.

Neun Proben von Referenztiere, bestehend aus sieben männlichen und zwei weiblichen Beos der Art *Gracula religiosa*, konnten mit dieser Methode überprüft werden. Die Ergebnisse der PCR waren in allen Fällen mit den Ergebnissen der Referenzmethode identisch. Die Geschlechter dieser neun Tiere wurde durch das Unternehmen UDL in London bestimmt, dessen Methode, speziell bei Beos, nicht bekannt ist. Möglicherweise wurden die Geschlechter nach der PCR nach GRIFFITH und TIWARI (1995) mit einer in dieser Arbeit nicht geprüften Restriktionsendonuklease durchgeführt.

Durch die Sequenzierung der PCR-Produkte und deren Vergleich mit der mRNS des CHD-Gens von *Gallus gallus domesticus* konnte die Entstehung der unterschiedlichen Bandenmuster bei Proben weiblicher und männlicher Beos erklärt werden. Beos besitzen an Position 160 (ausgehend von Primer GESBE1) ein Intron dessen Länge für das jeweilige Geschlecht typisch ist. Das Intron ist durch dessen typische Länge von 171 bzw. 221 Basen sowie dessen Beginn mit den Basen GT und dem Ende mit AG gekennzeichnet.

Durch die PCR und die Sequenzierung konnte nicht geklärt werden, ob sich das CHD-Gen der Probe des männlichen Beos auf dem Z-Chromosom oder autosomal befindet. Da sowohl die W-Bande als auch die Z-Bande bei Proben von weiblichen Beos die gleiche Stärke aufweisen, könnte man annehmen, dass es sich um ein Z-Chromosom handeln muss. Die Geschlechtschromosomen liegen im diploiden Chromosomensatz einzeln vor, die Autosomen immer als Paar. Würde das CHD-Gen autosomal liegen, müsste die Z-Bande nicht in denselben Mengen wie die W-Bande vorliegen, sondern durch den doppelten Chromosomensatz sich auch quantitativ gegenüber der W-Bande unterscheiden. Die Z-Bande müsste sich stärker darstellen als die W-Bande. Diese Beobachtung darf jedoch nicht überbewertet werden, da eine quantitative Aussage über ein PCR-Produkt in Form einer Bande nach elektrophoretischer Auftrennung nicht möglich ist. Da in diesem Falle jedoch zwei Banden mit derselben DNS-Menge als Ausgangsprodukt miteinander verglichen werden, ist eine Aussage bedingt möglich.

Die PCR für Beos stellt eine schnelle und sichere Methode zur Geschlechtsdiagnose bei dieser Vogelart dar. Die Sicherheit ist im Vergleich zur PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995)

höher einzuschätzen, da der Nachweis von zwei unterschiedlich langen PCR-Produkten weit weniger anfällig bezüglich Mutationen und der damit einhergehenden Änderungen in der Basensequenz ist als der Nachweis einer Restriktionsenzymschnittstelle (siehe Absatz 4.3.2). Sie ist auch kostengünstiger, schneller und weniger fehleranfällig. Es werden keine Restriktionsenzyme benötigt und statt des aufwendigen Polyacrylamid-Gels erfolgt die Detektion auf einem Agarose-Gel. Durch den Wegfall mehrerer Arbeitsschritte vermindert sich die Fehleranfälligkeit und es reduzieren sich Material- und Personalkosten entsprechend. Die Untersuchungen waren auf die Beoart *Gracula religiosa* beschränkt. Eine Anwendung bei den Beoarten *Gracula ptilogenus* und *Gracula indica* ist aufgrund ihres engen Verwandtschaftsgrades denkbar und muss noch überprüft werden. Diese Methode eignet sich sicherlich auch zur Geschlechtsdiagnose anderer Vogelarten. Speziesabhängige Bandenmuster sind zu erwarten und machen eine vorherige Überprüfung dieser Methode an Referenztieren notwendig.

5.7 PCR mit Zufallsprimern

Die RAPD-PCR mit kurzen willkürlichen Primern haben sich in der genetischen Analyse als wertvolles Hilfsmittel erwiesen. Der Einsatz von RAPD-Primern in der Polymerase-Kettenreaktion ist ein wirksames Instrument, um DNS-Polimorphismen darzustellen. Vorteile dieser Methode liegen darin, dass keine Sequenzinformationen der zu untersuchenden DNS-Proben vorhanden sein müssen und dass mit geringsten Probenmengen gearbeitet werden kann. Eine PCR mit kurzen RAPD-Primern wird bei niedrigeren Annealingtemperaturen gefahren als herkömmliche PCRs. Dabei werden in der Regel mehrere DNS-Segmente der genomischen DNS amplifiziert.

Die RAPD-PCR wird auch als genetischer Marker eingesetzt, sie eignet sich zur Erstellung von genotypischen Fingerprints, zur Analyse von Populationen und Stammbäumen; und sie wird für phylogenetische Untersuchungen angewandt.

In dieser Arbeit wurden 19 verschiedene RAPD-Primer an diversen Vogelarten getestet. Ziel war es, eine Sequenz aus der genomischen Vogel-DNS zu amplifizieren, die für das weibliche Geschlecht spezifisch ist. Vögel mit sicher bestimmten Geschlechtern sowie einwandfreies Probenmaterial in Hinblick auf Verunreinigungen bzw. Kontaminationen waren Voraussetzung für die Durchführung. Die Geschlechter der Vögel wurden mittels PCR mit Primern P1 und P2 nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) bestimmt sowie durch weitere Verfahren,

wie z.B. der Endoskopie oder das Verfahren nach Zoogen. Die Geschlechtsdiagnose der eingesetzten Hybridhühner des Legetyps erfolgte neben der PCR nach GRIFFITHS und TIWARI (1995) auch morphologisch. Als Probenmaterial wurde ausschließlich Blut verwendet.

Die Ergebnisse zeigen, dass mit dem RAPD-Primer Nr. 6 bei Proben weiblicher Stadttauben neben zahlreichen Banden eine geschlechtsspezifische Bande von ca. 900 bp Länge erzeugt wird. Das Ergebnis ist reproduzierbar und bei allen fünf Proben weiblicher Stadttauben nachweisbar. Bei den fünf männlichen Stadttauben fehlt diese Bande. Neben einer geschlechtsspezifischen Bande könnte es sich auch um eine individuelle Bande handeln. Da diese Bande jedoch bei allen Proben weiblicher und keiner männlichen Stadttaube nachzuweisen ist, ist diese Möglichkeit unwahrscheinlich.

Eine direkte Sequenzierung dieses PCR-Produkts ist nicht möglich, da nur ein Primer eingesetzt wurde und somit sowohl der Anfang als auch das Ende dieses Produkts dieselbe Sequenz enthalten. Eine Möglichkeit wäre, die spezifische Bande von 900 bp aus dem Agarose-Gel zu isolieren und zu klonieren. Durch die Einfügung einer Erkennungssequenz an einem Ende kann das geklonte Stück sequenziert werden. Sind die Basenabfolgen dieser geschlechtsbestimmenden Sequenz bekannt, so kann ein spezifisches Primerpaar bestimmt werden. Mit diesem Primer wäre es möglich, eine Geschlechtsdifferenzierung bei Stadttauben vorzunehmen. Das geschlechtsspezifische Produkt bei Proben der Stadttaube könnte auch eine hochkonservierte Region auf dem W-Chromosom darstellen und für die Geschlechtsdiagnose bei anderen Vögeln einsetzbar sein.

Datenbanken könnten nach ähnlichen Sequenzen durchsucht werden, um eine Parallele zu anderen Genen herstellen zu können. Eventuell wäre diese Sequenz auch einem Gen zuzuordnen und eine Aussage über deren Funktion und Lage im Genom möglich.

5.8 Schlussbetrachtung

Vorraussetzung für die Anwendung der PCR zur Geschlechtsdiagnose ist eine ausreichende Überprüfung der Methode an mehreren Referenzvögeln mit bereits bekannten Geschlechtern. Die Überprüfung hat für jede einzelne Vogelart zu erfolgen. Eine erfolgreiche Geschlechtsdiagnose einer Art reicht nicht aus, um dieses Verfahren für Vögel derselben Gattungen oder Familien einzusetzen. Als Probenmaterial ist Blut in Form von EDTA- oder

Vollblut allen anderen Materialien vorzuziehen, da hier eine sterile Entnahmemöglichkeit gegeben ist. Federn sind aufgrund ihrer unsterilen Umgebung nicht frei von Fremd-DNS und ihre aufwendige Aufarbeitung macht sie für Fehler in der Geschlechtsdiagnose anfälliger. Der Einsatz von Federn zur Geschlechtsdiagnose sollte nur dann erfolgen, wenn tierschutzrelevante Aspekte im Vordergrund stehen (z.B. kleine Vögel).

Falsche Ergebnisse oder untypische Bandenmuster bei Vogelarten, die aus einer Gattung oder Familie stammen, bei der die PCR-Methode bisher erfolgreich eingesetzt wurde, könnten Hinweise auf das Vorliegen von Polimorphismen oder taxonomisch nicht korrekt eingeordneter Vögel geben.

Insgesamt sind die eingesetzten Methoden für die Geschlechtsdiagnose brauchbar.

6 Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit wurde die Geschlechtsdiagnose bei Vögeln mittels PCR an zahlreichen Vögeln unterschiedlichster Arten auf ihre Anwendbarkeit hin überprüft. Die Ergebnisse wurden mit anderen Methoden zur Geschlechtsdiagnose verglichen und statistisch ausgewertet.

Die Differenzierung der Geschlechter von männlichen und weiblichen Vögeln beruhte auf dem Vorhandensein von unterschiedlichen Schnittstellen für Restriktionsenzyme auf Genabschnitten des Z- bzw. W-Chromosoms. Die PCR wurde mit dem Primerpaar P1 und P2 durchgeführt. Als Restriktionsendonukleasen kamen hauptsächlich die Enzyme *DdeI* und *HaeIII* zur Anwendung und nur in Ausnahmefällen die Enzyme *MboII* und *XhoI*.

Untersucht wurden Blut und Federn von 319 Referenzvögeln mit bekannten Geschlechtern aus 104 Vogelarten. Als Referenzmethoden wurden angegeben: Sektion, Schlachtung, PCR von UDL, Zuchtpaare, Endoskopie, Hybridisierungsverfahren nach Zoogen, Besitzerangaben und Morphologie. Die Untersuchung der 319 Referenzvögel der verschiedensten Spezies ergab folgende Ergebnisse:

- Bei 272 Vögeln konnte das Geschlecht mit der PCR-Methode bestätigt werden.
- Bei 36 Vögeln war eine Geschlechtsdiagnose mit der PCR- Methode nicht möglich.
- Bei 12 Vögeln kam es zu Differenzen zwischen der Referenzmethode und dem molekulargenetischem System.

Weiterhin gingen 3069 Vögel unbekannten Geschlechts aus über 300 Arten in die Untersuchungen ein. Die Untersuchung dieser Tiere ergab folgende Ergebnisse:

- Anhand der Geschlechtsverteilung, dem Verwandtschaftsgrad und dem Bandenmuster konnten Hinweise auf die Brauchbarkeit der PCR-Methode gewonnen werden.
- Bei 3,63 % (davon 0,59 % Blut, 3,04 % Federn) war kein eindeutiges Ergebnis erzielbar.
- Bei 3,19 % (davon 0,47 % Blut, 2,72 % Federn) musste die Untersuchung zur Ergebniserzielung mindestens ein Mal wiederholt werden.

Insgesamt war festzustellen, dass die verschiedenen Restriktionsendonukleasen nicht bei jeder Vogelart zur Geschlechtsdiagnose herangezogen werden können. Dies machte es notwendig, die PCR-Methode an jeder Vogelspezies und ggf. Subspezies zu validieren. Deshalb war die exakte Bezeichnung der Vogelart (deutscher und wissenschaftlicher Name) durch den Einsender zwingend notwendig. Die PCR-Methode im Vergleich zu anderen Geschlechtsdiagnosemethoden ergab die größten Übereinstimmungen mit sezierten bzw.

geschlachteten Vögeln (Übereinstimmung 13 von 13 (13/13), Zuchtpaaren (8/8) und der PCR von University Diagnostic Limited (UDL) (13/13), gefolgt von der Geschlechtsdiagnosemethode nach Zoogen™ (98/101), den Besitzerangaben (80/83) und der Endoskopie (38/40). Größere Differenzen gab es bei rein morphologischen Geschlechtsdiagnosen (21/25).

Die beschriebene und verwendete PCR-Methode zur Geschlechtsdiagnose erfordert sehr viel Sorgfalt bei der Durchführung und Auswertung der Ergebnisse. Der große Vorteil liegt in der breiten Anwendbarkeit der Methode an einer Vielzahl von Vogelarten.

Für die Geschlechtsdiagnose bei Beos (*Gracula religiosa*) wurde eine eigene PCR-Methode mit den Primern P2 und GESBE1 entwickelt. Die Geschlechtsdiagnose beruhte auf der unterschiedlichen Länge der Amplifikate bei männlichen und weiblichen Beos. Die Sequenzierung der PCR-Produkte der Beos zeigte im Vergleich zur Sequenz des *Gallus gallus domesticus* das Vorhandensein eines Introns. Das auf dem Z-Chromosom gelegene Intron ist um 41 bp kürzer als das des W-Chromosoms. Mit dieser Methode wurden neun Beos mit bekannten Geschlechtern untersucht. Die Ergebnisse waren mit denen der Referenzmethode (UDL) identisch. Diese Geschlechtsdiagnose zeichnete sich als schnelle, kostengünstige, relativ einfache und deshalb wenig fehleranfällige Methode aus.

Zur Suche nach geschlechtsspezifischen Sequenzen wurde die RAPD-PCR eingesetzt. Es fanden 19 verschiedene RAPD-Primer bei vier Vogelarten Anwendung. Bei zehn Stadttauben und dem RAPD-Primer Nr. 6 gelang es, eine Bande nachzuweisen, die nur bei weiblichen Tieren vorhanden ist.

7 Summary

This study investigated the sex determination of birds by PCR in a large number of birds from various species. The results were compared with other methods of sex determination and were statistically evaluated.

The differentiation of male and female birds was based on the existence of different restriction endonuclease sites on a gene of the Z- and W-chromosome. The PCR was performed with the Primer P1 and P2. The restriction endonucleases *DdeI* and *HaeIII* were mainly used in this study. *MboII* and *XhoI* were also used in individual tests.

Blood and feathers from 319 reference birds whose sex was known from 104 species were analysed. Reference methods were: necropsy, slaughter, PCR from UDL, breeding pairs, endoscopy, a hybridisation method from Zoogen, information from the owner and morphology were available. The investigation of 319 reference birds from different species gave the following results:

- in 272 birds, the sex was confirmed by the PCR method.
- in 36 birds, no sex determination was possible with the PCR-method.
- in 12 birds, there were differences between the reference method and the molecular genetic system.

An additional 3069 birds of unknown sex from more than 300 different species were analysed. The study of these birds gave the following results:

- The sex ratio, degree of relationship and the pattern of bands indicated that the PCR method could be useful.
- In 3,63 % (0,59 % blood, 3,04 % feathers), there was no clear result.
- In 3,19 % (0,47 % blood, 2,72 % feathers), the analysis had to be repeated at least once to obtain a result.

The results of this study prove that any restriction enzyme can not be used equally well for the sexdetermination in all species or subspecies of birds. It was essential to validate the PCR method for each avian species und subspecies and persons submitting samples need to provide the taxonomic name of the bird.

In comparison with other methods of sex determination, the highest degree of conformity was found with necropsied or slaughtered animals (13 of 13), breeding pairs (8/8) and the University Diagnostic Limited (UDL) PCR (13/13), followed by the sexdetermination method

of Zoogen (98/101), endoscopy (38/40) and the declaration of the owner (80/83). There were greater differences between the PCR results obtained here and morphological sex differentiation (21/25).

The PCR method of sex determination described here requires careful handling of the analysis and in the interpretation of the results. A great advantage of this method is its wide application in a large number of species of birds.

This study also described the development of a sex determination method for myna birds (*Gracula religiosa*) with the primers P2 und GESBE1. The sex determination was based on the different length of the amplified DNA of male and female myna birds. Sequencing of the PCR products from mynas showed that they possess an intron in comparison to the *Gallus gallus domesticus*. The intron on the Z chromosome was 41 bp shorter than the one on the W chromosome. Nine mynals of known sex were investigated with this method. The results were identical with those of the reference method (UDL). The developed new PCR protocol is a rapid, inexpensive and relatively simple method for sex determination, with a low error rate.

The RAPD-PCR was used in a search for sex specific sequences. 19 different RAPD primers were tested with blood from four species of birds. The use of RAPD primer no. 6 in 10 street pigeons allowed the detection of a band that was only existent in the femal pigeons.

8 Literaturverzeichnis

ALTSCHUL, S.F., MADDEN, T.L., SCHÄFFER, A.A., ZHANG, J., ZHANG, Z.,
MILLER, W., LIPMAN, D.J. (1997)

Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search
programs.

Nucleic Acids Research 25: 3389-3402

BENNETT, A.T.D., CUTHILL, I.C., PARTRIDGE, J.C., MAIER, E.J. (1996)

Ultraviolet vision and mate choice in zebra finches.

Nature 380: 433-435

BERCOVITZ, A.B., CZEKALA, B.A., LASLEY, B.L. (1978)

A new method of sex determination in monomorphic birds.

Journal of Zoo Animal Medicine 9: 114-124

BIGELBACH, A. (1987)

Heterochromatin und Geschlechtsbestimmung bei Vögeln.

Dissertation Wien

BLOOM, S.E. (1969)

A current list of chromosome numbers and variations for species of the avian
subclass Carinatae.

Journal of Heredity 60: 217-220

BLOOM, S.E. (1974)

Current knowledge about the avian W chromosome.

Bio Science 24: 340-345

BULL, J.J., HILLIS, D.M., O'STEHEN, S. (1988)

Mammalian ZFY sequences exist in reptiles regardless of sex-determining
mechanism.

Science 242: 567-569

BURGOYNE, P.S. (1989)

Thumbs down for zinc fingers?

Nature 342: 860-862

BURKHARDT, D. (1996)

Die Ultraviolett-Tüchtigkeit des Vogelauges und einige Konsequenzen.

X. Tagung über Vogelkrankheiten München: 44-53

BURKHARDT, D. (1989)

Die Welt mit anderen Augen. Wie Insekten und Vögel die Welt und ihre Farben sehen.

BIUZ 19: 37,46

CAVALIER-SMITH, T. (1978)

Introduction: the evolutionary significans of genome size.

In: The evolution of genome size (Cavalier-Smith T, ed. London:Willey): pp. 1-36

CHRISTIDIS, L. (1990)

Aves .

In B. John (ed.) Animal Cytogenetics. Berlin & Stuttgart: Gebrüder Borntrager,

CLINTON, M. (1994)

A rapid protocol for sexing chick embryos (Gallus g. domesticus).

Animal Genetics 25: 361-362

COCK, A.G. (1954)

Half-and-half mosaics in the fowl.

Genetics 53: 49–81

CREW, F.A.E. (1954)

Sex determination.

John Wiley and Sons, Inc., New York, NY : pp.

CZEKALA, N.M., LASLEY, B.L. (1977)

A technical note on sex determination in monomorphic birds using faecal steroid analysis.

International Zoo Yearbook 17: 209-211

DEAVEN, L.L. (1982)

Application of flow cytometry to cytogenetic testing of enviromental mutagens, in Hsu TC (ed.).

Cytogenetic Assay of Environmental Mutagens, (Allenheld, Osmun Publ., Totowa): pp. 325-351

DE VITA, R., CAVALLO, D., ELEUTERI, P., DELL'OMO, G. (1994)

Evaluation of interspecific DNA content variations and sex identification in Falconiformes and Strigiformes by flow cytometric analysis.

Cytometry 16: 346-350

DELHANTY, J. D. A. (1989)

Rapid chromosomal sexing of birds by direct and short term culture techniques.

The Veterinary Record 125: 92

DELMAS, V., STOKES, D.G., PERRY, R.P. (1993)

A mammalian DNA-binding protein that contains a chromodomain and an SNF2/SW12-like helicase domain.

Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 90: 2414-2418

DILELLA, A.G., PAGE, D.C., SMITH, R.G. (1990)

A bird zinc-finger protein closely related to ZFY.

The New Biologist 2: 49-56

- DVORAK, J., HALVERSON, J. L., GULICK, P., RAUEN, K.A., ABBOTT, U.K., KELLY, B. J., SHULTZ, F. T. (1992)
cDNA cloning of a Z- and W-linked gene in gallinaceous birds.
Journal of Heredity 83: 22-25
- ELIAS, S., CHANDLER, R.W., WACHTEL, S. (1988)
Relative deoxyribonucleic acid content of interphase leukocytes by flow cytometry:
A method for indirect diagnosis of chromosomal abnormalities with potential for prenatal diagnosis.
American. Journal of Obstetrics and Gynecology 158: 808-818
- ELLEGREN, H. (1991)
DNA typing of museum birds.
Nature 354: 113
- ELLEGREN, H. (1996)
First Gene on the avian W cromosome (CHD) provides a tag for universal sexing of non-ratite birds.
Proceedings of the Royal Society of London Series B 263: 1635-1641
- FINGER, E. and BURKHARDT, D. (1994)
Biologicals aspects of bird colouration and avian colour vision including ultraviolet.
Vision Research. 34: 1509-1514
- FRANKENHUIS, M.T. (1997)
Sex reversal in poultry.
Poultry Feb./March: 46-47
- GRIFFITHS, R. (1991)
The isolation of conserved DNA sequences related to the human sex-determining region Y gene from the lesser black-backed gull (*Larus fuscus*).
Proceedings of the Royal Society of London Series B 244: 123-128

GRIFFITHS, R. (1992)

Sex biased mortality in the lesser black-backed gull (*Larus fuscus*) during the nestling stage.

Ibis 134: 237-244

GRIFFITHS, R., HOLLAND, P. W. H. (1990)

A novel avian W chromosome DNA repeat sequence in the lesser black-backed gull (*Larus fuscus*).

Chromosoma 99: 243-250

GRIFFITHS, R., KORN, R.M. (1997)

A CHD1 gene is Z chromosome linked in the chicken *Gallus domesticus*.

Gene 197: 225-229

GRIFFITHS, R., TIWARI, B. (1993)

The isolation of molecular genetic markers for the identification of sex.

Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America
90: 8324-8326

GRIFFITHS, R., TIWARI, B. (1995)

Sex of the last wild Spix 's macaw.

Nature 375: 454

GRIFFITHS, R.; TIWARI, B., BECHER, S.A. (1992)

The identification of sex in the starling *Sturnus vulgaris* using a molecular DNA technique.

Molecular Ecology 1: 191-194

GRIFFITHS, R., DAAN; S., DIJKSTRA, C. (1996)

Sex identification in birds using two CHD genes.

Proceedings of the Royal Society of London Series B 263: 1251-1256

HALVERSON, J. L., DVORAK, J. (1993)

Genetic control of sex determination in birds and the potential for its manipulation.

Poultry Science 72: 890-896

HAMMAR, B.(1970)

The karyotypes of thirty-one birds.

Hereditas 65: 29-58

HANNES ACKERMANN (1998)

BIAS Biometrische Analysen von Stichproben.

Für Windows Version 7.0

Epsilon Verlag Hochheim Darmstadt

HARRISON, G. J. (1978)

Endoscopic examination of Avian gonadal tissues.

V.M./S.A.C.: 479-484

HERZOG, A., HÖHN, H., KLÖPPEL, G., MATERN, B. (1986)

Über eine zytogenetische Methode der Geschlechtsbestimmung bei monomorphen Vögeln.

Kleintierpraxis 31 (1): 31-34

HERZOG, A. (1990)

Zytogenetische und andere Möglichkeiten der Geschlechtsbestimmung bei Vögeln.

Der Praktische Tierarzt 10: 39-41

HERZOG, A. (1995)

Klinische Zytogenetik der Haustiere.

JF Lehmanns Fachbuchhandlung: pp. 200–205

HERZOG, A., SCHÜTZE, H.-R. (1968)

Fluorochromierung von Säugetierchromosomen mit einem basisch substituierten
BIS-BENZIMIDAZOL-DERIVAT (Präparat 33 258 „Hoechst“).
Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 75: 476-479

HOFFMANN, R.(1972)

Einfache Methode zur Darstellung von Vogelchromosomen aus der Federpulpa.
Journal of Ornithology. 113: 334-336

JEFFREYS, A.J., WILSON, V., THEIN, S.L. (1985)

Hypervariable minisatellite regions in human DNA.
Nature 414: 67-73

JOHN, B., MIKLOS, G.L.G. (1979)

Functional aspects of satellite DNA and heterochromatin.
International Review of Cytology 58: 1-23

KAAL, G.TH.F. (1982)

Geschlechtsmerkmale bei Vögeln.
Verlag M.& H. Scharper Hannover

KAMAR, YAMANI (1962)

Poultry Science

KENT, M., CHANDLER, R., WACHTEL, S. (1988)

DNA analysis by flow cytometry.
Cytogenetics and Cell Genetic 47: 88-89

KODAMA, H., SAITOH, H., TONE, M., KUHARA, S., SAKAKI, Y., MIZUNO, S.
(1987)

Nucleotide sequences and unusual electrophoretic behavior of the W-chromosome-
specific repeating DNA units of the domestic fowl, Gallus gallus domesticus.
Chromosoma 96: 18-25

KOOPMAN, P., GUBBAY, J., COLLIGNON, J., LOVELL-BADGE, R. (1989)
Zfy gene expression patterns are not compatible with a primary role in mouse sex determination.

Nature 342: 940-942

KORBEL, R. (1990)

Praxis der Injektions- und Blutentnahmetechnik am Vogelpatienten.

Tierärztlichen Praxis 18: 601-611

KORBEL, R. (1993)

Diagnostische Endoskopie und Sexoskopie beim Vogelpatienten.

Tierärztlichen Praxis 21: 41-46

LEETON, P., CHRISTIDIS, L., WESTERMANN, M. (1993)

Feathers from museum bird skin - a good source of DNA for phylogenetic Studies.

The Condor 95: 465-466

LOYEZ, M. (1906)

Recherches sur le développement ovarien des oeufs méroblastiques à vitellus nutritif abondant.

Archives d'Anatomie Microscopique et de Morphologie Experimentale 8: 69-397

MASUI, K., HASHIMOTO, J. (1933)

Sexing baby chicks.

Journal Printing Co. Vancouver, Br. Columbia, Canada

MAY, C. A., WETTON, J. H., PARKIN, D. T. (1993)

Polymorphic sex-specific sequences in birds of prey.

Proceedings of the Royal Society of London Series B 253: 271-276

MACCARREY, J.R., ABOTT, U.K. (1979)

Mechanisms of genetic sex determination, gonadal sex differentiation, and germ-cell development in animals.

Advances in Genetics 20: 217–290

MCLAREN, A. (1988)

Sex determination in mammals.

Trends Genet. 4: 153–157

MICHELMORE, R.W., PARAN, I., KESSELI, R.V. (1991)

Identification of markers linked to disease resistance genes by bulked segregant analysis: A rapid method to detect markers in specific genomic regions by using segregating populations.

Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 88: 9828-9832

MIYAKI, C.Y., HANOTTE, O., WAJNTAL, A., BURKE, T. (1992)

Sex typing of Aratinga parrots using the human minisatellite probe 33.15.

Nucleic Acids Research 20: 5235-5236

MULCAHY, D.L., WEEDEN, N.F., KESSELI, R.V., CARROLL, S.B. (1992)

DNA probes for the Y-chromosome of *Silene latifolia*, a dioecious angiosperm.

Sexual Plant Reproduktion 3: 1-3

NAKAMURA, D., TIERSCH, T. R., DOUGLASS, M., CHANDLER, R.W. (1990)

Rapid identification of sex in birds by flow cytometry.

Cytogenetics and cell genetic 53: 201-205

NEWTON, C.R., GRAHAM A. (1994)

Focus ! PCR.

Spectrum Akademischer Verlag: p. 37

OHNO, S. (1967)

Sex chromosomes and sex-linked genes.

Berlin-Heidelberg-New York, Springer

OLIGO Version 4.0

National Bioscience Incomp.Plymonth USA

PAGE, D.C., MOSHER, R., SIMPSON, E.M., FISHER, E.M.L., MARDON, G.,

POLLACK, J., MCGILLIVRARY, B., DE LA CHAPELLE, A., BROWN, L.G. (1987)

The sex-determining region of the human Y chromosome encodes a finger Protein.

Cell 51: 1091-1104

PALMER, M.S., SINCLAIR, A.H., BERTA, P., ELLIS, N.A., GOODFELOW, P.N.,

ABBAS, N.E., FELLOUS, M. (1989)

Genetic evidence that ZFY is not the testis-determining factor.

Nature 342: 937-939

PARKER, J.S., BIRKHEAD, T.R., JOSHUA, S.K., TAYLOR, S., CLARK, M.S. (1991)

Sex ratio in a population of Guillemots *Uria aalge* determined by chromosome analysis.

Ibis 133: 423-426

PERRINS, C.M. (1996)

Die große Enzyklopädie der Vögel.

PRUS, S.E., SCHMUTZ, S.M. (1987)

Comparative efficiency and accuracy of surgical and cytogenetic sexing in psittacines.

Avian Diseases 31: 420-424

RABENOLD, P.P., PIPER, W.H., DECKER, M. D., MINCHELLA, D. J. (1991) I

Polymorphic minisatellite amplified on avian W chromosome.

Genome 34: 489-493

RABENOLD, P.P., RABENOLD, K.N., PIPER, W.H., MINCHELLA, D. J. (1991)

II

Density-dependent dispersal in social wrens: genetic analysis using novel matriline markers.

Animal Behaviour. 42: 144-146

RAFFAEL; A. (1988)

Grundlagen der analytischen Durchflußzytometrie.

Becton Dickinson GmbH

RAY-CHAUDHURI; R., SHARMA, T., RAY-CHAUDHURI, S.P.(1969)

A comparative study of the chromosomes of birds.

Chromosoma (Berl.)20: 133-150

ROUS, A., MENDOZA, H., AGUILERA, A., GONZALEZ-GIL, S., LÓPEZ-RODAS, COSTAS, E. (1994)

A new spectrofluorometric procedure for sexing birds.

The Veterinary Record 29: 437

SABO, T.J., KESSELI, R., HALVERSON, J.L., NISBET, I.C.T., HATCH, J.J. (1994)

PCR-based method for sexing roseate terns (*Sterna dougallii*).

The Auk 111: 1023-1027

SACHS, L. (1953)

Simple methods for mammalian chromosomes.

Stain Technology 28: 169-172

SACHS, L. (1992)

Angewandte Statistik.

Springer: Kap. 45, .467

SAITOH, H., HARATA, M., MIZUNO, S. (1989)

Presence of female-specific bent-repetitive DNA sequences in the genomes of turkey and pheasant and their interactions with W-protein of chicken.

Chromosoma 98: 250-258

SAITOH, Y., SAITOH, H., OHTOMO, K., MIZUNO, S. (1991)

Occupancy of the majority of DNA in the chicken W chromosome by bent-repetitive sequences.

Chromosoma 101: 32-40

SAMBROOK, J., FRITSCH, E.F., MANNIATIS, T. (eds) (1989)

Molecular cloning: A laboratory manual.

In: Cold Spring Harbor Lab, Cold Spring Harbor, New York pp.

SANGER, F., NICKLEN, S., COULSON, A. (1975)

DNA Sequencing with chain-terminating inhibition.

Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 74: 5463-5467

SATTERFIELD, W.C., ALTMANN, R.B. (1977)

Avian Sexdetermination by endoscopy.

American Assosiation of Zoo Veterinary Annual Proceedings: 45-48

SCHIEMENZ, F. (1924)

Über den Farbensinn der Fische.

Zeitschrift für vergleichende Physiologie 1: 175-220

SCHULZ, R., HERZOG, A. (1986)

Geschlechtsbestimmung bei einigen Greifvögeln an Hand der Chromosomen.

Der Praktische Tierarzt 67: 1091

SEQUENCE ANALYZES 3.0 SOFTWARE

Applied biosystems Foster City, USA pp.

SINCLAIR, A.H., FOSTER, J.W., SPENCER, J.A., PAGE, D.C., PALMER, M.,
GOODFELLOW, P.N., GRAVES, J.A.M. (1988)

Sequences homologous to ZFY a candidate human sex-determining gene, are
autosomal in marsupials.

Nature 336: 780-783

SINCLAIR, A.H., BERTA, P., PALMER, M.S. et al. (1990)

A gene from the human sex-determining region encodes a protein with homology
to a conserved DNA-binding motif.

Nature 346: 240-244

SPARROW, A.H., PRICE, H.J., UNDERBRINK, A.G. (1972)

A survey of DNA content per cell and per chromosome of prokaryotic and
eukaryotic organism: some evolutionary considerations.

In: Evolution of genetic systems (Smith H.H., ed.). New York: Gordon and
Breach: 451-494

STEFOS, K., ARRIGHI, F.E. (1971)

Heterochromatic nature of W chromosome in birds.

Experimental Cell Research. 68: 228-231

STICHNOTH, O. (1950)

Anleitung zur Geschlechtsbestimmung der Eintagsküken nach der japanischen
Methode.

Verlag Fritz Pfenningstorff, Stuttgart-Berlin: 57

STONE, E.M., ROTHBLUM, K.N., ALEVY, M.C., KUO, T.M., SCHWARTZ, R.J.
(1985)

Complete sequence of the chicken glyceraldehyde-3-phosphate dehydrogenase gene.

Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America
82: 1628-1632

TAKAGI, N., SASAKI, M. (1974)

A phylogenetic study of bird karyotypes.

Chromosoma 46: 91-120

TIERSCH, T.R., MUMME, R.L., CHANDLER, R.W., NAKAMURA, D. (1991)

The use of flow cytometry for rapid identification of sex in birds.

AUK 108: 206-208

TIERSCH, T.R., WACHTEL, S.S. (1991)

On the evolution of genome size of birds.

Journal of Heredity 82: 363-368

TONE, M., NAKANO, N., TAKAO, E., NARISAWA, MIZUNO, S. (1982)

Demonstration of W chromosome-specific repetitive DNA sequences in the domestic fowl, *Gallus g domesticus*.

Chromosoma 86: 551-569

TONE, M., SAKAKI, Y., HASHIGUCHI, T., MIZUNO, S. (1984)

Genus specificity and extensive methylation of the W chromosomespecific repetitive DNA sequences from the domestic fowl, *Gallus gallus domesticus*.

Chromosoma 89: 228-237

URYU, N., NAGATA, Y., ITO, K., SAITOH, H., MIZUNO, S. (1989)

Determination of the sex of chickens by a biotin-labeled deoxyribonucleic acid probe.

Poultry Science 68: 850-853

WILLIAMS, J.G.K., KUBELIK, A.R., LIVAK, K.J., RAFALSKI, J.A., TINGEY, S.V. (1990)

DNA polymorphism amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers.

Nucleic Acid Res. 18: 6531-6335

WOLTERS, H.E. (1975-1982)

Die Vogelarten der Erde.

Paul Parey Hamburg und Berlin

ZOOGEN INCORPORATED; CA

Avian sex identification probes.

Internationale Patentschrift Nr.: WO 94/07907

9.1 Geräte

ABI PRISM 310 Genetic Analyzer	PE Applied Biosystems GmbH, Weiterstadt
Biofuge 13R	HERAEUS SEPATECH, Osterode
Biorad Mini Protean II	BIO-RAD Laboratories, Hercules, USA
Biorad Power Pac 3000	BIO-RAD Laboratories, Hercules, USA
Magnetmix 2070	KNICK, Elektronische Meßgeräte, Berlin
Mikrowelle 052.823.3	PRIVILEG, Fürth
Nanofuge	HOEFER Scientific Instruments, San Francisco, USA
pH-Meter 761 Calimatic	KNICK, Elektronische Meßgeräte, Berlin
Photoman TM Direct Copy Hoods and Shields for the PHC Polaroid Camera	HOEFER Scientific Instruments San Francisco, USA
Polaroid Kamera DS 34 Direct Screen Instant Camera	POLAROID Cambridge, UK
Präzisions-Küvetten aus Quarz Suprasil Type Nr. 104-QS Schichtdicke 10 mm	HELLMA, Müllheim
Präzisionswaage Basic BA 310-P-OD2	SARTORIUS, Göttingen

Schüttelwasserbad GFL 1086	GESELLSCHAFT FÜR LABORTECHNIK Burgwedel
Shimadzu Recording Spectrophotometer UV-260	SHIMADZU CORPORATION Kyoto, Japan
Thermocycler Perkin Elmer Gene Amp PCR System 9600	PERKIN ELMER, Langen
Thermocycler Biometra Trio Thermoblock	BIOMETRA Biomedizinische Analytik GmbH, Göttingen
UVTL-40-Transilluminator	HOEFER Scientific Instruments San Francisco, USA
Varipetten 0,5 - 10 µl, 10 - 100 µl, 200 - 1000 µl	EPPENDORF - NETHELER - HINZ Hamburg
Vortexer VF2	JANKE & KUNKEL; Staufen
Wasserbad Exatherm U3 electronic	JUCHEIM LABORTECHNIK, Seelbach

9.2 CHEMIKALIEN UND MATERIALIEN

Accu Gene Water (RNase freies Wasser, autoklaviert)	BIOWITTAKER, Walkersville, Maryland, USA
Acrylamid Solution 40% (40 % Acrylamid)	BIO-RAD Laboratories, Hercules, USA
Agarose	GIBCO BRL, Life Technologies, Paisley Scotland
Ammonium Persulfat	BIO-RAD Laboratories, Hercules, USA
Bis Solution 2% (N,N'-Methylenbisacrylamid)	BIO-RAD Laboratories, Hercules, USA
Biognost Phosphatpuffer (PBS)	BIOS, Gräfeling
Bromphenolblau	SIGMA, Deißenhofen
Borsäure z. A. 99,8 %	MERK, Darmstadt
Costar Transferpipette	CORNING COSTAR CORPORATION, Cambridge, MA, USA
Desoxyribonucleotide dTTP, dCTP, dGTP, dATP je 100mM-Lösung	ROTH, Karlsruhe
DNA-Längenstandards VIII	BOEHRINGER, Mannheim
DNA Squencing kit Big Dye Terminator Cycle Sequencing	PE APPLIED BIOSYSTEMS, Great Britain

EDTA Triplex III (Ethylendiamin-Tetraacetat)	ROTH, Karlsruhe
EDTA KE/1.3 Mikro-Probengefäß	SARSTEDT, Nümbrecht
Eppendorf Reaktionsgefäße Safe-Lock 1,5 ml Safe-Lock 0,5 ml	EPPENDORF, Hamburg
Essigsäure 100 % z.A.	MERK, Darmstadt
Ethanol absolut z.A. 99,8 %	MERK, Darmstadt
Ethidiumbromid-Lösung 1 % (10 mg/ml)	ROTH, Karlsruhe
Genetic Analyzer 0,5 ml Sample Tubes	PERKIN ELMER Applied Biosystems Division, Foster City, CA, USA
Genetic Analyzer Septa for 0,5 ml Sample Tubes	PERKIN ELMER Applied Biosystems Division, Foster City, CA, USA
Glycerin analytical grade	SERVA, Heidelberg
Glycogen 20 mg/ml for mol. Biol.	BOEHRINGER, Mannheim
Inkubationspuffer für Dde I	BOEHRINGER, Mannheim
Inkubationspuffer für <i>HaeIII</i>	BOEHRINGER, Mannheim
Inkubationspuffer für <i>MboII</i>	New England BIOLABS GmbH, Schwalbach

Inkubationspuffer für <i>XhoI</i>	New England BIOLABS GmbH, Schwalbach
Lichrosolv® Wasser für die Chromatographie	MERK, Darmstadt
Isopropanol p.a. 100%	MERK, Darmstadt
MgCl ₂ -Solution 25 mM	PERKIN ELMER Applied Biosystems Division, Foster City, CA, USA
Mikrokapillare 40 µl	SERVOPRAX, Wesel
Mineral Öl	SIGMA CHEMICAL, St. Louis, USA
N,N,N',N'-Tetramethyl-Ethylenediamine	SERVA, Heidelberg
Natriumacetat Trihydrat z.A.	MERK, Darmstadt
Natriumchlorid z.A.	MERK, Darmstadt
Natriumdodecylsulfat (SDS)	PHARMACIA, Uppsala, Schweden
Natriumazid reinst 99 %	MERK, Darmstadt
PCR-Reaktionspuffer, 10xkonzentriert	BOEHRINGER, Mannheim
Primerpaare P1, P2, P3, GESBE1	MWG-BIOTECH, Ebersberg
Proteinase K	SIGMA CHEMICALS, St. Louis, USA
Polaroid-Film 667	Polaroid, U.K.

3 1/4 x 4 1/4, ISO 3000/36°

QIAamp Blood Kit

QUIAGEN, Hilden

Restriktionsenzym Dde I und *HaeIII*

BOEHRINGER, Mannheim

Restriktionsenzym *MboII* und *XhoI*

New England BIOLABS GmbH,
Schwalbach

Saccharose

MERK, Darmstadt

Skalpelle No. 10

PRODUKTE FÜR DIE MEDIZIN AG,
Köln

Taq DNA-Polymerase
aus *Thermus aquaticus* BM, rekombinant (*E.coli*)

BOEHRINGER, Mannheim

Tris Ultra Qualität
(Tris-(hydroxymethyl)-aminomethane)

ROTH, Karlsruhe

Triton X-100

SERVA, Heidelberg

Unterphosphorige Säure

RIEDEL-DE HAEN, Seelze

9.3 LÖSUNGEN

DNA-Isolations-Puffer	0,1 M	NaCl
	0,1 mM	EDTA
	10 mM	Tris-HCl
	pH	7,0
DNA-Ladepuffer	60 %	Glycerin
	0,1 %	Bromphenolblau
	0,2 %	SDS
		in Te-Puffer
Ethanol 70 %	70 %	Ethanol p.a.
	30 %	Accu Gene Wasser
Inkubationspuffer für Restriktionsendonuclease <i>DdeI</i>	50 mM	Tris-HCl
	100 mM	NaCl
	10 mM	MgCl ₂
	1 mM	Dithioerythrit
	pH	7,5
Inkubationspuffer für Restriktionsendonuclease <i>HaeIII</i>	10 mM	Tris-HCl
	50 mM	NaCl
	10 mM	MgCl ₂
	1 mM	Dithioerythrit
	pH	7,5
Inkubationspuffer für Restriktionsendonuclease <i>MboII</i>	10 mM	Tris-HCl
	50 mM	NaCl
	10 mM	MgCl ₂
	1 mM	Dithioerythrit
	pH	7,9

Inkubationspuffer für	10 mM	Tris-HCl
Restriktionsendonuclease <i>XhoI</i>	50 mM	NaCl
	10 mM	MgCl ₂
	1 mM	Dithioerythrit
	pH	7,9
Na-Acetat-Lösung	3 M	Na-Acetat
	pH	5,2 mit Essigsäure einstellen
Nucleotide-Mix	10 mM	je Nucleotid
Primer-P1 Stammlösung	100 pmol/ul	
Gebrauchslösung	20 pmol/ul	
Primer-P2 Stammlösung	100 pmol/ul	
Gebrauchslösung	20 pmol/ul	
Sequenzierlösung	1 pmol/ul	
Primer-P3 Stammlösung	100 pmol/ul	
Gebrauchslösung	20 pmol/ul	
Primer-GESBE1 Stammlösung	100 pmol/ul	
Gebrauchslösung	20 pmol/ul	
Sequenzierlösung	1 pmol/ul	
Proteinase K Lösung	20 mg/ml	
PCR-Reaktionspuffer	100 mM	Tris-HCl
10x Konzentriert	15mM	MgCl ₂
	500 mM	KCl
	pH	8,3
Restriktionsendonuclease <i>DdeI</i>	10 U/ul	

Anhang

Restriktionsendonuclease <i>HaeIII</i>	10 U/ul	
Restriktionsendonuclease <i>MboII</i>	5 U/ul	
Restriktionsendonuclease <i>XhoI</i>	20 U/ul	
TAE-Puffer	40 mM	Tris Acetat
	1mM	EDTA
	0,001 %	Ethidiumbromid
	pH	7,5
Taq-Polymerase	5 U/μl	
TE-Puffer	10 mM	Tris-HCl
	1 mM	EDTA
	pH	8,0
Tris für Oligonucleotide	10 mM	Tris-HCL
	pH	8,0

9.4 Auflistung der untersuchten Vogelarten

(Nomenklatur nach WOLTERS 1975-1982, und PERRINS, 1996)

Tabelle 21: Ordnung Psittaciformes

Familie	Art	deutsche Bezeichnung	Anzahl
Cacatuidae	<i>Cacatua spec.</i>	Kakadu Arten	22
Cacatuidae	<i>Cacatua alba</i>	Weißhaubenkakadu	10
Cacatuidae	<i>Cacatua ducorps</i>	Salmonenkakadu	1
Cacatuidae	<i>Cacatua galerita</i>	Gelbhaubenkakadu	28
Cacatuidae	<i>Cacatua galerita triton</i>	Triton Kakadu	2
Cacatuidae	<i>Cacatua goffini</i>	Goffinkakadu	8
Cacatuidae	<i>Cacatua leadbeateri</i>	Inkakakadu	9
Cacatuidae	<i>Cacatua moluccensis</i>	Molukkenkakadu	15
Cacatuidae	<i>Cacatua sanguinea</i>	Nacktaugenkakadu	12
Cacatuidae	<i>Cacatua sulphurea</i>	Gelbwangenkakadu	10
Cacatuidae	<i>Cacatua sulphurea citrino cristata</i>	Orangenhaubenkakadu	8
Cacatuidae	<i>Eolophus roseicapillus</i>	Rosakakadu	97
Cacatuidae	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Nymphensittich	15
Cacatuidae	<i>Probosciger aterrimus</i>	Palmkakadu	2
Loriidae	<i>Trichoglossus flavoriridis meyeri</i>	Mayers Lori	1
Loriidae	<i>Lorius lory</i>	Frauenlori	1
Loriidae	<i>Neopsittacus pullicaudata</i>	Smaragdqualori	6
Loriidae	<i>Chalcopsitta cardinalis</i>	Kardinallori	1
Loriidae	<i>Chalcopsitta sintillata</i>	Schimmerlori	2
Loriidae	<i>Charmosyna papou</i>	Papualori	3
Loriidae	<i>Eos bornea</i>	Rotlori	5
Loriidae	<i>Eos cyanogenia</i>	Schwarzschilderlori	2
Loriidae	<i>Eos squamata</i>	Kapuzenlori	1
Loriidae	<i>Eos reticulata</i>	Strichellori	2
Loriidae	<i>Eos semilarvata</i>	Halbmaskenlori, Blauohrlori	3
Loriidae	<i>Glossopsitta concinna</i>	Moschuslori	7
Loriidae	<i>Lorius chlorocercus</i>	Grünschwanzlori	10
Loriidae	<i>Lorius domicella</i>	Erzlori	4
Loriidae	<i>Lorius garrulus</i>	Gelbmantelrori, Prachtlori	9
Loriidae	<i>Lorius hypoinochrous</i>	Schwarzsteißlori	1
Loriidae	<i>Pseudeos fuscata</i>	Weißbüzzellori	5
Loriidae	<i>Trichoglossus euteles</i>	Gelbkopflori	3
Loriidae	<i>Trichoglossus goldiei</i>	Veilchenlori	6

Anhang

Loriidae	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	26
Loriidae	Trichoglossus iris	Irislori	6
Loriidae	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	7
Loriidae	Trichoglossus ornatus	Schmucklori	3
Loriidae	Vini australis	Blaukäppchen	10
Micropsittidae	Agapornis spec.	Agaporniden	4
Micropsittidae	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	13
Micropsittidae	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	10
Micropsittidae	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	8
Micropsittidae	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	31
Micropsittidae	Loriculus	Fledermauspapagei	4
Psittacidae	Alisterus amboinensis	Amboinasittich	20
Psittacidae	Alisterus chloropterus	Papuasittich/Grünflügelkönigssittich	9
Psittacidae	Alisterus scapularis	Königssittich	10
Psittacidae	Amazona	Amazaomen sp	95
Psittacidae	Amazona aestiva	Rotbugamazone, Blaustirnamazone	205
Psittacidae	Amazona aestiva xanthopteryx	Gelbflügel-Blaustirnamazone	4
Psittacidae	Amazona albifrons	Weißstirnamazone	6
Psittacidae	Amazona amazonica	Venezuelamazone	45
Psittacidae	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	11
Psittacidae	Amazona autumnalis autumnal.	Gelbwangenamazone	34
Psittacidae	Amazona autumnalis lilacina	Equador Amazone	5
Psittacidae	Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	7
Psittacidae	Amazona farinosa	Mülleramazone	11
Psittacidae	Amazona farinosa guatemalae	Guatemalaamazone	4
Psittacidae	Amazona festiva	Blaubartamazone	3
Psittacidae	Amazona festiva bodini	Bodinusgamazone	2
Psittacidae	Amazona leucocephala	Kubaamazone	36
Psittacidae	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	18
Psittacidae	Amazona ochroce. Ochrocephala	Gelbscheitelamazone	10
Psittacidae	Amazona ochroce. Panamensis	Panama Amazone	7
Psittacidae	Amazona ochrocephala tresmariae	Tres Marias Amazone	4
Psittacidae	Amazona ochrocephala oratrix	Doppelgelbkopfamazone	19
Psittacidae	Amazona oratrix	Gelbkopfamazone	4
Psittacidae	Amazona salvini	Salvins Amazone	1
Psittacidae	Amazona tucumana	Tucuman-Amazone	6
Psittacidae	Amazona ventralis	Haitiamazone	7
Psittacidae	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	10
Psittacidae	Amazona viridigenalis	Grünwangenamazone	5
Psittacidae	Anodorhynchus hyacinth.	Hyazinthara	6
Psittacidae	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	24
Psittacidae	Aprosmictus jonquillaceus	Timorsittich	4
Psittacidae	Ara ambigua	Bechsteinara	2
Psittacidae	Ara ararauna	Ararauna, Gelbbrustara	98

Psittacidae	Ara auricollis	Goldnackenara	3
Psittacidae	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara, Grünflügelara	20
Psittacidae	Ara glaucogularis	Blauehlara	1
Psittacidae	Ara macao	Hellroter Ara, Arakanga	12
Psittacidae	Ara manilata	Rotbauchara	4
Psittacidae	Ara maracana	Maracana	21
Psittacidae	Ara militaris	Soldatenara	6
Psittacidae	Ara nobilis	Zwergara	17
Psittacidae	Ara nobilis nobilis	Hahn's Zwergara	6
Psittacidae	Ara rubrogenys	Rotohrara	3
Psittacidae	Ara severa	Rotbugara	5
Psittacidae	Ara spec.	Ara spec.	48
Psittacidae	Aratinga aurea	Goldstirnsittich	2
Psittacidae	Aratinga auricapilla	Goldscheitelsittich	2
Psittacidae	Aratinga canicularis	Elfenbeinsittich	2
Psittacidae	Aratinga erythrogenys	Guayaquilsittich	3
Psittacidae	Aratinga finschi	Veraguasittich	8
Psittacidae	Aratinga guarouba	Goldsittich	4
Psittacidae	Aratinga jandaya	Jendayasittich	15
Psittacidae	Aratinga mitrata	Rotmaskensittich	4
Psittacidae	Aratinga nana	Aztekensittich	4
Psittacidae	Aratinga pertinax	Braunwangensittich	6
Psittacidae	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	43
Psittacidae	Aratinga wagleri	Columbiasittich	2
Psittacidae	Aratinga wagleri frontata	Perusittich	4
Psittacidae	Barnardius barnardi	Barnardsittich	8
Psittacidae	Barnardius zonarius	Ringsittich	2
Psittacidae	Barnardius zonarius semitorquatus	Kragensittich	1
Psittacidae	Bolborhynchus aymara	Aymarassittich	2
Psittacidae	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	7
Psittacidae	Brotogeris chiriri	Kanarienflügelsittich	1
Psittacidae	Brotogeris cyanopectera	Blauflügelsittich	8
Psittacidae	Brotogeris pyrrhoptera	Feuerflügelsittich	2
Psittacidae	Coracopsis nigra	Rabenpapagei	4
Psittacidae	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	30
Psittacidae	Cyanoramphus novaezelandiae	Ziegensittich	4
Psittacidae	Cyanoramphus cornutus	Hornsittich	15
Psittacidae	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	7
Psittacidae	Enicognathus leptorhynchus	Langschnabelsittich	4
Psittacidae	Melopsittacus undulatus	Wellensittich	4

Anhang

Psittacidae	Nandayus nenday	Nandaysittich	2
Psittacidae	Nestor notabilis	Kea	1
Psittacidae	Opopsitta diophthalma	Rotwangen-/Maskenzwergpapagei	6
Psittacidae	Pionopsitta pileata	Scharlachkopfpapagei	2
Psittacidae	Pionites spec.	Weißbauchpapagei	6
Psittacidae	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	39
Psittacidae	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	33
Psittacidae	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	9
Psittacidae	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	8
Psittacidae	Pionus menstruus	Schwarzohrpapagei	14
Psittacidae	Pionus seniloides	Greisenkopf/Weißkopfpapagei	6
Psittacidae	Platycercus adelaide	Adelaidesittich	2
Psittacidae	Platycercus adscitus	Blaßkopfsella	2
Psittacidae	Platycercus eximius	Rosella	9
Psittacidae	Platycercus venustus	Brownsittich, Schwarzkopfsittich	7
Psittacidae	Platycercus elegans	Pennantsittich	19
Psittacidae	Poicephalus cryptoxanthus	Braunkopfpapagei	1
Psittacidae	Poicephalus guilielmi	Kongopapagei	114
Psittacidae	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei =Meyer's Papagei	20
Psittacidae	Poicephalus robustus	Kappapapagei	5
Psittacidae	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	50
Psittacidae	Polytelis alexandrae	Princess of Wales Sittich	11
Psittacidae	Polytelis anthopeplus	Bergsittich	2
Psittacidae	Psephotus haematogaster haematorrhous	Rotsteißsittich	1
Psittacidae	Psephotus haematonodus	Singsittich	2
Psittacidae	Psittacula	Alexandersittich	44
Psittacidae	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	11
Psittacidae	Psittacula derbiana	Chinasittich	7
Psittacidae	Psittacula eupatria	Alexandersittich	15
Psittacidae	Psittacula himalaya	Schwarzkopfedelsittich ?	3
Psittacidae	Psittacula krameri	Halsbandsittich, kl. Alexandersittich	78
Psittacidae	Psittacula roseata	Rosenkopfsittich	5
Psittacidae	Psittaculirostris	Zwergpapageien	2
Psittacidae	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrustzwergpapagei	7
Psittacidae	Psittaculirostris edwardsii	Edwardszwergpapagei	1
Psittacidae	Psittaculirostris salvadori	Salvadorizwergpapagei	3

Psittacidae	Psittacus erithacus	Graupapagei	429
Psittacidae	Psittacus erithacus timneh	Timneh-Graupapagei	85
Psittacidae	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	8
Psittacidae	Pyrrhura cruentata	Blaulatzsittich	7
Psittacidae	Pyrrhura frontalis	Braunohrsittich	8
Psittacidae	Pyrrhura leucotis	Weißohrsittich	15
Psittacidae	Pyrrhura molinae	Molinasittich	15
Psittacidae	Pyrrhura perlata	Blausteißsittich	3
Psittacidae	Pyrrhura picta roseifrons	Rotscheitelsittich	4
Psittacidae	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	11

Tabelle 22: Ordnung Anseriformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Anatidae	Cygnus columbianus columbianus	Pfeifschwan	4
Anatidae	Cygnus columbianus bewickii	Zwergschwan	1
Anatidae	Cygnus cygnus	Singschwan	2
Anatidae	Anas platyrhynchos forma domestic	Laufente	2
Anatidae	Anser sp.	Gans	2
Anatidae	Cygnus olor	Höckerschwan	2

Tabelle 23: Ordnung Ciconiiformes und Scopiformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Ardeidae	Cochlearius cochlearius	Kahnschnabel	6
Ardeidae	Egretta alba	Silberreiher	3
Ardeidae	Egretta garzetta	Seidenreiher	2
Ardeidae	Nycticorax nycticorax	Nachtreiher	1
Balaenicipitidae	Balaeniceps rex	Schuh Schnabel	3
Ciconiidae	Anastomus lamelligerus	Mohrenklaffschnabel	3
Ciconiidae	Ciconia sp.	Storch	5
Ciconiidae	Ciconia ciconia	Weißstorch	11
Ciconiidae	Ciconia nigra	Schwarzstorch	3
Ciconiidae	Leptoptilos crumeniferus	Marabu	15
Phoenicopteridae	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	14
Scopidae	Scopus umbretta	Hammerkopf	17
Threskiornithidae	Eudocimus albus	Weissichler	2
Threskiornithidae	Carphibis spinicollis	Strohhalsibis	5
Threskiornithidae	Platalea ajaja	Rosalöffler	10
Threskiornithidae	Bostrychia hagedash ?	Hagedaschibis	9
Threskiornithidae	Geronticus eremita	Waldrapp	4

Anhang

Threskiornithidae	Plegadis falcinellus	Braunsichler	12
-------------------	----------------------	--------------	----

Tabelle 24: Ordnung Columbiformes

Familie	Art	deutsche Bezeichnung	Anzahl
Columbidae	Columba livia forma urbana	Stadttauben	10
Columbidae	Columba livia forma domestica	Süddeutsche Weißschwarzkupferbraun	2
Columbidae	Columba pulchricollis	Himalayataube	1
Columbidae	Ducula concinna	Blauschwanzfruchttaube	3
Columbidae	Ducula pinon	Rotaugenfruchttaube	3
Columbidae	Columba livia forma domestica	Felegyhazer Tümmeler	4
Columbidae	Gallicolumba tristigmata	Hopftaube	2
Columbidae	Gallicolumba criniger	Bartlett-Taube/Brandtaube	5
Columbidae	Gallicolumba luzonica	Dolchstichtaube	2
Columbidae	Gallicolumba rufigula	Gelbbrusterdtaube	2
Columbidae	Goura cristata	Blauschopfkrontaube	6
Columbidae	Goura scheepmarkeri	Rotbrust-/Maronenbrustkrontaube	6
Columbidae	Trugon terrestris	Erdbaube	1

Tabelle 25: Ordnung Upupiformes und Alcediniformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Bucerotidae	Buceros bicornis	Doppelhornvogel	1
Phoeniculidae	Phoeniculus	Grünbaumhopf	2
Alcedinidae	Todicamphus chloris	Halsbandliet	4
Upupidae	Upupa epops	Wiedehopf	4
Alcedinidae	Alcedo atthis	Eisvogel	3

Tabelle 26: Ordnung Musophagiformes-

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Musophagidae	Tauraco corythaix	Grünhelmturako	3
Musophagidae	Musophaga violacea	Schildturako	3
Musophagidae	Tauraco fischeri	Fischerturako	1
Musophagidae	Tauraco hartlaubi	Seidenturako	5
Musophagidae	Tauraco leucotis	Weißohrturako	2
Musophagidae	Tauraco persa	Guineaturako	2

Tabelle 27: Ordnung Falconiformes, Accipitriformes und Sagittariiformes

Familie	Art	deutsche Bezeichnung	Anzahl
Accipitridae	Circus cinerascens	Bandseeadler	3

Accipitridae	Accipiter gentilis	Habicht	1
Accipitridae	Aegypius monachus	Mönchsgeier	11
Accipitridae	Aquila clanga	Schelladler	2
Accipitridae	Aquila chrysaetos	Steinadler	4
Accipitridae	Aquila pomarina	Schreiadler	1
Accipitridae	Buteo buteo	Mäusebussard	24
Accipitridae	Circus cyaneus	Kornweihe	1
Accipitridae	Gyps bengalensis	Bengalengeier	4
Accipitridae	Gyps fulvus	Gänsegeier	8
Accipitridae	Gyps rueppellii	Sperbergeier	1
Accipitridae	Haliaeetus albicilla	Seeadler	2
Accipitridae	Haliaeetus vocifer	Schreiseeadler	2
Accipitridae	Haliaeetus vociferoides	Madagaskarseeadler	3
Accipitridae	Hieraaetus fasciatus	Habichtsadler	6
Accipitridae	Milvus	Milan	1
Accipitridae	Milvus migrans	Schwarzmilan	1
Accipitridae	Milvus milvus	Rotmilan	4
Accipitridae	Neophron percnopterus	Schmutzgeier	2
Falconidae	Hierofalco cherrug	Sakerfalke	1
Falconidae	Falco elenora	Elenorenfalke	1
Falconidae	Hierofalco rusticolus	Gerfalke	1
Falconidae	Falco tinnunculus	Turmfalke	3
Falconidae	Polyborus	Schopfkarakara	2
Falconidae	Polyborus plancus	Karakara	7
Sagittariidae	Sagittarius serpentarius	Sekretär	2

Tabelle 28: Ordnung Galliformes

Familie	Art	deutsche Bezeichnung	Anzahl
Cracidae	Pauxi pauxi	Helmhokko	3
Phasianidae		Wachteln	10
Phasianidae	Acryllium vulturinum	Geierperlhuhn	5
Phasianidae	Arborophila orientalis	Sumatrabuschwachteln	7
Phasianidae	Gallus gallus domesticus	Hühner	20
Phasianidae	Meleagris gallopavo	Truthuhn	2
Phasianidae	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	7
Phasianidae	Tragopan satyra	Satyrtragopan	1
Phasianidae	Perdix	Waldrebhuhn	1
Phasianidae	Pavo cristatus	Pfau	2

Tabelle 29: Ordnung Gruiformes und Psophiiformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Rallidae	Tetraptery sp.	Zwergrallen	14
Gruidae	Tetrapteryx paradisea	Paraxdieskranich	1
Gruidae	Anthropoides virgo	Jungfernkranich	15

Anhang

Gruidae	Balearica	Ostafrikanischer Kronenkranich	7
Gruidae	Balearica pavonina	Kronenkranich	17
Gruidae	Balearica regulorum	Südafrikanischer Kronenkranich	3
Gruidae	Buggeranus carunculatus	Klunkerkranich	5
Gruidae	Grus antigone	Saruskranich	5
Gruidae	Grus grus	Graukranich	26
Gruidae	Grus vipio	Weißnacktenkranich	3
Psophiidae	Psophia crepitans	Graurücken-Trompetervogel	5

Tabelle 30: Ordnung Passeriformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Aegithalidae	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	8
Corvidae	Corvus albicollis	Geierrabe	4
Corvidae	Corvus corax	Kolkrabe	1
Corvidae	Cyanopica cyana	Blauelster	2
Corvidae	Garrulus glandarius	Eichelhäher	2
Emberizidae		Kardinal	3
Emberizidae	Parvaria coronata	Rothauben kardinal	1
Emberizidae	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	8
Emberizidae	Paroaria coronata	Graukardinal	7
Fringillidae	Carduelis carduelis	Stiglitz	2
Fringillidae	Carpodacus rubicilla	Berggimpel	2
Fringillidae	Pinicola enucleator	Hakengimpel	2
Furnariidae	Besitzerangaben	Töpfervogel	3
Furnariidae	Furnarius leucopus	Blaßfußtöpfer	1
Sturnidae	Gracula religiosa	Beo	5
Sturnidae	Leucopsar rothschildi	Balistar	10
Sturnidae	Sturnus melanopterus	Schwarzflügelstar	4
Sylviidae	Sylvia borin	Gartengrasmücke	4
Sylviidae	Sylvia nisoria	Sperbergrasmücke	2
Timaliidae	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	8
Timaliidae	Garrulax	Schnurrbarthärting	2
Timaliidae	Garrulax leucolophus	Weißhaubenhäherling	2
Timaliidae	Garrulax lidthi	Prachthäher	1
Timaliidae	Garrulax ocellatus	Waldhäherling	2
Timaliidae	Liocichla phoenicea	Karminflügelhäherling	2
Turdidae	Luscinia luscinia	Sprosser	8
Turdidae	Luscinia megarhynchos	Nachtigall	7
	Leiothrix lutea	Sonnenvogel	2

Tabelle 31: Ordnung Piciformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Ramphastidae	Ramphastos toco	Riesentukan	1
Ramphastidae	Ramphastos tow	Tow-Tukan	3
Ramphastidae	Ramphastos sulfuratus	Fischertukan	4

Ramphastidae	Ramphastos tucanus	Weißbrusttukan	7
Ramphastidae	Ramphastos vitellinus	Dottertukan/Gelbbrusttukan	10
Ramphastidae	Ramphastos sp.	Tukan	2

Tabelle 32: Ordnung Rheiformes, Casuariiformes, und Apterygiformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Rheidae	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	12
Casuariidae	Dromaius novaehollandiae	Emu	3
Casuariidae	Casuarius	Kasuar	1
Apterygidae	Apteryx	Kiwi	3

Tabelle 33: Ordnung Sphenisciformes

Familie	Art	Deutsche Bezeichnung	Anzahl
Spheniscidae	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguin	23

Tabelle 34: Ordnung Strigiformes

Familie	Art	deutsche Bezeichnung	Anzahl
Stringidae	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	11
Stringidae	Asio flammeus	Sumpfohreule	2
Stringidae	Athene brama	Brahmakauz	5
Stringidae	Athene noctua	Steinkauz	7
Stringidae	Bubo lacteus	Milchuhu	1
Stringidae	Bubo virginianus	Kanadahu	1
Stringidae	Bubo bubo	Uhu	2
Stringidae	Glaucidium passerinum	Sperlingskauz	3
Stringidae	Glaucidium perlatum	Perlkauz	2
Stringidae	Ninox novaseelandiae	Kuckuckskauz	3
Stringidae	Nyctea scandiaca	Schneeule	3
Stringidae	Otus lempiji	Halsbandeule	2
Stringidae	Ptilosis leucotis	Weißgesichtsoreule	2
Stringidae	Otus gunia	Streifenwaldohreule	1
Stringidae	Otus scops	Zwergohreule	3
Stringidae	Pulsatrix perspicillata	Brillenkauz	2
Stringidae	Strix aluco	Waldkauz	6
Stringidae	Strix nebulosa	Bartkauz	8
Stringidae	Strix rufipes	Rotfußkauz	2
Stringidae	Strix uralensis	Habichtskauz	5
Stringidae	Surnia ulula	Sperbereule	3
Tytonidae	Tyto alba	Schleiereule	16
Tytonidae	Tyto glaucops	Silberschleiereule	4
Tytonidae	Phodilus badius	Maskeneule	7

9.5 Abhängigkeit der Ergebnisse der Geschlechtsdiagnose vom Einsatz der Restriktionsendonukleasen *DdeI*, *HaeIII*, *MboII* und *XhoI*

M= Geschlechtsdifferenzierung möglich

Nm= Geschlechtsdifferenzierung nicht möglich

Ng= Nicht getestet

Wm= Geschlechtsdifferenzierung wahrscheinlich möglich

Wnm= Geschlechtsdifferenzierung wahrscheinlich nicht möglich

Die Bewertung erfolgte nach folgenden Kriterien:

- M: Ein typisches Bandenmuster von mindestens einem männlichem und einem weiblichem Vogel dieser betreffenden Vogelart.
- Nm: Beide Geschlechter zeigen dasselbe Bandenmuster oder ein Vogel zeigt für sein Geschlecht ein untypisches bzw. geschlechtlich konträres Bandenmuster.
- Ng: Diese Vogelart wurde nicht mit dem jeweiligem Restriktionsenzym getestet.
- Wm: Bisher konnten nur ein Geschlecht einer bestimmten Vogelart mit diesem Enzym bestimmt werden. Das Bandenmuster und der Verwandtschaftsgrad zu anderen Vögel lässt den Einsatz dieses Enzyms zur Geschlechtsbestimmung beider Geschlechter als wahrscheinlich erscheinen. Die Überprüfung der Restriktionsendonuklease an einem Tier mit dem gegensätzlichem Geschlecht bzw. anhand eines Referenzvogelpaares ist notwendig.
- Wnm: Bisher konnte nur ein Geschlecht einer bestimmten Vogelart mit diesem Enzym bestimmt werden. Der Verwandtschaftsgrad zu anderen Vögel lässt den Einsatz dieses Enzyms zur Geschlechtsbestimmung beider Geschlechter als unwahrscheinlich erscheinen. Die Überprüfung der Restriktionsendonuklease an einem Tier mit dem gegensätzlichem Geschlecht bzw. anhand eines Referenzvogelpaares ist notwendig.
- ?: Vogel wurde mit dem jeweiligem Enzym getestet, lässt aber keine generelle Aussage über eine Einsatz des Enzyms zur Geschlechtsdifferenzierung zu.

Tabelle 35: Ordnung Psittaciformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>Ddel</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MbolI</i>	<i>XhoI</i>
<i>Cacatua alba</i>	Weißhaubenkakadu	Nm	M	Wm	Ng
<i>Cacatua ducorps</i>	Salmonenkakadu	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Cacatua galerita</i>	Gelbhaubenkakadu	Nm	M	Ng	Ng
<i>Cacatua galerita triton</i>	Tritonkakadu	Ng	M	Ng	Ng
<i>Cacatua goffini</i>	Goffinikakadu	Ng	M	M	Ng
<i>Cacatua leadbeateri</i>	Inkakakadu	Nm	M	Wm	Ng
<i>Cacatua moluccensis</i>	Molukkenkakadu	Nm	M	Ng	Ng
<i>Cacatua sanguinea</i>	Nacktaugenkakadu	Nm	M	M	Ng
<i>Cacatua sulphurea</i>	Gelbwangenkakadu	Ng	M	Ng	Ng
<i>Cacatua sulphurea citrino cristata</i>	Orangenhaubenkakadu	Nm	M	Ng	Ng
<i>Eolophus roseicapillus</i>	Rosakakadu	Nm	M	M	Ng
<i>Nymphicus hollandicus</i>	Nymphensittich	Ng	M	Ng	Ng
<i>Probosciger aterrimus</i>	Palmkakadu	Ng	M	Ng	Ng
<i>Agapornis fischeri</i>	Pfirsichköpfchen	Ng	M	Ng	Ng
<i>Agapornis lilianae</i>	Erdbeerköpfchen	Ng	M	Ng	Ng
<i>Agapornis personata</i>	Schwarzköpfchen	Ng	M	Ng	Ng
<i>Agapornis roseicollis</i>	Rosenköpfchen	Wnm	M	Ng	Ng
<i>Loriculus</i>	Fledermauspapagei	Ng	M	Ng	Ng
<i>Chalcopsitta cardinalis</i>	Kardinallori	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Chalcopsitta sintillata</i>	Schimmerlori	Ng	M	Ng	Ng
<i>Charmosyna papou</i>	Papualori	Wm	Wm	Ng	Ng
<i>Eos bornea</i>	Rotlori	M	M	Ng	Ng
<i>Eos cyanogenia</i>	Schwarzschilderlori	Wm	Wm	Ng	Ng
<i>Eos esquamata</i>	Kaputzenlori	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Eos reticulata</i>	Strichellori	Ng	M	Ng	Ng
<i>Eos semilarvata</i>	Halbmaskenlori, Blauohrlori	Wm	M	Ng	Ng
<i>Glossopsitta concinna</i>	Moschuslori	M	M	Ng	Ng
<i>Lorius chlorocercus</i>	Grünschwanzlori	M	M	Ng	Ng
<i>Lorius domicella</i>	Erzlori	M	Wm	Ng	Ng
<i>Lorius garrulus</i>	Gelbmantellori, Prachtlori	M	M	Ng	Ng
<i>Lorius hypoinochrous</i>	Schwarzsteißlori	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Lorius lory</i>	Frauenlori	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Neopsittacus pullicaudata</i>	Smaragdualori	M	M	Ng	Ng
<i>Pseudeos fuscata</i>	Weißbüzzellori	Ng	M	Ng	Ng
<i>Trichoglossus euteles</i>	Gelbkopflori	Ng	M	Ng	Ng
<i>Trichoglossus flavoriridis meyeri</i>	Mayers Lori	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Trichoglossus goldiei</i>	Veilchenlori	Ng	M	Ng	Ng
<i>Trichoglossus haematodus</i>	Allfarbenlori	M	M	Ng	Ng
<i>Trichoglossus iris</i>	Irislori	Wm	M	M	Ng
<i>Trichoglossus ornatua</i>	Schmucklori	Ng	M	Ng	Ng
<i>Trichoglossus johnstoniae</i>	Mindanao-Lori	M	M	Ng	Ng

Anhang

Vini australis	Blaukäppchen	Ng	M	Ng	Ng
Alisterus amboinensis	Amboinasittich	M	Nm	Ng	Ng
Alisterus chloropterus	Grünflügelkönigssittich	M	M	Ng	Ng
Alisterus scapularis	Königssittich	M	M	Ng	ng
Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M	M	Ng	Ng
Amazona aestiva xanthopteryx	Gelbflügel-Blaustirnamazone	Ng	M	Ng	Ng
Amazona albifrons	Weißstirnamazone	Ng	M	Ng	Ng
Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M	M	Ng	Ng
Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	Ng	M	Ng	Ng
Amazona autumnalis	Rotstirnamazone	Ng	Wm	Ng	Ng
Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M	M	Ng	Ng
Amazona autumnalis lilacina	Equadoramazone	Ng	M	Ng	Ng
Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	Ng	M	Ng	Ng
Amazona farinosa	Mülleramazone	M	Wm	Ng	Ng
Amazona farinosa guatemalae	Guatemalaamazone	M	Wm	Ng	Ng
Amazona festiva	Blaubartamazone	Ng	Wm	Ng	Ng
Amazona festiva bodini	Bodinusamazone	Ng	M	Ng	Ng
Amazona leucocephala	Kubaamazone	M	M	M	Ng
Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M	M	Ng	Ng
Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	M	M	Ng	Ng
Amazona ochrocephala panamensis	Panama amazone	Wm	M	Ng	Ng
Amazona ochrocephala tresmariae	Tres marias Amazone	Ng	M	Ng	Ng
Amazona ochrocephala oratrix	Doppelgelbkopfamazone	M	M	M	Ng
Amazona oratrix	Gelbkopfamazone	Wm	M	Ng	Ng
Amazona salvini	Salvins Amazone	Wm	Ng	Ng	Ng
Amazona tucumana	Tucuman-Amazone	Wm	Wm	Ng	Ng
Amazona ventralis	Haitiamazone	Wm	M	Ng	Ng
Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	M	M	Ng	Ng
Amazona viridigenalis	Grünwangenamazone	Ng	M	Ng	Ng
Andorhynchus hyacinth	Hyazinthara	M	M	Ng	Ng
Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	Wm	M	Ng	Ng
Aprosmictus jonquillaceus	Timorsittich	Wm	Wm	Ng	Ng
Ara ambigua	Bechsteinara	Ng	M	Ng	Ng
Ara ararauna	Gelbbrustara	M	M	M	Ng
Ara auricollis	Goldnackenara	Wm	Wm	Ng	Ng
Ara chloroptera	Grünflügelara/Dunkelrotera	M	M	Ng	Ng
Ara glaucogularis	Blaukehlara	Ng	Wm	Ng	Ng
Ara macao	Hellroter Ara/Arakanga	Wm	M	Ng	Ng
Ara manilata	Rotbauchara	Ng	Wm	Ng	Ng
Ara maracana	Maracana	M	Ng	Ng	Ng
Ara militaris	Soldatenara	Ng	M	Ng	Ng

Ara nobilis	Zwergara	M	M	Ng	Ng
Ara nobilis nobilis	Hahn's Zwergara	M	M	Ng	Ng
Ara rubrogenys	Rotohrara	Wm	Wm	Ng	Ng
Ara severa	Rotbugara	Ng	M	Ng	Ng
Aratinga aurea	Goldstirnsittich	Ng	M	Ng	Ng
Aratinga auricapilla	Goldscheitelsittich	M	Wm	Ng	Ng
Aratinga canicularis	Elfenbeinsittich	M	M	M	Ng
Aratinga erythrogenys	Guayaquilsittich	Ng	Wm	Ng	Ng
Aratinga finschi	Verugasittich	Ng	M	Ng	Ng
Aratinga guarouba	Goldsittich	Ng	M	Ng	Ng
Aratinga jandaya	Jendayasittich	M	M	Ng	Ng
Aratinga mitrata	Rotmaskensittich	M	M	Ng	Ng
Aratinga nana	Aztekensittich	Ng	M	Ng	Ng
Aratinga pertinax	Braunwangensittich	Wm	Wm	Ng	Ng
Aratings solstitialis	Sonnensittich	M	M	Ng	Ng
Aratinga wagleri	Columbiasittich	Ng	M	Ng	Ng
Aratinga wagleri frontata	Perusittich	Ng	M	Ng	Ng
Barnardius barnardi	Barnardsittich	Ng	M	Ng	Ng
Barnardius zonarius	Ringsittich	Ng	Wm	Ng	Ng
Barnardius zonarius semitorquatus	Kragensittich	Nm	Wm	Ng	Ng
Bolborhynchus aymara	Aymarasittich	Wm	Wm	Ng	Ng
Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	Ng	?	Ng	Ng
Brotogeris chiriri	Kanarienflügelsittich	Ng	?	Ng	Ng
Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	Nm	?	Ng	Ng
Brotogeris pyrrhoptera	Feuerflügelsittich	Nm	?	Ng	Ng
Coracopsis nigra	Rabenpapagei	Wm	M	Ng	Ng
Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	Wm	M	Ng	Ng
Cyanoramphus novaezelandiae	Ziegensittich	Nm	M	Ng	Ng
Cyanoramphus cornutus	Hornsittich	Nm	M	Ng	Ng
Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	Wm	M	Ng	Ng
Enicognathus leptorhynchus	Langschnabelsittich	Wm	M	Ng	Ng
Melopsittacus undulatus	Wellensittich	Nm	Wm	Ng	Ng
Nandayus nenday	Nandaysittich	Ng	Wm	Wm	Ng
Nestor notabilis	Kea	Ng	Wm	Ng	Ng
Opsopsitta diophthalma	Rotwangen- /Maskenzwergpapagei	Wm	M	Ng	Ng
Pionopsitta pileata	Scharlachkopfpapagei	?	?	Ng	Ng
Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M	M	Ng	Ng
Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M	M	Ng	Ng
Pionus fuscus	Veilchenpapagei	Ng	M	Wm	Wm
Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	M	M	Ng	Ng
Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	Wm	M	M	Ng
Pionus seniloides	Greisenkopf/Weißkopfpapagei	M	M	Ng	Ng
Platycercus adelaide	Adelaidesittich	Wnm	Wm	Ng	Ng
Platycercus adscitus	Blaßkopfsella	Nm	M	Ng	Ng

Anhang

<i>Platycercus elegans</i>	Pennantsittich	Nm	M	Ng	Ng
<i>Platycercus eximius</i>	Rosella	Nm	M	Ng	Ng
<i>Platycercus venustus</i>	Brownsittich/Schwarzkopfsittich	Nm	M	Ng	Ng
<i>Poicephalus cryptoxanthus</i>	Braunkopfpapagei	Wm	Wm	Ng	Ng
<i>Poicephalus guilielmi</i>	Kongopapagei	M	M	Ng	Ng
<i>Poicephalus meyeri</i>	Goldbugpapagei/Meyer's Papagei	M	M	Ng	Ng
<i>Poicephalus robustus</i>	Kappapapagei	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Poicephalus senegalus</i>	Mohrenkopfpapagei	M	M	Ng	Ng
<i>Polytelis alexandrae</i>	Princess of Wales Sittich	M	M	Ng	Ng
<i>Polytelis anthopeplus</i>	Scharlachkopfpapagei	Wm	M	Ng	Ng
<i>Psephotus haematogaster</i>	Rotsteisittich	Wnm	M	Ng	Ng
<i>haematorrhous</i>					
<i>Psephotus haematonodus</i>	Singsittich	Ng	M	Ng	Ng
<i>Psittacula cyanocephala</i>	Pflaumenkopfsittich	Nm	M	Ng	Ng
<i>Psittacula krameri</i>	Halsbandsittich/Kleiner Alexandersittich	Nm	M	M	Ng
<i>Psittacula eupatria</i>	Alexandersittich	Ng	M	Ng	Ng
<i>Psittacula derbiana</i>	Chinasittich	Wm	M	Ng	Ng
<i>Psittacula himalaya</i>	Schwarzkopfedelsittich	Ng	M	Ng	Ng
<i>Psittacula roseata</i>	Rosenkopfsittich	Ng	M	Ng	Ng
<i>Psittaculirostris desmarestii</i>	Buntbrustzwergpapagei	Ng	M	Ng	Ng
<i>Psittaculirostris edwardsii</i>	Edwardszwergpapagei	M	M	Ng	Ng
<i>Psittaculirostris salvadori</i>	Salvadorizwergpapagei	Wm	Wm	Ng	Ng
<i>Psittacus erythacus</i>	Graupapagei	M	M	M	M
<i>Psittacus erythacus timneh</i>	Timneh-Graupapagei	Wm	M	Ng	Ng
<i>Purpureicephalus spurius</i>	Kappensittich	Wnm	M	Ng	Ng
<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	Wm	M	Ng	Ng
<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	Wm	M	Ng	Ng
<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvador-Weiohrsittich	M	M	Ng	Ng
<i>Pyrrhura molinae</i>	Molinasittich	M	M	Ng	Ng
<i>Pyrrhura perlata</i>	Blausteisittich	M	Wm	Ng	Ng
<i>Pyrrhura picta roseifrons</i>	Rotscheitelsittich	Ng	M	Ng	Ng
<i>Pyrrhura rhodogaster</i>	Rotbauchsittich	M	M	Ng	Ng

Tabelle 36: Ordnung Anseriformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Cygnus columbianus bewickii</i>	Zwergschwan	Wnm	Wnm	Ng	Ng
<i>Cygnus cygnus</i>	Singschwan	Wnm	Wnm	Ng	Ng
<i>Cygnus olor</i>	Hckerschwan	Nm	Nm	M	Ng
<i>Cygnus columbianus columbianus</i>	Pfeifschwan	Ng	Nm	Ng	Ng
<i>Anas platyrhynchos domestica</i>	Laufente	Nm	Nm	Ng	Ng
Fam. Anatidae	Gans	Ng	Nm	Ng	Ng

Tabelle 37: Ordnung Ciconiformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Carphibis spinicollis</i>	Strohhalsibis	Ng	M	Ng	Ng
<i>Platalea ajaja</i>	Rosalöffler	Nm	M	Ng	Ng
<i>Anastomus lamelligerus</i>	Mohrenklaffschnabel	Nm	M	Ng	Ng
<i>Balaniceps rex</i>	Schuhschnabel	Wnm	M	Ng	Ng
<i>Ciconia ciconia</i>	Weißstorch	Ng	M	Ng	Ng
<i>Ciconia nigra</i>	Schwarzstorch	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Cochlearius cochlearius</i>	Kahnschnabel	Nm	M	Ng	Ng
<i>Egretta alba</i>	Silberreiher	Ng	M	Ng	Ng
<i>Egretta garzetta</i>	Seidenreiher	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Geronticus eremita</i>	Waldrapp	Ng	M	Ng	Ng
<i>Bostrychia hagedash</i>	Hagedaschibis	Nm	M	Ng	Ng
<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	Ng	M	Ng	Ng
<i>Nycticorax nycticorax</i>	Nachtreiher	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Plegadis falcinellus</i>	Braunsichler	Ng	M	Ng	Ng
<i>Eudocimus albus</i>	Weissichler	Ng	Wm	Wm	Ng
<i>Phoenicoparrus andinus</i>	Andenflamingo	Ng	Nm	M	Nm
<i>Scopus umbretta</i>	Hammerkopf	Nm	M	Ng	Ng

Tabelle 38: Ordnung Columbiformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Columba livia</i> forma urbana	Stadttauben	Nm	M	Ng	Ng
<i>Columba livia</i> forma domestica	Süddeutsche Weißschwarz- kupferbraun	Ng	M	Ng	Ng
<i>Columbus pulchricollis</i>	Himalayataube	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Ductula concinna</i>	Blauschwanzfruchttaube	Ng	M	Ng	Ng
<i>Ducula pinon</i>	Rotaugenfruchttaube	Ng	M	Ng	Ng
<i>Columba livia</i> forma domestica	Felegyhazaer Tümmeler	Ng	M	Ng	Ng
<i>Gallicolumba criniger</i>	Bartlett- Taube/Brandtaube	Ng	M	Ng	Ng
<i>Gallicolumba luzonica</i>	Dolchstichtaube	Ng	M	Ng	Ng
<i>Gallicolumba rufigula</i>	Gelbbrusterdtaube	Ng	M	Ng	Ng
<i>Gallicolumba tristigmata</i>	Hopftaube	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Goura cristata</i>	Blauschopfkrontaube	Ng	M	Ng	Ng
<i>Goura scheepmakeri</i>	Scheepmakeriikrontaube	Ng	M	Ng	Ng
<i>Trugon terrestris</i>	Erdbaube	Ng	Wm	Ng	Ng

Tabelle 39: Ordnung Upupiformes und Alcediniformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Buceros bicornis</i>	Doppelhornvogel	Ng	?	Ng	Ng
<i>Phoeniculus</i>	Grünbaumhopf	Ng	?	Ng	Ng
<i>Upupa epops</i>	Wiedehopf	Wnm	?	Ng	Ng
<i>Alcedo atthis</i>	Zwergesivogel	Wnm	Nm	Ng	Ng
<i>Todiramphus chloris</i>	Halsbandlist	Wnm	Wnm	Ng	Ng

Tabelle 40: Ordnung Musophagiformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Tauraco corythaix</i>	Grünhelmturako	Ng	M	Ng	Ng
<i>Musophaga violacea</i>	Schildturako	Ng	M	Ng	Ng
<i>Tauraco fischeri</i>	Fischerturako	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Tauraco hartlaubi</i>	Seidenturako	Ng	M	Ng	Ng
<i>Tauraco leucotis</i>	Weißohrturako	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Tauraco persa</i>	Guineaturako	Ng	Wm	Ng	Ng

Tabelle 41: Ordnung Faconiformes, Accipitriformes und Sagittariiformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Aegyptus monachus</i>	Mönchsgeier	Ng	M	Wm	Ng
<i>Aquila chrysaetos</i>	Steinadler	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Aquila clanga</i>	Schnelladler	Ng	M	Ng	Ng
<i>Aquila pomarina</i>	Schreiadler	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Buteo buteo</i>	Mäusebussard	Ng	M	Ng	Ng
<i>Circus cyaneus</i>	Kornweihe	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Hierofalco cherrug</i>	Sakerfalke	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Falco elenora</i>	Elenorenfalke	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Hierofalco rusticolus</i>	Gerfalke	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Falco tinnunculus</i>	Turmfalke	Ng	M	Ng	Ng
<i>Gyps bengalensis</i>	Bengalengeier	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Gyps fulvus</i>	Gänsegeier	Ng	M	Ng	Ng
<i>Gyps rueppellii</i>	Sperbergeier	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Haliaeetus albicilla</i>	Seeadler	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Haliaeetus vocifer</i>	Schreiseeadler	Ng	M	Ng	Ng
<i>Haliaeetus vociferoides</i>	Madagaskarseeadler	Ng	M	Ng	Ng
<i>Hieraaetus fasciatus</i>	Habichtsadler	Ng	M	Ng	Ng
<i>Milvus migrans</i>	Schwarzmilan	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Milvus milvus</i>	Rotmilan	Ng	M	Ng	Ng
<i>Neophron percnopterus</i>	Schmutzgeier	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Polyborus plancus</i>	Schopfkarakara	Ng	M	Ng	Ng

Sagittarius serpentarius	Sekretär	Ng	Wm	Ng	Ng
Accipiter gentilis	Habicht	Ng	Wnm	Ng	Ng

Tabelle 42: Ordnung Galliformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
	Wachteln	Nm	Ng	Ng	Ng
Aborofila orientalis	Sumatrabuschwachteln	?	M	Ng	Ng
Acryllium vulturinum	Geierperlhuhn	M	M	Ng	Ng
Arborofila	Waldrebhuhn	Ng	Wm	Ng	Ng
Parixi pauxi	Helmhokko	Ng	M	Ng	Ng
Gallus gallus domesticus	Legehybriden/Vorwerk/ Hampshire/Araukaner	M	Ng	Ng	Ng
Meleagris gallopavo	Truthuhn	Nm	M	Nm	M
Pavo cristatus	Pfau	Ng	M	M	Ng
Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	Ng	M	Ng	Ng
Tragopan satyra	Satyrtragopan	Nm	Ng	Ng	Ng

Tabelle 43: Ordnung Gruiformes und Psophiformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
	Zwergralle	Ng	M	Ng	Ng
Tetrapteryx paradisea	Paradieskranich	Ng	Wm	Wm	Ng
Arthropoides virgo	Jungfernkranich	Ng	M	Ng	Ng
Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkranich	Ng	M	Ng	Ng
Balearica pavonina	Kronenkranich	Ng	M	Ng	Ng
Balearica regulorum	Südafrikanischer Kronenkranich	Nm	Wm	Ng	Ng
Buggeranus carunculatus	Klunkerkränich	Ng	M	Ng	Ng
Grus antigone	Saruskranich	Ng	M	Ng	Ng
Grus grus	Graukranich	Nm	M	Ng	Ng
Grus vipio	Weißnackenkranich	Ng	Wm	Wm	Ng
Psophia crepitans	Graurückentrompetervogel	Ng	M	M	Ng

Tabelle 44: Ordnung Passeriformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	Ng	M	Ng	Ng
Corvus albicollis	Geierkrabe	Ng	M	Ng	Ng
Corvus corax	Kolkrabe	Ng	Wm	Ng	Ng
Cyanopica cyana	Blauelster	Nm	M	Ng	Ng

Anhang

Garrulus glandarius	Eichelhäher	Nm	M	Ng	Ng
Parvaria coronata	Rothaubenkardinal	Ng	Wm	Ng	Ng
Textor melanocephalus	Zwergkardinal	Ng	Wm	Ng	Ng
Paroaria coronata	Graukardinal	Nm	M	Ng	Ng
Carduelis carduelis	Stiglitz	Ng	M	Ng	Ng
Carpodacus rubicilla	Berggimpel	Ng	Wm	Ng	Ng
Pinicola enucleator	Hakengimpel	Ng	Wm	Ng	Ng
Fam. Furnariidae	Töpfervogel	Ng	M	Ng	Ng
Furnarius leucopus	Blaßfußstöpfer	Ng	Wm	Ng	Ng
Gracula religiosa	Beo	Nm	Nm	Nm	Nm
Leiothrix lutea	Sonnenvogel	Ng	?	Ng	Ng
Leucopsar rothschildi	Balistar	Nm	Nm	Nm	Nm
Sturnus melanopterus	Schwarzflügelstar	Ng	Wnm	Wnm	Ng
Sylvia borin	Gartengrasmücke	Ng	M	Ng	Ng
Sylvia nisoria	Sperbergrasmücke	Ng	Wm	Ng	Ng
Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	Ng	Wm	Ng	Ng
Garrulax	Schnurrbarthärting	Ng	Wm	Ng	Ng
Garrulax leucolophus	Weißhaubenhärting	Ng	M	Ng	Ng
Garrulax lidthi	Prachthäher	Nm	Wm	Ng	Ng
Garrulax ocellatus	Waldhäherling	Ng	M	Ng	Ng
Liocichla phoenicea	Karminflügelhärting	Ng	M	Ng	Ng
Luscinia luscinia	Sprosser	Ng	M	Ng	Ng
Luscinia megarhynchos	Nachtigall	Nm	M	Ng	Ng
Sturnus melanopterus	Schwarzflügelstar	Ng	Wnm	Wnm	Ng

Tabelle 45: Ordnung Piciformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
Ramphastos sulfuratus	Fischertukan	Ng	M	Ng	Ng
Ramphastos toco	Riesentukan	Ng	Wm	Ng	Ng
Ramphastos tow	Tow-Tukan	Ng	M	Ng	Ng
Ramphastos tucanus	Weißbrusttukan	Ng	Wm	Ng	Ng
Ramphastos vitellinus	Dottertukan/Gelbbrusttukan	Ng	Wm	Wm	Ng

Tabelle 46: Ordnung Rheiformes, Casuariformes und Apterygiformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
Pterocnemia pennata	Darwinnandu	Ng	Nm	Ng	Ng
Dromarius novaehollandiae	Emu	Ng	Wnm	Ng	Ng
Casuarus	Kasuar	Nm	Nm	Nm	Nm
Apteryx	Kiwi	Ng	Nm	Nm	Ng

Tabelle 47: Ordnung Sphenisciformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Spheniscus humboldti</i>	Humboldtpinguine	Ng	M	Ng	Ng

Tabelle 48: Ordnung Strigiformes

Wissenschaftliche Bezeichnung	Artbezeichnung	<i>DdeI</i>	<i>HaeIII</i>	<i>MboII</i>	<i>XhoI</i>
<i>Aegolius funereus</i>	Rauhfußkauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Asio flammeus</i>	Sumpfohreule	Ng	M	Ng	Ng
<i>Athene brama</i>	Bramakauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Athene noctua</i>	Steinkauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Bubo lacteus</i>	Milchuhu	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Bubo virginianus</i>	Kanadahu	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Bubo bubo</i>	Uhu	Ng	M	Ng	Ng
<i>Glaucidium passerinum</i>	Sperlingskauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Glaucidium perlatum</i>	Perlkauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Ninox novaseelandiae</i>	Kuckuckskauz	Nm	M	Ng	Ng
<i>Nyctea scandiaca</i>	Schneeule	Ng	M	Ng	Ng
<i>Otus lempiji</i>	Halsbandeule	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Ptilosis leucotis</i>	Weißgesichtsohreule	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Otus gunia</i>	Streifenwaldohreule	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Otus scops</i>	Zwergohreule	Ng	M	Ng	Ng
<i>Phodilus badius</i>	Maskeneule	Nm	M	Ng	Ng
<i>Pulsatrix perspicillata</i>	Brillenkauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Strix aluco</i>	Waldkauz	Ng	M	Wm	Ng
<i>Strix nebulosa</i>	Bartkauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Strix rufipes</i>	Rotfußkauz	Ng	Wm	Ng	Ng
<i>Strix ualensis</i>	Habichtskauz	Ng	M	Ng	Ng
<i>Sturnia ulula</i>	Sperbereule	Ng	M	Ng	Ng
<i>Tyto alba</i>	Schleiereule	Ng	M	Ng	Ng
<i>Tyto glaucops</i>	Silberschleiereule	Nm	M	Ng	Ng

9.6 Auflistung der Einzelvögel

Nachstehende Tabellen geben eine Auflistung aller untersuchten Vögel unter Angaben der wissenschaftlichen und deutschen Bezeichnung, der eingesetzten Materialien, und der Ergebnisse unter Verwendung der Enzyme *DdeI*, *HaeIII*, *MboII* und *XhoI* wieder.

In einigen Fällen konnten die Vögel aufgrund ungenügender Angaben der Vogelbesitzer nicht genau einer wissenschaftlichen Bezeichnung zugeordnet werden, so dass in manchen Fällen nur die Vogelgattung/-familie oder nur die deutsche Bezeichnung angegeben wurde.

Legende:

- ? Ergebnis nicht eindeutig einem Geschlecht zuzuordnen
- F+ untypisches weibliches Bandenmuster (siehe Abschnitt 4.3.4)
- F0 untypisches weibliches Bandenmuster (siehe Abschnitt 4.3.4)
- = Übereinstimmung der Geschlechter zwischen der Referenzmethode und der PCR-Methode
- ./. Differenzen zwischen den Ergebnissen der Referenzmethode und der PCR-Methode

9.6.1 Gattung *Alisterus*

Nr	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
1. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	F	Feder			
2. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	M	M	Feder			
3. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	F	Feder			
4. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	M	Feder			
5. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	M	Feder			
6. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	F	Feder			
7. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	M	Feder			
8. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	F	Feder			
9. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	F	Feder			
10. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	M	Feder			
11. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	M	Feder			
12. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	M	Feder			
13. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	F	Feder			
14. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	F	Feder			
15. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	M	Feder			
16. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	M	Feder			
17. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	M	Feder			
18. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	M	Feder			
19. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F	M	Feder	M	Besitzerang	=
20. Al	<i>Alisterus amboinensis</i>	Amboina-Königssittich	F0	F	Feder	F	Besitzerang	=
21. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	M	M	Feder			
22. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	F	F	Feder			
23. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	F	F	Feder			
24. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	F	F	Feder			
25. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	F	F	Feder			
26. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	M		Feder			
27. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	M		Feder			
28. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	M		Feder			
29. Al	<i>Alisterus chloropterus</i>	Grünflügel-Königssittich	F	F	Feder			
30. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	M	M	Feder			
31. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	M	M	Feder			
32. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	M	M	Feder			
33. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	M	M	Feder			
34. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	F	F	Blut			
35. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	F	F	Blut			
36. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	M	M	Blut			
37. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	F	F	Blut			
38. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	F	F	Blut			
39. Al	<i>Alisterus scapularis</i>	Königssittich	F	F	Blut			

9.6.2 Gattung Amazona - Amanzonen

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
1. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut	M	Sektion	=
2. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut	M	Sektion	=
3. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut	M	Zoogen	=
4. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut	F	Zoogen	=
5. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
6. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
7. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
8. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
9. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
10. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
11. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
12. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
13. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
14. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
15. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
16. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
17. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
18. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
19. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
20. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
21. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
22. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
23. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
24. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
25. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
26. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
27. A	Amazona spec.	Amazona			M	Feder			
28. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
29. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
30. A	Amazona spec.	Amazona			M M	Blut			
31. A	Amazona spec.	Amazona			F F	Blut			
32. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
33. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
34. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
35. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
36. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
37. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
38. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
39. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
40. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
41. A	Amazona spec.	Amazona			F	Blut			
42. A	Amazona spec.	Amazona			M	Blut			
43. A	Amazona spec.	Amazona	F		F	Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MboII	Ddel				
44. A	Amazona spec.	Amazona	F		F	Blut			
45. A	Amazona spec.	Amazona	F		F	Blut			
46. A	Amazona spec.	Amazona	M		M	Blut			
47. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
48. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
49. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
50. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
51. A	Amazona spec.	Amazona	F		F	Feder			
52. A	Amazona spec.	Amazona	M			Feder			
53. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
54. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
55. A	Amazona spec.	Amazona	?M			Feder			
56. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
57. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
58. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
59. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
60. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
61. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
62. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
63. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
64. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
65. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
66. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
67. A	Amazona spec.	Amazona	M			Feder			
68. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
69. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
70. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
71. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
72. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
73. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
74. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
75. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
76. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
77. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
78. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
79. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
80. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
81. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
82. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
83. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
84. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
85. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
86. A	Amazona spec.	Amazona	F			Blut			
87. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
88. A	Amazona spec.	Amazona	M			Blut			
89. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
90. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
91. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
92. A	Amazona spec.	Amazona	M			Feder			
93. A	Amazona spec.	Amazona	M			Feder			
94. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
95. A	Amazona spec.	Amazona	F			Feder			
96. A	Amazona festiva	Blaubartamazone	M			Feder			
97. A	Amazona festiva	Blaubartamazone	M			Feder			
98. A	Amazona festiva	Blaubartamazone	M			Feder			
99. A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut	F	Endoskopie	=
100.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut	F	Zoogen	=
101.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
102.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			?F	Blut			
103.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
104.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
105.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
106.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
107.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
108.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
109.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
110.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Feder			
111.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Feder			
112.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
113.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
114.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
115.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
116.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
117.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
118.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
119.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
120.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
121.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
122.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
123.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
124.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			F	Blut			
125.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone			M	Blut			
126.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F		F	Feder			
127.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
128.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
129.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
130.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
131.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
132.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M		M	Feder			
133.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	MM		M	Feder			
134.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
135.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
136.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
137.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
138.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
139.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
140.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
141.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?			Feder			
142.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
143.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
144.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
145.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?M			Feder			
146.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
147.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
148.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?FF			Feder			
149.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
150.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?M			Feder			
151.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
152.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
153.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?			Feder			
154.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?			Feder			
155.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
156.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?		? M	Feder			
157.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
158.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
159.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
160.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
161.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
162.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
163.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
164.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
165.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?F		F	Blut			
166.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
167.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
168.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
169.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
170.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
171.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
172.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
173.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?		M	Feder			
174.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?		F	Feder			
175.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
176.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?			Feder			
177.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
178.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
179.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?		F	Blut			
180.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
181.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
182.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
183.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
184.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
185.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
186.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
187.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
188.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
189.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
190.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
191.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
192.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
193.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
194.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
195.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?			Feder			
196.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
197.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
198.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
199.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
200.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
201.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
202.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
203.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?		F	Feder			
204.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
205.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
206.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
207.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
208.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
209.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
210.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
211.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
212.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
213.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
214.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
215.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
216.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
217.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
218.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
219.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
220.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
221.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
222.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
223.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
224.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
225.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
226.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
227.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
228.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
229.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
230.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
231.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
232.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
233.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
234.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
235.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
236.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
237.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
238.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
239.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?M		?	Blut			
240.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
241.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
242.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
243.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
244.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
245.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
246.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
247.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
248.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
249.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
250.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
251.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
252.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
253.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			
254.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
255.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
256.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
257.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
258.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
259.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
260.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
261.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
262.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	??			Feder			
263.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?M			Feder			
264.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?M			Feder			
265.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	?M			Feder			
266.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
267.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
268.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
269.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
270.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	??		M	Feder			
271.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
272.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
273.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
274.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
275.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
276.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
277.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
278.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
279.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
280.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
281.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
282.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
283.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
284.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
285.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
286.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
287.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
288.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Feder			
289.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	M			Blut			
290.A	Amazona aestiva	Blaustirnamazone	F			Feder			
291.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	M			Blut			
292.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	F			Blut			
293.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	M			Blut			
294.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	F			Blut			
295.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	F			Blut			
296.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	F			Blut			
297.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	M			Blut			
298.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	F			Blut			
299.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	M			Blut			
300.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	M			Blut			
301.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	F			Blut			
302.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	F			Feder			
303.A	Amazona aestiva	Rotbugamazone	M			Feder			
304.A	Amazona festiva bodini	Bodiniamazone	M			Feder			
305.A	Amazona festiva bodini	Bodiniamazone	F			Feder			
306.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.			F	Blut			
307.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.			M	Blut			
308.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.			M	Blut			
309.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F			Feder			
310.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M			Blut			
311.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M			Feder			
312.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F			Feder			
313.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M			Feder			
314.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F			Blut			
315.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F			Feder			
316.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M			Feder			
317.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F			Feder			
318.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F			Feder			
319.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M			Feder			
320.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F			Feder			
321.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M			Feder			
322.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M			Feder			
323.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	F	F		Blut			
324.A	Amazona ochro. oratrix	Doppelgelbkopfamaz.	M	M		Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
325.A	Amazona autumnalis lilacina	Equador Amazone	?		?	Blut			
326.A	Amazona autumnalis lilacina	Equador Amazone	F			Feder			
327.A	Amazona autumnalis lilacina	Equador Amazone	F			Feder			
328.A	Amazona autumnalis lilacina	Equador Amazone	M			Feder			
329.A	Amazona autumnalis lilacina	Equador Amazone	?F		?	Feder			
330.A	Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	F			Feder			
331.A	Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	F			Feder			
332.A	Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	M			Feder			
333.A	Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	F			Feder			
334.A	Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	F			Feder			
335.A	Amazona barbadensis	Gelbflügelamazone	M			Feder			
336.A	Amazona barbadensis	Gelbschulteramazone	F			Feder			
337.A	Amazona aestiva xanthopteryx	Gelbflügel-Blaustirnamazone	F			Feder			
338.A	Amazona aestiva xanthopteryx	Gelbflügel-Blaustirnamazone	M			Feder			
339.A	Amazona aestiva xanthopteryx	Gelbflügel-Blaustirnamazone	F			Feder			
340.A	Amazona aestiva xanthopteryx	Gelbflügel-Blaustirnamazone	F			Feder			
341.A	Amazona oratrix	Gelbkopfamazone			M	Blut	M	Endoskopie	=
342.A	Amazona oratrix	Gelbkopfamazone	F			Blut			
343.A	Amazona oratrix	Gelbkopfamazone	M			Feder			
344.A	Amazona oratrix	Gelbkopfamazone	F			Feder			
345.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	M			Blut			
346.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	?		M	Feder			
347.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	M			Blut			
348.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	M			Blut			
349.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	MM		F	Feder			
350.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	M			Blut			
351.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	F			Blut			
352.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	M			Feder			
353.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazone	M			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
354.A	Amazona ochrocephala ochrocephala	Gelbscheitelamazonen	F			Feder			
355.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone			M	Blut	F	Zoogen	≠
356.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone			F	Blut	F	Zoogen	=
357.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone			M	Blut			
358.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	F		?F	Blut			
359.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Blut			
360.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Feder			
361.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	?		?	Feder			
362.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	?M			Feder			
363.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Feder			
364.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Blut			
365.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Feder			
366.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Feder			
367.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Feder			
368.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	??		F	Feder			
369.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	F			Feder			
370.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	F			Feder			
371.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	?			Feder			
372.A	Amazona ochrocephala	Gelbstirnamazone	M			Feder			
373.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	F			Blut			
374.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	F			Blut			
375.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	F			Blut			
376.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	M			Blut			
377.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	F			Blut			
378.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	F			Blut			
379.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	F			Feder			
380.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	M			Feder			
381.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	F			Feder			
382.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	M			Feder			
383.A	Amazona auropaliatta	Gelbnackenamazone	M			Feder			
384.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone			F	Blut	F	Zoogen	=
385.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone			F	Blut			
386.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone			F	Blut			
387.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone			M	Blut			
388.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone			F	Blut			
389.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone			M	Blut			
390.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Blut			
391.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
392.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
393.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
394.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
395.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
396.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Blut			
397.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
398.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
399.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
400.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
401.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
402.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
403.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
404.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	?M			Blut			
405.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
406.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
407.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	?		F	Feder			
408.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
409.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
410.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
411.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
412.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
413.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
414.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
415.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	?		M	Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
416.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	F			Feder			
417.A	Amazona autumnalis autumnalis	Gelbwangenamazone	M			Feder			
418.A	Amazona viridigenalis	Grünwangenamazone	M			Blut			
419.A	Amazona viridigenalis	Grünwangenamazone	F			Feder			
420.A	Amazona viridigenalis	Grünwangenamazone	M			Feder			
421.A	Amazona viridigenalis	Grünwangenamazone	M			Feder			
422.A	Amazona viridigenalis	Grünwangenamazone	F			Feder			
423.A	Amazona farinosa guatemalae	Guatemalaamazone	?M		M	Feder			
424.A	Amazona farinosa guatemalae	Guatemalaamazone	?		M M	Feder			
425.A	Amazona farinosa guatemalae	Guatemalaamazone	M			Feder			
426.A	Amazona farinosa guatemalae	Guatemalaamazone	M		M	Feder			
427.A	Amazona ventralis	Haitiamazone	F			Feder			
428.A	Amazona ventralis	Haitiamazone	F			Feder			
429.A	Amazona ventralis	Haitiamazone	M			Feder			
430.A	Amazona ventralis	Haitiamazone	M			Feder			
431.A	Amazona ventralis	Haitiamazone	M			Feder			
432.A	Amazona ventralis	Haitiamazone	F			Feder			
433.A	Amazona ventralis	Haitiamazone	?F		F	Feder			
434.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone			M	Blut			
435.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone			F	Blut			
436.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone			M	Blut			
437.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone			F	Blut			
438.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone			M	Blut			
439.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone			F	Blut			
440.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Blut			
441.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Blut			
442.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Blut			
443.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Blut			
444.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Blut			
445.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Blut			
446.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Blut			
447.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Blut			
448.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Blut			
449.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Blut			
450.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Feder			
451.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Feder			
452.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Feder			
453.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Feder			
454.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	??			Feder			
455.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Feder			
456.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
457.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	?		M	Feder			
458.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Blut			
459.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Blut			
460.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Blut			
461.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Feder			
462.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Feder			
463.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Feder			
464.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F			Feder			
465.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	?			Feder			
466.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	?			Feder			
467.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M			Feder			
468.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	M	M		Feder			
469.A	Amazona leucocephala	Kubaamazone	F	F		Feder			
470.A	Amazona farinosa	Mülleramazone			M	Blut	M	Endoskopie	=
471.A	Amazona farinosa	Mülleramazone			M	Feder	M	Endoskopie	=
472.A	Amazona farinosa	Mülleramazone			M	Feder	M	Endoskopie	=
473.A	Amazona farinosa	Mülleramazone			M	Blut			
474.A	Amazona farinosa	Mülleramazone	F			Feder			
475.A	Amazona farinosa	Mülleramazone	F			Feder			
476.A	Amazona farinosa	Mülleramazone	F			Feder			
477.A	Amazona farinosa	Mülleramazone	?			Feder			
478.A	Amazona farinosa	Mülleramazone	F			Blut			
479.A	Amazona farinosa	Mülleramazone	?		M	Feder			
480.A	Amazona farinosa	Mülleramazone	?		M	Feder			
481.A	Amazona ochrocephala panamensis	Panama Amazone			M	Blut	F?	Besitzerang	≠
482.A	Amazona ochrocephala panamensis	Panama Amazone			M	Blut	M	Endoskopie	=
483.A	Amazona ochrocephala panamensis	Panama Amazone	??			Feder			
484.A	Amazona ochrocephala panamensis	Panama Amazone	M			Feder			
485.A	Amazona ochrocephala panamensis	Panama Amazone	M			Blut			
486.A	Amazona ochrocephala panamensis	Panama Amazone	F			Blut			
487.A	Amazona ochrocephala panamensis	Panama Amazone	F			Blut			
488.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone			M	Blut			
489.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	F			Feder			
490.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	M			Feder			
491.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	F			Feder			
492.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	M			Feder			
493.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	M			Feder			
494.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	F			Feder			
495.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	?		F	Feder			
496.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	F			Feder			
497.A	Amazona vinacea	Taubenhalsamazone	F			Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
498.A	Amazona ochrocephala tresmariae	Tres Marias Amazone	M			Blut			
499.A	Amazona ochrocephala tresmariae	Tres Marias Amazone	F			Blut			
500.A	Amazona ochrocephala tresmariae	Tres Marias Amazone	F			Blut			
501.A	Amazona ochrocephala tresmariae	Tres Marias Amazone	M			Blut			
502.A	Amazona tucumana	Tucumanamazone			M	Blut	M	Sektion	=
503.A	Amazona tucumana	Tucumanamazone	F			Feder			
504.A	Amazona tucumana	Tucumanamazone	F			Feder			
505.A	Amazona tucumana	Tucumanamazone	F			Feder			
506.A	Amazona tucumana	Tucumanamazone	F			Blut			
507.A	Amazona tucumana	Tucumanamazone	F			Feder			
508.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone			M	Blut			
509.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone			? M	Blut			
510.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F		F	Feder			
511.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Blut			
512.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M			Feder			
513.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	?M			Feder			
514.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
515.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
516.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
517.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Blut			
518.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Blut			
519.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
520.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
521.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M			Feder			
522.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	??			Feder			
523.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
524.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Blut			
525.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M			Feder			
526.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Blut			
527.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
528.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M			Feder			
529.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
530.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	??		M	Feder			
531.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	?		M	Feder			
532.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	?		M	Feder			
533.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M			Feder			
534.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	?		M	Feder			
535.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
536.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M			Feder			
537.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
538.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	F			Feder			
539.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazone	M			Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
540.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	M			Feder			
541.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	M			Feder			
542.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	??			Feder			
543.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	?		M	Feder			
544.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	F			Feder			
545.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	M		M	Feder			
546.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	F			Blut			
547.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	F			Blut			
548.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	F			Blut			
549.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	?		M	Feder			
550.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	M			Blut			
551.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	M			Feder			
552.A	Amazona amazonica	Venezuelaamazonie	F			Feder			
553.A	Amazona albifrons	Weisstirnamazone	F			Blut			
554.A	Amazona albifrons	Weisstirnamazone	M			Feder			
555.A	Amazona albifrons	Weisstirnamazone	M			Blut			
556.A	Amazona albifrons	Weisstirnamazone	F			Feder			
557.A	Amazona albifrons	Weisstirnamazone	F			Feder			
558.A	Amazona albifrons	Weisstirnamazone	M			Feder			
559.A	Amazona salvini	Salvins Amazone			F	Blut	F	Endoskopie	=

9.6.3 Gattung Ara - Aras

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MboII	Ddel				
1. Ar	Ara spec.	Ara			F	Blut	F	Zoogen	=
2. Ar	Ara spec.	Ara			M	Blut	M	Zoogen	=
3. Ar	Ara spec.	Ara			F	Blut	F	Zoogen	=
4. Ar	Ara spec.	Ara			M	Blut	M	Zoogen	=
5. Ar	Ara spec.	Ara			F	Blut			
6. Ar	Ara spec.	Ara			F	Blut			
7. Ar	Ara spec.	Ara			F	Blut			
8. Ar	Ara spec.	Ara			M	Blut			
9. Ar	Ara spec.	Ara			F	Blut			
10. Ar	Ara spec.	Ara			M	Blut			
11. Ar	Ara spec.	Ara	M		M	Blut			
12. Ar	Ara spec.	Ara	F		F	Blut			
13. Ar	Ara spec.	Ara	M		M	Blut			
14. Ar	Ara spec.	Ara	M		M	Blut			
15. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
16. Ar	Ara spec.	Ara	M			Feder			
17. Ar	Ara spec.	Ara	F			Feder			
18. Ar	Ara spec.	Ara	M			Feder			
19. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
20. Ar	Ara spec.	Ara	F			Feder			
21. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
22. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
23. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
24. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
25. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
26. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
27. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
28. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
29. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
30. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
31. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
32. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
33. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
34. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
35. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
36. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
37. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
38. Ar	Ara spec.	Ara	F			Blut			
39. Ar	Ara spec.	Ara	F		F	Feder			
40. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
41. Ar	Ara spec.	Ara	M			Blut			
42. Ar	Ara spec.	Gelbkopfara	F			Blut			
43. Ar	Ara spec.	Großer Rohr Ara	F			Feder			
44. Ar	Ara spec.	Roter Ara			M	Feder			
45. Ar	Ara spec.	Roter Ara	M			Feder			
46. Ar	Ara spec.	Mischlingsara			M	Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
47. Ar	Ara spec.	Mischlingsara			F	Feder			
48. Ar	Ara spec.	Mischlingsara	F			Blut			
49. Ar	Anodorhynchus hyacinthinus	Hyazinthara			F	Blut			
50. Ar	Anodorhynchus hyacinthinus	Hyazinthara	M		M	Blut			
51. Ar	Anodorhynchus hyacinthinus	Hyazinthara	M		M	Feder			
52. Ar	Anodorhynchus hyacinthinus	Hyazinthara	F			Feder			
53. Ar	Anodorhynchus hyacinthinus	Hyazinthara	M			Feder			
54. Ar	Anodorhynchus hyacinthinus	Hyazinthara	F			Feder			
55. Ar	Ara ambigua	Bechsteinara	M			Feder			
56. Ar	Ara ambigua	Bechsteinara	F			Feder			
57. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
58. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
59. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
60. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
61. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
62. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
63. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
64. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
65. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
66. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
67. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
68. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
69. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
70. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
71. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
72. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut	M	Zoogen	=
73. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut	M	Zoogen	=
74. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut	M	Zoogen	=
75. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
76. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Feder			
77. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Feder			
78. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			F	Feder			
79. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Feder			
80. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			F	Feder			
81. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			F	Blut			
82. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
83. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
84. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Feder			
85. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
86. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Blut			
87. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			F	Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
88. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Feder			
89. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara			M	Feder			
90. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M		M	Blut			
91. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M		M	Blut			
92. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F		F	Blut			
93. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
94. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
95. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	?			Feder			
96. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
97. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
98. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
99. Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
100.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
101.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
102.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
103.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
104.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
105.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
106.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
107.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
108.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	?		?	Feder			
109.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
110.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M M			Blut			
111.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
112.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
113.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
114.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
115.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
116.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
117.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
118.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
119.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
120.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	??		?	Feder			
121.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Blut			
122.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
123.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
124.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
125.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
126.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Blut			
127.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	?M			Feder			
128.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
129.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
130.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
131.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
132.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
133.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
134.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Blut			
135.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
136.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
137.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
138.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
139.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
140.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
141.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
142.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
143.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
144.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
145.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
146.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Feder			
147.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Feder			
148.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	?		M	Feder			
149.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
150.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M			Blut			
151.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F			Blut			
152.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F		?	Feder			
153.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	M	M		Feder			
154.Ar	Ara ararauna	Gelbbrustara	F	F		Feder			
155.Ar	Ara auricollis	Goldnackenara			M	Blut			
156.Ar	Ara auricollis	Goldnackenara	M			Feder			
157.Ar	Ara auricollis	Goldnackenara	M			Feder			
158.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara			M	Blut			
159.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara			F	Blut			
160.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara			F	Feder			
161.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	F		F	Feder			
162.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	M		M	Feder			
163.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	M			Feder			
164.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	M			Blut			
165.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	M			Blut			
166.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	M			Blut			
167.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	F			Blut			
168.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	?M		?	Feder			
169.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	M		M	Feder			
170.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara	M			Feder			
171.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara	F			Feder			
172.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara	F			Feder			
173.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara	M			Feder			
174.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara	F			Feder			
175.Ar	Ara chloroptera	Dunkelroter Ara	F			Feder			
176.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara	M			Feder			
177.Ar	Ara chloroptera	Grünflügelara	F			Feder			
178.Ar	Ara glaucogularis	Blauehlara	F			Feder			
179.Ar	Ara macao	Hellroter Ara			M	Feder			
180.Ar	Ara macao	Hellroter Ara			M	Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
181.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	M			Feder			
182.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	F			Feder			
183.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	F			Feder			
184.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	F			Blut			
185.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	F			Feder			
186.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	F			Feder			
187.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	F			Feder			
188.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	M			Feder			
189.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	M			Feder			
190.Ar	Ara macao	Hellroter Ara	M			Feder			
191.Ar	Ara manilata	Rotbauchara	F			Feder			
192.Ar	Ara manilata	Rotbauchara	F			Feder			
193.Ar	Ara manilata	Rotbauchara	F			Feder			
194.Ar	Ara manilata	Rotbauchara	F			Feder			
195.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	M		M	Blut			
196.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	F		F	Blut			
197.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	M			Feder			
198.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	M			Feder			
199.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	F			Feder			
200.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	M			Blut			
201.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	F			Feder			
202.Ar	Ara maracana	Rotrückenara	M			Feder			
203.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
204.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
205.Ar	Ara maracana	Maracana			M	Blut			
206.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
207.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
208.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
209.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
210.Ar	Ara maracana	Maracana			M	Blut			
211.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
212.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
213.Ar	Ara maracana	Maracana			F	Blut			
214.Ar	Ara maracana	Maracana			M	Blut			
215.Ar	Ara maracana	Maracana	F			Feder			
216.Ar	Ara militaris	Soldatenara	M			Feder			
217.Ar	Ara militaris	Soldatenara	M			Feder			
218.Ar	Ara militaris	Soldatenara	M			Feder			
219.Ar	Ara militaris	Soldatenara	F			Feder			
220.Ar	Ara militaris	Soldatenara	F			Feder			
221.Ar	Ara militaris	Soldatenara	F			Feder			
222.Ar	Ara nobilis	Zwergara			F	Blut	M	Zoogen	≠
223.Ar	Ara nobilis	Zwergara			F	Blut	F	Zoogen	=
224.Ar	Ara nobilis	Zwergara			F	Blut	F	Zoogen	=
225.Ar	Ara nobilis	Zwergara			M	Blut	M	Zoogen	=
226.Ar	Ara nobilis	Zwergara			M	Blut	M	Zoogen	=
227.Ar	Ara nobilis	Zwergara			F	Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
228.Ar	Ara nobilis	Zwergara	F		F	Blut			
229.Ar	Ara nobilis	Zwergara	M		M	Blut			
230.Ar	Ara nobilis	Zwergara	F			Feder			
231.Ar	Ara nobilis	Zwergara	M			Feder			
232.Ar	Ara nobilis	Zwergara	F			Feder			
233.Ar	Ara nobilis	Zwergara	M			Feder			
234.Ar	Ara nobilis	Zwergara	?		M	Feder			
235.Ar	Ara nobilis	Zwergara	M			Feder			
236.Ar	Ara nobilis	Zwergara	F			Feder			
237.Ar	Ara nobilis	Zwergara	F			Feder			
238.Ar	Ara nobilis	Zwergara	M			Feder			
239.Ar	Ara nobilis nobilis	Hahnenzwergara	M		M	Blut			
240.Ar	Ara nobilis nobilis	Hahnenzwergara	M		M	Feder			
241.Ar	Ara nobilis nobilis	Hahnenzwergara	F			Feder			
242.Ar	Ara nobilis nobilis	Hahnenzwergara	F		F	Feder			
243.Ar	Ara nobilis nobilis	Hahnenzwergara	M			Feder			
244.Ar	Ara nobilis nobilis	Hahnenzwergara	F			Feder			
245.Ar	Ara rubrogenys	Rotohrara	M		M	Feder			
246.Ar	Ara rubrogenys	Rotohrara	M		M	Feder			
247.Ar	Ara rubrogenys	Rotohrara	M			Blut			
248.Ar	Ara severa	Rotbugara	M			Feder			
249.Ar	Ara severa	Rotbugara	F			Feder			
250.Ar	Ara severa	Rotbugara	F			Feder			
251.Ar	Ara severa	Rotbugara	M			Feder			
252.Ar	Ara severa	Rotbugara	F			Feder			

9.6.4 Gattung Aratinga

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
1. At	Aratinga aurea	Goldstirnsittich	F			Feder			
2. At	Aratinga aurea	Goldstirnsittich	M			Feder			
3. At	Aratinga auricapilla	Goldscheitelsittich			M	Blut			
4. At	Aratinga auricapilla	Goldscheitelsittich	F		F	Blut			
5. At	Aratinga canicularis	Elfenbeinsittich	F	F	F	Feder			
6. At	Aratinga canicularis	Elfenbeinsittich	M	M	M	Feder			
7. At	Aratinga erythrogenys	Guayaquilsittich	F			Feder			
8. At	Aratinga erythrogenys	Guayaquilsittich	F			Feder			
9. At	Aratinga erythrogenys	Guayaquilsittich	F			Feder			
10. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	F			Blut			
11. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	F			Blut			
12. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	F			Blut			
13. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	M			Blut			
14. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	F			Blut			
15. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	M			Blut			
16. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	F			Blut			
17. At	Aratinga finschi	Veraguasittich	F			Blut			
18. At	Aratinga guarouba	Goldsittich	M			Blut			
19. At	Aratinga guarouba	Goldsittich	M			Blut			
20. At	Aratinga guarouba	Goldsittich	F			Feder			
21. At	Aratinga guarouba	Goldsittich	F			Feder			
22. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich			F	Blut			
23. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	F		F	Feder			
24. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	F		F	Feder			
25. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	M			Feder			
26. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	F			Feder			
27. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	F			Feder			
28. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	M			Feder			
29. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	M			Feder			
30. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	F			Feder			
31. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	M			Feder			
32. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	F			Feder			
33. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich?	F			Feder			
34. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich?	F			Feder			
35. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	F			Blut			
36. At	Aratinga jandaya	Jendayasittich	M		M	Feder			
37. At	Aratinga mitrata	Rotmaskensittich	F		M	Blut	M	Zoogen	=
38. At	Aratinga mitrata	Rotmaskensittich	F		F	Blut			
39. At	Aratinga mitrata	Rotmaskensittich	F			Feder			
40. At	Aratinga mitrata	Rotmaskensittich	?M		M	Feder			
41. At	Aratinga nana	Aztekensittich	F			Feder			
42. At	Aratinga nana	Aztekensittich	F			Feder			
43. At	Aratinga nana	Aztekensittich	M			Feder			
44. At	Aratinga nana	Aztekensittich	M			Feder			
45. At	Aratinga pertinax	Braunwangensittich	M		M	Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
46. At	Aratinga pertinax	Braunwangensittich	?M			Feder			
47. At	Aratinga pertinax	Braunwangensittich	M			Feder			
48. At	Aratinga pertinax	Braunwangensittich	M			Feder			
49. At	Aratinga pertinax	Braunwangensittich	M			Feder			
50. At	Aratinga pertinax	Braunwangensittich	M			Feder			
51. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			F	Blut	F	Zoogen	=
52. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			M	Blut	M	Zoogen	=
53. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			M	Blut	M	Zoogen	=
54. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			F	Blut	F	Zoogen	=
55. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			M	Blut			
56. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			F	Blut			
57. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			M	Blut			
58. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			F	Blut			
59. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			M	Blut			
60. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich			F	Blut			
61. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
62. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
63. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
64. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
65. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
66. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
67. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
68. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
69. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
70. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
71. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
72. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
73. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
74. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
75. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
76. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Blut			
77. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
78. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
79. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
80. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
81. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Blut			
82. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
83. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
84. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
85. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Feder			
86. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
87. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	F			Blut			
88. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Blut			
89. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M		M	Feder			
90. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
91. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			
92. At	Aratinga solstitialis	Sonnensittich	M			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
93. At	<i>Aratinga solitialis</i>	Sonnensittich	F			Feder			
94. At	<i>Aratinga wagleri</i>	Columbiasittich	F			Feder			
95. At	<i>Aratinga wagleri</i>	Columbiasittich	M			Feder			
96. At	<i>Aratinga wagleri frontata</i>	Perusittich	F			Feder			
97. At	<i>Aratinga wagleri frontata</i>	Perusittich	M			Feder			
98. At	<i>Aratinga wagleri frontata</i>	Perusittich	M			Feder			
99. At	<i>Aratinga wagleri frontata</i>	Perusittich	F			Feder			

Anhang

9.6.5 Familie Cacatuidae - Kakadus

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MboII	Ddel				
1. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten.	M			Blut			
2. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Blut			
3. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Blut			
4. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Blut			
5. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
6. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
7. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Blut			
8. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Blut			
9. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
10. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Blut			
11. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
12. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
13. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
14. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
15. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Feder			
16. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Feder			
17. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Feder			
18. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Blut			
19. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Blut			
20. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Feder			
21. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	M			Feder			
22. K	Cacatua spec.	Kakadu Arten	F			Feder			
23. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	M			Blut		Zoogen	
24. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	M			Feder			
25. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	M			Blut			
26. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	M			Blut			
27. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	M			Feder			
28. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	F			Blut			
29. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	M		F+	Feder			
30. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	M			Feder	M	Besitzerang	=
31. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	F			Feder	F	Besitzerang	=
32. K	Cacatua alba	Weißhaubenkakadu	F	F		Feder	F	Besitzerang	=
33. K	Cacatua ducorps	Salmonenkakadu	?M			Feder			
34. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
35. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F		F+	Blut	F	Zoogen	=
36. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Blut	M	Zoogen	=
37. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Blut	M	Zoogen	=
38. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Blut			
39. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Blut			
40. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	?			Feder			
41. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
42. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Blut			
43. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
44. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Blut			
45. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	?M			Feder			
46. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeII	MbolI	Ddel				
47. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Blut			
48. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
49. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
50. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
51. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
52. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
53. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
54. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
55. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
56. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
57. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
58. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	FF			Feder			
59. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M		F+	Feder			
60. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
61. K	Cacatua galerita	Gelbhaubenkakadu	M			Feder	M	Sektion	=
62. K	Cacatua galerita triton	Triton Kakadu	F			Feder			
63. K	Cacatua galerita triton	Triton Kakadu	?M			Blut			
64. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	F			Blut			
65. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	M			Blut			
66. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	F			Feder			
67. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	F			Feder			
68. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	M			Feder			
69. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	M			Blut			
70. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	M	M		Feder			
71. K	Cacatua goffini	Goffin-Kakadu	F	F		Feder			
72. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	F		F+	Blut	F	Zoogen	=
73. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	F		F+	Blut	F	Zoogen	=
74. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
75. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
76. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	M			Feder			
77. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	F			Feder			
78. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	F			Blut			
79. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	M			Feder			
80. K	Cacatua leadbeateri	Inkakakadu	M	M		Feder			
81. K	Cacatua moluccensis	Molukken Kakadu	F			Blut	F	Paar zu 82K	=
82. K	Cacatua moluccensis	Molukken Kakadu	M			Blut	M	Paar zu 81K	=
83. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	F			Blut	F	Besitzerang , Zoogen	=
84. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
85. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	M			Blut			
86. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	F			Blut			
87. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	F			Feder			
88. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	F			Blut			
89. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	M M			Feder			
90. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	?			Feder			
91. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	M			Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeII	MbolI	Ddel				
92. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	F			Blut			
93. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	M			Feder			
94. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	F			Blut			
95. K	Cacatua moluccensis	Molukkenkakadu	M			Blut			
96. K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	F			Blut	F	Zoogen	=
97. K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	?			Feder			
98. K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	M			Feder			
99. K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	?			Feder			
100.K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	M			Feder			
101.K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	F			Feder			
102.K	Cacatua sanguinea=97.K	Nacktaugenkakadu	M			Feder			
103.K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	F			Feder			
104.K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	F			Feder			
105.K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	F	F		Feder			
106.K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	M	M		Feder			
107.K	Cacatua sanguinea	Nacktaugenkakadu	M	M		Feder			
108.K	Cacatua sulphurea	Kl. Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
109.K	Cacatua sulphurea	Kl. Gelbhaubenkakadu	F			Feder			
110.K	Cacatua sulphurea	Kl. Gelbhaubenkakadu	M			Feder			
111.K	Cacatua sulphurea	Gelbwangenkakadu	?			Feder			
112.K	Cacatua sulphurea	Gelbwangenkakadu	M			Feder			
113.K	Cacatua sulphurea	Gelbwangenkakadu	M			Blut			
114.K	Cacatua sulphurea	Gelbwangenkakadu	F			Blut			
115.K	Cacatua sulphurea	Gelbwangenkakadu	F			Blut			
116.K	Cacatua sulphurea	Gelbwangenkakadu	F			Blut			
117.K	Cacatua sulphurea	Gelbwangenkakadu	M			Blut			
118.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
119.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	F			Feder			
120.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	F			Feder			
121.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	M			Feder			
122.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	F			Feder			
123.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	M		F+	Feder			
124.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	M			Blut			
125.K	Cacatua sulphurea citrinocristata	Orangenhaubenkakadu	F			Blut			
126.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F		F+	Blut	F	Irisfarbe	=
127.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M		F+	Blut	F	Endoskopie + Irisfarbe	≠
128.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
129.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeII	MbolI	Ddel				
130.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F		F+	Blut	F	Zoogen	=
131.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
132.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
133.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
134.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
135.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Blut			
136.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
137.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
138.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Blut			
139.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
140.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
141.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
142.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
143.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
144.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
145.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
146.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
147.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
148.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
149.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
150.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
151.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
152.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
153.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Blut			
154.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
155.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
156.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
157.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
158.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
159.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
160.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
161.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
162.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
163.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
164.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
165.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
166.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
167.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
168.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
169.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
170.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
171.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
172.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
173.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
174.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
175.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
176.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeII	MbolI	Ddel				
177.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
178.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	?,F			Feder			
179.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
180.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
181.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
182.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
183.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
184.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	?			Feder			
185.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
186.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
187.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
188.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
189.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
190.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
191.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
192.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
193.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
194.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
195.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
196.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	?M			Feder			
197.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
198.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
199.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	???			Feder			
200.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
201.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
202.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
203.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
204.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
205.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	?M			Blut			
206.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
207.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
208.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
209.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
210.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
211.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
212.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
213.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Feder			
214.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
215.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
216.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F			Blut			
217.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Blut			
218.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	?			Feder			
219.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
220.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M			Feder			
221.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	M	M		Feder			
222.K	Eolophus roseicapillus	Rosakakadu	F	F		Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeIII	MbolI	Ddel				
223.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	FF			Feder			
224.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	M M			Feder			
225.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	M			Blut	M	Zoogen	=
226.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
227.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
228.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
229.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
230.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	M			Feder			
231.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
232.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
233.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
234.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
235.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	F			Feder			
236.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	M			Feder			
237.K	Nymphicus hollandicus	Nymphensittich	M			Feder			
238.K	Probosciger aterrimus	Palmkakadu	F			Feder			
239.K	Probosciger aterrimus	Palmkakadu	M			Feder			

9.6.6 Unterfamilie Loriculinae - Unzertrennlich, Agaporniden

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
1. Ag	Agapornis sp.	Agapornide	M		Feder			
2. Ag	Agapornis sp.	Agapornide	F		Feder			
3. Ag	Agapornis sp.	Agapornide	F		Feder			
4. Ag	Agapornis sp.	Agapornide	F		Feder			
5. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Feder			
6. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Feder			
7. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	M		Feder			
8. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Blut			
9. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Blut			
10. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Blut			
11. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	M		Blut			
12. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Blut			
13. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	M		Blut			
14. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Blut			
15. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Feder			
16. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	M		Feder			
17. Ag	Agapornis fischeri	Pfirsichköpfchen	F		Feder			
18. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	M		Feder			
19. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	M		Feder			
20. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	M		Feder			
21. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	M		Feder			
22. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	M		Feder			
23. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	M		Feder			
24. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	F		Feder			
25. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	F		Feder			
26. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	F		Feder			
27. Ag	Agapornis lilianae	Erdbeerköpfchen	F		Feder			
28. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	F		Feder			
29. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	M		Feder			
30. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	M		Feder			
31. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	F		Feder			
32. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	M		Feder			
33. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	M		Feder			
34. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	M		Feder			
35. Ag	Agapornis personata	Schwarzköpfchen	M		Blut			
36. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F	F+	Feder			
37. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
38. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
39. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
40. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
41. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
42. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
43. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
44. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
45. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
46. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
47. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
48. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
49. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
50. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
51. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
52. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
53. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Blut			
54. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Blut			
55. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
56. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
57. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	?		Feder			
58. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
59. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
60. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
61. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
62. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
63. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
64. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Feder			
65. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	F		Feder			
66. Ag	Agapornis roseicollis	Rosenköpfchen	M		Blut			
67. Ag	Loriculus	Fledermauspapagei	M		Blut			
68. Ag	Loriculus	Fledermauspapagei	F		Blut			
69. Ag	Loriculus	Fledermauspapagei	F		Blut			
70. Ag	Loriculus	Fledermauspapagei	F		Blut			

9.6.7 Familie Loridae - Loris

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MboII	Ddel				
1. L	Chalcopsitta cardinalis	Kardinallori	M			Blut			
2. L	Chalcopsitta sintillata	Schimmerlori	F			Feder			
3. L	Chalcopsitta sintillata	Schimmerlori	M			Feder			
4. L	Charmosyna papou	Papualori	M		M	Blut			
5. L	Charmosyna papou	Papualori	M		M	Blut			
6. L	Charmosyna papou	Papualori	M			Blut			
7. L	Eos bornea	Rotlori			M	Blut	M	Zoogen	=
8. L	Eos bornea	Rotlori	F		F	Blut			
9. L	Eos bornea	Rotlori	M		M	Blut			
10. L	Eos bornea	Rotlori	F			Blut			
11. L	Eos bornea	Rotlori	F			Feder			
12. L	Eos cyanogenia	Schwarzschilderlori/B lauohr-lori	M		M	Blut			
13. L	Eos cyanogenia	Schwarzschilderlori	M		M	Feder			
14. L	Eos esquamata	Kapuzenlori	M			Feder			
15. L	Eos reticulata	Strichellori	F			Feder			
16. L	Eos reticulata	Strichellori	M			Feder			
17. L	Eos semilarvata	Halbmaskenlori	M			Feder			
18. L	Eos semilarvata	Halbmaskenlor	F			Feder			
19. L	Eos semilarvata	Blauohrlori	M		M	Feder			
20. L	Glossopsitta concinna	Moschuslori	M			Feder			
21. L	Glossopsitta concinna	Moschuslori	M			Feder			
22. L	Glossopsitta concinna	Moschuslori	F		F	Feder			
23. L	Glossopsitta concinna	Moschuslori	M		?	Feder			
24. L	Glossopsitta concinna	Moschuslori	M			Feder			
25. L	Glossopsitta concinna	Moschuslori	F			Feder			
26. L	Glossopsitta concinna	Moschuslori	M		M	Feder			
27. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	M			Feder			
28. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	F			Feder			
29. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	F		F	Blut			
30. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	M		M	Blut			
31. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	F		F	Feder			
32. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	F		F	Feder			
33. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	F			Feder			
34. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	M			Blut			
35. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	M			Feder			
36. L	Lorius chlorocercus	Grünschwanzlori	F			Feder			
37. L	Lorius domicella	Erzlori	?		F	Feder			
38. L	Lorius domicella	Erzlori	?		F	Feder			
39. L	Lorius domicella	Erzlori	?		F	Feder			
40. L	Lorius domicella	Erzlori	M		M	Feder			
41. L	Lorius garrulus	Gelbmantellori	F		F	Blut			
42. L	Lorius garrulus	Prachtlori	M		M	Blut			
43. L	Lorius garrulus	Prachtlori	F		F	Blut			
44. L	Lorius garrulus	Prachtlori	M			Blut			
45. L	Lorius garrulus	Prachtlori	F			Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
46. L	Lorius garrulus	Gelbmantellori	F		F	Blut			
47. L	Lorius garrulus	Gelbmantellori	F			Feder			
48. L	Lorius garrulus	Gelbmantellori	F			Feder			
49. L	Lorius garrulus	Gelbmantellori	M			Feder			
50. L	Lorius hypoinochrous	Schwarzsteißlori	M			Feder			
51. L	Lorius lory	Frauenlori	M			Feder			
52. L	Neopsittacus pullicauda	Smaragdgalori	F			Feder			
53. L	Neopsittacus pullicauda	Smaragdgalori	F			Feder			
54. L	Neopsittacus pullicauda	Smaragdgalori	M		M	Feder			
55. L	Neopsittacus pullicauda	Smaragdgalori	M		M	Feder			
56. L	Neopsittacus pullicauda	Smaragdgalori	F		F	Feder			
57. L	Neopsittacus pullicauda	Smaragdgalori	M		M	Feder			
58. L	Pseudeos fuscata	Weißbüzzellori	M			Blut			
59. L	Pseudeos fuscata	Weißbüzzellori	F			Blut			
60. L	Pseudeos fuscata	Weißbüzzellori	M			Blut			
61. L	Pseudeos fuscata	Weißbüzzellori	F			Blut			
62. L	Pseudeos fuscata	Weißbüzzellori	M			Blut			
63. L	Trichoglossus euteles	Gelbkopflori	M			Feder			
64. L	Trichoglossus euteles	Gelbkopflori	F			Feder			
65. L	Trichoglossus euteles	Gelbkopflori	M			Feder			
66. L	Trichoglossus flavoviridis meyeri	Mayers Lori	M		M	Feder			
67. L	Trichoglossus goldiei	Veilchenlori	M			Feder			
68. L	Trichoglossus goldiei	Veilchenlori	M			Feder			
69. L	Trichoglossus goldiei	Veilchenlori	F			Feder			
70. L	Trichoglossus goldiei	Veilchenlori	M			Feder			
71. L	Trichoglossus goldiei	Veilchenlori	M			Feder			
72. L	Trichoglossus goldiei	Veilchenlori	M			Feder			
73. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Blut			
74. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Blut			
75. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Blut			
76. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Blut			
77. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	F			Blut			
78. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Blut			
79. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	F			Blut			
80. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	F			Feder			
81. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Feder			
82. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
83. L	Trichoglossus haematodus	Allfarbenlori	M			Feder			
84. L	Trichoglossus haematodus cyanogrammus	Breitbindenlori	F			Feder			
85. L	Trichoglossus haematodus cyanogrammus	Breitbindenlori	M			Feder			
86. L	Trichoglossus haematodus cyanogrammus	Breitbindenlori	F			Feder			
87. L	Trichoglossus haematodus cyanogrammus	Breitbindenlori	F			Feder			
88. L	Trichoglossus haematodus multicolor	Gebirgslori			F	Blut	F	Zoogen	=
89. L	Trichoglossus haematodus multicolor	Gebirgslori			F	Blut	F	Zoogen	=
90. L	Trichoglossus haematodus multicolor	Gebirgslori			M	Blut	M	Zoogen	=
91. L	Trichoglossus haematodus multicolor	Gebirgslori			M	Blut	M	Zoogen	=
92. L	Trichoglossus haematodus multicolor	Gebirgslori	M			Feder			
93. L	Trichoglossus haematodus multicolor	Gebirgslori	M			Feder			
94. L	Trichoglossus haematodus multicolor	Gebirgslori	F			Feder			
95. L	Trichoglossus haematodus rubritorquis	Rotnackenlori	M			Feder			
96. L	Trichoglossus haematodus rubritorquis	Rotnackenlori	M			Feder			
97. L	Trichoglossus haematodus rubritorquis	Rotnackenlori	F			Feder			
98. L	Trichoglossus haematodus rubritorquis	Rotnackenlorii	F			Feder			
99. L	Trichoglossus iris	Irislori	M		M	Blut			
100.L	Trichoglossus iris	Irislori	F			Blut			
101.L	Trichoglossus iris	Irislori	M	M		Feder			
102.L	Trichoglossus iris	Irislori	F	F		Feder			
103.L	Trichoglossus iris	Irislori	F			Feder			
104.L	Trichoglossus iris	Irislori	M			Feder			
105.L	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	M			Feder			
106.L	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	M			Feder			
107.L	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	F		F	Feder			
108.L	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	F			Feder			
109.L	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	M			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
110.L	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	M		M	Feder			
111.L	Trichoglossus johnstoniae	Mindanao-Lori	M		M	Feder			
112.L	Trichoglossus ornatus	Schmucklori	F			Feder			
113.L	Trichoglossus ornatus	Schmucklori	F			Feder			
114.L	Trichoglossus ornatus	Schmucklori	M			Blut			
115.L	Vini australis	Blaukäppchen	M			Feder			
116.L	Vini australis	Blaukäppchen	F			Feder			
117.L	Vini australis	Blaukäppchen	M			Feder			
118.L	Vini australis	Blaukäppchen	F			Feder			
119.L	Vini australis	Blaukäppchen	F			Feder			
120.L	Vini australis	Blaukäppchen	M			Feder			
121.L	Vini australis	Blaukäppchen	F			Feder			
122.L	Vini australis	Blaukäppchen	M			Feder			
123.L	Vini australis	Blaukäppchen	M			Feder			
124.L	Vini australis	Blaukäppchen	F			Feder			

9.6.8 Gattung Pionites – Weißbauchpapageien

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
1. Pi	Pionites	Pionites		F	Blut	F	Zoogen	=
2. Pi	Pionites	Pionites		M	Blut	F	Zoogen	=
3. Pi	Pionites	Weißbauchpapagei	M		Feder			
4. Pi	Pionites	Weißbauchpapagei	F		Feder			
5. Pi	Pionites	Weißbauchpapagei	F		Feder			
6. Pi	Pionites	Weißbauchpapagei	F		Feder			
7. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
8. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
9. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
10. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
11. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
12. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
13. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
14. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
15. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
16. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
17. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
18. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
19. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
20. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
21. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
22. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
23. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M	M	Blut			
24. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F	F	Blut			
25. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
26. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
27. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
28. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
29. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	?		Feder			
30. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
31. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
32. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
33. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	?, F	F	Feder			
34. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
35. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
36. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
37. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
38. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
39. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Feder			
40. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
41. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F	F	Blut			
42. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F	F	Blut			
43. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F		Blut			
44. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	M		Feder			
45. Pi	Pionites leucogaster	Rostkappenpapagei	F	F	Feder			

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
46. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
47. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
48. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
49. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
50. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Blut			
51. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M	M	Feder			
52. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
53. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	?		Feder			
54. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
55. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	?	F	Feder			
56. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	?	M	Feder			
57. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	?	?	Feder			
58. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M		Feder			
59. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	?	M	Feder			
60. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
61. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M		Feder			
62. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
63. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
64. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
65. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
66. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	?, F	F	Feder			
67. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	?, F	F	Feder			
68. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
69. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M		Blut			
70. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Blut			
71. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Blut			
72. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F	F	Blut			
73. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F	F	Blut			
74. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M		Blut			
75. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M		Blut			
76. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	M		Feder			
77. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			
78. Pi	Pionites melanocephalus	Grünzügelpapagei	F		Feder			

Anhang

9.6.9 Gattung Pionus

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MboII	DdeI	XhoI				
1. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	M				Feder			
2. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	M				Feder			
3. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	M				Feder			
4. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	M	M	M		Feder			
5. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	M	M	M		Feder			
6. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	M	M	M		Feder			
7. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	M	M	M		Feder			
8. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	F				Feder			
9. Pi	Pionus fuscus	Veilchenpapagei	F				Feder			
10. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	M				M Blut			
11. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	M				M Blut			
12. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	F				F Feder			
13. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	F				Feder			
14. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	F				F Blut			
15. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	M				Blut			
16. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	M				Blut			
17. Pi	Pionus maximiliani	Maximilianpapagei	F				Feder			
18. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei					M Blut	M	Endoskopie	=
19. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	M				Blut			
20. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	F				Blut			
21. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	M				Feder			
22. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	F				Feder			
23. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	M				Feder			
24. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	M				Feder			
25. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	F				Blut			
26. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	F				Feder			
27. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	M	M			Feder			
28. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	F	F			Feder			
29. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	M	M			Feder			
30. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	F	F			Blut			
31. Pi	Pionus menstrusus	Schwarzohrpapagei	M	M			Blut			
32. Pi	Pionus seniloides	Greisenkopf Weißkopfpapagei	F				F Blut			
33. Pi	Pionus seniloides	Greisenkopf Weißkopfpapagei	M				M Blut			
34. Pi	Pionus seniloides	Greisenkopf Weißkopfpapagei	M				M Blut			
35. Pi	Pionus seniloides	Greisenkopf Weißkopfpapagei	F				Feder			
36. Pi	Pionus seniloides	Greisenkopf Weißkopfpapagei	F				Feder			
37. Pi	Pionus seniloides	Greisenkopf Weißkopfpapagei	F				Feder			

9.6.10 Familie Platycercidae - Plattschweifsittiche

Nr	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
1. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	F		Blut	F	Zoogen	=
2. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	F		Feder			
3. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	F		Feder			
4. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	M		Feder			
5. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	M		Blut			
6. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	F		Blut			
7. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	M		Blut			
8. Pl	Barnardius barnardi	Barnardsittich	M		Blut			
9. Pl	Barnardius zonarius	Ringsittich	F		Blut			
10. Pl	Barnardius zonarius	Ringsittich	F		Feder			
11. Pl	Barnardius zonarius semitorquatus	Kragensittich	M		Feder			
12. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	F	F+	Blut			
13. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M		Feder			
14. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M		Feder			
15. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M		Feder			
16. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	F		Feder			
17. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M	F+	Feder			
18. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M		Feder			
19. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M		Feder			
20. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	?		Feder			
21. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M		Feder			
22. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	M		Feder			
23. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	F		Blut			
24. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	F	F+	Blut			
25. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	F	F+	Blut			
26. Pl	Enzympicus cornutus	Hornsittich	F	F+	Blut			
27. Pl	Enzympicus novaezelandiae	Ziegensittich	M	F+	Feder			
28. Pl	Enzympicus novaezelandiae	Ziegensittich	?	F+	Feder			
29. Pl	Enzympicus novaezelandiae	Ziegensittich	M		Feder			
30. Pl	Enzympicus novaezelandiae	Ziegensittich	F		Feder			
31. Pl	Platycercus adelaidae	Adelaidesittich	F		Feder			
32. Pl	Platycercus adelaidae	Adelaidesittich	F	F+	Feder			
33. Pl	Platycercus adscitus	Blaßkopffrosella	M	F+	Feder			
34. Pl	Platycercus adscitus	Blaßkopffrosella	M		Blut			
35. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M	F+	Blut	M	Zoogen	=
36. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Blut	M	Zoogen	=
37. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Blut	F	Zoogen	≠
38. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Feder			
39. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Feder			
40. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Feder	M	Besitzerang	=
41. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Feder	F	Besitzerang	=

Anhang

Nr	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
42. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Blut			
43. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Blut			
44. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Blut			
45. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Feder			
46. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Blut			
47. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Blut			
48. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Blut			
49. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Blut			
50. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	M		Feder			
51. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Feder			
52. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Feder			
53. Pl	Platycercus elegans	Pennantsittich	F		Feder			
54. Pl	Platycercus eximius	Rosella	F	F+	Blut	F	Endoskopie	=
55. Pl	Platycercus eximius	Rosella	M	F+	Blut	M	Zoogen	=
56. Pl	Platycercus eximius	Rosella	F		Feder			
57. Pl	Platycercus eximius	Rosella	M		Feder			
58. Pl	Platycercus eximius	Rosella	F		Feder			
59. Pl	Platycercus eximius	Rosella	M		Blut			
60. Pl	Platycercus eximius	Rosella	M		Feder			
61. Pl	Platycercus eximius	Rosella	M		Blut			
62. Pl	Platycercus eximius	Prachtrosella	M		Feder			
63. Pl	Platycercus venustus	Brownsittich	F		Feder			
64. Pl	Platycercus venustus	Brownsittich	M	F+	Feder			
65. Pl	Platycercus venustus	Brownsittich	M		Blut			
66. Pl	Platycercus venustus	Brownsittich	F		Feder			
67. Pl	Platycercus venustus	Brownsittich	M		Feder			
68. Pl	Platycercus venustus	Brownsittich	M		Feder			
69. Pl	Platycercus venustus	Brownsittich	M		Feder			
70. Pl	Psephotus haemato- gaster haemorrhous	Rotsteißsittich	F	F+	Blut	F	Zoogen	=
71. Pl	Psephotus haematonotus	Singsittich	M		Feder			
72. Pl	Psephotus haematonotus	Singsittich	F		Feder			
73. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	M		Blut			
74. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	M		Blut	M	Besitzerang	=
75. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	F		Blut	F	Besitzerang	=
76. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	F	F+	Blut			
77. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	F		Blut			
78. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	F		Blut			
79. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	M		Feder			
80. Pl	Purpureicephalus spurius	Kappensittich	M		Feder			

9.6.11 Gattung Poicephalus

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
1. P	Poicephalus cryptoxanthus	Braunkopfpapagei	M	M	Feder			
2. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		M	Blut	M	Besitzerang	=
3. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
4. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		F	Blut			
5. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		M	Blut			
6. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		F	Blut			
7. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		F	Blut			
8. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		M	Feder			
9. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
10. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
11. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
12. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
13. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
14. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
15. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
16. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
17. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
18. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	??	??	Feder			
19. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
20. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?	M	Feder			
21. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
22. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
23. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
24. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
25. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?		Feder			
26. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
27. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
28. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
29. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
30. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
31. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?	M	Feder			
32. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?	F	Feder			
33. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
34. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
35. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
36. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
37. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?	M	Feder			
38. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei		M	Feder			
39. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?	M	Feder			
40. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
41. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
42. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
43. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
44. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	??		Feder			

Anhang

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
45. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?, M		Feder			
46. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
47. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
48. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
49. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
50. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
51. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
52. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
53. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
54. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
55. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?		Feder			
56. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
57. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
58. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?		Feder			
59. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
60. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
61. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
62. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
63. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
64. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
65. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
66. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
67. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
68. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
69. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
70. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
71. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
72. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
73. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
74. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
75. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
76. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?	M	Feder			
77. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M	M	Feder			
78. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M	M	Feder			
79. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M	M	Feder			
80. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
81. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
82. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
83. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
84. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
85. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
86. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
87. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
88. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
89. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?, M		Feder			
90. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
91. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?	M	Feder			

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
92. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
93. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
94. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
95. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
96. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
97. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
98. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
99. P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
100.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
101.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
102.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
103.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Blut			
104.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
105.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M	M	Feder			
106.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
107.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
108.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
109.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
110.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	?, M		Feder			
111.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
112.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
113.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Blut			
114.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	M		Feder			
115.P	Poicephalus gulielmi	Kongopapagei	F		Feder			
116.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei		M	Blut	M	Sektion	=
117.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei		F	Blut			
118.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei		M	Blut			
119.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F	F	Feder			
120.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei		F	Feder			
121.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F		Feder			
122.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F		Feder			
123.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F		Feder			
124.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	?		Feder			
125.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	M		Feder			
126.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F		Blut			
127.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F		Blut			
128.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	M		Blut			
129.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	M		Blut			
130.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	M		Blut			
131.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	M		Blut			
132.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F		Feder			
133.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	M	M	Feder			
134.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	M		Feder			
135.P	Poicephalus meyeri	Goldbugpapagei	F		Feder			
136.P	Poicephalus robustus	Kappapagei	M		Blut			
137.P	Poicephalus robustus	Kappapagei	M		Blut			
138.P	Poicephalus robustus	Kappapagei	M		Blut			

Anhang

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
139.P	Poicephalus robustus	Kappapagei	M		Blut			
140.P	Poicephalus robustus	Kappapagei	M		Blut			
141.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
142.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
143.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei		M	Feder			
144.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei		?F	Feder			
145.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M	M	Feder			
146.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	?		Feder			
147.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F	F	Feder			
148.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M	M	Blut			
149.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M	M	Blut			
150.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
151.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
152.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
153.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
154.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
155.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
156.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
157.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
158.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
159.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
160.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
161.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Blut			
162.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Blut			
163.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
164.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
165.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
166.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
167.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
168.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
169.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
170.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
171.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
172.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
173.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
174.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
175.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
176.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
177.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
178.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Blut			
179.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
180.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
181.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
182.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Blut			
183.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Blut			
184.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Blut			
185.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-Meth.	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
186.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
187.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
188.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			
189.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	M		Feder			
190.P	Poicephalus senegalus	Mohrenkopfpapagei	F		Feder			

9.6.12 Familie Polytelidae - Prachtsittiche

Nr.	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddl				
1. Pol	Aprosmictus jonquillaceus	Timorsittich	M		Feder			
2. Pol	Aprosmictus jonquillaceus	Timorsittich	M	M	Feder			
3. Pol	Aprosmictus jonquillaceus	Timorsittich	M	M	Feder			
4. Pol	Aprosmictus jonquillaceus	Timorsittich	M	M	Feder			
5. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
6. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
7. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
8. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
9. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
10. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	?	M	Feder			
11. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	?	M	Feder			
12. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
13. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	?M		Feder			
14. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
15. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Feder			
16. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	F		Feder			
17. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Blut			
18. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Blut			
19. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	F		Blut			
20. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Blut			
21. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Blut			
22. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	F		Feder			
23. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	F		Feder			
24. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M	M	Feder			
25. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	F		Feder			
26. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	F		Blut			
27. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	M		Blut			
28. Pol	Aprosmictus erythropterus	Rotflügelsittich	F		Blut			
29. Pol	Polytelis alexandrae	Alexandrasittich	M		Blut			
30. Pol	Polytelis alexandrae	Alexandrasittich	M		Blut			
31. Pol	Polytelis alexandrae	Alexandrasittich	F		Blut			
32. Pol	Polytelis alexandrae	Alexandrasittich	?	F+	Blut			
33. Pol	Polytelis alexandrae	Alexandrasittich	F		Blut			
34. Pol	Polytelis alexandrae	Alexandrasittich	F		Blut			
35. Pol	Polytelis alexandrae	Princess of Wales	M		Feder			
36. Pol	Polytelis alexandrae	Princess of Wales	F	F	Feder			
37. Pol	Polytelis alexandrae	Princess of Wales	M	M	Feder			
38. Pol	Polytelis alexandrae	Princess of Wales	M		Feder			
39. Pol	Polytelis alexandrae	Princess of Wales	M		Feder			
40. Pol	Polytelis anthopeplus	Bergsittich	M	M	Feder			
41. Pol	Polytelis anthopeplus	Bergsittich	F		Feder			

9.6.13 Gattung Psittacula

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MboII	Ddel				
1. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
2. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
3. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
4. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
5. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
6. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Feder			
7. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
8. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Feder			
9. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
10. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Feder			
11. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
12. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Feder			
13. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
14. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Feder			
15. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Feder			
16. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
17. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
18. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
19. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
20. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
21. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	?M			Feder			
22. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Feder			
23. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
24. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
25. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
26. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
27. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
28. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
29. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
30. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
31. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
32. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
33. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
34. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
35. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
36. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
37. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
38. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
39. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
40. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	F			Blut			
41. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
42. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
43. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			
44. Ps	Psittacula sp.	Alexandersittich	M			Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
45. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Blut			
46. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Blut			
47. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Blut			
48. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M		F+	Blut			
49. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	F		F+	Blut			
50. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Feder			
51. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	?			Feder			
52. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Feder			
53. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Feder			
54. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Blut			
55. Ps	Psittacula cyanocephala	Pflaumenkopfsittich	M			Blut			
56. Ps	Psittacula derbiana	Chinasittich	F			Feder			
57. Ps	Psittacula derbiana	Chinasittich	M		M	Feder			
58. Ps	Psittacula derbiana	Chinasittich	M		M	Feder			
59. Ps	Psittacula derbiana	Chinasittich	F			Blut			
60. Ps	Psittacula derbiana	Chinasittich	M			Blut			
61. Ps	Psittacula derbiana	Chinasittich	F			Feder			
62. Ps	Psittacula derbiana	Chinasittich	M			Feder			
63. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	M	M	F+	Blut	M	Endoskopie	=
64. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	M	M	F+	Blut	M	Endoskopie	=
65. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F	F	F+	Blut	F	Endoskopie	=
66. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	M	M	F+	Blut	M	Endoskopie	=
67. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F	F	F+	Blut	F	Endoskopie	=
68. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	M	M	F+	Blut	M	Endoskopie	=
69. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F	F	F+	Blut	F	Endoskopie	=
70. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F	F	F+	Blut	F	Endoskopie	=
71. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F			Blut			
72. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	M			Blut			
73. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	M			Blut			
74. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F			Blut			
75. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F			Blut			
76. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	F			Blut			
77. Ps	Psittacula eupatria	Großer Alexandersittich	M			Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
78. Ps	Psittacula himalayana	Schwarzkopfedel-sittich	M			Blut			
79. Ps	Psittacula himalayana	Schwarzkopfedel-sittich	F			Blut			
80. Ps	Psittacula himalayana	Schwarzkopfedel-sittich	M			Blut			
81. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
82. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
83. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
84. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
85. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
86. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
87. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
88. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
89. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
90. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
91. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
92. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
93. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
94. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
95. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	?M			Feder			
96. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
97. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
98. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
99. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
100. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
101. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
102. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
103. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
104. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
105. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
106. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
107. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
108. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
109. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
110. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
111. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
112. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
113. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
114. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
115. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
116. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
117. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
118. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
119. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
120. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
121. Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
122.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
123.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
124.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
125.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
126.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
127.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
128.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
129.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
130.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
131.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
132.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
133.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
134.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
135.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
136.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
137.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Feder			
138.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
139.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
140.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Feder			
141.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
142.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
143.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
144.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
145.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
146.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
147.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
148.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
149.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
150.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
151.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
152.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
153.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
154.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F			Blut			
155.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
156.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M			Blut			
157.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	M	M		Blut			
158.Ps	Psittacula krameri	Halsbandsittich	F	F		Blut			
159.Ps	Psittacula roseata	Rosenkopfsittich	F			Blut			
160.Ps	Psittacula roseata	Rosenkopfsittich	M			Blut			
161.Ps	Psittacula roseata	Rosenkopfsittich	M			Blut			
162.Ps	Psittacula roseata	Rosenkopfsittich	F			Blut			
163.Ps	Psittacula roseata	Rosenkopfsittich	M			Blut			

9.6.14 Unterfamilie Psittaculirostrinae - Zwergpapageien

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
1. Zw	Opopsitta diophthalma	Masken-Zwergpapagei	F	F	Blut			
2. Zw	Opopsitta diophthalma	Masken-Zwergpapagei	F	F	Blut			
3. Zw	Opopsitta diophthalma	Masken-Zwergpapagei	F	F	Blut			
4. Zw	Opopsitta diophthalma	Masken-Zwergpapagei	F	F	Feder			
5. Zw	Opopsitta diophthalma	Masken-Zwergpapagei	F	F	Feder			
6. Zw	Opopsitta diophthalma	Masken-Zwergpapagei	M		Feder			
7. Zw	Psittaculirostris	Zwergpapagei	F		Feder			
8. Zw	Psittaculirostris	Zwergpapagei	F		Feder			
9. Zw	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrust-Zwergpapagei	M		Feder			
10. Zw	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrust-Zwergpapagei	M		Feder			
11. Zw	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrust-Zwergpapagei	M		Feder			
12. Zw	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrust-Zwergpapagei	F		Feder			
13. Zw	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrust-Zwergpapagei	M		Feder			
14. Zw	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrust-Zwergpapagei	M		Feder			
15. Zw	Psittaculirostris desmarestii	Buntbrust-Zwergpapagei	F		Feder			
16. Zw	Psittaculirostris edwardsii	Edward-Zwergpapagei	M		Feder			
17. Zw	Psittaculirostris salvadorii	Salvadori-Zwergpapagei	F	F	Feder			
18. Zw	Psittaculirostris salvadorii	Salvadori-Zwergpapagei	F	F	Feder			
19. Zw	Psittaculirostris salvadorii	Salvadori-Zwergpapagei	F		Feder			

9.6.15 Gattung Psittacus – Graupapageien

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
1. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Endoskopie	=
2. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Sektion	=
3. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
4. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
5. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
6. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
7. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
8. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
9. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
10. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
11. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
12. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
13. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
14. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
15. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	F M	Morpholog. Endoskopie	≠ =
16. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Besitzerang	=
17. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Legt Eier	=
18. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
19. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
20. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
21. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
22. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
23. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
24. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
25. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
26. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
27. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
28. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
29. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut	F	Zoogen	=
30. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
31. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
32. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
33. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
34. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
35. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
36. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
37. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut	M	Zoogen	=
38. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
39. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
40. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
41. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
42. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Feder			
43. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
44. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
45. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
46. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
47. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
48. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
49. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
50. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Feder			
51. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Feder			
52. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
53. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
54. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
55. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
56. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Feder			
57. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
58. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
59. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
60. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
61. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
62. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		?M	Blut			
63. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
64. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
65. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
66. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
67. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
68. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
69. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
70. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
71. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
72. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Feder			
73. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
74. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
75. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
76. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
77. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F	F	Blut			
78. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
79. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
80. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		?, F	Blut			
81. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
82. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M	M	Blut			
83. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
84. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
85. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
86. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Feder			
87. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
88. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
89. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
90. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
91. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
92. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
93. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
94. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		?, F	Feder			
95. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
96. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
97. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F?, F	Blut			
98. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
99. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
100. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M	M, M	Feder			
101. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		??	Feder			
102. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
103. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
104. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		?	Blut			
105. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
106. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		?	Blut			
107. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		F	Blut			
108. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
109. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Blut			
110. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
111. G	Psittacus erithacus	Graupapagei		M	Feder			
112. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M	M	Blut			
113. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F	F	Feder			
114. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F	F	Feder			
115. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
116. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
117. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
118. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
119. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
120. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
121. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
122. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
123. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
124. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
125. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
126. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
127. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
128. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
129. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
130. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
131. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
132. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
133. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
134. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
135. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
136. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
137. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
138. G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
139.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
140.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
141.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
142.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
143.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
144.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
145.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
146.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
147.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
148.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
149.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
150.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
151.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
152.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
153.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
154.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
155.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
156.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
157.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
158.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
159.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
160.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
161.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
162.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
163.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
164.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
165.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
166.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
167.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
168.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
169.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
170.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M,M		Feder			
171.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
172.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
173.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
174.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
175.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
176.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F, F	F	Feder			
177.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
178.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F, F	F	Feder			
179.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
180.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
181.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
182.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
183.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
184.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
185.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	??	M	Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
186.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F, F	F	Feder			
187.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
188.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F, F	F	Feder			
189.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
190.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
191.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
192.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
193.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
194.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
195.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
196.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
197.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
198.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
199.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
200.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
201.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
202.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
203.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
204.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	M	Feder			
205.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
206.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
207.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
208.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
209.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
210.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
211.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
212.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
213.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
214.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
215.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
216.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
217.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
218.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
219.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
220.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
221.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
222.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
223.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
224.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
225.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
226.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
227.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
228.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
229.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
230.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
231.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
232.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
233.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?,M	M,M	Feder			
234.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
235.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
236.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
237.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
238.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
239.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
240.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
241.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	M	Feder			
242.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	F	Feder			
243.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	M	Feder			
244.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
245.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?M		Feder			
246.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Blut			
247.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
248.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
249.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
250.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
251.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
252.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	?	Blut			
253.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
254.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
255.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
256.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
257.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	???	??	Feder			
258.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
259.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
260.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?,M	M	Feder			
261.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?M		Blut			
262.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
263.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Blut			
264.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
265.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
266.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
267.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
268.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
269.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Blut			
270.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
271.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
272.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
273.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
274.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
275.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
276.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
277.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
278.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	?	Feder			
279.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
280.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
281.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
282.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F	F	Feder			
283.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F	F	Feder			
284.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
285.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F	??	Feder			
286.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
287.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
288.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
289.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
290.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
291.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
292.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
293.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
294.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	??	F	Feder			
295.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
296.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
297.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
298.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
299.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
300.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
301.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
302.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
303.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
304.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
305.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
306.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
307.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
308.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
309.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
310.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
311.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
312.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	M	Feder			
313.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	F	Feder			
314.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
315.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
316.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
317.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
318.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
319.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
320.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
321.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
322.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
323.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
324.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
325.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
326.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
327.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
328.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
329.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
330.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
331.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
332.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
333.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
334.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
335.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
336.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
337.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
338.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
339.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
340.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M	M	Feder			
341.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
342.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
343.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
344.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
345.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
346.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
347.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
348.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
349.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
350.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
351.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
352.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
353.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
354.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
355.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
356.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
357.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
358.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M	M	Feder			
359.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
360.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
361.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
362.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
363.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
364.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
365.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
366.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
367.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
368.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
369.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
370.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
371.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
372.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
373.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
374.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
375.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
376.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
377.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
378.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
379.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
380.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
381.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
382.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
383.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	M	Blut			
384.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
385.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
386.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
387.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
388.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
389.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
390.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F	F	Blut			
391.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
392.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
393.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
394.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
395.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
396.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?	M	Feder			
397.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
398.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
399.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
400.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
401.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
402.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F?		Blut			
403.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
404.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
405.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
406.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
407.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
408.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
409.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
410.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
411.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
412.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
413.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	?		Feder			
414.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
415.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
416.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
417.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
418.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
419.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Blut			
420.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
421.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
422.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
423.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
424.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
425.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
426.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Blut			
427.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
428.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	F		Feder			
429.G	Psittacus erithacus	Graupapagei	M		Feder			
430.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei		M	Blut			
431.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
432.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
433.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
434.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
435.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
436.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
437.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
438.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
439.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
440.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
441.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
442.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
443.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
444.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
445.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
446.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
447.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
448.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
449.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
450.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
451.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
452.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
453.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
454.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
455.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
456.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
457.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
458.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
459.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
460.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
461.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
462.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
463.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
464.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
465.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
466.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
467.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
468.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
469.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
470.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
471.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
472.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
473.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
474.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
475.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
476.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
477.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
478.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
479.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
480.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
481.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
482.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
483.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
484.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
485.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
486.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
487.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
488.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
489.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	?	M	Blut			
490.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
491.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
492.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
493.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
494.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
495.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
496.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
497.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
498.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
499.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
500.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
501.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
502.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
503.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Blut			
504.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
505.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Blut			
506.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
507.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
508.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
509.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
510.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
511.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			
512.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
513.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	F		Feder			
514.G	Psittacus erit. timneh	Timneh-Graupapagei	M		Feder			

9.6.16 Gattung *Pyrrhura*

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
1. Py	<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	F	F	Feder			
2. Py	<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	M		Feder			
3. Py	<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	M		Feder			
4. Py	<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	M		Feder			
5. Py	<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	M		Feder			
6. Py	<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	M		Feder			
7. Py	<i>Pyrrhura cruentata</i>	Blaulatzsittich	F		Feder			
8. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	M	M	Feder			
9. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	M		Feder			
10. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	M	M	Feder			
11. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	F		Feder			
12. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	F		Feder			
13. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	F		Feder			
14. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	F		Feder			
15. Py	<i>Pyrrhura frontalis</i>	Braunohrsittich	M		Feder			
16. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M		Feder			
17. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M		Feder			
18. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M		Feder			
19. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich?	F		Feder			
20. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	F		Feder			
21. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M		Feder			
22. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	F	F	Feder			
23. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M	M	Feder			
24. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M		Feder			
25. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	F		Blut			
26. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M		Blut			
27. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	F		Blut			
28. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Salvadori-Weißohrsittich	M		Blut			
29. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Weißohrsittich	F		Feder			
30. Py	<i>Pyrrhura leucotis</i>	Weißohrsittich	F		Feder			
31. Py	<i>Pyrrhura molinae</i>	Molinasittich		M	Blut	M	Zoogen	=
32. Py	<i>Pyrrhura molinae</i>	Molinasittich		F	Blut	F	Zoogen	=
33. Py	<i>Pyrrhura molinae</i>	Molinasittich		M	Blut	M	Zoogen	=

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	Ddel				
34. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich		F	Blut			
35. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	M		Blut			
36. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	M		Blut			
37. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	F		Blut			
38. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	F		Blut			
39. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	F		Blut			
40. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	M		Blut			
41. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	F		Blut			
42. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	M		Blut			
43. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	F		Blut			
44. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	M		Blut			
45. Py	Pyrrhura molinae	Molinasittich	M		Blut			
46. Py	Pyrrhura perlata	Blausteißsittich		M	Blut	M	Zoogen	=
47. Py	Pyrrhura perlata	Blausteißsittich		F	Blut	F	Zoogen	=
48. Py	Pyrrhura perlata	Blausteißsittich	F	F	Feder			
49. Py	Pyrrhura picta roseifrons	Rotscheitelsittich	M		Blut			
50. Py	Pyrrhura picta roseifrons	Rotscheitelsittich	F		Blut			
51. Py	Pyrrhura picta roseifrons	Rotscheitelsittich	M		Blut			
52. Py	Pyrrhura picta roseifrons	Rotscheitelsittich	M		Blut			
53. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	F	F	Feder			
54. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	F		Feder			
55. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	M	M	Feder			
56. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	F		Feder			
57. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	F		Feder			
58. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	M		Feder			
59. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	M		Feder			
60. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	M		Feder			
61. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	M		Feder			
62. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	F		Feder			
63. Py	Pyrrhura rhodogaster	Rotbauchsittich	F		Feder			

9.6.17 Sonstige Papageien

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
1. So	Bolborhynchus aymara	Aymarassittich	F		F	Feder			
2. So	Bolborhynchus aymara	Aymarassittich	F		F	Feder			
3. So	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	M			Feder			
4. So	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	M			Feder			
5. So	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	M			Blut			
6. So	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	M			Feder			
7. So	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	M			Feder			
8. So	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	M			Feder			
9. So	Bolborhynchus lineola	Katarinasittich	M			Feder			
10. So	Brotogeris chiriri	Kanarienvogelsittich	M			Feder			
11. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
12. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
13. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
14. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
15. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
16. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
17. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
18. So	Brotogeris cyanoptera	Blauflügelsittich	M		F+	Feder			
19. So	Brotogeris pyrrhoptera	Feuerflügelsittich	M		F+	Feder			
20. So	Brotogeris pyrrhoptera	Feuerflügelsittich	M		F+	Feder			
21. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Blut			
22. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Blut			
23. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Blut			
24. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Blut			
25. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Blut			
26. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Blut			
27. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Blut			
28. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Blut			
29. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F		F	Blut			
30. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F		F	Blut			
31. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F		F	Blut			
32. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F		F	Blut			
33. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F		F	Blut			
34. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Feder			
35. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder			
36. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder			
37. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Feder			
38. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Feder			
39. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Feder			
40. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Feder			
41. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Feder			
42. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder			
43. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder			
44. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder			
45. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MboII	Ddel				
46. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder			
47. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Blut			
48. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Blut			
49. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	M			Feder	M	Endoskopie	=
50. So	Cyanolyseus patagonus	Felsensittich	F			Feder	F	Endoskopie	=
51. So	Coracopsis nigra	Rabenpapagei	F			Blut			
52. So	Coracopsis nigra	Rabenpapagei	M		M	Blut			
53. So	Coracopsis nigra	Rabenpapagei	?M			Blut			
54. So	Coracopsis nigra	Rabenpapagei	F			Feder			
55. So	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	M		M	Feder			
56. So	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	M			Feder			
57. So	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	M			Blut			
58. So	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	M			Blut			
59. So	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	F			Blut			
60. So	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	F			Feder			
61. So	Deroplius accipitrinus	Fächerpapagei	M			Feder			
62. So	Enicognathus leptorhynchus	Langschnabelsittich	F			Blut			
63. So	Enicognathus leptorhynchus	Langschnabelsittich	M			Blut			
64. So	Enicognathus leptorhynchus	Langschnabelsittich	M			Blut			
65. So	Enicognathus leptorhynchus	Langschnabelsittich	M		M	Blut			
66. So	Melopsittacus undulatus	Wellensittich			F	Blut	M	Sektion	≠
67. So	Melopsittacus undulatus	Wellensittich	F			Feder			
68. So	Melopsittacus undulatus	Wellensittich	F			Feder			
69. So	Melopsittacus undulatus	Wellensittich	M			Blut	M	Sektion	=
70. So	Nandayus nenday	Nandaysittich	M	M		Feder			
71. So	Nandayus nenday	Nandaysittich	M	M		Feder			
72. So	Nestor notabilis	Kea	F			Blut			
73. So	Pinopsitta pileata	Scharlachkopfpapagei	?		F	Feder			
74. So	Pinopsitta pileata	Scharlachkopfpapagei	F		F	Feder			

9.6.18 Ordnung Anseriformes – Entenvögel

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
1. An	Anas platyrhynchos forma domestica	Laufente	F		M	F	F	Schlachtung	≠
2. An	Anas platyrhynchos forma domestica	Laufente	F		M	F	M	Schlachtung	≠
3. An	Fam Anatidae	Gans	F			F	F	Schlachtung	≠
4. An	Fam. Anatidae	Gans	F			F	M	Schlachtung	≠
5. An	Cygnus columbianus columbianus	Pfeifschwan	F			F	M	Zoogen	≠
6. An	Cygnus columbianus columbianus	Pfeifschwan	F			F	F	Zoogen	≠
7. An	Cygnus columbianus columbianus	Pfeifschwan	F			F	F	Zoogen	≠
8. An	Cygnus columbianus columbianus	Pfeifschwan	F			F	M	Zoogen	≠
9. An	Cygnus columbianus bewickii	Zwergschwan	F		M	F			
10. An	Cygnus cygnus	Singschwan	F		M	F			
11. An	Cygnus olor	Höckerschwan	F	F	M	B			
12. An	Cygnus olor	Höckerschwan	F	M	M	B	M	Besitzerang	=
13. An	Cygnus	Schwan dunkel	F	M	M	B			

9.6.19 Ordnung Ciconiiformes – Schreitvögel und Scopiformes

Fam. Ciconiidae - Störche

Fam. Scopidae - Schattenvögel

Fam. Balaenicipitidae - Schuhschnäbel

Fam. Threskiornithidae - Ibis

Fam. Phoenicopteridae – Flamingo

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeIII	MboII	XhoI	DdeI				
1. Ci	Cochlearius cochlearius	Kahnschnabel	F			F+	Feder			
2. Ci	Cochlearius cochlearius	Kahnschnabel	M			F+	Feder			
3. Ci	Cochlearius cochlearius	Kahnschnabel	M				Feder			
4. Ci	Cochlearius cochlearius	Kahnschnabel	M				Feder			
5. Ci	Cochlearius cochlearius	Kahnschnabel	M				Feder			
6. Ci	Cochlearius cochlearius	Kahnschnabel	F				Feder			
7. Ci	Egretta alba	Silberreiher	M				Blut			
8. Ci	Egretta alba	Silberreiher	F				Blut			
9. Ci	Egretta alba	Silberreiher	M				Blut			
10. Ci	Egretta garzetta	Seidenreiher	F				Blut			
11. Ci	Egretta garzetta	Seidenreiher	F				Blut			
12. Ci	Nycticorax nycticorax	Nachtreiher	M				Feder			
13. Ci	Balaeniceps rex	Schuhschnabel	M				Blut			
14. Ci	Balaeniceps rex	Schuhschnabel	M				Blut			
15. Ci	Balaeniceps rex	Schuhschnabel	F			F+	Feder	F	Besitzerang	=
16. Ci	Anastomus lamelligerus	Afrik. Klaffschnabel	F				Blut			
17. Ci	Anastomus lamelligerus	Mohrenklaffschnabel	F			F+	Blut	F	Besitzerang	=
18. Ci	Anastomus lamelligerus	Mohrenklaffschnabel	M			F+	Blut	M	Besitzerang	=
19. Ci	Ciconia	Storch	M			F+	Blut			
20. Ci	Ciconia	Storch	F			F+	Blut			
21. Ci	Ciconia	Storch	M M			F+	Blut	M	Zoogen	=
22. Ci	Ciconia	Storch	FF				Blut	F	Zoogen	=
23. Ci	Ciconia	Storch	F				Feder	F	Besitzerang	=
24. Ci	Ciconia ciconia	Weißstorch	M				Blut	M	Zoogen	=
25. Ci	Ciconia ciconia	Weißstorch	M				Blut	M	Zoogen	=
26. Ci	Ciconia ciconia	Weißstorch	F				Blut	F	Zoogen	=
27. Ci	Ciconia ciconia	Weißstorch	F				Blut	F	Zoogen	=
28. Ci	Ciconia ciconia	Weißstorch	M				Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeIII	Mbol	Xhol	Ddel				
29. Ci	<i>Ciconia ciconia</i>	Weißstorch	M				Blut			
30. Ci	<i>Ciconia ciconia</i>	Weißstorch	?M				Feder			
31. Ci	<i>Ciconia ciconia</i>	Weißstorch	F				Feder			
32. Ci	<i>Ciconia ciconia</i>	Weißstorch	F				Feder			
33. Ci	<i>Ciconia ciconia</i>	Weißstorch	??				Feder			
34. Ci	<i>Ciconia ciconia</i>	Weißstorch	M				Feder			
35. Ci	<i>Ciconia nigra</i>	Schwarzstorch	M				Feder			
36. Ci	<i>Ciconia nigra</i>	Schwarzstorch	M				Feder			
37. Ci	<i>Ciconia nigra</i>	Schwarzstorch	M				Feder			
38. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Blut	M	Zoogen	=
39. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	F				Blut	F	Zoogen	=
40. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Blut	M	Zoogen	=
41. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	?M				Feder			
42. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Feder			
43. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Feder			
44. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Blut			
45. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Blut			
46. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Feder			
47. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Feder			
48. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Feder			
49. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Blut	M	Zuchtpaar	=
50. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	F				Blut	F	Zuchtpaar	=
51. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	M				Blut	M	Zuchtpaar	=
52. Ci	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>	Marabu	F				Blut	F	Zuchtpaar	=
53. Ci	<i>Phoenicoparrus andinus</i>	Andenflamingo	F	M			Feder	M	Udl	=
54. Ci	<i>Phoenicoparrus andinus</i>	Andenflamingo	F	M			Feder	M/M	Udl/Besitze rang.	=
55. Ci	<i>Phoenicoparrus andinus</i>	Andenflamingo	F	M			Feder	M	Udl	=
56. Ci	<i>Phoenicoparrus andinus</i>	Andenflamingo	F	F			Feder	F	Udl	=

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeII	MboII	Xhol	Ddel				
57. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F			Feder	F	Udl	=
58. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F			Feder	F	Udl	=
59. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	M	M		Feder	M	Udl	=
60. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F	M		Feder	F	Udl	=
61. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F	M		Feder	F	Udl	=
62. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F	M		Feder	F	Udl	=
63. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F	M		Feder	?	Udl	
64. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F	M		Feder	F	Udl	=
65. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F	M		Feder	F	Udl	=
66. Ci	Phoenicoparrus andinus	Andenflamingo	F	F	M		Feder	F	Udl	=
67. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	M				Blut	M	Zoogen	=
68. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	M			F+	Blut			
69. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F			F+	Blut			
70. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
71. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
72. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut	F	Besitzerang	=
73. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
74. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	M				Blut			
75. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
76. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	M				Blut			
77. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
78. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	M				Blut			
79. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
80. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
81. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
82. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	M				Blut			
83. Ci	Scopus umbretta	Hammerkopf	F				Blut			
84. Ci	Carphibis spinicollis	Strohhalsibis	M				Blut			
85. Ci	Carphibis spinicollis	Strohhalsibis	F				Blut			
86. Ci	Carphibis spinicollis	Strohhalsibis	M				Blut			
87. Ci	Carphibis spinicollis	Strohhalsibis	M				Blut			
88. Ci	Carphibis spinicollis	Strohhalsibis	M				Blut			
89. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	F				Blut			
90. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	F				Blut			
91. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	F				Blut			
92. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	M				Blut			
93. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	M			F+	Blut			
94. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	F			F+	Blut			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeIII	MbolI	Xhol	Ddel				
95. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	M			F+	Blut			
96. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	M				Blut			
97. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	M				Blut			
98. Ci	Platalea ajaja	Rosalöffler	F				Blut			
99. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	F				Feder			
100. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	F				Feder			
101. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	F				Feder			
102. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	M				Feder			
103. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	M				Blut			
104. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	M				Blut			
105. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	F				Blut			
106. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	M			F+	Blut	M		=
107. Ci	Bostrychia hagedash	Hagedasch	F			F+	Blut	F		=
108. Ci	Geronticus eremita	Waldrappe	M				Blut	M	Besitzerang	=
109. Ci	Geronticus eremita	Waldrappe	F				Blut	F	Besitzerang	=
110. Ci	Geronticus eremita	Waldrappe	?F				Blut	F	Besitzerang	=
111. Ci	Geronticus eremita	Waldrappe	M				Blut	M	Besitzerang	=
112. Ci	Plegadis falcinellus	Braunsichler	M				Blut			
113. Ci	Plegadis falcinellus	Braunsichler	M				Blut			
114. Ci	Plegadis falcinellus	Braunsichler	F				Blut			
115. Ci	Plegadis falcinellus	Braunsichler	M				Blut			
116. Ci	Plegadis falcinellus	Braunsichler	F				Blut			
117. Ci	Eudocimus ruber	Roter Sichler	F				Feder			
118. Ci	Eudocimus ruber	Roter Sichler	F				Feder			
119. Ci	Eudocimus ruber	Roter Sichler	M				Feder			
120. Ci	Eudocimus ruber	Roter Sichler	M				Feder			
121. Ci	Eudocimus ruber	Roter Sichler	M				Feder			
122. Ci	Eudocimus ruber	Roter Sichler	M				Feder			
123. Ci	Eudocimus ruber	Roter Sichler	M				Blut	M	Sektion	=
124. Ci	Eudocimus albus	Weissichler	F	F			Feder			
125. Ci	Eudocimus albus	Weissichler	F	F			Feder			

9.6.20 Ordnung Columbiformes - Tauben

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im
			HaeIII	MbolII	Ddel				
1. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube	M		M	Blut	M	Endoskopie	=
2. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube	M		M	Blut	M	Endoskopie	=
3. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube			M	Blut	F	Endoskopie	≠
4. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube	F		M	Blut	F	Endoskopie	=
5. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube			M	Blut	F	Endoskopie	≠
6. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube			M	Blut	M	Endoskopie	=
7. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube			M	Blut	M	Endoskopie	=
8. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube	F		M	Blut	F	Endoskopie	=
9. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube			M	Blut	F	Endoskopie	≠
10. Ta	Columba livia forma urbana	Stadttaube			M	Blut	M	Endoskopie	=
11. Ta	Columba livia forma domestica	Süddeut. Weißschwanz-Kupferbraun	M			Blut	M	Besitzerang	=
12. Ta	Columba livia forma domestica	Süddeut. Weißschwanz-Kupferbraun	F			Blut	F	Besitzerang	=
13. Ta	Columba pulchricollis	Himalayataube	F			Feder			
14. Ta	Ducula concinna	Blauschwanzfruchttaube	F			Blut			
15. Ta	Ducula concinna	Blauschwanzfruchttaube	M			Blut	M	Besitzerang	=
16. Ta	Ducula concinna	Blauschwanzfruchttaube	F			Blut	F	Besitzerang	=
17. Ta	Ducula pinon	Rotaugenfruchttaube	F			Feder			
18. Ta	Ducula pinon	Rotaugenfruchttaube	?M?			Feder			
19. Ta	Ducula pinon	Rotaugenfruchttaube	M			Feder			
20. Ta	Columba livia forma domestica	Tümmeler	M			Feder	M	Besitzerang	=
21. Ta	Columba livia forma domestica	Tümmeler	M			Feder	M	Besitzerang	=
22. Ta	Columba livia forma domestica	Tümmeler	F			Feder	F	Besitzerang	=
23. Ta	Columba livia forma domestica	Tümmeler	F			Feder	F	Besitzerang	=
24. Ta	Gallicolumba criniger	Brandtaube	M			Blut			
25. Ta	Gallicolumba criniger	Bartlett-Taube	M			Blut	M	Besitzerang	=

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im
			HaeIII	MbolI	Ddel				
26. Ta	Gallicolumba criniger	Bartlett-Taube	M			Blut	M	Besitzerang	=
27. Ta	Gallicolumba criniger	Bartlett-Taube	M			Blut	M	Besitzerang	=
28. Ta	Gallicolumba criniger	Bartlett-Taube	F			Blut			
29. Ta	Gallicolumba luzonica	Dolchstichtaube	M			Blut			
30. Ta	Gallicolumba luzonica	Dolchstichtaube	F			Blut			
31. Ta	Gallicolumba rufigula	Gelbbrusterdtaube	F			Blut			
32. Ta	Gallicolumba rufigula	Gelbbrusterdtaube	M			Blut	M	Besitzerang	=
33. Ta	Gallicolumba tristigmata	Hopftaube	?M			Blut			
34. Ta	Gallicolumba tristigmata	Hopftaube	M			Blut	M	Besitzerang	=
35. Ta	Goura cristata	Blauschopfkrontaube	M			Blut	M	Besitzerang	
36. Ta	Goura cristata	Blauschopfkrontaube	M			Blut			
37. Ta	Goura cristata	Krontaube	F			Feder			
38. Ta	Goura cristata	Krontaube	M			Feder			
39. Ta	Goura cristata	Krontaube	M	M		Feder	M	Besitzerang	=
40. Ta	Goura cristata	Krontaube	F	F		Feder	F	Besitzerang	=
41. Ta	Goura scheepmarkeri	Scheepmakeriikrontaube	M			Feder			
42. Ta	Goura scheepmarkeri	Scheepmakeriikrontaube	M			Feder			
43. Ta	Goura scheepmarkeri	Scheepmakeriikrontaube	M			Feder			
44. Ta	Goura scheepmarkeri	Scheepmakeriikrontaube	F			Feder			
45. Ta	Goura scheepmarkeri	Scheepmakeriikrontaube	M			Feder			
46. Ta	Goura scheepmarkeri	Scheepmakeriikrontaube	M			Feder			
47. Ta	Trugon terrestris	Erdtaube	FF			Blut	F		

9.6.21 Ordnung Upupiformes und Alcediniformes

Nr	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
1. Ra	Buceros bicornis	Doppelhornvogel	M		Blut	M	Sektion	=
2. Ra	Phoeniculus	Grünbaumhopf	M		Feder			
3. Ra	Phoeniculus	Grünbaumhopf	M		Feder			
4. Ra	Upupa epops	Wiedehopf	F	F+	Feder			
5. Ra	Upupa epops	Wiedehopf	F	F+	Feder			
6. Ra	Upupa epops	Wiedehopf	F		Blut			
7. Ra	Upupa epops	Wiedehopf	F		Blut			
8. Ra	Alcedo atthis	Eisvogel	M	F+	Feder			
9. Ra	Alcedo atthis	Eisvogel	M	F+	Feder			
10. Ra	Alcedo atthis	Eisvogel	M		Feder	F	Besitzerang	≠
11. Ra	Todiramphus chloris	Halsbandliet	F	F+	Feder			
12. Ra	Todiramphus chloris	Halsbandliet	F	F+	Feder			
13. Ra	Todiramphus chloris	Halsbandliet	F	F+	Feder			
14. Ra	Todiramphus chloris	Halsbandliet	F	F+	Feder			

9.6.22 Ordnung Musophagiformes – Kuckucksvögel

Nr	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht		Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	DdeI				
1. Ku	Tauraco corythaix	Grünhelmturako	M		Feder			
2. Ku	Tauraco corythaix	Grünhelmturako	F		Feder			
3. Ku	Tauraco corythaix	Grünhelmturako	M		Feder			
4. Ku	Musophaga violacea	Schildturako	M		Feder			
5. Ku	Musophaga violacea	Schildturako	F		Feder			
6. Ku	Musophaga violacea	Schildturako	M		Feder			
7. Ku	Tauraco fischeri	Fischerturako	F		Feder			
8. Ku	Tauraco hartlaubi	Seidenturako	F		Blut			
9. Ku	Tauraco hartlaubi	Seidenturako	F		Feder			
10. Ku	Tauraco hartlaubi	Seidenturako	M		Feder			
11. Ku	Tauraco hartlaubi	Seidentrollturako	F		Feder			
12. Ku	Tauraco hartlaubi	Seidentrollturako	F		Feder			
13. Ku	Tauraco leucotis	Weißohrturako	M		Feder			
14. Ku	Tauraco leucotis	Weißohrturako	M		Feder			
15. Ku	Tauraco persa	Guineaturako	F		Blut			
16. Ku	Tauraco persa	Guineaturako	F		Feder			

9.6.23 Ordnung Falconiformes, Accipitriformes und Sagittariiformes

Fam. Cathartidae - Neuweltgeier

Fam. Pandionidae - Fischadler

Fam. Accipitridae - Habichtartige

Fam. Sagittariidae - Sektretäre

Fam. Falconidae - Falken

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MboII	Ddel				
1. Fa	Accipiter gentilini	Habicht	M			Blut	F	Besitzerang	≠
2. Fa	Circaetus cinérascens	Bandseeadler	?M			Feder			
3. Fa	Circaetus cinérascens	Bandseeadler	F			Feder			
4. Fa	Circaetus cinérascens	Bandseeadler	?M			Feder			
5. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	M	M		Feder			
6. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	M	M		Feder			
7. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder			
8. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder			
9. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder			
10. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder			
11. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder			
12. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder			
13. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder			
14. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	F			Feder	F	Besitzerang	=
15. Fa	Aegypius monachus	Mönchsgeier	M			Feder	M	Besitzerang	=
16. Fa	Aquila chrysaetos	Steinadler	?			Feder			
17. Fa	Aquila chrysaetos	Steinadler	F			Feder			
18. Fa	Aquila chrysaetos	Steinadler	F			Feder			
19. Fa	Aquila chrysaetos	Steinadler	F			Feder			
20. Fa	Aquila clanga	Schelladler	M			Feder			
21. Fa	Aquila clanga	Schelladler	F			Feder			
22. Fa	Aquila pomarina	Schreiadler	F			Feder			
23. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
24. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
25. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
26. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
27. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
28. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
29. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
30. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
31. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
32. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
33. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
34. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	?			Feder			
35. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
36. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
37. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
38. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
39. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im
			HaeIII	MboII	Ddel				
40. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
41. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
42. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
43. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
44. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	F			Feder			
45. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
46. Fa	Buteo buteo	Mäusebussard	M			Feder			
47. Fa	Circus cyaneus	Kornweihe	F			Blut	F	Sektion	=
48. Fa	Hierofalco cherrug	Sakerfalke	M			Feder			
49. Fa	Hierofalco rusticolus	Hybridengerfalke	F			Blut			
50. Fa	Falco tinnunculus	Turmfalke	F			Blut	F	Besitzerang	=
51. Fa	Falco tinnunculus	Turmfalke	F			Blut	F	Besitzerang	=
52. Fa	Falco tinnunculus	Turmfalke	F			Blut	F	Besitzerang	=
53. Fa	Falco tinnunculus	Turmfalke	M			Feder			
54. Fa	Falko elonora	Elenorenfalke	M			Blut			
55. Fa	Gyps bengalensis	Bengalengeier	M	M		Feder			
56. Fa	Gyps bengalensis	Bengalengeier	M	M		Feder			
57. Fa	Gyps bengalensis	Bengalengeier	M			Feder			
58. Fa	Gyps bengalensis	Bengalengeier	M			Feder			
59. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	M			Blut			
60. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	M			Blut			
61. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	F			Feder			
62. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	M			Feder			
63. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	F			Feder			
64. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	M			Feder			
65. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	F			Feder			
66. Fa	Gyps fulvus	Gänsegeier	M			Feder			
67. Fa	Gyps rueppellii	Sperbergeier	M	M		Feder			
68. Fa	Haliaeetus albicilla	Seeadler	M	M		Feder			
69. Fa	Haliaeetus albicilla	Seeadler	M	M		Feder			
70. Fa	Haliaeetus vocifer	Schreiseeadler	M	M		Feder			
71. Fa	Haliaeetus vocifer	Schreiseeadler	F			Feder			
72. Fa	Haliaeetus vociferoides	Madagaskarseeadler	M			Feder			
73. Fa	Haliaeetus vociferoides	Madagaskarseeadler	F			Feder			
74. Fa	Haliaeetus vociferoides	Madagaskarseeadler	F			Feder			
75. Fa	Hieraaetus fasciatus	Habichtsadler	M			Feder			
76. Fa	Hieraaetus fasciatus	Habichtsadler	F			Feder			
77. Fa	Hieraaetus fasciatus	Habichtsadler	M			Feder			
78. Fa	Hieraaetus fasciatus	Habichtsadler	F			Feder			
79. Fa	Hieraaetus fasciatus	Habichtsadler	F			Feder			
80. Fa	Hieraaetus fasciatus	Habichtsadler	M			Feder			
81. Fa	Hierofalco rusticolus	Gerfalke	F			Blut	F	Sektion	=
82. Fa	Milvus	Milan	F			Feder			
83. Fa	Milvus migrans	Schwarzmilan	M			Feder			
84. Fa	Milvus milvus	Rotmilan	M			Feder			
85. Fa	Milvus milvus	Rotmilan	F			Feder			
86. Fa	Neophron percnopterus	Schmutzgeier	F			Feder			
87. Fa	Neophron percnopterus	Schmutzgeier	F			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im
			HaeIII	MbolI	Ddel				
88. Fa	Poliborus plancus?	Schopfarakara	F			Feder			
89. Fa	Poliborus plancus?	Schopfarakara	M			Feder			
90. Fa	Polyborus plancus	Karakara	F		F+	Feder			
91. Fa	Polyborus plancus	Karakara	M			Feder			
92. Fa	Polyborus plancus	Karakara	F			Feder			
93. Fa	Polyborus plancus	Karakara	F			Feder			
94. Fa	Polyborus plancus	Karakara	F			Feder			
95. Fa	Polyborus plancus	Karakara	M			Feder			
96. Fa	Polyborus plancus	Karakara	F			Feder			
97. Fa	Sagittarius serpentarius	Sekretär	F		F+	Feder			
98. Fa	Sagittarius serpentarius	Sekretär	F			Feder			

9.6.24 Ordnung Galliformes - Hühnervögel

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeII	MboII	DdeI	XhoI				
1. Ga	Parixi pauxi	Helm Hokko	M				Blut			
2. Ga	Parixi pauxi	Helm Hokko	F				Blut	F	Besitzerang	=
3. Ga	Parixi pauxi	Helm Hokko	M				Blut	M	Besitzerang	=
4. Ga		Wachteln			M		Blut	M	Morpholog.	=
5. Ga		Wachteln			M		Blut	M	Morpholog.	=
6. Ga		Wachteln			M		Blut	M	Morpholog.	=
7. Ga		Wachteln			M		Blut	M	Morpholog.	=
8. Ga		Wachteln			M		Blut	M	Morpholog.	=
9. Ga		Wachteln			M		Blut	F	Morpholog.	≠
10. Ga		Wachteln			M		Blut	F	Morpholog.	≠
11. Ga		Wachteln			M		Blut	F	Morpholog.	≠
12. Ga		Wachteln			M		Blut	F	Morpholog.	≠
13. Ga		Wachteln			M		Blut	F	Morpholog.	≠
14. Ga	Arborofila	Waldrebhuhn	M				Feder			
15. Ga	Aborofila orientalis	Sumatrabuschwach teln	?M		M		Feder			
16. Ga	Aborofila orientalis	Sumatrabuschwach teln	?M		M		Feder			
17. Ga	Aborofila orientalis	Sumatrabuschwach teln	?M		M		Feder			
18. Ga	Aborofila orientalis	Sumatrabuschwach teln	M		M		Feder	M	Besitzerang	=
19. Ga	Aborofila orientalis	Sumatrabuschwach teln	F				Feder	F	Besitzerang	=
20. Ga	Aborofila orientalis	Sumatrabuschwach teln	M				Feder			
21. Ga	Aborofila orientalis	Sumatrabuschwach teln	F				Feder			
22. Ga	Gallus gallos domesticus	Legehybriden			M		Blut	M	Morpholog. juvenil.	=
23. Ga	Gallus gallos domesticus	Legehybriden			F		Blut	M	Morpholog. Juvenil	≠
24. Ga	Gallus gallos domesticus	Legehybriden			M		Blut	M	Morpholog. Juvenil	=
25. Ga	Gallus gallos domesticus	Legehybriden			M		Blut	M	Morpholog. Juvenil	=
26. Ga	Gallus gallos domesticus	Legehybriden			F		Blut	F	Morpholog. Adult	=
27. Ga	Gallus gallos domesticus	Legehybriden			F		Blut	F	Morpholog. Adult	=
28. Ga	Gallus gallos domesticus	Legehybriden			F		Blut	F	Morpholog. Adult	=
29. Ga	Gallus gallos domesticus	Vorwerk			F		Feder	F	Morpholog. Juvenil	=
30. Ga	Gallus gallos domesticus	Vorwerk			F		Feder	M	Morpholog. Juvenil	≠

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeIII	MbolI	Ddel	XhoI				
31. Ga	Gallus gallos domesticus	Hampshire			F		Feder	F	Morpholog. Juvenil	=
32. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			M		Blut	M	Morpholog.	=
33. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			M		Blut	M	Morpholog.	=
34. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			M		Blut	M	Morpholog.	=
35. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			F		Blut	F	Morpholog.	=
36. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			F		Blut	F	Morpholog.	=
37. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			F		Blut	F	Morpholog.	=
38. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			F		Blut	F	Morpholog.	=
39. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			F		Blut	F	Morpholog.	=
40. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			M		Blut	M	Morpholog.	=
41. Ga	Gallus gallos domesticus	Araukaner			M		Blut	M	Morpholog.	=
42. Ga	Meleagris gallopavo	Truthuhn	M	F	M	M	Blut	M	Schlachtung	=
43. Ga	Meleagris gallopavo	Truthuhn	F	F	M	F	Blut	F	Schlachtung	=
44. Ga	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	M M				Blut			
45. Ga	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	M				Blut			
46. Ga	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	M				Blut	M	Besitzerang .	=
47. Ga	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	FF				Blut	F	Besitzerang .	=
48. Ga	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	FF				Blut			
49. Ga	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	F				Blut			
50. Ga	Polyplectron malacense	Malaienpfaufasan	F				Blut			
51. Ga	Tragopan satyra	Satyrtragopan			M		Blut	F	Sektion	≠
52. Ga	Acryllium vulturinum	Geierperlhuhn	M		M		Feder			
53. Ga	Acryllium vulturinum	Geierperlhuhn	F		F		Feder			
54. Ga	Acryllium vulturinum	Geierperlhuhn	M		M		Feder			
55. Ga	Acryllium vulturinum	Geierperlhuhn	F		F		Feder			
56. Ga	Acryllium vulturinum	Geierperlhuhn	M		M		Feder			
57. Ga	Pavo cristatus mut. Nigripennis	Pfau	M	M			Feder	M	Morpholog.	=
58. Ga	Pavo cristatus mut. Nigripennis	Pfau	F	F			Feder	F	Morpholog.	=

9.6.25 Ordnung Gruiformes – Kranichvögel und Psophiiformes -

Rallenkraniche

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MboII	Ddel				
1. Gr	Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkr.	F			Feder			
2. Gr	Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkr.	F			Feder			
3. Gr	Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkr.	M			Feder			
4. Gr	Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkr.	M			Feder			
5. Gr	Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkr.	M			Feder			
6. Gr	Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkr.	F			Feder			
7. Gr	Balearica pavonina	Ostafrikanischer Kronenkr.	F			Feder			
8. Gr		Zwergrallen	M			Blut			
9. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
10. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
11. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
12. Gr		Zwergrallen	M			Blut			
13. Gr		Zwergrallen	M			Blut			
14. Gr		Zwergrallen	M			Blut			
15. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
16. Gr		Zwergrallen	M			Blut			
17. Gr		Zwergrallen	M			Blut			
18. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
19. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
20. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
21. Gr		Zwergrallen	F			Blut			
22. Gr	Tetrapteryx paradisea	Paradieskranich	F	F		Blut	F	Zoogen	=
23. Gr	Tetrapteryx paradisea	Paradieskranich	F			Feder	F	Zuchtpaar	=
24. Gr	Tetrapteryx paradisea	Paradieskranich	?, M			Feder	M	Zuchtpaar	=
25. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	FF			Blut			
26. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	M M			Blut			
27. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	M			Feder			
28. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	M			Feder			
29. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	F			Feder			
30. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	M			Feder			
31. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	F			Feder			
32. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	M			Feder			
33. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	F			Feder			
34. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	F			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
35. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	F			Feder			
36. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	M			Feder			
37. Gr	Arthropoides virgo	Jungfernkranich	M			Feder			
38. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	M			Blut	M	Sektion	=
39. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
40. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	M			Feder			
41. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	??			Feder			
42. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Blut			
43. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	M			Blut			
44. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
45. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
46. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	M?			Feder			
47. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
48. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
49. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
50. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	M			Feder			
51. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
52. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	M			Feder			
53. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	F			Feder			
54. Gr	Balearica pavonina	Kronenkranich	M			Feder			
55. Gr	Balearica regulorum	Südafrikanischer Kronenkranich	F			Blut			
56. Gr	Balearica regulorum	Südafrikanischer Kronenkranich	F			Feder			
57. Gr	Balearica regulorum	Südafrikanischer Kronenkranich	F			Feder			
58. Gr	Bugerus carunculatus	Klunkerkränich	F			Feder			
59. Gr	Bugerus carunculatus	Klunkerkränich	F			Feder			
60. Gr	Bugerus carunculatus	Klunkerkränich	??			Feder			
61. Gr	Bugerus carunculatus	Klunkerkränich	M			Feder			
62. Gr	Bugerus carunculatus	Klunkerkränich	M			Feder			
63. Gr	Grus antigone	Saruskränich	M			Feder			
64. Gr	Grus antigone	Saruskränich	F			Feder			
65. Gr	Grus antigone	Saruskränich	M			Feder			
66. Gr	Grus antigone	Saruskränich	F			Feder			
67. Gr	Grus antigone	Saruskränich	M			Feder			
68. Gr	Grus grus	Graukranich	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
69. Gr	Grus grus	Graukranich	F		F+	Blut	F	Zoogen	=
70. Gr	Grus grus	Graukranich	M		F+	Blut	M	Zoogen	=
71. Gr	Grus grus	Graukranich	F		F+	Blut	F	Zoogen	=
72. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			
73. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			
74. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
75. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			
76. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			
77. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			
78. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			
79. Gr	Grus grus	Kranich	M			Blut			
80. Gr	Grus grus	Kranich	?M			Blut			
81. Gr	Grus grus	Gaukranich	F			Feder			
82. Gr	Grus grus	Gaukranich	F			Feder			
83. Gr	Grus grus	Gaukranich	F			Feder			
84. Gr	Grus grus	Gaukranich	M			Feder			
85. Gr	Grus grus	Gaukranich	M			Feder			
86. Gr	Grus grus	Gaukranich	M			Feder			
87. Gr	Grus grus	Gaukranich	F			Feder			
88. Gr	Grus grus	Gaukranich	F			Feder			
89. Gr	Grus grus	Kranich	?			Feder			
90. Gr	Grus grus	Kranich	F			Feder			
91. Gr	Grus grus	Kranich	?,F			Feder			
92. Gr	Grus grus	Gaukranich	F			Feder			
93. Gr	Grus grus	Gaukranich	F			Feder			
94. Gr	Grus vipio	Weißnackenkranich	F	F		Blut	F	Zoogen	=
95. Gr	Grus vipio	Weißnackenkranich	F	F		Blut	F	Zoogen	=
96. Gr	Grus vipio	Weißnackenkranich	F			Feder			
97. Gr	Psophia crepitans	Gaurückentrompeter-vogel	FF			Blut			
98. Gr	Psophia crepitans	Gaurückentrompeter-vogel	F			Blut			
99. Gr	Psophia crepitans	Gaurückentrompeter-vogel	F			Blut	F	.Besitzerangaben	=
100.Gr	Psophia crepitans	Gaurückentrompeter-vogel	F			Blut	F	Endoskopie	=
101.Gr	Psophia crepitans	Gaurückentrompeter-vogel	M			Blut	M	Endoskopie	=

9.6.26 Ordnung Passeriformes - Sperlingsvögel

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
1. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	M			Feder			
2. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	M			Feder			
3. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	M			Feder			
4. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	M			Feder			
5. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	M			Feder			
6. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	M			Feder			
7. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	F			Feder			
8. Pa	Aegithalos caudatus	Schwanzmeise	M			Feder			
9. Pa	Corvus albicollis	Geierrabe	M			Feder			
10. Pa	Corvus albicollis	Geierrabe	M			Feder			
11. Pa	Corvus albicollis	Geierrabe	F			Feder			
12. Pa	Corvus albicollis	Geierrabe	F			Feder			
13. Pa	Corvus corax	Kolkrabe	F		F	Feder			
14. Pa	Cyanopica cyana	Blauelster	?			Feder			
15. Pa	Cyanopica cyana	Blauelster	?			Feder			
16. Pa	Garrulus glandarius	Eichelhäher	F		F	Blut	F	Besitzerang .+Zoogen	=
17. Pa	Garrulus glandarius	Eichelhäher	M		F	Blut	M	Besitzerang .+Zoogen	=
18. Pa		Kardinal	??			Feder			
19. Pa		Kardinal	?M			Feder			
20. Pa		Kardinal	M M			Feder			
21. Pa	Parvaria coronata	Rothaubenkardinal	F			Feder			
22. Pa	Paroaria coronata	Graukardinal	M		F	Feder			
23. Pa	Paroaria coronata	Graukardinal	M			Feder			
24. Pa	Paroaria coronata	Graukardinal	F			Feder			
25. Pa	Paroaria coronata	Graukardinal	F			Feder			
26. Pa	Paroaria coronata	Graukardinal	F			Feder			
27. Pa	Paroaria coronata	Graukardinal	F			Feder			
28. Pa	Paroaria coronata	Graukardinal	F			Feder			
29. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	F			Feder			
30. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	M			Feder			
31. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	?			Feder			
32. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	?			Feder			
33. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	?			Feder			
34. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	F			Feder			
35. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	F			Feder			
36. Pa	Textor melanocephalus	Zwergkardinal	F			Feder			
37. Pa	Carduelis carduelis	Stiglitz	F			Feder			
38. Pa	Carduelis carduelis	Stiglitz	M			Feder	M	Besitzerang	=
39. Pa	Carpodacus rubicilla	Berggimpel	F			Feder			
40. Pa	Carpodacus rubicilla	Berggimpel	?			Feder			
41. Pa	Pinicola enucleator	Hakengimpel	M			Feder			
42. Pa	Pinicola enucleator	Hakengimpel	M			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
43. Pa	Fam Furnariidae	Töpfervogel	M			Feder			
44. Pa	Fam Furnariidae	Töpfervogel	M			Feder			
45. Pa	Fam Furnariidae	Töpfervogel	F			Feder			
46. Pa	Furnarius leucopus	Blaßfußtöpfer	M			Feder			
47. Pa	Gracula religiosa	Beo	F			Blut	M	Sektion	≠
48. Pa	Gracula religiosa	Beo	F		F	Blut	M	Zoogen	≠
49. Pa	Gracula religiosa	Beo	F			Blut			
50. Pa	Gracula religiosa	Beo	F			Blut			
51. Pa	Gracula religiosa	Beo	?			Blut	M	Udl	
52. Pa	Leiothrix lutea	Sonnenvogel	?			Feder			
53. Pa	Leiothrix lutea	Sonnenvogel	F			Feder			
54. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F		F	Feder	M	Besitzerang	≠
55. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F		F	Feder	M	Besitzerang	≠
56. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F		F	Feder	F	Besitzerang	=
57. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F		F	Feder	F	Besitzerang	=
58. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F			Feder			
59. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F			Feder			
60. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F			Feder			
61. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F			Feder			
62. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F			Feder			
63. Pa	Leucopsar rothschildi	Balistar	F			Feder			
64. Pa	Silvia borin	Gartengrasmücke	M			Feder	M	Besitzerang	=
65. Pa	Silvia borin	Gartengrasmücke	M			Feder	M	Besitzerang	=
66. Pa	Silvia borin	Gartengrasmücke	F			Feder	f	Besitzerang	=
67. Pa	Silvia borin	Gartengrasmücke	F			Feder	F	Besitzerang	=
68. Pa	Silvia nisia	Sperbergrasmücke	M			Feder			
69. Pa	Silvia nisia	Sperbergrasmücke	M			Feder			
70. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
71. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
72. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
73. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
74. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
75. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
76. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
77. Pa	Iridosornis analis	Gelbkehlhärting	M			Feder			
78. Pa	Iridosornis analis	Schnurrbarthärting	M			Feder			
79. Pa	Iridosornis analis	Schnurrbarthärting	M			Feder			
80. Pa	Garrulax leucolophus	Weißhaubenhäherling	F			Feder			
81. Pa	Garrulax leucolophus	Weißhaubenhäherling	M			Feder			
82. Pa	Garrulax ocellatus	Waldhäherling	M			Feder			
83. Pa	Garrulax ocellatus	Waldhäherling	F			Feder			
84. Pa	Garrulus lidthi	Prachthäher	M		F	Feder			
85. Pa	Liocichla phoenicea	Karminflügelhäherling	F			Feder			
86. Pa	Liocichla phoenicea	Karminflügelhäherling	M			Feder			
87. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	M			Feder	M	Besitzerang	=
88. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	F			Feder	F	Besitzerang	=
89. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	M			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MboII	Ddel				
90. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	F			Feder			
91. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	F			Feder			
92. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	M			Feder			
93. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	F			Feder			
94. Pa	Luscinia luscinia	Sprosser	F			Feder			
95. Pa	Luscinia megarynchos	Nachtigall	M			Feder			
96. Pa	Luscinia megarynchos	Nachtigall	M			Feder			
97. Pa	Luscinia megarynchos	Nachtigall	F			Feder			
98. Pa	Luscinia megarynchos	Nachtigall	M			Feder			
99. Pa	Luscinia megarynchos	Nachtigall	F			Feder			
100. Pa	Luscinia megarynchos	Nachtigall	?		F	Feder			
101. Pa	Luscinia megarynchos	Nachtigall	F			Feder			
102. Pa	Sturnus melanopterus	Schwarzflügelstar	F	M		Feder			
103. Pa	Sturnus melanopterus	Schwarzflügelstar	F	M		Feder			
104. Pa	Sturnus melanopterus	Schwarzflügelstar	F	M		Feder			
105. Pa	Sturnus melanopterus	Schwarzflügelstar	F	M		Feder			

9.6.27 Ordnung Piciformes - Spechtvögel

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht				Material	Geschlecht. Ref.-Meth.	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich
			HaeII	MboII	DdeI	XhoI				
1. Ra	Ramphastus	Tukan	M				Feder			
2. Ra	Ramphastus	Tukan	M				Feder			
3. Ra	Ramphastos sulfuratus	Fischertukan	F				Feder			
4. Ra	Ramphastos sulfuratus	Fischertukan	M				Feder			
5. RA	Ramphastos sulfuratus	Fischertukan	M				Feder	M	Endoskopie	=
6. RA	Ramphastos sulfuratus	Fischertukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
7. Ra	Ramphastos toco	Riesentukan	M				Feder			
8. Ra	Ramphastos tow	Tow-Tukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
9. Ra	Ramphastos tow	Tow-Tukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
10. Ra	Ramphastos tow	Tow-Tukan	M				Feder	M	Endoskopie	=
11. Ra	Ramphastos tucanus	Weißbrusttukan	M				Feder			
12. Ra	Ramphastos tucanus	Weißbrusttukan	M				Feder			
13. Ra	Ramphastos tucanus	Weißbrusttukan	M				Feder			
14. Ra	Ramphastos tucanus	Weißbrusttukan	M				Feder			
15. Ra	Ramphastos tucanus	Weißkehlukan	M	F	F+	M	Feder	M	Endoskopie	=
16. Ra	Ramphastos tucanus	Weißkehlukan	F	F	F+	M	Feder	F	Endoskopie	=
17. Ra	Ramphastos tucanus	Weißkehlukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
18. Ra	Ramphastos vitellinus	Gelbbrusttukan	?, ?, F	F			Feder			
19. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	?, ?, F	F			Feder			
20. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	M	F	F+	M	Feder	M	Endoskopie	=
21. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	F	F	F+	M	Feder	F	Endoskopie	=
22. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
23. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
24. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
25. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	F				Feder	F	Endoskopie	=
26. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	FF				Feder	F	Endoskopie	=
27. Ra	Ramphastos vitellinus	Dottertukan	FF				Feder	M	Endoskopie	≠

9.6.28 Ordnung Sphenisciformes - Pinguine

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
1. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
2. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Blut			
3. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Blut			
4. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Blut			
5. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Blut			
6. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
7. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Feder			
8. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
9. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Blut			
10. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
11. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Feder			
12. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Feder			
13. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	?,F			Blut			
14. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Blut			
15. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
16. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
17. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
18. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	M			Blut			
19. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
20. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			
21. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Feder			
22. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Feder			
23. Sp	Spheniscus humboldti	Humboldtpinguine	F			Blut			

9.6.29 Ordnung Rheiformes – Nandus

Ordnung Casuariiformes – Kasuare, Emus

Ordnung Apterygiformes - Kiwis

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:	Referenzmethode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
1. Ra	Dromaius novaehollandiae	Emu hell	M			F			
2. Ra	Dromaius novaehollandiae	Emu dunkel	M			F			
3. Ra	Dromaius novaehollandiae	Emu	M			F			
4. Ra	Casuarus	Kasuar	M			F			
5. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
6. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
7. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
8. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
9. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
10. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
11. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
12. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
13. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
14. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
15. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
16. Ra	Pterocnemia pennata	Darwinnandu	M			F			
17. Ra	Apteryx	Kiwi	F	M		F	M		≠
18. Ra	Apteryx	Kiwi	F	M		F	f		≠
19. Ra	Apteryx	Kiwi	F	M		F			

9.6.30 Ordnung Strigiformes - Eulen

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz-methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeII	MbolI	Ddel				
1. St	Bubo virginianus	Kanada Uhu	F			Feder			
2. St	Otus gunia	Streifenwaldohreule	F			Feder			
3. St	Bubo lacteus	Milchuhu	M			Feder			
4. St	Ptilosis leucotis	Weißgesichtsohreule	M			Blut			
5. St	Ptilosis leucotis	Weißgesichtsohreule	M			Feder			
6. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	M			Feder			
7. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	M			Feder			
8. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	M M			Feder			
9. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	M			Feder			
10. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	M			Feder			
11. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	F			Feder			
12. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	M			Blut			
13. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	?M			Feder			
14. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	F			Feder			
15. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	F			Feder			
16. St	Aegolius funereus	Rauhfußkauz	F			Feder			
17. St	Asio flammeus	Sumpfohreule	F			Feder			
18. St	Asio flammeus	Sumpfohreule	M M			Feder			
19. St	Athene brama	Bramakauz ?	M			Blut			
20. St	Athene brama	Bramakauz	M			Blut			
21. St	Athene brama	Bramakauz	M			Blut			
22. St	Athene brama	Bramakauz	M			Blut			
23. St	Athene brama	Bramakauz	F			Feder			
24. St	Athene noctua	Steinkauz	M			Blut			
25. St	Athene noctua	Steinkauz	M			Blut			
26. St	Athene noctua	Steinkauz	M			Feder			
27. St	Athene noctua	Steinkauz	??			Feder			
28. St	Athene noctua	Steinkauz =27. St	M			Feder			
29. St	Athene noctua	Steinkauz	M			Feder			
30. St	Athene noctua	Steinkauz	F			Feder	F	Besitzerang	=
31. St	Bubo bubo	Uhu	M			Feder	M	Besitzerang	=
32. St	Bubo bubo	Uhu	F			Feder	F	Besitzerang	=
33. St	Glaucidium passerinum	Sperlingskauz	M			Feder	M	Besitzerang	=
34. St	Glaucidium passerinum	Sperlingskauz	F			Feder	F	Besitzerang	=
35. St	Glaucidium passerinum	Sperlingskauz	M			Feder			
36. St	Glaucidium perlatus	Perlkauz	F			Feder			
37. St	Glaucidium perlatus	Perlkauz	M			Feder			
38. St	Ninox novaezealandiae	Kuckuckskauz	F+ ?		F+	Feder			
39. St	Ninox novaezealandiae	Kuckuckskauz	M			Feder			
40. St	Ninox novaezealandiae	Kuckuckskauz	F			Feder			
41. St	Nyctea scandiaca	Schnee-Eule	M			Feder			

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
42. St	Nyctea scandiaca	Schnee-Eule	M			Feder	M	Besitzerang	=
43. St	Nyctea scandiaca	Schnee-Eule	F			Feder	F	Besitzerang	=
44. St	Otus lempiji	Halsbandeule	M			Feder			
45. St	Otus lempiji	Halsbandeule	M			Feder			
46. St	Otus scops	Zwergohreule	M			Feder			
47. St	Otus scops	Zwergohreule	F			Feder			
48. St	Otus scops	Zwergohreule	M			Feder			
49. St	Phodilus badius	Maskeneule	M		F+	Blut	M	Besitzerang	=
50. St	Phodilus badius	Maskeneule	F		F+	Blut	F	Besitzerang	=
51. St	Phodilus badius	Maskeneule	F			Blut			
52. St	Phodilus badius	Maskeneule	M			Blut			
53. St	Phodilus badius	Maskeneule	M			Blut			
54. St	Phodilus badius	Maskeneule	M			Feder			
55. St	Phodilus badius	Maskeneule	F			Feder			
56. St	Pulsatrixperspicillata	Brillenkauz	F			Feder			
57. St	Pulsatrixperspicillata	Brillenkauz	M			Feder			
58. St	Strix aluco	Waldkauz	M			Feder			
59. St	Strix aluco	Waldkauz	M			Feder			
60. St	Strix aluco	Waldkauz	F	F		Feder			
61. St	Strix aluco	Waldkauz	F			Feder			
62. St	Strix aluco	Waldkauz	F			Feder			
63. St	Strix aluco	Waldkauz	F			Feder			
64. St	Strix nebulosa	Bartkauz	?M M			Feder			
65. St	Strix nebulosa	Bartkauz	M			Feder			
66. St	Strix nebulosa	Bartkauz	F			Feder			
67. St	Strix nebulosa	Bartkauz	F			Feder			
68. St	Strix nebulosa	Bartkauz	M			Feder			
69. St	Strix nebulosa	Bartkauz	F			Feder			
70. St	Strix nebulosa	Bartkauz	F			Feder			
71. St	Strix nebulosa	Bartkauz	F			Feder			
72. St	Strix rufipes	Rotfußkauz	F			Feder			
73. St	Strix rufipes	Rotfußkauz	F			Feder			
74. St	Strix uralensis	Habichtskauz	M			Feder	M	Besitzerang	=
75. St	Strix uralensis	Habichtskauz	F			Feder	F	Besitzerang	=
76. St	Strix uralensis	Uralkauz	F			Feder			
77. St	Strix uralensis	Habichtskauz	F			Feder			
78. St	Strix uralensis	Habichtskauz	M			Feder			
79. St	Sturnia ulula	Sperbereule	M			Feder	M	Besitzerang	=
80. St	Sturnia ulula	Sperbereule	M			Feder			
81. St	Sturnia ulula	Sperbereule	F			Feder			
82. St	Tyto alba	Schleihereulen	M			Blut	F	Besitzerang	
83. St	Tyto alba	Schleihereulen	F			Blut	M	Besitzerang	
84. St	Tyto alba	Schleihereule	M			Feder			
85. St	Tyto alba	Schleihereule	F			Feder			
86. St	Tyto alba	Schleihereule	F			Feder			
87. St	Tyto alba	Schleihereule	F			Feder			

Anhang

Nr.:	Wissenschaftliche Bezeichnung	Deutsche Bezeichnung	Geschlecht			Material	Geschlecht der Ref.:-	Referenz- methode	Ergebnisse im Vergleich.
			HaeIII	MbolI	Ddel				
88. St	Tyto alba	Schleiereule	F			Feder	F	Besitzerang	=
89. St	Tyto alba	Schleiereulen	M			Feder			
90. St	Tyto alba	Schleiereulen	M			Feder			
91. St	Tyto alba	Schleiereulen	M			Feder			
92. St	Tyto alba	Schleiereulen	F			Feder			
93. St	Tyto alba	Schleiereulen	M			Feder			
94. St	Tyto alba	Schleiereulen	F			Feder			
95. St	Tyto alba	Schleiereulen	M			Feder			
96. St	Tyto alba	Schleiereule	F			Feder			
97. St	Tyto alba	Schleiereule	F			Feder			
98. St	Tyto glaucops	Silberschleiereule Hispaniolaschleiereule	F		F+	Blut	F	Besitzerang	=
99. St	Tyto glaucops	Silberschleiereule	M			Blut			
100. St	Tyto glaucops	Silberschleiereule	M			Blut			
101. St	Tyto glaucops	Silberschleiereule	M			Blut	M	Besitzerang	=

9.7 Nukleotidsequenzen diverser Vogelarten

9.7.1 Nukleotidsequenz des EcoRI-Fragments vom Huhn

(EMBL Accession No. 57344)

Nr.	Position	Sequenz	Nukleotide
		AATTCTCTTC	10
1	11	GAAAAAACGCTTTTGCCT	19
2	30	GAAAATCACGCGTTTTCTACCC	22
3	52	AAAAATACCAATATTTTGCCCG	22
4	74	GAAATCACGCATTTACACCTC	21
5	95	AAAAACGTCACTTTTCGCC	20
6	115	AAAAAGCAAGCATTTTCTCTTA	22
7	137	GAAAATTTTACCCCC	15
8	152	AAAACACGCATTTTACCAT	20
9	172	AAAAATACCATTTTTCGCACGA	22
10	194	GAATCATGTATGTTTCAGTT	19
11	213	CAAAACTACTGCATTTACCCCC	22
12	235	AAAATCACGCTTTTTCCTCCA	22
13	257	GAAATGCAACTTTTAAATA	20
14	277	GAAATCACGCGTTTCCTCCAC	21
15	298	GAAAATACCGCCTTTCACCCC	21
16	319	AAAATCACGCATTTTCTCTCC	21
17	340	AAAAATACCACCTTTCTCTC	20
18	360	GAAAAGCACGCATTTCCACACG	22
19	382	GAAAATACCACTTTTCCCTT	20
20	402	GAAAATTCCACATTTTCTTCTC	23
21	425	GAAAATACCACTTCTCACCG	20
22	445	GAAAATAACGCCTTCTACCGC	22
23	467	AAATACACCACGTTTCACCCC	21
24	488	AAAATCACGCATTTTCACCCC	21
25	509	GAAAATACCGCCTTTCACCCC	21
26	530	AAAATCACGCATTTTCTTCCC	21
27	551	GAAAATACCACCTTTCAAAG	20
28	571	GAAAATCACTTCATTTTCTCCC	23
29	594	GAAAATACCACCTTTCCCCC	20
30	614	GAAAATCACGCATTTTCTGCGC	22
31	636	GAAGCAACCCCATTTCTCCCAA	22
32	658	GAACCACGCATTTTTTTTCAC	20
33	678	GAAAATTGTACGTTCAAAG	19
34	697	GAAAATCGCACATTTTCTCCCT	22
35	719	GAACATAACCACCTTTCACCC	20
36	739	AAAAATTCCGCGTTTCCGCGT	22
37	761	GAAGGAACCCCGCTTCACAC	20
38	781	GAATATCACGCATTGTCTACCG	22
39	803	GAAAATACCACTTTTCTAAC	20
40	823	GAAAATCACGCACTGTCCCGCC	22

Anhang

Nr.	Position	Sequenz	Nukleotide
41	845	GAAAACACAAGTTTTCGCCC	20
42	865	GAAAATCACGCATTTTCCCCCA	22
43	887	GAAAAAAAGCACCTCTGTCCA	21
44	908	CAAGTCACGCATCTTGTACCC	21
45	929	GAAAATACCACTTTTCTCCT	20
46	949	GAAAATCCCGCATTTTTCACCCC	23
47	972	CAAATGCCACTTTTCGCGC	19
48	991	GAAAAGCATTTTCCTTCGG	18
49	1009	GAAAATCACCCCTCTTCAACC	20
50	1029	GAAAAACACGTGTTTTCTCCTT	22
51	1051	GAAAATACCATCTTTCGCCT	20
52	1071	GAGAATCACGCATGTTCACTTC	22
53	1093	GAAAATACCCCATTTCCCCA	20
54	1113	GAAAATCTCGCACTGTCTCCTC	22
55	1135	GAAAATACCCTGAGCGCACCTC	22
56	1157	CGCGCATGCGCAGTGCGATCG	21
57	1178	CAAATCCACGCATACGCGGTG	21
58	1199	CTCCCCCTGCGAG	13
			1211 bp

9.7.2 Nukleotidsequenz des PstI-Fragments vom Truthahn

(Saitoh et al., 1989)

Nr.	Position	Sequenz	Nukleotide
	1	GTTTCCTCCC	
1	11	ACAAATACCATTTTTTCAACC	21
2	32	AGAAATAGGACGTTTTTCTCCC	22
3	54	AGAAATACCGGATTTTTGAAAA	22
4	76	CAAAACATGACATTTTCTCCC	21
5	97	AGAAATACGAGTTTTCTCCC	20
6	117	AAAATATGATATTTTGCACC	20
7	137	AGAAATTCAGTTTTATCACC	21
8	158	GAAGACTCTACGTTTTCTACC	21
9	179	AGAAATACCAATTATCTCC	19
10	198	GCAAAAATTACATTTTCTCC	20
11	218	AGAAATACCAGATTCTTCCC	21
12	239	TTAAATATGACACCTTTTCC	20
13	259	AAGAAATAGTAGATTTTCCCC	22
14	281	AAAATATGACATTTTCTCC	20
15	301	AGGAAATGCCAGTTTATCGT	21
16	322	ATAAATATGACATTTTATACC	21
17	343	GCAAATATCCGCTTTCTCCC	20
18	363	AAAATATGCCATTTTCTGCC	21
	384	AGGAACTGCA	21

9.7.3 Nukleotidsequenz des TaqI-Fragments vom Fasan

(Saitoh et al., 1989)

Nr.	Position	Sequenz	Nukleotide
	1	C	
1	2	GACAAAATACCACCATTTCTCCC	22
2	24	ACAGAGATGGCATTTCATCCC	21
3	45	ACAAGTACTACTTCACACTCC	21
4	66	ACACGATGATACTTTCCATC	20
5	86	AAGAATAGGGCATTGGACCAC	21
6	107	AGAAATACCAGCTTTCTGCCT	21
7	128	AAGAGATGACATTTTCTCCC	20
8	148	AGAAATACCACTTTTCTCCC	20
9	168	AGAAATACAGGAACTTTTCTGC	22
10	190	CAGAAACACCATGCTCATCCTC	22
11	212	TCCAGATGTTGTTTTCACCCC	21
12	233	AAACACTAGGACCTTTCCTC	20
13	253	TCACTACTCCCTGCTTTTTTC	20
14	273	AAAAC TAGATGGTCTTCTCTCCC	23
15	296	AGAAATACTAGCATTCTCTGC	21
16	317	AAGATGGGACCTTTTCCAA	19
17	336	CCAAAGATGGTAGAGTCTCCC	21
18	357	AGAAATAGCACTTTTCTTC	19
19	376	ATCAGAACTGTCATTTTCTCC	21
20	397	AAAAAAATACTACTTTCAACT	21
21	418	GTTCCAGGTGACATTTGCAGCC	22
22	440	AAACATAGGAGAGATTCTCC	20
23	460	ACAAAGTAACCACTTTTCTCTC	22
	482	ACGT	

9.7.4 Nukleotidsequenz des XhoI-Fragments vom Huhn

(EMBL Accession No. X06548)

Nr.	Position	Sequenz	Nukleotide
		CTCGA	
1	6	GAAATACCACTTTTCTCTC	19
2	25	GAAAATCATGCATTTTCATCC	21
3	46	AAAAATACCACCTGTCTAAA	20
4	66	AAAAATTCTGCACTTCCTTCCC	22
5	88	GAAAATACCACTTTTCGCTGG	21
6	109	GAAATAACACATTTCTACCC	20
7	129	CAATATAACACGCTTCACTCA	22
8	151	CAATCACGCATTTTCACCCC	21
9	172	GAAAGTACCACCTTTCAGCC	20
10	192	GAAAATTACGCTTTTTCCTCTA	22
11	214	GAAAATACCACTTCTCAAACA	21
12	235	GAAATATCACGTTTCGCCAA	20
13	255	GAAAATAGCATCATTCACCC	20
14	275	CAAAATCACGCGTTTTCTCTCCA	23
15	298	GAACTACCACTTTTCTCAC	19
16	317	GGAAATCACACATTTTCTTCCC	22
17	339	GAAAGTACCACCTTGCACAC	20
18	359	GAAAATCACGCATTTTCTGCGC	22
19	381	GAAACAACCCCATTTTCACCC	20
20	401	CAAAATCAGTCTTTTCTTCCG	22
21	423	GAAAATACAACTTTCTAAC	20
22	443	GAAATCCATGCGTTATCACTCT	22
23	465	GAAAATACACGTTTTTGCCC	20
24	485	GAAAATCACGCATTTTCCCTTC	22
25	507	GTAAATTCCCATGTCGCCA	20
26	527	GAAAATAATTCATTTCTTACC	22
27	549	GTAAATGCCCTTTTCACC	19
28	568	CAAAAATCACGCATTTCCCCCG	23
29	591	GAAAAACGCACCTCTGTCC	19
30	610	AAACATCACGCATTTTCTACCC	22
31	632	GAAAATACCACTTTTGGCTGG	21
32	653	GAAATAACACATTTCTCCCC	20
33	673	CAATATAACCACCTTTCACCC	21
34	694	CAAAATCACGCATTTTCTCTC	21
35	715	GAG	

9.7.5 Nukleotidsequenz von T-sex

(International Publication No. WO94/07907)

Nr.	Position	Sequenz
1	1	AACAGCATCT GATGCTGCAC CCCTTCAGTA TCTGGCTCCC
2	41	TACTCAGGCT GCTCCATGGG GGAATACTTC AGAGACAATG
3	81	GGAAACATGC ATTGATCATC TACGATGACT TGTCCAAACA
4	121	GGCTGTTGCC TACCGTCAGA TGTCTCTGCT GCTGCGTCGT
5	161	CCFCCTGGCC GTGAAGCTTA CCCAGGTGAT GTGTTCTACC
6	201	TGCACTCTCG CCTGCTGGAG AGAGCAGCTA AAATGAATGA
7	241	TTCCTTTGGA GGAGGCTCTC TGACTGCTTT GCCCGTCATT
8	281	CAAACCTCAGG CTGGTGATGT GTCTGCTTAC ATTCCAACCA
9	321	ATGTCATCTC CATCACTGAT GGACAGATCT TCTTGAAAC
10	361	TGAACTGTTT TACAAAGGTA TCCGTCCAGC CATCAACGTT
11	401	GGTCTGTCTG TGTCCCCTGT GGGTTCTGCT GCTCAGACCA
12	441	GGGCAATGAA ACAGGTGGCT GGTACCATGA AGCTGGAGCT
13	481	GGCTCAGTAC CGTGAAGTGG CTGCCTTTGC TCAGTTTGGG
14	521	TCTGATTTGG ATGCTGCCAC ACAACAGCTG CTGAATCGTG
15	561	GTGTGCGTCT GACAGAGCTC CTGAAACAAG GACAGTATGT
16	601	TCCCATGGCT ATTGAGGAAC AGGTTGCAGT CATCTATCGT
17	641	GGTGTAAGAG GTCACCTGGA CAAGCTGGAG CCCAGCAAAA
18	681	TCACTAAATT TGAGAGTGCT TTCCTGGCTC ATGTACTGAG
19	721	CCAGGACCAG GCCCTCCCTC TCCACCATCA GGACTGAAGG
20	761	GAAGATCTCT GACCAGACGG AAGCTAAGCT GAAGGAAATA
21	801	GTCACAAATT TCCTATCTAC TTTTGAGGCA TAAACTCATT
22	841	ATCTGTTCAA ACAGACCAGG CTGTTTTTGT TGTACGTGC
23	881	TTTGCCTCCA TCAAAGACCT AAACGTATCG AGTGCTTGAA
24	921	TGTACAGATC TCACTGAGAA TAAAAGTTTC CATGTAAA

9.7.6 Nukleotidsequenz eines geschlechtsspezifischen PCR-Produkts vom Star

Sturnus vulgaris

(Griffiths et al., 1992)

Nr.	Position	Sequenz	Nucleotide
1	1	GAAGTTGCTA CAATACCAAT AGACCCTGAG	30
2	31	AAGGCAACAA AATTAATGGC AGTACAAGTG	30
3	61	GTACTGGCAA AATTAATGGC AGTACAAGTG	30
4	91	ATCAATGGGA TAAAAAAGA GAAGTGGGGA	30
5	121	AATTGTGACA ATTGATAAAA TATTCGTGTT	30
6	151	AATCACAAAA GCATTGGGGT TTGCATAAAC	30
7	181	CAGAATACTA AGCTCTGAAG TGAAGCATGG	30
8	211	ACACTACATA AAGGAAATTA TATGATTAAA	30
9	241	TAATTCTGTT TAAAATCACC TTGTTATGTT	30
10	271	ATATTATGTT GTATTATTGT CTTGGTTTGA	30
11	301	AAGACAGGTA TCTGCTAAGG AAAGTCAAGA	30
12	331	ACCCCTTTCC TGAGATGCGG AATGCAACCC	30
13	361	CCTCCCTTTT AATTATTTTA GGTCCAAATC	30
14	391	AGAAGCCTTC AGGCAGGAGA TGTGGGCATA	30
15	421	AGGGTAACAG TTCTTTACTG ATATCTAACA	30
16	451	AGGCAGAAAA AACAAGAACA GCTATAAAAA	30
17	481	TTGACAACAG AACAGAACAG TATAGCTCAG	30
18	511	CTCCAGTCCC TTTTGGCGGC AGGCCGTCTC	30
19	541	CCTGCGCTCA GTTACCGTTG CTGTGGGGGC	30
20	571	AGGGCAGTTC CCGGGCAGTT GAAGAGGGCT	30
21	601	GGAGTGATGG CGGCGGCGTC CCAGGGGTGA	30
22	631	GAGAGGCTGG GAAAGTGACT CCCCCTCACG	30
23	661	GTGTCGTTCA CTATGCTCAG CAGGGTGTCT	30
24	691	GGAGATAGTG GGGTGAGATG GGAGAGCAGC	30
25	721	AGAGCGATGT CCAACGGCAA GGAGCGTGGA	30
26	751	TCTC	4

9.7.7 Nukleotidsequenz einer geschlechtsspezifischen Hybridisierungsprobe der
Möwe *Larus fuscus*
(Griffiths und Holland, 1990)

Nr.	Position	Sequenz	Nucleotide
1	1	GATCAAAGCA TAGATAAAGT CGAACCTGAC	30
2	31	TCAACTCCAC AGACTAGTCT GGTTCCACTG	30
3	61	CCACTATCTG AAACCCCCGA CAATGACACC	30
4	91	TTATTGAGCG GACTTAAGAA TCTGCCCCTT	30
5	121	GATGATGAGC TTTGGGATAA TGCACTGTCA	30
6	151	CGATACACTG CAAGCACTGA GACATTAGAA	30
7	181	AACATGAGGG ATTTAAATAC ACCTGCCCTC	30
8	211	CTCTCCCCAG CGCCAGTGTG TGCAGTATGC	30
9	241	GCTGAAGGCT CGCCCGCTGC GCGCTACAT	30
10	271	CCCCAAGAAC CCCTACCAGT ACCAGATC	28

Danksagung

Herrn Prof. Dr A. Herzog von der Justus-Liebig-Universität möchte ich für seine Betreuung und jederzeit gewährte Unterstützung bei der Durchführung und Korrektur dieser Arbeit meinen besonderen Dank aussprechen.

Ein großer Dank geht an Herrn Dr. A. Herzog, dem Leiter des Instituts für Klinische Prüfung Ludwigsburg, für die Bereitstellung des Arbeitsplatzes und die gewährte finanzielle Unterstützung.

Bedanken möchte ich mich auch bei Herrn Prof. Dr. D. Sandow für seine hilfreichen Anregungen, wertvollen Ratschläge, Diskussionen und seine fachliche Unterstützung während dieser Arbeit.

Weiterhin danke ich Herrn Dr. W. Hecht, der mir in fachlichen Angelegenheiten stets offen und kompetent zur Seite stand, Herrn Prof. E. Kaleta für die freundlichen Gespräche und das Einbringen seiner wertvollen ornithologischen Fachkenntnisse in diese Arbeit sowie Herrn Fr. K. Failing für die Hilfe bei der statistischen Auswertung der Ergebnisse.

Für die Einführung in molekularbiologische Techniken und die stete Hilfsbereitschaft möchte ich mich bei Herrn Dr. Tolle, Dr. Balzer und Frau Diffenbacher bedanken, bei Frau Dr. Hofäcker, Herrn Dr. Klaas und Herrn Schmidt-Jannes darüber hinaus für wertvolle Ratschläge und Korrekturen, bei meinen Mitarbeitern Frau Waschka, Herrn Glup, Frau Rihm und Frau Bellgardt für die angenehme, freundschaftliche und fröhliche Zusammenarbeit.

Ein herzliches Dankeschön auch an Günter Zerfowski, Philipp Bicheler und Andrea Imhof für die Erfassung und Bearbeitung der Fotografien und Zeichnungen und an Dr. Martens für die Übersetzung der Zusammenfassung ins Englische.

Zuletzt sei allen Vogelbesitzern und Einsendern gedankt, ohne deren Mitarbeit die Durchführung dieser Arbeit nicht möglich gewesen wäre.



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFENBERGRING 15
D - 3 5 3 9 6 G I E S S E N

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890
redaktion@doktorverlag.de
www.doktorverlag.de

ISBN 3-8359-5072-X



9 783835 195072 6