

Band 56 • Heft 2 • Mai 2018

# Vogelwarte

Zeitschrift für Vogelkunde



Deutsche Ornithologen-Gesellschaft e.V.



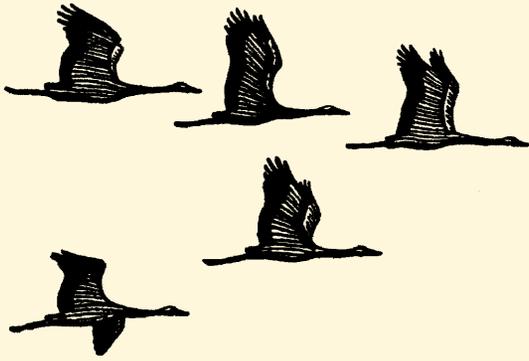
Institut für Vogelforschung  
„Vogelwarte Helgoland“



Vogelwarte Hiddensee  
und  
Beringungszentrale Hiddensee



Max-Planck-Institut für Ornithologie  
Vogelwarte Radolfzell



# Vogelwarte

Zeitschrift für Vogelkunde

Die „Vogelwarte“ ist offen für wissenschaftliche Beiträge und Mitteilungen aus allen Bereichen der Ornithologie, einschließlich Avifaunistik und Beringungswesen. Zusätzlich zu Originalarbeiten werden Kurzfassungen von Dissertationen, Master- und Diplomarbeiten aus dem Bereich der Vogelkunde, Nachrichten und Terminhinweise, Meldungen aus den Beringungszentralen und Medienrezensionen publiziert.

Daneben ist die „Vogelwarte“ offizielles Organ der Deutschen Ornithologen-Gesellschaft und veröffentlicht alle entsprechenden Berichte und Mitteilungen ihrer Gesellschaft.

**Herausgeber:** Die Zeitschrift wird gemeinsam herausgegeben von der Deutschen Ornithologen-Gesellschaft, dem Institut für Vogelforschung „Vogelwarte Helgoland“, der Vogelwarte Radolfzell am Max-Planck-Institut für Ornithologie, der Vogelwarte Hiddensee und der Beringungszentrale Hiddensee. Die Schriftleitung liegt bei einem Team von vier Schriftleitern, die von den Herausgebern benannt werden.

Die „Vogelwarte“ ist die Fortsetzung der Zeitschriften „Der Vogelzug“ (1930 – 1943) und „Die Vogelwarte“ (1948 – 2004).

## Redaktion/Schriftleitung:

Manuskripteingang: Dr. Wolfgang Fiedler, Vogelwarte Radolfzell am Max-Planck-Institut für Ornithologie, Am Obstberg 1, 78315 Radolfzell (Tel. 07732/1501-60, Fax. 07732/1501-69, [fiedler@orn.mpg.de](mailto:fiedler@orn.mpg.de))

Dr. Ommo Hüppop, Institut für Vogelforschung „Vogelwarte Helgoland“, An der Vogelwarte 21, 26386 Wilhelmshaven (Tel. 04421/9689-0, Fax. 04421/9689-55, [ommo.hueppop@ifv-vogelwarte.de](mailto:ommo.hueppop@ifv-vogelwarte.de))

Dr. Christoph Unger, Obere Gasse 23, 98646 Hildburghausen (Tel. 03685/40 35 99, [corvus\\_hibu@freenet.de](mailto:corvus_hibu@freenet.de))

Christof Herrmann, Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie MV, - Beringungszentrale Hiddensee, Goldberger Str. 12, 18273 Güstrow (Tel. 03843-777251, Fax: 03843-7779251, [Christof.Herrmann@lung.mv-regierung.de](mailto:Christof.Herrmann@lung.mv-regierung.de))

## Meldungen und Mitteilungen der DO-G, Nachrichten:

Dr. Christoph Unger, Adresse s. o.

## Redaktionsbeirat:

Hans-Günther Bauer (Radolfzell), Peter H. Becker (Wilhelmshaven), Timothy Coppack (Neu Broderstorf), Michael Exo (Wilhelmshaven), Klaus George (Badeborn), Fränzi Korner-Nievergelt (Sempach/Schweiz), Bernd Leisler (Radolfzell), Felix Liechti (Sempach/Schweiz), Ubbo Mammen (Halle), Roland Prinzing (Frankfurt), Joachim Ulbricht (Neschwitz), Wolfgang Winkel (Wernigerode), Thomas Zuna-Kratky (Wien/Österreich)

## Layout:

Susanne Blumenkamp, Abraham-Lincoln-Str. 5, 55122 Mainz, [susanne.blumenkamp@arcor.de](mailto:susanne.blumenkamp@arcor.de)

Für den Inhalt der Beiträge sind die Autoren verantwortlich. V.i.S.d.P. sind die oben genannten Schriftleiter.

ISSN 0049-6650

Die Herausgeber freuen sich über Inserenten. Ein Mediadatenblatt ist bei der Geschäftsstelle der DO-G erhältlich, die für die Anzeigenverwaltung zuständig ist.

**Titelbild:** „Star“ – von Anette Isfort. Größe des Originals: 48 x 38 cm, Tempera, 2014

## DO-G-Geschäftsstelle:

Karl Falk, c/o Institut für Vogelforschung, An der Vogelwarte 21, 26386 Wilhelmshaven (Tel. 0176/78114479, Fax. 04421/9689-55, [geschaefststelle@do-g.de](mailto:geschaefststelle@do-g.de), <http://www.do-g.de>)



Alle Mitteilungen und Wünsche, welche die Deutsche Ornithologen-Gesellschaft betreffen (Mitgliederverwaltung, Anfragen usw.) werden bitte direkt an die DO-G Geschäftsstelle gerichtet, ebenso die Nachbestellung von Einzelheften.

Der Bezugspreis ist im Mitgliedsbeitrag enthalten.

## DO-G Vorstand

**Präsident:** Prof. Dr. Stefan Garthe, Forschungs- und Technologiezentrum Westküste (FTZ), Universität Kiel, Hafentörn 1, 25761 Büsum, [garthe@ftz-west.uni-kiel.de](mailto:garthe@ftz-west.uni-kiel.de)

**1. Vizepräsident:** Prof. Dr. Martin Wikelski, Max-Planck-Institut für Ornithologie, Vogelwarte Radolfzell, Am Obstberg 1, 78315 Radolfzell, [martin@orn.mpg.de](mailto:martin@orn.mpg.de)

**2. Vizepräsidentin:** Dr. Dorit Liebers-Helbig, Deutsches Meeresmuseum, Katharinenberg 14-20, 18439 Stralsund, [Dorit.Liebers@meeresmuseum.de](mailto:Dorit.Liebers@meeresmuseum.de)

**Generalsekretär:** Dr. Ommo Hüppop, Institut für Vogelforschung „Vogelwarte Helgoland“. An der Vogelwarte 21, 26386 Wilhelmshaven, [ommo.hueppop@ifv-vogelwarte.de](mailto:ommo.hueppop@ifv-vogelwarte.de)

**Schriftführerin:** Dr. Franziska Tanneberger, Universität Greifswald, Partner im Greifswald Moor Centrum, Soldmannstr. 15, 17487 Greifswald, [tanne@uni-greifswald.de](mailto:tanne@uni-greifswald.de)

**Schatzmeister:** Dr. Volker Blüml, Freiheitsweg 38A, 49086 Osnabrück, [schatzmeister@do-g.de](mailto:schatzmeister@do-g.de)

## DO-G Beirat

**Sprecher** (seit 01.01.2018): Dr. Dirk Tolkmitt, Menckestraße 34, 04155 Leipzig, [tolkmitt-leipzig@t-online.de](mailto:tolkmitt-leipzig@t-online.de)

# Phänologie der Mandarinente *Aix galericulata* im Raum Potsdam: Bestandsentwicklung, außerbrutzeitliches Auftreten, Mauser und Verpaarungsstatus

Wolfgang Mädlow

---

Mädlow W 2018: Phenology of the Mandarin Duck *Aix galericulata* in the Potsdam area: population trends, non-breeding occurrence, moult, and mating. *Vogelwarte* 56: 65-76.

Count data on Mandarin Ducks and resightings of ringed birds in the Potsdam area were analysed with regard to phenology and non-breeding occurrence. The birds remain within the breeding region throughout the whole year. Since 1991/92, Mandarin Ducks occur regularly in Potsdam. At least until the early 2000s, the winter population increased strongly, but since 2010 there has been no further increase. Around 2010, the total population in Berlin and Potsdam was estimated at 800 to 850 birds, which was slightly lower than during the early 2000s (900 to 1.000 birds). During cold periods in winter, birds gather in large resting groups of up to 400 individuals at few available open water bodies. In March, these groups break up. From May onwards, males gather in small groups, and from August onwards, and especially in autumn, larger groups can be observed.

Birds show seasonal preferences for particular areas as resting places. In Brandenburg, records of roaming birds far away from the breeding areas exist mostly for the months January to May, and in lower numbers also for September onwards. Many of these birds are males. The males moult their body feathers into eclipse plumage between late May and early July and subsequently moult their primaries. Moult of tail feathers begins in June. Females moult their wing and tail feathers considerably later. Moult of body feathers into breeding plumage in males begins in August and is completed in most birds by the end of September or the beginning of October (later in juvenile males). Mating in adults starts when males display their breeding plumage in autumn. The percentage of birds that are evidently mated increases until April, however, it remains lower in first-year birds than in older birds throughout the winter. Pair bonds are released in June at the latest (earlier in second-year birds). In a few pairs in which both partners were ringed, multi-year pair bonds were observed, once even across six consecutive years. No records exist for mate change as long as both partners were alive. Pairs break up during the breeding season and form again in late summer in moulting areas.

✉ WM: In der Feldmark 7, 14476 Potsdam. E-Mail: wmaedlow@t-online.de

---

## 1. Einleitung

Die Mandarinente ist im größten Teil ihres ursprünglichen ostasiatischen Verbreitungsgebiets ein ausgeprägter Zugvogel. Brutvögel des fernöstlichen Russlands und Nordostchinas überwintern in Japan, dem mittleren China und auf der koreanischen Halbinsel (Lever 2013). Hingegen führen Vögel der in Europa eingebürgerten Bestände keine regelmäßigen Zugbewegungen durch, sondern streifen – von wenigen Ausnahmen abgesehen – im Wesentlichen innerhalb der regelmäßigen Vorkommensgebiete umher (Lever 2013; Bairlein et al. 2014).

Dennoch zeigen auch europäische Vögel eine deutliche Jahresperiodik. Neben dem Brutgeschäft betrifft dies die Wahl von Rastgebieten, das Ausmaß der Truppbildung, die Abhängigkeit von Fütterungen, den Ablauf der Mauser und den Verpaarungsstatus der Vögel.

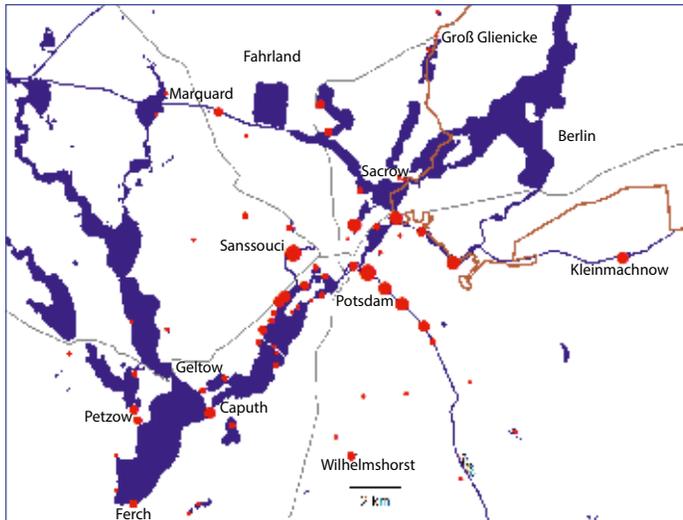
Im Raum Berlin-Potsdam hat sich, ausgehend von freifliegend gehaltenen Vögeln des Zoologischen Gartens in Berlin, ein Bestand wildlebender Mandarinenten etabliert, der in den 2000er Jahren mit etwa 140 bis 200 Brutpaaren bzw. 900 bis 1.000 Individuen angegeben wurde (Schmidt & Mädlow 2006). In den Jahren 2002

bis 2010 wurde in Potsdam ein Beringungsprojekt durchgeführt, um nähere Einblicke in das Ortsverhalten der Mandarinenten zu gewinnen. Dies war mit intensiven Beobachtungen und Zählungen der Vögel im Potsdamer Raum verbunden. Nach den Ergebnissen zur Brutbiologie (Mädlow 2018) sollen hier Angaben zum außerbrutzeitlichen Auftreten und zur Phänologie zusammengestellt werden.

## 2. Untersuchungsgebiet und Methode

Das Untersuchungsgebiet umfasst das von Mandarinenten besiedelte und regelmäßig aufgesuchte Stadtgebiet von Potsdam sowie Gewässer in den angrenzenden Gemeinden (Abb. 1). Es ist rund 160 km<sup>2</sup> groß und macht damit gut ein Viertel des damaligen Gesamtvorkommensgebiets Berlin-Potsdam von etwa 600 km<sup>2</sup> aus. Es wird von der teilweise seenartig erweiterten Havel sowie von der schmalen, kanalisierten Nuthe durchzogen. Daneben gibt es eine größere Anzahl von Seen, Kleingewässern und wasserführenden Gräben.

Von 2003 bis 2010 wurden die in Frage kommenden Gewässer in Potsdam regelmäßig auf die Anwesenheit von Mandarinenten kontrolliert. Insgesamt wurden über 4.000 Gebietskontrollen durchgeführt. Als „Gebiet“ wird dabei entwe-



**Abb. 1:** Vorkommen der Mandarinente im Raum Potsdam. Dargestellt sind die in den einzelnen Gebieten festgestellten Höchstzahlen in den Jahren 2003 bis 2010 in sechs Größenklassen (1 bis 6, 7 bis 18, 19 bis 38, 39 bis 71, 72 bis 123, 124 bis 240 Vögel). Vorkommen im Stadtgebiet von Berlin sind nicht abgebildet. – *Occurrence of Mandarin Ducks in the Potsdam area. Maximum counts per site during the years 2003 to 2010 were binned into six classes (1 to 6, 7 to 18, 19 to 38, 39 to 71, 72 to 123, 124 to 240 birds).*

der ein abgeschlossenes Kleingewässer oder ein definierter Abschnitt eines Fließgewässers bezeichnet. Die wichtigsten dieser Gebiete wurden in der Regel einmal bis mehrmals monatlich aufgesucht, weniger bedeutende eher unregelmäßig oder sporadisch. Daneben wurden alle von anderen Ornithologen mitgeteilten Beobachtungen registriert. In der hier vorgenommenen Auswertung blieben Beobachtungen von Familienverbänden mit nichtflüggen Jungvögeln generell unberücksichtigt.

Von Dezember 2002 bis Mai 2007 wurden 172 Mandarinenten überwiegend mit Fußschlingen, teilweise auch mit Zagnetzen gefangen und anschließend beringt. Neben dem Metallring der Beringungszentrale Hiddensee erhielten sie einen aus der Entfernung ablesbaren Kennring aus Kunststoff mit individueller Nummer (die erforderlichen Genehmigungen lagen vor). Von diesen Vögeln liegen rund 3.500 Ablesungen vor. Ringablesungen werden durch das Verhalten der Enten begünstigt, die sehr gerne an Land oder auf überstehenden Ästen am Wasser stehen. Bei den Ablesungen wurde in der Regel notiert, ob der beringte Vogel offensichtlich verpaart war. Von Verpaarung wurde bei unmittelbarer körperlicher Nähe zweier Vögel und/oder bei entsprechenden sozialen Interaktionen ausgegangen. Dabei wird eine tatsächliche Verpaarung in vielen Fällen nicht erkannt worden sein, wenn sich die Partner nicht gerade unmittelbar benachbart aufhielten. Deshalb können Angaben zum Verpaarungsgrad immer nur Mindestangaben sein.

Bei beringten Vögeln wurde zudem auf den Mauserzustand geachtet. Bei Männchen wurde die Kleingefiedermauser nach den Anteilen von Körperpartien, die mit Prachtkleid- bzw. Schlichtkleidfedern bedeckt waren, in sieben Mauserstufen eingeteilt. Mauserstufe 1 bezeichnet das volle Schlichtkleid, Mauserstufe 7 das volle Prachtkleid. Ein Vogel der Mauserstufe 2 weist beispielsweise nur einzelne Prachtkleidfedern auf, bei einem Vogel der Stufe 4 sind Schlicht- und Prachtkleidfedern zu gleichen Anteilen vorhanden. Beschreibungen und Fotos der einzelnen Mauserstufen finden sich bei Schmidt (2012). Zu den Schwanzfedern wurde notiert, ob die Federn alt (hellbraun, zerschlissen) oder frisch vermausert (dunkelbraun, intakt) waren oder ob Federn erkennbar wuchsen oder Federn beider Generationen vorhanden waren. Bei den Handschwüngen war eine Unterscheidung von alten und neuen Federn im Feld in

der Regel nicht möglich, so dass nur notiert wurde, ob die Handschwüngen fehlten oder erkennbar wuchsen.

Zur Darstellung der Bestandentwicklung auch für den Zeitraum vor und nach den eigenen Untersuchungen wurden Daten der Internationalen Wasservogelzählung aus Berlin und aus dem Potsdamer Raum bis zum Winter 2015/16 herangezogen. Im Potsdamer Raum wurden die Havelgewässer von Potsdam bis Werder (inklusive Schwielowsee), die Nuthe vom Stadtteil Schlaatz bis zur Mündung sowie der Heilige See und der Machnower See erfasst. Frühere Daten der Wasservogelzählungen aus Berlin sind allerdings nur bedingt vergleichbar, weil die wichtigen Vorkommensgebiete Zoologischer Garten und Tiergarten erst seit 1996 durchgängig erfasst werden (Witt in ABBO 2001).

### 3. Ergebnisse

#### 3.1 Räumliche Verteilung

Das Brutgebiet der Mandarinente in der Region Berlin-Potsdam umfasste 2005 große Teile des zentralen und südwestlichen Berliner Stadtgebiets und den angrenzenden Potsdamer Raum (Schmidt & Mädlow 2006). In Potsdam wurde im Untersuchungszeitraum die Brutverbreitung durch die Stadtgrenze zu Berlin sowie die Orte bzw. Ortsteile Groß Glienicke, Neufahrland, Gellow, Petzow, Ferch, Wilhelmshorst und Kleinmachnow begrenzt (Mädlow 2018).

Auch außerhalb der Brutzeit beschränkt sich das Vorkommen weitestgehend auf dieses Gebiet (Abb. 1). Beobachtungen von Mandarinenten außerhalb, etwa bei Marquardt oder Werder sind nur ganz vereinzelt und mit niedrigen Individuenzahlen gemeldet worden. Die größten Rastbestände weisen – in Abhängigkeit von Jahreszeit und Wetterbedingungen – die Nuthe in Potsdam, der Schlosspark Sanssouci, Griebnitzsee und Glienicke Lake, der Heilige See und die Havel im südlichen Potsdamer Stadtgebiet auf. Auch im Bereich des Schwielowsees (Caputh, Petzow, Ferch) werden regelmäßig Ansammlungen von maximal wenigen dutzend Vögeln gesehen. Gleiches gilt für den Irissee in Wilhelmshorst und den Machnower See.

### 3.2 Bestandsentwicklung

Nach den Ergebnissen der Internationalen Wasservogelzählungen ist nach einzelnen Vorläufern in den 1980er Jahren ein regelmäßiges Auftreten seit dem Winter 1991/92 zu verzeichnen (Abb. 2). Einen deutlichen Anstieg der Zahlen gab es Ende der 1990er bis Anfang der 2000er Jahre. Während die Herbstzahlen ab 2002 bei einigen Schwankungen etwa konstant blieben, stiegen die Januarbestände 2008 noch einmal sprunghaft an, um dann ebenfalls bei starken Schwankungen im Mittel konstant zu bleiben. Ob dies eine reelle Zunahme widerspiegelt, ist allerdings zweifelhaft. Möglicherweise ist eine stärkere Konzentration auf den Zählgewässern (vor allem der Nuthe) die Ursache. Ebenso gehen die starken Schwankungen vor allem im Winter auf die witterungsbedingt mehr oder weniger starke Konzentration in den Zählgebieten zurück. In den Jahren nach 2010 erfolgte kein weiterer Anstieg sondern tendenziell eher ein Rückgang.

Um die Gesamtbestandsentwicklung in der Region Berlin-Potsdam einschätzen zu können, ist es erforderlich, die Wasservogelzählergebnisse beider Regionen zusammenzuführen, da es einen regen Individualaustausch zwischen Berlin und Potsdam gibt (z. B. Heinicke & Mädlow 2007). Abb. 3 zeigt die jeweils höchsten pro Jahr ermittelten Gesamtzahlen bei einer Wasservogelzählung. Nach einer (möglicherweise aber durch anfangs geringere Datenbasis beeinflussten) Zunahme von 1996 bis 2003 sind seitdem schwankende Werte, aber kein weiterer Trend zu verzeichnen. Der Anteil des Potsdamer Raums am Gesamtwinterbestand ist angestiegen und betrug zuletzt meist mehr als ein Drittel der gezählten Vögel.

Die höchste synchron an einem Wasservogelzählungsdatum im Raum Berlin-Potsdam festgestellte Zahl lag bei 863 Vögeln im Dezember 2002. Hierin sind (im Unterschied zu den in Abb. 3 dargestellten Ergebnissen) auch Vögel außerhalb der Zählgebiete der Internationalen Wasservogelzählung berücksichtigt. Dies führte unter Zugrundelegung der Annahme, dass dennoch nicht alle Vögel erfasst wurden, zu der Gesamtbestandsschätzung von 900 bis 1.000 Vögeln (Schmidt & Mädlow 2006).

Abb. 2: Anzahl der im Rahmen der Internationalen Wasservogelzählungen in den Monaten Januar, März und November im Potsdamer Raum gezählten Mandarinenten. – *Number of Mandarin Ducks counted during the International Waterbird Census in the months January, March and November in the Potsdam area across years.*

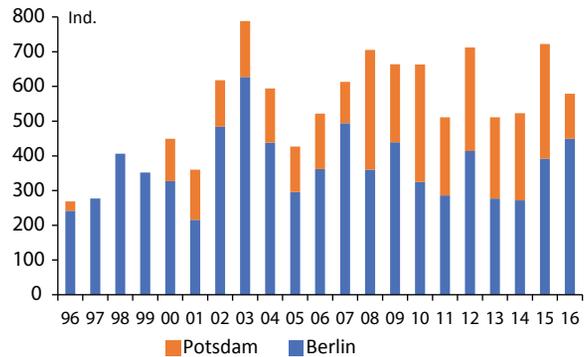
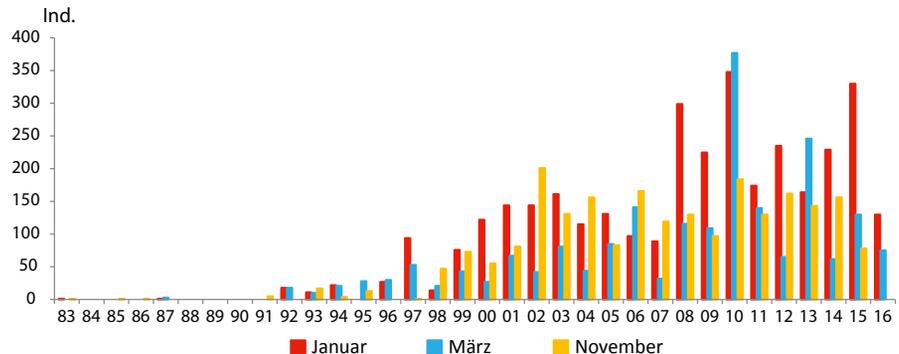


Abb. 3: Maximalzahlen der jeweils an einem Termin der Wasservogelzählungen festgestellten Mandarinenten 1996 bis 2016, differenziert nach dem Stadtgebiet von Berlin und dem Potsdamer Raum. In Potsdam wurde im Februar und Dezember erst ab der Saison 2001/02 gezählt. Für 2016 fehlen die Daten aus November und Dezember. Ansonsten sind durchgängig die Zählungen von November bis März berücksichtigt. – *Counts of Mandarin Ducks during the International Waterbird Census from 1996 to 2016 for Berlin city and the Potsdam area. Shown are maximum counts observed on a single date. In the Potsdam area, counts in February and December only started in 2001/02. In 2016, data from November and December are missing. Otherwise all counts between November and March were analysed.*

In den letzten Jahren lagen die höchsten bei den Wasservogelzählungen erfassten Gesamtzahlen in Kälteperioden um 700 Vögel. Im Potsdamer Raum sind die meisten potenziellen Vorkommensgebiete außerhalb der Wasservogelzählgebiete dann zugefroren. Lediglich auf der Nuthe oberhalb des Stadtteils Schlaatz halten sich noch Mandarinenten außerhalb der Zählgebiete auf. An neun Tagen in Frostperioden in den Wintern 2006, 2010 und 2012 waren das 12 bis 64, im Mittel 34 Vögel. In Berlin wurden im sehr kalten Februar 2012 parallel zur Wasservogelzählung auch fast alle anderen eisfreien Gewässer kontrolliert. Neben den 413 Vögeln in den Zählgebieten wurden nur 29 weitere Mandarinenten gezählt (Eidner 2012). Die Anzahl nicht erfasster Vögel könnte etwas höher sein, denn auch in Zählgebieten können leicht einige Enten übersehen worden sein, da sie sich gerne versteckt unter überhängenden



Abb. 4: Mandarinenten am Heiligen See (Potsdam), Oktober 2004. – *Mandarin Ducks at Heiliger See, Potsdam, October 2004.* Foto: W. Mädlow

Zweigen im Uferbereich aufhalten (Abb. 4). Insgesamt erscheint für die Jahre um 2010 ein winterlicher Gesamtbestand von etwa 800 bis 850 Vögeln realistisch.

### 3.3 Phänologie

Als Anhaltspunkt für das Ausmaß der Konzentration und Truppbildung im Jahresverlauf ist in Abb. 5 der Mittelwert der jeweils zehn höchsten Gebietsmaxima pro Monat dargestellt. Zugrunde liegen hier die Daten aus den eigenen Erhebungen.

Im Winter hängt die Verteilung der Vögel stark von der Witterung ab. Während sich in milden Wintern kleine und größere Trupps auf der Havel und ihren Nebengewässern verteilen, erfolgt in strengen Kälteperioden eine starke Konzentration auf wenige eisfreie Gewässer. Der Nuthe kommt dabei eine zentrale Bedeutung zu. Hier können dann sehr große Ansammlungen auftreten. Über 300 Vögel wurden in vier Win-

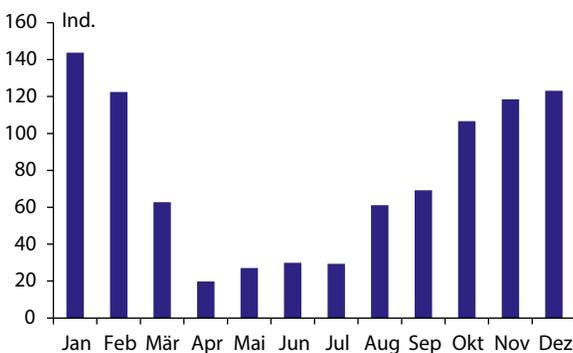


Abb. 5: Arithmetische Mittel der jeweils zehn in den Jahren 2003 bis 2010 festgestellten Gebietsmaxima im Potsdamer Raum. Jedes Gebiet wurde pro Jahr und Monat höchstens einmal gewertet. – *Arithmetic means of the ten maximum counts per site and per year between 2003 and 2010. Each site was taken into consideration at most once per month and year.*

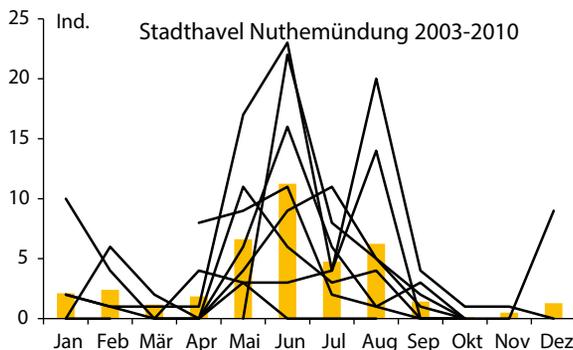
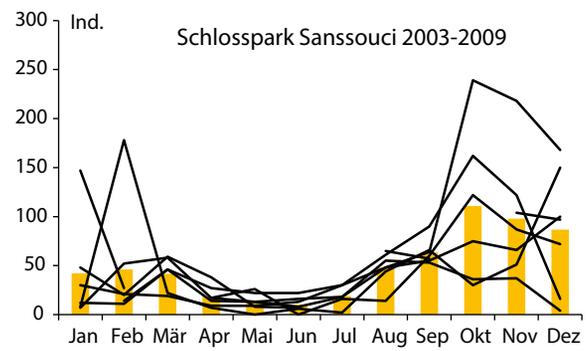
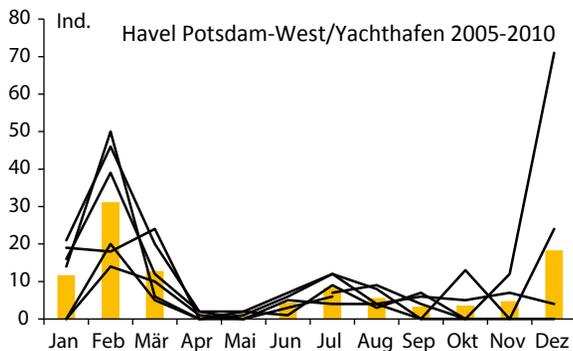
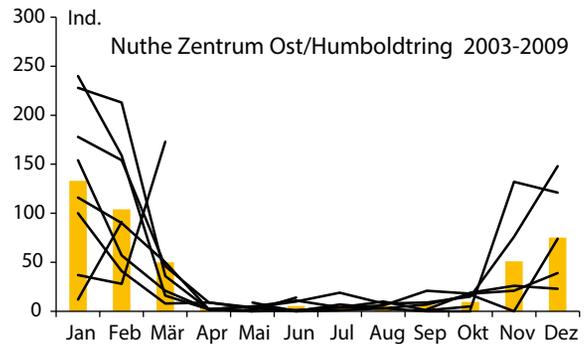
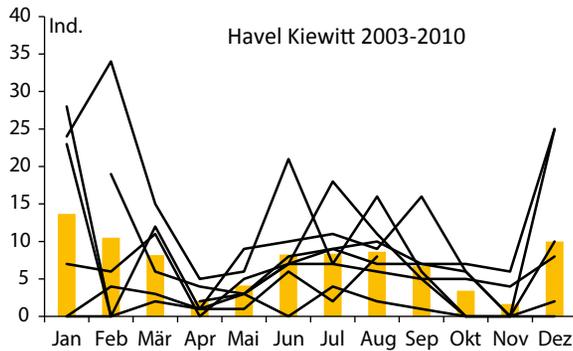
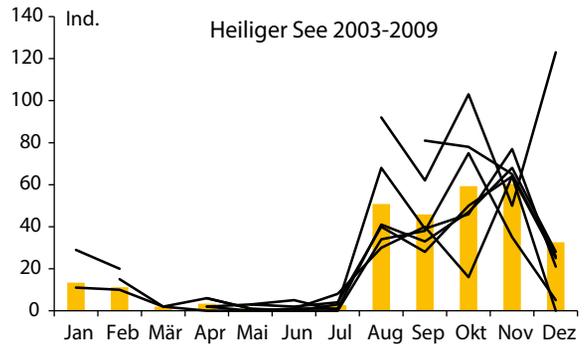
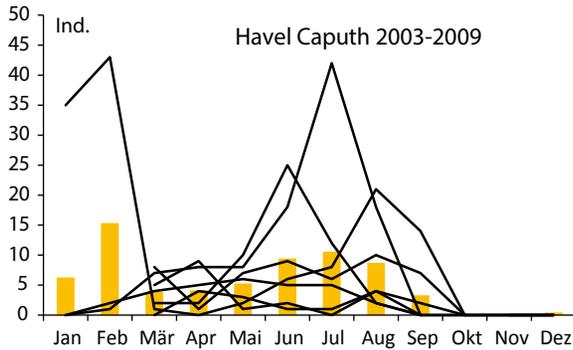
tern gezählt, maximal waren es 404 Vögel am 4.2.2012, 379 am 15.12.2002, 372 am 31.1.2010 und 363 am 4.2.2006. Besonders viele Mandarinenten halten sich dann im Bereich der Nuthe am Zentrum Ost auf, wo sie in großem Umfang von der Bevölkerung gefüttert werden. Aber auch im weiteren Nutheverlauf, an dem Fütterungen in geringerer Frequenz stattfinden, rasten dann viele Vögel. Hingegen wird die ebenfalls stets eisfreie Havel im Stadtgebiet trotz ebenfalls vorhandener Futterstellen nur punktuell aufgesucht. Hier kann es in Kälteperioden zu Ansammlungen an Stellen mit baumbestandenen Ufern kommen, etwa an der Glienicker Lake oder am Yachthafen in Potsdam-West. Wenn bei besonders strengem Frost dort die Ufer vereisen, werden die Gebiete verlassen. Auf den freien Wasserflächen oder an offenen Ufern mit Steinschüttungen sind selbst bei strengem Frost kaum Mandarinenten anzutreffen. Wie Ringablesungen zeigen, suchen in Potsdam beringte Mandarinenten regelmäßig auch Gebiete in Berlin auf, beispielsweise den Zoologischen Garten, der im Winter hohe Rastbestände beherbergt.

Die großen Konzentrationen an der Nuthe lösen sich schnell auf, wenn der Frost nachlässt und andere Gebiete wieder zugänglich werden. Im Verlauf des März kommt es üblicherweise zu einer weiten Verteilung auf alle geeignet erscheinenden Gewässer. Die geringste Konzentrationsbildung ist im April, also zur beginnenden Brutzeit zu beobachten. Üblicherweise kommt es ab Ende Mai und im Juni zu kleineren Ansammlungen in wenigen Gebieten, die überwiegend von Männchen dominiert werden. Recht regelmäßig wurden solche Trupps, die meist 20 bis 40 Vögel umfassen, an der Nuthe im Bereich Aradosee festgestellt. Maximal waren es am 31.5.2005 44 Vögel, davon 43 Männchen, und am 25.5.2007 42 Männchen. Auch im Schlosspark Sanssouci halten sich zu dieser Zeit in fast jedem Jahr kleine Trupps auf. In anderen Gebieten ist dies nur unregelmäßig der Fall. So liegen Nachweise von Ansammlungen von über 20 Vögeln aus dem Mai und Juni aus Nedlitz, der Havel in Caputh, dem Sacrow-Paretzer Kanal, der Havel am Kiewitt und dem Machnower See vor. Die Mehrzahl der Männchen und insbesondere auch der nichtbrütenden Weibchen verteilt sich offensichtlich unauffällig auf viele Gebiete. Auch im Juli ist die Situation noch ähnlich.

Mit dem Ende der Brutzeit und dem Flüggewerden der Jungenten beginnen ab August deutliche Konzentrationsprozesse, auch wenn nach wie vor in vielen Gebieten Einzelvögel und kleine Gruppen anzutreffen sind. Aber in einigen Gebieten nehmen die Zahlen jetzt stark zu. Dies betrifft vor allem den Park Sanssouci und den Heiligen See. Im Verlauf des Herbstes können die Zahlen hier weiter steigen. Dann spielt das Nahrungsangebot durch Eicheln und Bucheckern eine wesentliche Rolle. In Mastjahren konzentrieren sich die Enten an entsprechend ergiebigen Nahrungsplätzen in den Parks. Dagegen werden die Futterstellen typischerweise zu

dieser Jahreszeit nicht aufgesucht, und die Vögel reagieren nicht auf angebotenes Futter. Die größte herbstliche Ansammlung wurde am 15.10.2004 mit 239 Vögeln im Park Sanssouci erfasst.

Mit dem beginnenden Winter setzt wieder eher eine Verteilung der Vögel auf viele Gebiete ein, wenn nicht eintretender Frost die erneute Konzentration auf eisfreie Gewässer erzwingt.



**Abb. 6:** Jahreszeitliches Auftreten der Mandarinente in ausgewählten Gebieten. Die Linien stellen die Monatsmaxima in den einzelnen Jahren dar, die Säulen deren arithmetische Mittel. Unterbrochene Linien sind auf Datenlücken zurückzuführen. – *Monthly occurrence of the Mandarin Duck at selected sites. Solid lines show the monthly maximum counts in single years, while bars show the arithmetic means. Gaps in the solid lines indicate missing data.*

### 3.4 Auftreten in einzelnen Gebieten

Mandarinenten halten sich ganzjährig im Berlin-Potsdamer Vorkommensgebiet auf und nehmen im Gegensatz zu ostasiatischen Wildvögeln keine regelmäßigen saisonalen Wanderungen vor. Dennoch gibt es deutliche jahreszeitliche Präferenzen für bestimmte Gebiete (Abb. 6). So wird die stets eisfreie Nuthe in erster Linie im Winter aufgesucht, mit höchsten Zahlen in strengen Frostperioden. Dagegen wird die unmittelbar benachbarte Stadthavel an der Nuthemündung vor allem im Sommer besucht, ebenso die Havel in Caputh mit Ausnahme eines Jahres, als dort ein größerer Trupp überwinterte. Die Havel am Kiewitt, in Potsdam-West sowie der Schlosspark Sanssouci beherbergen sowohl im Winter als auch im Spätsommer und Herbst Vögel bei unterschiedlicher jahreszeitlicher Gewichtung. Dagegen ist der Heilige See überwiegend ein Herbststratplatz mit einer schnellen Zunahme des Rastbestandes ab August und hohen Zahlen bis in den beginnenden Winter hinein. In den meisten Gebieten schwankt die jährliche Bestandszahl vor allem im Winter stark: Je nach Witterung verteilen sich die Vögel oder konzentrieren sich in wenigen Gebieten (siehe 3.3). Zur Brutzeit werden in den meisten Gebieten nur sehr geringe Bestände festgestellt.

Trotz jahrweise recht starker Bestandsschwankungen in den einzelnen Gebieten gibt es in vielen Gebieten doch wiederkehrende jahreszeitliche Muster über mehrere Jahre hinweg (Abb. 6).

### 3.5 Auftreten abseits der regelmäßigen Vorkommen

Gelegentlich werden Mandarinente weit abseits der regelmäßigen Brutvorkommen beobachtet. Um zu prüfen, ob sich dabei jahreszeitliche Häufungen abzeichnen, wurden die avifaunistischen Jahresberichte für Brandenburg 1994 bis 2014 (veröffentlicht in der Zeitschrift „Otis“) herangezogen. Es wurden Beobachtungsmeldungen von Mandarinente in Brandenburg nach folgenden Kriterien ausgewählt: größere Entfernung (mindestens 10 km) von den regelmäßigen Vorkommensgebieten im Berlin-Potsdamer Raum und in der Niederlausitz, nicht in der Nähe von Tierhaltungen oder Gebieten mit wahrscheinlichen Aussetzungen, keine Vögel mit längerer Aufenthaltsdauer oder wiederholten Beobachtungen. Auf diese Weise sollten nach Möglichkeit Vögel ausgeschlossen werden, die auf Aussetzungen vor Ort zurückgehen oder die durch langen Aufenthalt jahreszeitliche Dispersionsmuster verwischen könnten.

51 Beobachtungen von 63 Mandarinente (davon 37 Männchen und 14 Weibchen, Abb. 7) erfüllen diese Kriterien. Höchste Zahlen wurden in den Monaten Januar bis Mai festgestellt, die niedrigsten von Juni bis September. Ein deutlicher Herbstgipfel zeichnete sich nicht ab. Mit Ausnahme der Sommermonate überwogen stets die Männchen. Nicht ausgeschlossen ist, dass Männchen wegen ihrer größeren Auffälligkeit häufiger gemeldet wurden. Andererseits könnten in der Mau-

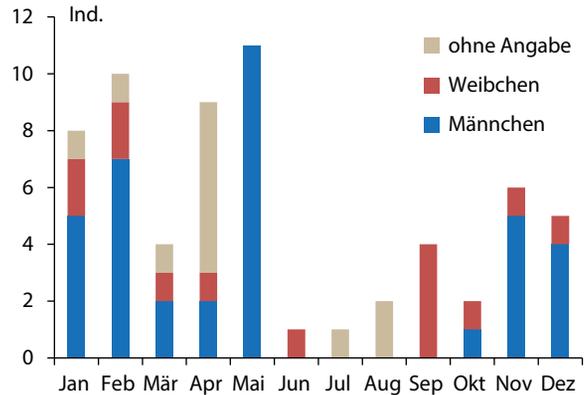
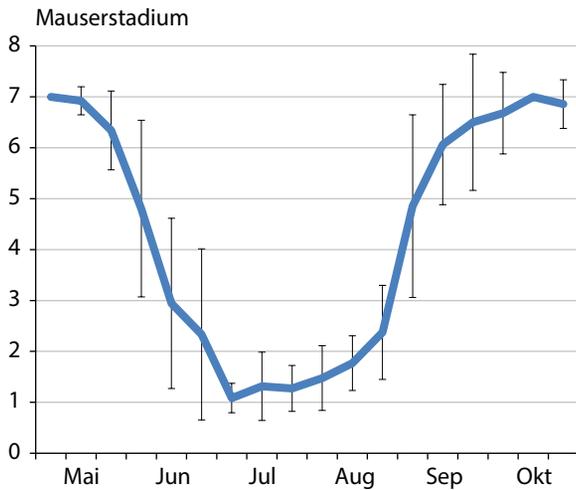


Abb. 7: Beobachtungen von Mandarinente in Brandenburg 1994 bis 2014 weit außerhalb des regelmäßigen Vorkommensgebiets (siehe Text). – *Observations of Mandarin Ducks in the federal state of Brandenburg from 1994 to 2014 far away from the regular breeding area. Männchen = male, Weibchen = female, ohne Angabe = without specification of sex.*

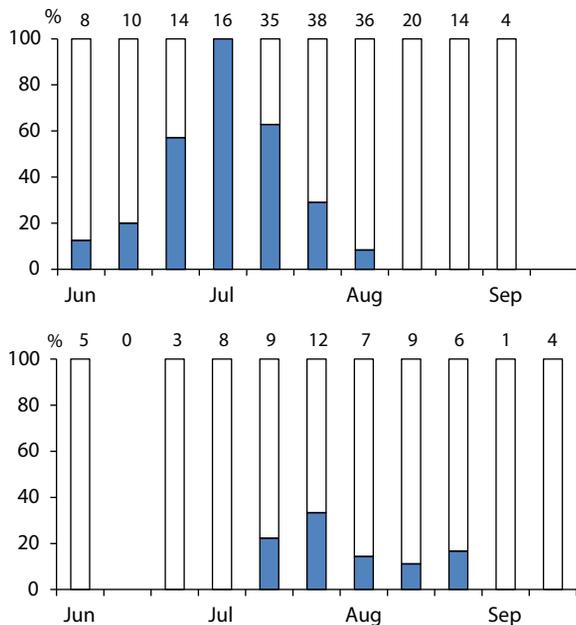
serzeit (Juni-September) schlichtfarbene Männchen als Weibchen fehlbestimmt worden sein.

### 3.6 Mauterverlauf

Die Kleingefiedermauser der Männchen ins Schlichtkleid beginnt frühestens Mitte Mai. Die letzten Vögel im vollen Prachtkleid wurden Mitte Juni gesehen. Im Lauf des Junis legen die Vögel schnell das Schlichtkleid an (Abb. 8). Dies kann recht schnell erfolgen, beispielsweise bei beringten Männchen vom Mauter Stadium 6 auf 2 in 16 Tagen, von 7 auf 3 in 13 Tagen und von 7 auf 3 in acht Tagen. Anfang Juli tragen die meisten Vögel das volle Schlichtkleid. Schon im Lauf des Julis können erste neue Prachtkleidfedern erscheinen. Häufig handelt es sich dabei um einzelne Federn an den Brustseiten. Dies verstärkt sich im August, und im September erfolgt dann die schnelle Mauser ins Prachtkleid. Einzelne Vögel können bereits Anfang September das vollständige Prachtkleid angelegt haben. Der Mauterfortschritt kann beim selben Vogel in unterschiedlichen Jahren variieren. Beispielsweise trug ein beringtes mehrjähriges Männchen 2009 am 9.9. bereits das volle Prachtkleid, befand sich dagegen ein Jahr später am 12.9. noch im Mauter Stadium 4. Bei der Mehrzahl der Vögel ist die Kleingefiedermauser im Oktober abgeschlossen. Bei spät mauternden Vögeln dürfte es sich vor allem um diesjährige Männchen handeln. So wiesen Ende September von 19 sicheren Altvögeln drei das Mauter Stadium 6 und 13 das Mauter Stadium 7, also das volle Prachtkleid auf. Dagegen waren zwei Jungvögel noch in den Mauter Stadiumen 1 und 2. Anfang Oktober trugen 20 Altvögel das volle Prachtkleid und ein Vogel das Mauter Stadium 5, während von vier Jungvögeln jeweils einer im Mauter Stadium 4, 5, 6 und 7 war. Die einzigen Beobachtungen nicht voll vermauterter Vögel Ende Oktober stammten



**Abb. 8:** Verlauf der Kleingefiedermauser von Mandarinenten-Männchen nach durchschnittlichem Mauserstadium (mit Standardabweichung) und Monatsdritteln. Mauserstadium 1 = volles Schlichtkleid, 7 = volles Prachtkleid. Datengrundlage: 450 Beobachtungen beringter Vögel. – *Progression of body plumage moult of male Mandarin Ducks according to the mean moult stage per decade. Moulting stage 1 = full eclipse plumage, 7 = full breeding plumage.*



**Abb. 9:** Anteile von Vögeln mit sichtbarer Handschwingenmauser (fehlende oder wachsende Schwingen) bei beobachteten beringten Mandarinenten (oben = Männchen, unten = Weibchen). Über den Säulen ist die Zahl beobachteter Vögel angegeben. – *Percentage of birds with visible primary moult (missing or growing primaries), observed in ringed Mandarin Ducks (upper panel = males, lower panel = females). Numbers above bars indicate numbers of observed birds.*

von einem sicheren Jungvogel und einem Vogel unbestimmten Alters. Vermutlich handelt es sich bei gelegentlichen Beobachtungen einzelner nicht voll vermauserter Vögel im November ebenfalls um Jungvögel.

Wie andere Enten mausern auch Mandarinenten im Sommer ihre Schwinge synchron, das heißt alle Schwinge fallen gleichzeitig aus, und die Vögel sind eine Weile flugunfähig. Bei Ablesungen beringter Vögel wurde häufig notiert, ob die Schwinge fehlten oder sichtbar wuchsen (Abb. 9). Demnach beginnen die ersten Männchen Mitte Juni mit der Schwinge mauser. Anfang Juli befanden sich alle beobachteten Männchen in der Mauser, die Ende August abgeschlossen war. Bei den Weibchen sind die Daten wegen der geringeren Anzahl der Vögel weniger aussagekräftig, doch deutet sich eine spätere Schwinge mauser ohne deutlichen Peak an. Dies mag daran liegen, dass Weibchen mit der Schwinge mauser erst nach dem Ende der Führungszeit beginnen und dieser Zeitpunkt je nach Erfolg und Brutbeginn stärker variiert. Die geringe Zahl beobachteter mausernder Vögel mag darüber hinaus auf eine besonders versteckte Lebensweise zur Mauserzeit zurückzuführen sein.

Bei 24 Beobachtungen von Männchen mit gänzlich fehlenden Schwinge trugen 21 das volle Schlichtkleid, während drei im Mauserstadium 2 waren, also einzelne Prachtkleidfedern aufwiesen. Bei 35 Beobachtungen von Männchen mit wachsenden Schwinge waren 25 im Mauserstadium 1 und zehn im Mauserstadium 2. Erwartungsgemäß erfolgt der Schwinge wechsel also zu einer Zeit, in der die Vögel durch das Schlichtkleid besonders unauffällig sind.

Parallel zum Kleingefieder und zu den Schwinge werden auch die Schwanzfedern gewechselt (Abb. 10). Dies erfolgt bei Jungvögeln bereits vor der ersten Mauser ins Prachtkleid. Die Schwanzmauser setzt bei den ersten Männchen spätestens Mitte Juni ein. Mitte Juli tragen die ersten Vögel bereits vollständig erneuerte Schwanzfedern, während sich die Mauser bei anderen bis weit in den August oder sogar September hinein erstreckt. Einzelne späte Vögel mit gänzlich unvermauserten Schwanzfedern dürften Jungvögel sein. Jedenfalls wurde dies ab Anfang August ausschließlich bei Jungvögeln gefunden.

Soweit die geringen Zahlen Aussagen zulassen, dürfte – ähnlich wie bei den Schwinge – auch die Schwanzmauser bei den Weibchen später einsetzen. Noch im August gab es einen recht hohen Anteil von Weibchen mit unvermauserten Schwänzen. Zu dieser Zeit werden noch die letzten Jungvögel geführt. Ab Mitte September hatten (bei geringer Stichprobengröße) alle Weibchen frisch vermauserte Schwänze.

Ähnlich wie die Schwinge mauser erfolgt auch die Schwanzmauser bei den Männchen ganz überwiegend, wenn sie das (nahezu) vollständige Schlichtkleid tragen: Von 56 Beobachtungen schwanzmausernder Männchen betrafen 37 Vögel im Mauserstadium 1 und 17 Vögel im Mauserstadium 2. Lediglich zwei Ausnahmen wurden

registriert: Ein halb vermauserter Vogel (Mauserstadium 4) trug am 24.6. bereits zwei erneuerte mittlere Schwanzfedern, und ein weiterer mit fast vollständigem Prachtkleid (Mauserstadium 6) wies am 10.9. noch eine alte und einzelne wachsende Schwanzfedern auf.

**3.7 Verpaarung**

Die ersten erkennbar verpaarten Vögel wurden im September beobachtet, also zu einer Zeit, in der die ersten Männchen die Mauser in das Prachtkleid abschließen. Der Anteil verpaarter Vögel steigt dann bis Dezember an, um in Januar und Februar scheinbar wieder zurückzugehen (Abb. 11, siehe auch Diskussion). Danach erfolgt ein schneller Anstieg auf den Höchstwert im April und danach mit fortschreitender Brutsaison wieder ein starker Rückgang mit nur noch wenigen Vögeln, die im Juni Paarbindung zeigten.

Mit Ausnahme des Aprils war der erkennbare Verpaarungsgrad bei mehrjährigen Vögeln stets signifikant höher als bei Vögeln im ersten Lebensjahr (Tab. 1).

Mandarinenten leben nach Bauer et al. (2005) in monogamer Saisonehe, wobei Wiederverpaarungen nicht selten sind. In Potsdam waren bei sieben Paaren beide Partner beringt. Mit einer vorübergehenden Ausnahme (Tab. 2) gab es keine Umverpaarungen, solange der bisherige Partner nachweislich noch lebte. Dagegen gab es in mehreren Fällen Neuverpaarungen des übriggebliebenen Partners nach Verschwinden des anderen. Bei zwei Paaren wurde mehrjährige Partnertreue beobachtet. In diesen Fällen konnte (wenn auch lückenhaft) der Sommeraufenthalt der Vögel verfolgt werden (Tab. 2). Soweit Nachweise vorliegen, hielt sich jeweils das Männchen zur Beginn der Mausersaison im Park Sanssouci auf und flog dann zur etwa 1 bis 2 km entfernten Havel. In einigen Jahren mauserte es dort nachweislich die Schwingen. Nach Abschluss der Schwingenmauser fand sich das Männchen jeweils wieder im Park Sanssouci ein und mauserte dort ins Prachtkleid. Von den Weibchen fehlen Brutzeitbeobachtungen völlig, was zumin-

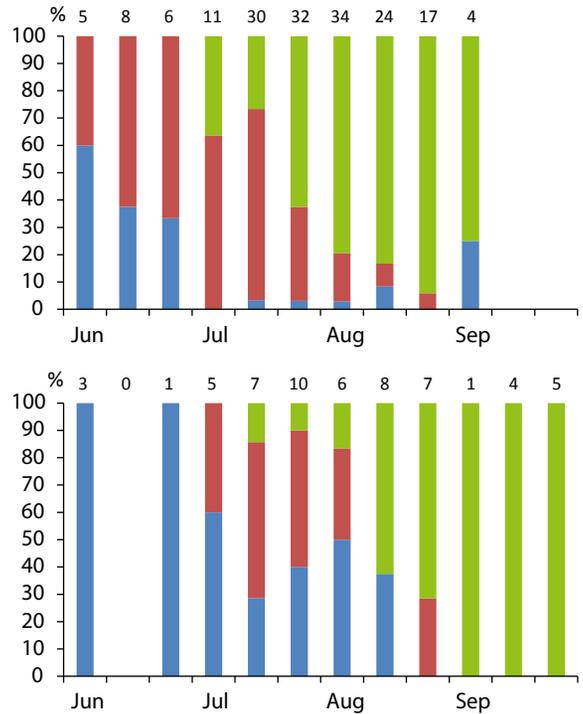


Abb. 10: Verlauf der Schwanzmauser bei beringten Männchen (oben) und Weibchen (unten). Dargestellt sind Anteile von Vögeln mit alten Schwanzfedern (blau), mit aktiver Schwanzmauser (rot) und mit neuen Schwanzfedern (grün). Über den Säulen ist die Gesamtzahl beobachteter Vögel angegeben. - Progression of tail feather moult in ringed males (above) and females (below). The percentage of birds with old tail feathers (in blue), birds in active moult (in red) and birds with new tail feathers (in green) are shown. Numbers above bars indicate numbers of observed birds.

dest in Jahren mit hoher Kontrollintensität als sicherer Hinweis darauf gedeutet werden kann, dass sie sich in dieser Zeit nicht in den (sehr regelmäßig kontrollierten) Aufenthaltsgebieten der Männchen aufgehalten haben

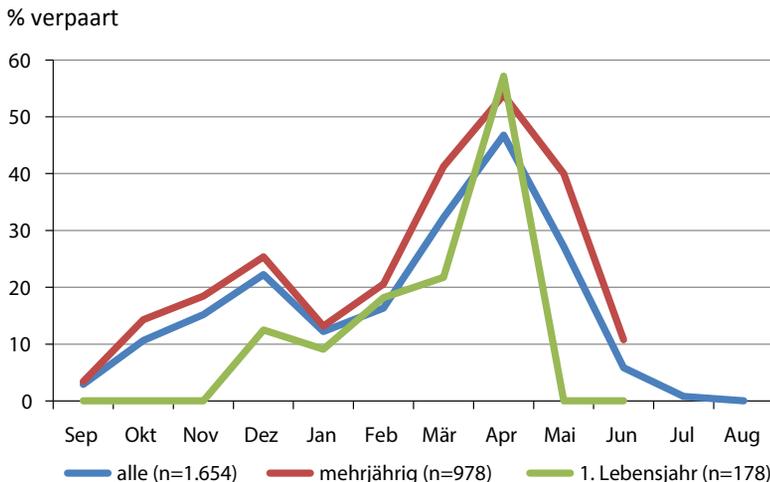


Abb. 11: Mindestanteile verpaarter Vögel nach Beobachtungen beringter Mandarinenten. - Minimum percentage of mated birds according to observations of ringed birds. 1. Lebensjahr = first-year birds, mehrjährig = older birds, alle = all birds.

**Tab. 1:** Ergebnisse von  $\chi^2$ -Tests beim Vergleich der Zahlen erkennbar verpaarter und nicht erkennbar verpaarter einjähriger und mehrjähriger Mandarinenten. Wegen der geringen Stichprobengröße von Vögeln im ersten Lebensjahr sind teilweise einige Monate zusammengefasst. n.s. = nicht signifikant. – *Results of  $\chi^2$ -tests of comparisons between numbers of evidently mated and not evidently mated first year (Jungvögel) and older (Altvögel) Mandarin Ducks. Some month are binned due to small sample size of first year birds. n.s. = not significant.*

Monat	Sep-Nov	Dez	Jan	Feb	Mär	Apr	Mai-Jun
n <sub>Altvögel</sub>	275	138	167	136	80	52	130
n <sub>Jungvögel</sub>	50	24	22	22	23	7	30
$\chi^2$	9,00	7,24	4,42	4,84	9,17	2,03	11,48
p	< 0,01	< 0,01	< 0,05	< 0,05	< 0,01	n.s.	< 0,001

**Tab. 2:** Aufenthalte der Paarpartner und Verpaarungsstatus in Jahren, in denen dieselben Vögel sowohl vor als auch nach der Brut- und Mautersaison verpaart waren. Berücksichtigt sind Paare, bei denen beide Partner beringt waren. In Klammern ist die Zahl der Ablesungen in der genannten Zeitspanne angegeben. – *Observations of mated birds and mating status in years in which the same partners were mated before and after the breeding and moulting season. Both partners were ringed. Numbers in parentheses indicate the number of observations within the given period.*

Paar (Kennringe) und Jahr	Ringablesungen
♂ A2, ♀ K1 2007	<ul style="list-style-type: none"> <li>- keine Frühjahrsbeobachtungen (aber beide verpaart im Dezember 2006)</li> <li>- ♂: Ende Mai/Anfang Juni (4 ×) Sanssouci; Anfang bis Ende Juli Havel (5 ×), dort Schwingenmauser; Anfang/Mitte September (4 ×) Sanssouci (noch nicht volles Prachtkleid)</li> <li>- ♀: im Sommer keine Ablesungen; Mitte September Sanssouci (2 ×)</li> <li>- beide verpaart spätestens ab Anfang Dezember (Sanssouci)</li> </ul>
♂ E9, ♀ A9 2008	<ul style="list-style-type: none"> <li>- zuletzt beide verpaart gesehen Ende Mai Havel</li> <li>- ♂: Ende Juni Sanssouci (2 ×); Mitte Juli bis Anfang August Havel (4 ×), dort Schwingenmauser; Anfang August bis Ende Oktober Sanssouci (10 ×, spätestens Ende September im vollen Prachtkleid)</li> <li>- ♀: im Sommer keine Ablesungen; Anfang September bis Anfang Oktober Sanssouci (4 ×)</li> <li>- beide verpaart spätestens ab Anfang November (Sanssouci)</li> </ul>
♂ E9, ♀ A9 2009	<ul style="list-style-type: none"> <li>- zuletzt beide verpaart gesehen Anfang März Sanssouci</li> <li>- ♂: Anfang Mai bis Anfang Juni Sanssouci (4 ×); Ende Juni Havel (1 ×); Ende Juli bis Ende Oktober Sanssouci (8 ×) (ab Anfang September im vollen Prachtkleid)</li> <li>- ♀: im Sommer keine Ablesungen; Mitte September Sanssouci (1 ×)</li> <li>- beide verpaart spätestens ab Ende Dezember (Nuthe)</li> </ul>
♂ E9, ♀ A9 2010	<ul style="list-style-type: none"> <li>- bis Februar beide verpaart; Ende März ♀ offenbar mit anderem ♂ verpaart, aber ♂ E9 direkt in der Nähe an der Havel</li> <li>- ♂: Ende April Sanssouci (1 ×); Ende Juni bis Mitte Juli Havel (2 ×), dort Schwingenmauser; Mitte September Sanssouci (2 ×) (noch nicht im vollen Prachtkleid)</li> <li>- ♀: im Sommer keine Ablesungen; Mitte September Sanssouci (1 ×) in der Nähe des ♂ aber ohne erkennbare Paarbindung</li> <li>- beide verpaart spätestens ab Anfang Oktober (Sanssouci)</li> </ul>
♂ E9, ♀ A9 2011	<ul style="list-style-type: none"> <li>- bei sehr geringer Kontrollintensität keine Ablesungen im Frühjahr und Sommer</li> <li>- beide verpaart spätestens ab Anfang Oktober (Sanssouci)</li> </ul>

und eventuelle Bruten anderswo stattfanden. Im September tauchten sie dann in Sanssouci auf, wo sie sich teilweise einige Zeit im selben Gebiet wie ihre Partner aufhielten, ohne dass bereits Paarbindung erkennbar wurde. Erst nachdem die Männchen das volle Prachtkleid angelegt hatten wurde auch die Paarbindung wieder deutlich.

Die Beobachtungen deuten darauf hin, dass die Partner im Sommer getrennte Wege gehen und die Wiederverpaarung über das Aufsuchen traditioneller Orte

ermöglicht wird. Allerdings ist das Material so gering, dass dies nur als Hinweis gelten kann.

#### 4. Diskussion

##### 4.1 Bestandsentwicklung

Die starke Zunahme der winterlichen Mandarinenten-Zahlen in Potsdam wurde für die 1990er Jahre bereits von Miethke (1997) beschrieben. Witt (2003) nannte (allerdings teilweise bei Summierung von Daten aus

unterschiedlichen Monaten und unvollständigen Ergebnissen aus Potsdam) als Höchstzahlen der Wasservogelzählung für Berlin und Potsdam zusammen für den Winter 1996 437 und für den Januar 2000 411 Vögel. Die anschließende Zunahme hat allerdings nach Mitte der 2000er Jahre nicht weiter angehalten hat (Abb. 3).

Auch in anderen Gebieten in Deutschland haben die Zahlen von Mandarinenten zugenommen. In Südbrandenburg setzte die Besiedlung in den 1990er Jahren ein, in Mecklenburg-Vorpommern wurden erste Bruten ab 2007 festgestellt und in Nordrhein-Westfalen kam es in den 1980er Jahren zu vermehrten Ansiedlungen und zur Expansion (Gedeon et al. 2014).

#### 4.2 Phänologie und Gebietsnutzung

Hinweise auf Einflüge von Mandarinenten aus Brutgebieten außerhalb des Berlin-Potsdamer Raums gibt es nicht. Das jahreszeitlich unterschiedliche Vorkommen in einzelnen Gebieten beruht auf Ortswechsellern der in der Region ganzjährig anwesenden Vögel.

Hinweise auf die Nutzung verschiedener Gebiete in Abhängigkeit von der winterlichen Vereisung gibt es beispielsweise aus Berlin (Witt 2003), Dresden (Töpfer & Katzer 2003) und Frankfurt/Main (Meierjürgen 2009). In Leipzig traten Mandarinenten besonders im Herbst und Frühwinter an Gewässern auf, die zur Brutzeit nicht besiedelt waren (Erdmann 1992). In Chemnitz konzentrierten sich Brutvorkommen, Sommer- und Herbstaufenthalt und Überwinterung jeweils auf verschiedene Gewässer, so dass ein ähnliches Muster jahreszeitlich präferierter Aufenthaltsgebiete beschrieben wurde wie in einigen Gebieten in Potsdam (Saemann & Flöter 2015).

Das Auftreten reiner Männchen-Trupps in Großbritannien ab Mai wird von Savage (1952, S. 51) und Lever (2013, S. 139) beschrieben. Dies fällt zeitlich mit der Auflösung der Paarbindung bei fortschreitendem Brutgeschäft zusammen. Dagegen deutet Lever (2013, S. 36) das Vorkommen kleiner Trupps mit bis zu 35 Vögeln zur Brutzeit zusätzlich zu den lokalen Brutvögeln im ursprünglichen Verbreitungsgebiet in Russland als Ausdruck verlängerter Zugbewegung.

In Sachsen-Anhalt weist die Phänologie Maxima im Herbst und abgeschwächt im Winter, recht hohe Zahlen im Mai und Juni sowie ein Minimum im April auf. Möglicherweise zeigt dies aber eher die jahreszeitlich unterschiedliche Erfassbarkeit und den Aufenthalt auf Zählgewässern als tatsächliche Schwankungen im Auftreten (Kolbe 2013). Nach Savage (1952) und Lever (2013) bilden sich in Großbritannien Konzentrationen erst wieder ab Ende September und damit deutlich später als im Potsdamer Raum. Savage (1952) weist auf den Zusammenhang des Auftretens mit der Buchen- und Ahornmast im Herbst hin.

Eine frühere Auswertung des Auftretens von Mandarinenten in Brandenburg abseits der regelmäßigen Brutgebiete findet sich bei Heinicke & Mädlow (2007). Danach wurde ein deutlicher Gipfel des Auftretens im

März und April festgestellt, der sich heute (Abb. 7) nicht mehr abzeichnet. Neben der inzwischen erweiterten Datenlage dürfen unterschiedliche Kriterien der Datenauswahl dafür verantwortlich sein, die bei der aktuellen Auswertung deutlich restriktiver erfolgte.

Typisch dürfte das deutliche Überwiegen von Männchen bei den weit umherstreifenden Vögeln sein. Männchen verhalten sich auch innerhalb des Berlin-Potsdamer Vorkommensgebiets mobiler (eigene Beobachtungen nach Ringablesungen). Alle neun bis 2009 auf Helgoland nachgewiesenen Mandarinenten waren Männchen (Dierschke et al. 2011). In Schottland und England wurden Vögel abseits der Brutgebiete vor allem zwischen Ende März und Anfang Mai beobachtet, vor allem Männchen, die möglicherweise auf der Suche nach neuen Territorien waren. Ein weiterer kleinerer Gipfel zeichnete sich Ende Oktober und im November ab (Lever 2013, S. 98 und 105).

Mandarinenten sind innerhalb der Berlin-Potsdamer Brutregion recht mobil, unternehmen aber anscheinend nur selten weit darüber hinausgehende Flüge. Da sie in winterlichen Kälteperioden auf eisfreie Gewässerabschnitte mit geeigneter Uferstruktur und wohl auch Fütterung durch den Menschen angewiesen sind, könnte dies ein limitierender Faktor für die Ausbreitung des Brutvorkommens in den ländlichen Raum hinein sein. Gleichwohl gibt es in den letzten Jahren in Brandenburg zunehmend auch Brutansiedlungen weit abseits der Großstädte, beispielsweise im Unterspreewald oder in der Region Bad Liebenwerda (z. B. Haupt et al. 2017). Ob diese Vögel in Frostperioden in die Großstädte fliegen oder lokale Überwinterungsmöglichkeiten finden, ist anscheinend nicht bekannt.

#### 4.3 Mauser

Eine detaillierte Analyse der Erpelmauser vom Prachtins Schlichtkleid führte Schmidt (2012) in den Jahren 2006 bis 2010 ebenfalls in Potsdam (und Berlin) durch. Neben den beringten Vögeln, deren Daten hier vorgestellt wurden, erfasste sie dabei auch weitere Mandarinenten, so dass sie über 3.800 Mauserprotokolle auswerten konnte. Die Mauser begann demnach in den einzelnen Jahren zwischen der 18. und der 21. Kalenderwoche (Anfang bzw. Ende Mai) und war zwischen der 28. und 31. Kalenderwoche abgeschlossen (Mitte/Ende Juli). Dies deckt sich mit den hier vorgestellten Beobachtungen beringter Vögel. Die individuelle Zeitdauer der gesamten Kleingefiedermauser wurde von Schmidt (2012) mit durchschnittlich 54 Tagen veranschlagt. Der jährliche Mauserbeginn war unabhängig von der Niederschlagsmenge im Frühjahr oder der Temperatur im Winter und Frühjahr, aber signifikant mit der Sonnenscheindauer im Frühjahr korreliert: In Jahren mit geringerer Anzahl der Sonnenscheinstunden setzte die Kleingefiedermauser später ein. Ein weiterer Zusammenhang ergab sich mit dem Verpaarungsstatus der Vögel: Erkennbar verpaarte Vögel befanden sich im

Frühjahr in einem weniger weit fortgeschrittenen Mauserstadium als zeitgleich unverpaart angetroffene Männchen.

Schmidt (2012) fasste in ihrer Auswertung die ursprünglichen sieben Mauserstufen zu fünf Stufen zusammen, um Probleme der Abgrenzung zu umgehen und eine übersichtlichere Darstellung zu ermöglichen. Bei der Auswertung von mehrfach beobachteten beringten Vögeln zeigte sich jedoch, dass die Klassifizierung fast immer in der erwarteten Reihenfolge erfolgte, was als Hinweis auf die Zuverlässigkeit der siebenstufigen Skala interpretiert wird. Deshalb wurde diese Einteilung in der vorliegenden Auswertung beibehalten.

Der in Potsdam festgestellte Mauserverlauf fügt sich weitgehend in Literaturangaben aus anderen Gebieten ein: Nach Cramp & Simmons (1977) erfolgt die Kleingefedermauser der Männchen zwischen Mitte Mai und Juli und die Schwanzmauser im Juli. Die Schwingenmauser, verbunden mit Flugunfähigkeit für einen Monat, wird für Mai bis Anfang August angegeben, für Weibchen einen Monat später. Für die Mauser ins Prachtkleid nennen Cramp & Simmons (1977) den Zeitraum Ende August bis September/Oktober. Für junge Männchen wird der Mauserbeginn ins erste Prachtkleid für Ende September angegeben. Teile des ersten Schlichtkleides der Jungvögel sollen noch häufig bis ins nächste Frühjahr und darüber hinaus getragen werden, was für Potsdam nicht bestätigt werden kann.

Den Mauserbeginn der Männchen im Frühjahr gibt Lever (2013, S. 139) recht spät für Anfang Juni an, während auch nach dieser Quelle die meisten Vögel Ende September wieder das Prachtkleid tragen (mit letzten Nachzüglern bis Ende November). Laut Savage (1952) waren Mitte Juli in Großbritannien alle Männchen wie in Potsdam flugunfähig. Die Schwingenmauser der Weibchen erfolgt dort ebenfalls später, aber Mitte August sollen alle Altvögel wieder flugfähig sein. Nach Lever (2013, S. 39) mausern im Ussuriland die Weibchen im August nach dem Flüggewerden der Jungen, Männchen und nichtbrütende Weibchen einige Wochen früher.

#### 4.4 Verpaarungsstatus

Rutschke (1989) geht (allgemein für Enten) von einer Saisonehe aus und nimmt an, dass Wiederverpaarungen derselben Partner zwar in Gefangenschaft häufig vorkommen, bei wildlebenden Vögeln aber die Ausnahme sein dürften. Lediglich für nicht erfolgreich brütende Paare nimmt er einen Zusammenhalt über die Mausersaison hinweg an und vermutet, dass unmittelbar nach der Mauser im Herbst verpaarte Vögel auf solche Tiere zurückgehen. Demgegenüber schreiben Cramp & Simmons (1977) für die Mandarinente, dass die Paarbindung manchmal über mehrere Brutseasons hinweg besteht, sich die Vögel aber in der Regel zur Zeit des Schlupfes der Jungen trennen und dann in Mausertrupsps wieder zusammenfinden. Die Pots-

damer Beobachtungen bestätigen die letztgenannte Angabe. Es gibt einige Nachweise von mehrjähriger Partnertreue, aber bisher keinen Nachweis einer dauerhaften Umverpaarung, solange der andere Partner nachweislich noch lebte. Im Juli und August konnte keine Paarbindung festgestellt werden. Auch Schmidt (2012) beobachtete in Potsdam und Berlin bei größerem Stichprobenumfang keine verpaarten Vögel nach der 26. Kalenderwoche (Ende Juni). Partner von beringten Paaren, die vor und nach der Mauserzeit verpaart waren, verbrachten diese getrennt und trafen sich erst im Spätsommer an Mauserplätzen wieder. Die Bildung größerer Ansammlungen ab dem Spätsommer in traditionellen Gebieten mag somit das Zusammenfinden der Partner befördern.

Die Verpaarung von Altvögeln unmittelbar nach Abschluss der Herbstmauser und die spätere Verpaarung von Jungvögeln erwähnen Savage (1952) und Cramp & Simmons (1977). Nach Savage (1952) sind die meisten Vögel Anfang Dezember, nach Lever (2013) und Cramp & Simmons (1977) im Februar verpaart. Der relativ geringe Anteil erkennbar verpaarter Vögel zu dieser Zeit in Potsdam (Abb. 11) steht dazu nicht im Widerspruch, weil unter Freilandbedingungen immer nur ein Mindestanteil verpaarter Vögel festgestellt werden kann. Der vermeintliche Rückgang des Verpaarungsgrades im Januar und Februar dürfte methodisch bedingt sein: Hier erfolgt ein großer Teil der Ringablesungen bei Fütterungen, wenn die Enten schnell durcheinander laufen und die Paarbindung nicht feststellbar ist.

Etwas überraschend ist die offensichtlich frühere Auflösung der Paarbindung bei einjährigen Vögeln im Frühjahr. Ob dies einen Verhaltensunterschied zwischen einjährigen und älteren Vögeln anzeigt, muss offen bleiben. Nach Brugger & Jackson (1981) ist das Balzverhalten bei einjährigen Mandarinenten noch unvollkommen ausgeprägt, was zu einem (von anderen Anatiden bekannten) niedrigeren Bruterfolg einjähriger Vögel führen könnte. Auch dies könnte eine Erklärung für eine frühere Auflösung der Paarbindung sein.

#### Dank

Besonderer Dank geht an Melanie Schmidt, die im Rahmen ihrer Diplomarbeit die Potsdamer Mandarinenten intensiv kontrollierte und besonders viele Beobachtungen und Ringablesungen beisteuerte. Zahlreiche weitere Personen aus Potsdam und Berlin meldeten Mandarinentenbeobachtungen. Von folgenden Personen gingen mehr als 50 Meldungen aus Potsdam in die Datenbank ein: M. Block, M. Kaiser, P. Meffert, W. Püschel, B. Sell, T. Tennhardt. Johannes Wahl und Thomas Heinicke stellten Daten aus der Internationalen Wasservogelzählung zur Verfügung. Dem Landesumweltamt Brandenburg danke ich für die Beringungsgenehmigung und der Beringungszentrale Hiddensee für die Unterstüt-

zung. Ommo Hüppop und ein anonymes Gutachter gaben wertvolle Hinweise zu einer früheren Manuskriptfassung und Ulrike Schlägel bearbeitete die englischen Textteile.

## 5. Zusammenfassung

Ganzjährige Zählungen von Mandarinenten und Beobachtungen an beringten Vögeln im Potsdamer Raum wurden hinsichtlich der Phänologie und des außerbrutzeitlichen Auftretens ausgewertet. Die Vögel verbleiben ganzjährig weitgehend in ihrer Brutregion. Seit 1991/92 werden in Potsdam regelmäßig Mandarinenten festgestellt. Mindestens bis Anfang der 2000er Jahre nahm der Winterbestand stark zu, spätestens seit 2010 gibt es aber keine weitere Zunahme mehr. Der Gesamtbestand in Berlin und Potsdam lag um 2010 bei etwa 800 bis 850 Vögeln und damit etwas niedriger als für Anfang der 2000er Jahre angegeben (900 bis 1.000). Große Rastgemeinschaften bis zu 400 Vögel sammeln sich in winterlichen Kälteperioden in wenigen eisfreien Gebieten. Im März lösen sich die Trupps auf. Ab Mai bilden sich kleine Männchentrupps, bevor es ab August und dann im Herbst zunehmend zu größeren Ansammlungen kommt. Verschiedene Gebiete werden traditionell zu bestimmten Jahreszeiten bevorzugt aufgesucht. Abseits der Brutregionen gibt es aus Brandenburg Nachweise umherstreifender Vögel vor allem zwischen Januar und Mai und in geringerem Ausmaß erneut ab September, vor allem von Männchen.

Die Männchen mausern zwischen Ende Mai und Anfang Juli ins Schlichtkleid und anschließend die Schwingen. Die Schwanzmauser beginnt im Juni. Weibchen mausern Schwingen und Schwanz deutlich später. Die Mauser vom Schlichtkleid ins Prachtkleid beginnt bei den Männchen im August und ist bei den meisten Vögeln Ende September/Anfang Oktober abgeschlossen, bei Jungvögeln später. Mit dem Anlegen des Prachtkleides der Männchen beginnt bei den Altvögeln die Verpaarung. Der Anteil erkennbar verpaarter Vögel steigt bis April an, bleibt aber den Winter über bei einjährigen Vögeln niedriger als bei mehrjährigen. Spätestens im Juni (bei einjährigen früher) löst sich die Paarbindung. Bei wenigen Paaren, bei denen beide Partner beringt waren, wurde einige Male Partnertreue über mehrere Jahre festgestellt, einmal alljährlich über sechs Jahre hinweg. Dagegen fehlt ein Nachweis einer dauerhaften Umverpaarung, solange der bisherige Partner nachweislich noch lebte. Die Paare trennen sich in der Brutzeit und finden sich im Spätsommer in den Mausegebieten wieder zusammen.

## 6. Literatur

Arbeitsgemeinschaft Berlin-Brandenburgischer Ornithologen 2001: Die Vogelwelt von Brandenburg und Berlin. Natur & Text, Rangsdorf.  
 Bairlein F, Dierschke J, Dierschke V, Salewski V, Geiter O, Hüppop K, Köppen U & Fiedler W 2014: Atlas des Vogelzugs. Ringfunde deutscher Brut- und Gastvögel. Aula-Verlag, Wiebelsheim.

Bauer H-G, Bezzel E & Fiedler W 2005: Das Kompendium der Vögel Mitteleuropas. Nonpasseres – Nichtsperlingsvögel. 2. Auflage. Aula-Verlag, Wiebelsheim.  
 Bruggers R & Jackson WB 1981: Age-related differences in reproductive behaviour of male Mandarin Ducks. *Bird Study* 28: 107-114.  
 Cramp S & Simmons KEL (Hrsg.) 1977: Handbook of the Birds of Europe the Middle East and North Africa. The Birds of the Western Palearctic. Volume I: Ostrich to Ducks. Oxford University Press, Oxford, London, New York.  
 Dierschke J, Dierschke V, Hüppop K, Hüppop O & Jachmann KF 2011: Die Vogelwelt der Insel Helgoland. OAG Helgoland, Helgoland.  
 Eidner R 2012: Flächendeckende Berliner Wasservogelzählung im Februar 2012 unter Eisbedingungen. *Berl. ornithol. Ber.* 22: 71-77.  
 Erdmann G 1992: Zum Vorkommen der Mandarinente, *Aix galericulata* (L.) in Leipzig. *Veröff. Naturkundemuseum Leipzig* 10: 9-16.  
 Gedeon K, Grüneberg C, Mitschke A, Sudfeldt C, Eikhorst W, Fischer S, Flade M, Frick S, Geiersberger I, Koop B, Kramer M, Krüger T, Roth N, Ryslavý T, Stübing S, Sudmann R, Steffens R, Vökler F & Witt K 2014: Atlas Deutscher Brutvogelarten. Atlas of German Breeding Birds. Stiftung Vogelmonitoring Deutschland und Dachverband Deutscher Avifaunisten, Münster.  
 Haupt H, Mädlow W & Pelikan L 2017: Avifaunistischer Jahresbericht für Brandenburg und Berlin 2014. *Otis* 24: 1-52.  
 Heinicke T & Mädlow W 2007: Mandarinente *Aix galericulata*. In: Heinicke T & Köppen U: Vogelzug in Ostdeutschland I – Wasservögel Teil 1. *Ber. Vogelwarte Hiddensee* 18 (Sonderheft): 145-148.  
 Kolbe H 2013: Mandarinente *Aix galericulata* (Linnaeus, 1758). *Arbeitsmaterialien Avifauna Sachsen-Anhalt* 3: 14-19.  
 Lever C 2013: The Mandarin Duck. T & AD Poyser, London.  
 Mädlow W 2018: Das Brutvorkommen der Mandarinente (*Aix galericulata*) im Raum Potsdam – Bestand und Angaben zur Brutbiologie. *Vogelwelt* 138: 55-66.  
 Meierjürgen R 2009: Beobachtungen an einer Population der Mandarinente *Aix galericulata* im Stadtwald von Frankfurt am Main. *Ornithol. Mitt.* 61: 184-191.  
 Miethke M 1997: Die Bestandsentwicklung der Mandarinente auf der Potsdamer Stadthavel und den seenartigen Erweiterungen von 1980 bis 1997. *Bucephala* 3 (1): 53-58.  
 Rutschke E 1989: Die Wildenten Europas. VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin.  
 Saemann D & Flöter E 2015: Die Mandarinente *Aix galericulata* in Chemnitz. *Mitt. Ver. Sächs. Ornithol.* 21: 275-281.  
 Savage C 1952: The Mandarin Duck. A & C Black Ltd., London.  
 Schmidt M 2012: Die Kleingefiedermauser der Mandarinente (*Aix galericulata*). Unveröffentl. Diplomarbeit Universität Potsdam, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät.  
 Schmidt M & Mädlow W 2006: Die Ausbreitung der Mandarinente (*Aix galericulata*) im Berliner Raum. *Berl. ornithol. Ber.* 16: 22-28.  
 Töpfer T & Katzer B 2003: Das Vorkommen der Mandarinente (*Aix galericulata*) in Dresden. *Mitt. Ver. Sächs. Ornithol.* 9: 235-241.  
 Witt K 2003: Mandarinente *Aix galericulata*, ein etabliertes Neozoon in Deutschland. *Vogelwelt* 124: 17-24.

# Brutplatzansprüche des Baumpiepers *Anthus trivialis* innerhalb einer schrumpfenden Population in Mittelwestfalen

Carl Henning Loske

---

Loske CH 2018: Nesting site demands in a declining population of Tree Pipits *Anthus trivialis* in Central Westphalia. *Vogelwarte* 56: 77–84.

The number of trans-Saharan migrants has been in decline all over Europe. Many reasons have been discussed for this decline, such as changes in the Sahel, hunting in Southern Europe and Africa, and a loss of adequate breeding habitats. The choice of a suitable breeding-site is very important during the life cycle of a bird. Changes in the breeding habitat can strongly affect the breeding success and the condition of the nestlings. A better understanding of the factors influencing the nesting site suitability is essential for conservation measures for long-distance migrants. I have investigated the structural differences between occupied and deserted territories of the Tree Pipit, with a particular focus on the herb layer. I used long-term monitoring data from breeding territories of the Tree Pipit in a study region in North-West Germany. Territories that have been abandoned had fewer plant species, less grass cover, fewer tussocks in total and a higher median-nitrogen-index of plant species. It is likely that such effects will also play a role in other ground-breeding birds which depend on sparse vegetation and a certain structure of herb layer.

✉ CHL: Ing. Büro Landschaft & Wasser, Alter Schützenweg 32, 33154 Salzkotten. E-Mail: carl-henning@buero-loske.de

---

## 1. Einleitung

Weltweit nimmt die Biodiversität aufgrund verschiedener Einflüsse ab, z. B. durch Klimawandel, Änderungen in der Landnutzung, Stickstoffeinträge und Jagd (Bairlein 2016; Tilman et al. 2017). Die genauen Gründe für die Bestandsrückgänge vieler Vogelarten sind nicht leicht zu erschließen. Faktoren, welche Reproduktionserfolg, Körperkondition und Mortalität einer Spezies beeinflussen, sind der Schlüssel zum Verständnis ihres Rückgangs. Dies ist besonders kompliziert bei Zugvögeln, da diese zwischen Brut-, Zwischenrast- und Winterquartieren wechseln. Bei Langstreckenziehern befinden sich diese sogar auf verschiedenen Kontinenten (Sanderson et al. 2006; Both et al. 2006; Both et al. 2009). Zwei Populationen derselben Spezies können Unterschiede bei ihren Bruthabitaten, ihrem Verhalten, ihren Zugrouten und ihren Winterquartieren aufweisen (Bairlein et al. 2014). Um wirksame Schutzkonzepte zu erstellen, ist es unabdingbar, die Hauptursachen für den Rückgang ziehender Arten zu verstehen. Zwar sind die meisten Vögel, die in den Wäldern Europas nisten, Kurzstreckenzieher, doch erlitten speziell die Langstreckenzieher deutliche Verluste in den letzten Dekaden. Im Vergleich zu den Kurzstreckenziehern sind doppelt so viele Langstreckenzieher in Deutschland als gefährdet klassifiziert (Sudfeldt et al. 2012). Zwischen 1970 und 2005 waren 75 von 127 Langstreckenziehern im Rückgang begriffen. Es ist bekannt, dass viele Langstreckenzieher unter den schnellen Veränderungen in der Sahelzone leiden, wie die Intensivierung der Landwirtschaft und eine steigende Belastung durch die örtliche Jagd. Dort nehmen die Bevölkerungszahlen zu und

führen zu Problemen, wie Desertifikation, Bodendegradierung, Bodenerosion und Entwaldung (Zwarts et al. 2009).

Die Wahl eines Brutplatzes ist ein entscheidender Abschnitt im Lebenszyklus eines Vogels. Sie kann den Bruterfolg und das Überleben der Nestlinge entscheidend beeinflussen (Cody 1985). Der Brutplatz muss zum Beispiel den Ansprüchen an Mikroklima, räumliche Ausstattung, Abwesenheit von Räubern und Nahrungsverfügbarkeit gerecht werden (Cody 1985; Pasi-nelli 2016). Änderungen in der Qualität des Bruthabitats können somit den Bruterfolg stark beeinflussen.

Ein Hauptgrund für die Habitatveränderungen ist heutzutage der zunehmende anthropogene Eintrag von Stickstoff, der über die Atmosphäre auch nicht landwirtschaftlich genutzte Flächen erreicht. Erhöhter Stickstoffeintrag kann zu Veränderungen der Habitatqualität, zum Beispiel der Vegetationsstruktur, führen, wobei sich zuerst die Krautschicht zu Gunsten eutrophiler Pflanzen verändert. Ein derartiger Wechsel in der Krautschicht könnte potenzielle Neststandorte oder die Nahrungsverfügbarkeit stark genug beeinflussen, um Auswirkungen auf die Bestände bodenbrütender Waldvögel zu haben. Der flächendeckende Eintrag von Stickstoff über Niederschläge fördert beispielsweise in lichten Wäldern den Aufwuchs einer zunehmend dichter werdenden Krautschicht, wodurch für Arten wie den Baumpieper *Anthus trivialis*, die auf mehr oder weniger offenen Waldböden Nahrung suchen, Lebensraum in großem Umfang verloren geht (Gedeon et al. 2014). Beispielsweise verdeutlichen Daten aus Mittelwestfalen die Prä-

ferenzen dieser Art für Kahlschläge und lichte Eichenwälder. Desweiteren sind Bruthabitate durch niedriges Gebüsch und einen Deckungsgrad der Krautschicht von unter 50 % gekennzeichnet. Der Baumpieper benötigt geschützte Standorte für seine Nester und brütet meist unter Bulthen von Land-Reitgras *Calamagrostis epigejos* und Wald-Zwenke *Brachypodium sylvaticum*. Meist waren Nester nahe Waldrändern mit Anflugwarten erbaut worden (Loske 1987; Hübner 2009). Die Bedeutung lichter Eichenwälder für den Baumpieper ist seit den 1990ern merklich zurückgegangen und die Reviermittelpunkte haben sich zum Waldrand verschoben. Es wurde spekuliert, dies stünde zum Teil in Zusammenhang mit einer Degradierung der Bodenvegetation, insbesondere durch das Verschwinden von Bulthen und die Ausbreitung der Großen Brennnessel *Urtica dioica* und anderen Stickstoffzeigern (Loske 1999).

Gregory & Strien (2010) sowie Vickery et al. (2014) fanden heraus, dass Vögel der Waldbiotope nach den Vögeln des Offenlandes die Gruppe mit den deutlichsten Verlusten sind, und sehen weiteren Untersuchungsbedarf vor allem im Lebensraum Wald. Erderwärmung und Stickstoffeinträge sind anscheinend die wesentlichsten Gründe für Vegetationsveränderungen in Europa (Sala et al. 2000; Bobbink et al. 2010; Werking-Radtke et al. 2010; Ewald und Pyttel 2016; Schröder 2016). Die Feldlerche *Alauda arvensis* ist Beispiel für einen Kurz- und Mittelstreckenzieher, dessen Bestandsrückgang direkt mit einem Mangel an Nistplätzen aufgrund von Vegetationsveränderungen zusammenhängt. Die Intensivierung der Landwirtschaft führt zu ausgedehnten Getreidefeldern und einem Mangel an offenem Grünland (Hötter 2003; Hoffmann et al. 2012). Wie der Baumpieper ist der Waldlaubsänger *Phylloscopus sibilatrix* ein bodenbrütender Langstreckenzieher. Für ihn gibt es zwar bereits Vergleiche der Vegetation in besetzten und aufgegebenen Revieren, jedoch betrachten diese Untersuchungen den Einfluss von Stickstoff weniger detailliert. Sie zeigen aber immerhin die Tendenz, Regionen mit großem Stickstoffeinfluss zu meiden (Reinhardt & Bauer 2009). Beobachtungen von Loske (1999) und Vowinkel & Randler (2008) legen die Vermutung nahe, dass ein Verlust an geeigneter Habitatstruktur ein Grund für die Rückgänge ist.

Diese Studie untersucht, wie die Vegetationsstruktur die Nistplatzwahl des Baumpiepers beeinflusst. Ein Fokus liegt auf der Frage, ob Stickstoff dabei einen signifikanten Einfluss hat. Dies sollte helfen, zukünftige Schutzkonzepte für hochwertige Habitate zu entwickeln. Ein direkter Vergleich zwischen besetzten und aufgegebenen Revieren könnte Faktoren des aktuellen Bestandsrückgangs identifizieren. Zudem sollten diese Einblicke helfen, die Rückgänge anderer Singvogelarten mit ähnlichen Habitatansprüchen zu verstehen, etwa dem Waldlaubsänger, oder anderen Bodenbrütern, die auf spärliche Vegetation angewiesen sind, wie Graumammer *Emberiza calandra* oder Feldlerche.

## 2. Material und Methode

### 2.1 Der Baumpieper als Modellart

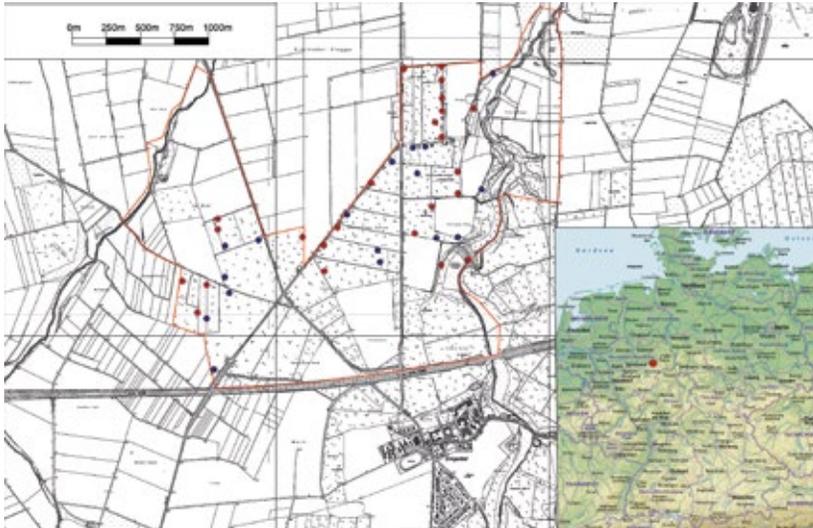
In ganz Europa schätzt man den Bestand des Baumpiepers auf 27 bis 42 Millionen Brutpaare (BirdLife International 2015). Die Bestände gehen zurück, in Deutschland bereits seit den 1970ern. Im Vergleich zu 900.000 bis 1.600.000 Revieren im Jahr 1995 wurde der deutsche Bestand 20 Jahre später auf nur noch 250.000 – 355.000 Reviere geschätzt (Gedeon et al. 2014). Dies ist ein stärkerer Rückgang als im europäischen Trend (Bairlein et al. 2014; Gedeon et al. 2014). Die neue rote Liste 2016 für Nordrhein-Westfalen führt den Baumpieper aufgrund seiner Bestandseinbußen nun als Kategorie 2. Zurückgeführt wird dies auf zunehmende Verschlechterung von Bruthabitaten (Grüneberg et al. 2017).

Der Baumpieper ist ein paläarktischer Transsaharazieher mit einem Verbreitungsgebiet, das sich von Nord- und Zentraleuropa bis zum östlichen Sibirien erstreckt (Cramp et al. 1988). Er überwintert in den Hochgrassavannen in West- und Ostafrika (Bairlein et al. 2014). In ihren Brutgebieten bevorzugen Baumpieper trockene Lebensräume, wie Kahlschläge, Heiden, Aufforstungen, offenes Waldland, Waldränder und extensive Landwirtschaftsflächen. Diese bieten zugleich offenes Grasland, welches für den Nestbau benötigt wird, als auch Bäume und Büsche, welche als Sing- und Anflugwarten genutzt werden (Tiede & Jost 1965; Van Hecke 1979b; Burton 2007). Heute sind die inländischen Bestände hauptsächlich auf Optimalhabitate beschränkt (Bauer & Berthold 1996). Der Baumpieper ist eine typische Ökotonart (Art im Übergangsbereich zwischen zwei verschiedenen Landschaften) und wird im weiteren Verlauf der Sukzession von anderen Arten ersetzt, oft *Phylloscopus spec.* (Ruwet 1959). Ein warmes, jedoch nicht zu heißes und trockenes Mikroklima und ein ausreichendes Angebot an Insekten (hauptsächlich Raupen) in der Umgebung des Nestes sind essenziell (Loske in Glutz von Blotzheim & Bauer 1985; Pätzold 1990; Burton 2006). Burton (2007) betont die Wichtigkeit von Waldmanagement, wie die Erhaltung alter Bäume als Singwarten. Die Bedeutung lückiger Eichenwälder wurde in Rumänien untersucht und bestätigt (Moga et al. 2009).

Das Nest wird gewöhnlich unter Überhängen, wie Grasbulthen, Zwergsträuchern, Farnen, trockenem Reisig oder ähnlichem errichtet (Loske 1985; Pätzold 1990). Bulthen als Voraussetzung für eine Baumpieperbrut wurden auch in der nahegelegenen Senne bei Paderborn durch Venne (unveröff. Diplomarbeit, Univ. Bielefeld, 2002) bestätigt. Hier hielten Bultengräser und Heidepflanzen durchwachsen mit Gras 50 % der Nester.

### 2.2 Untersuchungsgebiet

Der Eringerfelder Wald (51,60189° N, 8,47029° O) liegt in der Stadt Geseke im Kreis Soest in Nordrhein-Westfalen (Abb.1). Die Ausdehnung beträgt 1.595 m (Ost-West) und 1.250 m (Nord-Süd). Das Gesamtgebiet umfasst 4,5 km<sup>2</sup> und gehört seit 2001 nahezu gänzlich zum Naturschutzgebiet „Eringerfelder Wald-Nord und Westerschledde“. Die potenzielle natürliche Vegetation ist ein submontaner Kalkbuchenwald (*Melico-Fagetum*), der stellenweise noch vorkommt. Der Großteil des Waldes besteht aber aus Flächen mit langsam wachsenden Eichen oder Koniferen, wie Kiefer oder Fichte (LANUV NRW 2015). Der Wald ist von intensiv genutzten Ackerflächen umgeben.



**Abb. 1:** Aufgegebene (blaue Punkte) und besetzte (rote Punkte) Reviere innerhalb des Untersuchungsgebietes (Rote Linie). Die Karte rechts unten zeigt seine Lage in Deutschland (roter Punkt). Kartengrundlagen: weltkarte.com und Land NRW (2018) Datenlizenz Deutschland-Namensnennung-Version 2.0 ([www.govdata.de/dl-de/by-2-0](http://www.govdata.de/dl-de/by-2-0)). - Deserted (blue dots) and occupied (red dots) territories within the study area (red line). The map in the right corner shows the location of the study area within Germany (red dot). Maps from weltkarte.com and Land NRW (2018) Datenlizenz Deutschland-Namensnennung-Version 2.0 ([www.govdata.de/dl-de/by-2-0](http://www.govdata.de/dl-de/by-2-0)).

### 2.3 Bestandserfassungen und -entwicklung

Der Baumpieperbestand im Untersuchungsgebiet wurde seit der Brutsaison 1977 alljährlich durch Revierkartierungen nach den aktuellen wissenschaftlichen Standards (Berthold et al. 1980; Südbeck et al. 2005) zwischen April und Mai aufgenommen (von 1977 bis 2012 durch Karl-Heinz Loske, seit 2013 durch den Autor). Jeder Reviermittelpunkt wurde in einer Karte eingetragen. Vorangegangene Analysen aus dem Untersuchungsgebiet zeigen, dass der Baumpieper zu den Singvogelarten mit niedrigen Bestandsschwankungen gehört (Loske 1985). Im Untersuchungsgebiet wurden von 1977 bis 2016 im Mittel 45 Reviere ermittelt (Abb. 2; Bestandsmaximum 1987 mit 84 Revieren, Bestandsminima 2006 und 2014 mit jeweils 26 Revieren).

### 2.4 Kategorisierung der Brutreviere

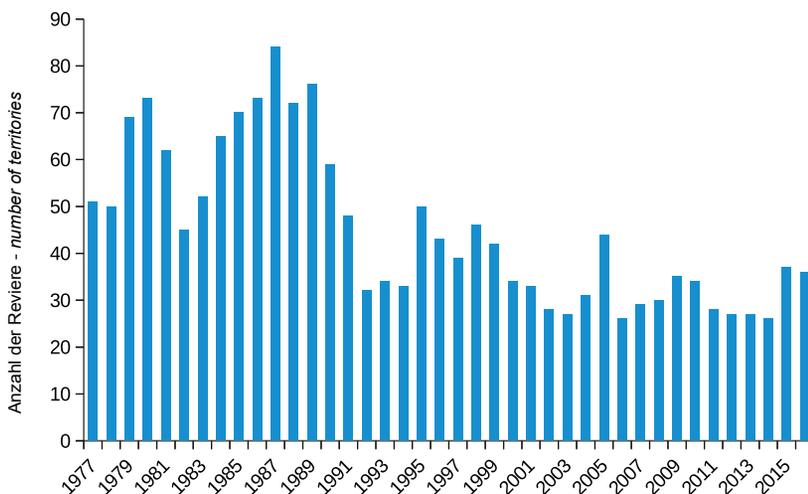
Zunächst wurden sämtliche Revierstandorte des Zeitraums 2000 bis 2016 mit AutoCAD 2015 digitalisiert. Reviere eines Jahres wurden dem entsprechendem Layer zugewiesen und übereinandergelegt, um Reviere zu identifizieren, die häufiger besetzt wurden als andere (Abb. 1). Das Monitoring der Brut-

saison 2016 wurde genutzt, um die Reviere den Kategorien „besetzt“ und „aufgegeben“ zuzuweisen. Um dies zu bewerkstelligen, wurden sämtliche aktuellen Reviere erfasst. Für alle Jahre gilt, ein Revier wurde als aktuell besetzt registriert, wenn ein Männchen zweimal singend angetroffen wurde, wobei mindestens sieben Tage dazwischen liegen mussten. Desweiteren wurde ein Revier als „besetzt“ kategorisiert, wenn es innerhalb der letzten drei Jahre mindestens zweimal besetzt war. Als „aufgegeben“ wurde es kategorisiert, wenn es innerhalb der letzten drei Jahre keine Anzeichen einer Besetzung gab, es jedoch in einem Zeitraum von sieben Jahren mindestens dreimal besetzt war. Insgesamt konnten so 41 Reviere identifiziert werden, davon 24 besetzte und 17 aufgegeben.

### 2.5 Erfassung der Habitatcharakteristika

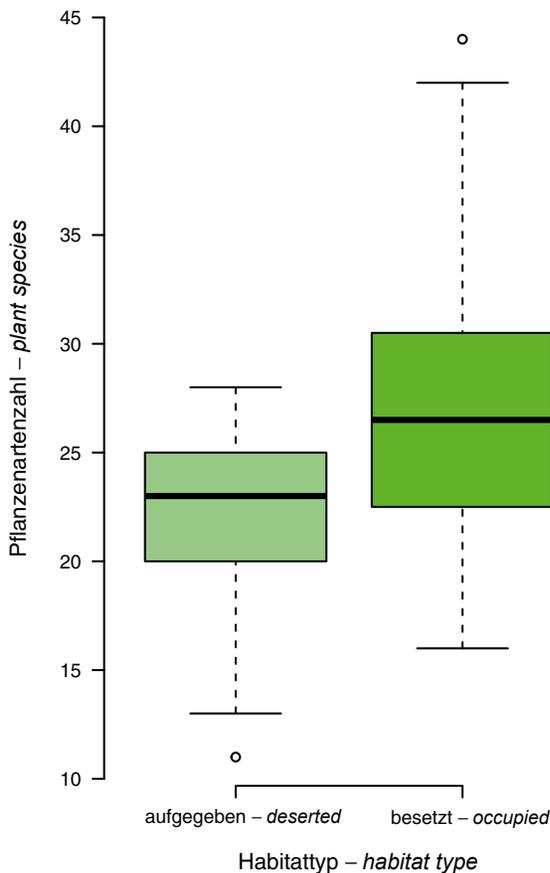
In der Brutsaison 2016 wurden Habitatcharakteristika innerhalb des Zentrums der 24 besetzten und 17 aufgegeben Reviere zwischen dem 8. und 24. Juni aufgenommen.

Die Grasbedeckung wurde innerhalb eines 20 m × 20 m Quadrats in ihrem Anteil an der Krautschicht in Schritten von fünf Prozent ermittelt, da es eine starke Beziehung zwi-

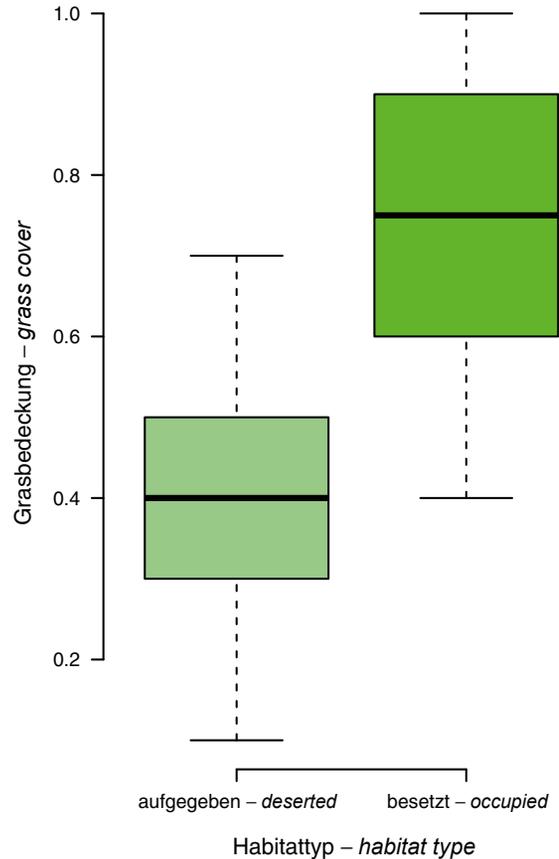


**Abb. 2:** Reviere des Baumpiepers im Eringerfelder Wald von 1977 bis 2016. - Territories in the forest of Eringerfeld from 1977 to 2016.

schen Gras und Baumpiepernestern gibt (Van Hecke 1979a, 1981). Baumpieper bauen ihre Nester meistens unter Bulten, dementsprechend wurden sämtliche Bulten gezählt und die Abundanz der Bulten innerhalb der 20 m × 20 m Quadrate aufgenommen und in fünf Kategorien aufgeteilt 0 - 25, > 25 - 50, > 50 - 75, > 75 - 100 und > 100 Bulten. Die abiotischen Faktoren wurden indirekt mit Hilfe der Vegetation ermittelt. Zunächst wurden sämtliche Pflanzen der Krautschicht innerhalb des Quadrats erfasst, der adäquaten Abundanz- oder Dominanzkategorie (Willmanns 1978) zugeordnet und einer Stickstoffkennzahl nach Ellenberg et al. (1990) zugewiesen. Sämtliche Arten, die eine Abundanz von über 50 Individuen oder eine Dominanzkategorie von über 5% erreichten, wurden bei der Berechnung des dominanzgewichteten Medians der Stickstoffkennzahl (Median-Stickstoff-Index) innerhalb der 20 m × 20 m Quadrate herangezogen. Pflanzen ohne einen bestimmbar Stickstoffindex (interme-



**Abb. 3:** Anzahl Pflanzenarten in aufgegebenen und besetzten Revieren. Wilcoxon-Rangsummentest:  $p = 0,013$ ,  $W = 110,0$ . Die Boxen zeigen das mittlere 50% Quantil der Daten, der schwarze Balken den Median, die „Antennen“ Extremwerte bis zum 1,5-fachen des Interquartilenbereichs und die Punkte Ausreißer. – *The number of plant species in deserted and in occupied territories. Boxes show the inner 50% quantile of the data, black bars the median, whiskers extend to the most extreme data points which are no more than 1.5 times the interquartile range from the box and the dots outliers. Wilcoxon rank-sum test:  $p = 0.013$ ,  $W = 110.0$ .*



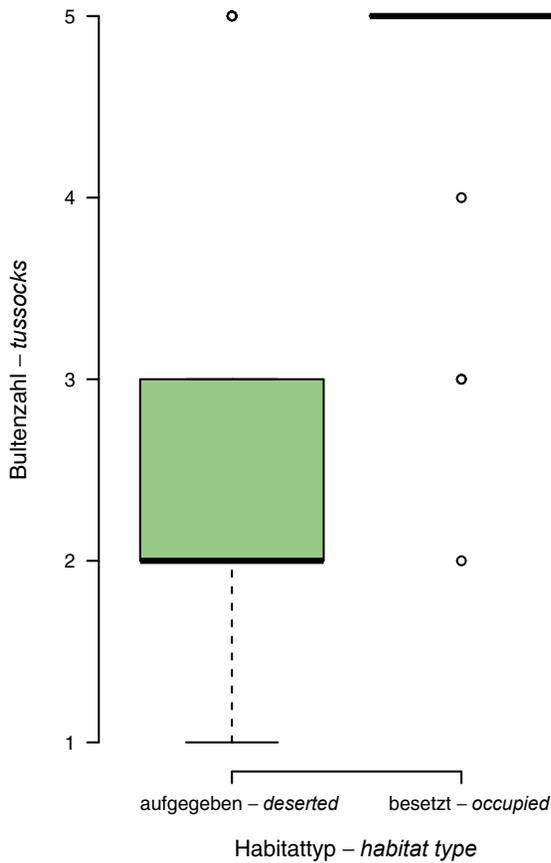
**Abb. 4:** Die Grasbedeckung anteilig an der Krautschicht in aufgegebenen und besetzten Revieren. Wilcoxon-Rangsummentest:  $p < 0,001$ ,  $W = 41,0$ . – *Percentage of grass cover of the herb layer in deserted and occupied territories. Wilcoxon rank-sum test:  $p < 0.001$ ,  $W = 41.0$ .*

diär) wurden nicht in den gewichteten Median eingerechnet, da sie sowohl in Revieren mit sehr hohem und ebenso in Revieren mit sehr niedrigem Stickstoffniveau vorkommen können. Ihr Auftreten und ihre Abundanz werden hauptsächlich von anderen Faktoren beeinflusst.

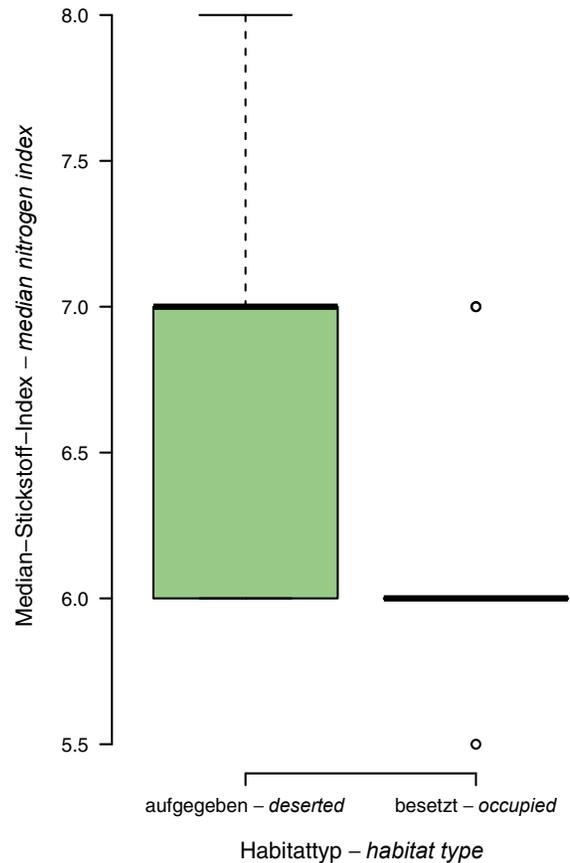
Der unbewachsene Untergrund wurde aufgeteilt in Laubstreu, Zweige und unbedecktem Boden. Die potenziellen Anflugwarten wurden erfasst und fünf Kategorien von 0 - 25 Stück bis zu über 100 zugeordnet, wobei jeder blattlose Ast in über 1 m Höhe als Anflugwarte gewertet wurde. Die Nahrungsverfügbarkeit wurde nicht erfasst, da die 20 m × 20 m Quadrate zu klein waren, um Einblicke in sie repräsentativ zu ermitteln. Das gesamte Gebiet war reich an Parzellen mit Eichenforst, welcher viele Eichenwicklerrauen *Tortrix viridiana* aufwies. Keines der Quadrate lag in größerer Entfernung zum nächsten Eichenbestand.

## 2.5 Statistische Analyse

Die statistische Analyse wurde mit R 3.4.0 (R Core Team 2017) durchgeführt. Getestet auf signifikante Unterschiede wurden die Menge der Pflanzenarten, der gewichtete Median des Stickstoff-Index, die Anzahl der Grasbulten und die Grasbedeckung zwischen besetzten und aufgegebenen Revieren



**Abb. 5:** Bultenklassen in aufgegebenen und besetzten Revieren. Wilcoxon-Rangsummentest:  $p < 0,001$ ,  $W = 56,0$ . – *Tussock-frequency-classes in deserted and occupied territories. Wilcoxon rank-sum test:  $p < 0.001$ ,  $W = 56.0$ .*



**Abb. 6:** Median-Stickstoff-Index in aufgegebenen und besetzten Revieren. Wilcoxon-Rangsummentest:  $p < 0,001$ ,  $W = 312,5$ . – *Median-nitrogen-index in deserted and occupied territories. Wilcoxon rank-sum test,  $p < 0.001$ ,  $W = 312.5$ .*



**Abb. 7:** Beispiele eines besetzten (links) und eines aufgegebenen Reviers des Baumpiepers. – *Examples of an occupied (left) and a deserted territory of the Tree Pipit.*

(Wilcoxon-Rangsummen-Tests). Die Anzahl der Grasbulten war ordinal skaliert (Kategorien 1 bis 5). Da die Größe der Häufigkeitsklassen aber stetig zunimmt, wurden sie als numerische Variable behandelt.

### 3. Ergebnisse

In den besetzten Revieren war die Zahl der Pflanzenarten (Abb. 3), der Anteil der Grasbedeckung an der Krautschicht (Abb. 4) und die Zahl der Bulten (Abb. 5) signifikant höher, der gewichtete Median-Stickstoff-Index (Abb. 6) signifikant niedriger als in den aufgegebenen Revieren (siehe auch Abb. 7).

## 4. Diskussion

### 4.1 Vegetationstruktur im Brutrevier

Dass von Baumpiepern besetzte Reviere einen höheren Anteil an Gras in der Krautschicht und eine größere Anzahl von Bulten aufweisen als aufgegebene Reviere, stimmt mit Ergebnissen anderer Studien überein, nach denen der Baumpieper stark mit einer lückigen Vegetation aus Gras und Bulten verknüpft ist. Er bevorzugt Arten wie Land-Reitgras und Wald-Zwenke im Untersuchungsgebiet (Loske 1987), Blaues Pfeifengras *Molinia caerulea* und Besenheide *Calluna vulgaris* in der Senne (Venne, unveröff. Diplomarbeit, Univ. Bielefeld 2002) und Federgräser *Stipa spec.* in Tschechien (Kumstatova et al. 2004). Schwarz et al. (2018) stellten in den Alpen eine Bevorzugung von Allmendeweiden fest, die größere nährstoffarme Flächen aufwiesen, und führen dies u. a. auf eine heterogene Vegetation mit Nistplätzen und eine hohe Verfügbarkeit an Arthropoden als Nahrung zurück.

Als Neststandort bevorzugen Baumpieper Bulten und einen höheren Grasanteil (Van Hecke 1979a, 1981). Reviere werden nicht mehr besetzt, wenn der Grasanteil in der Krautschicht und die Bultenzahl sinken.

Dass aufgegebene Reviere weniger Pflanzenarten und stärkere Abundanzen von Stickstoffzeigern aufweisen, unterstützt die These, dass Reviere aufgrund von Stickstoff induzierten Änderungen in der Vegetation, insbesondere der Krautschicht, aufgegeben wurden. Der Waldlaubsänger ist ein anderer, bodenbrütender Langstreckenzieher der hauptsächlich in Buchenwäldern vorkommt. Auch er gibt seine Reviere auf, wenn die Anzahl der Bulten sinkt (Reinhardt & Bauer 2009) oder der Stickstoffeintrag durch die Luft höher ist (Scheibler, unveröff. Masterthesis, Univ. Zürich 2015). Dieser Effekt ist vermutlich auf die steigende Menge nitrophiler Pflanzen und eine Veränderung in der Krautschicht zurückzuführen (Scheibler, unveröff. Masterthesis, Univ. Zürich 2015). Ein ähnlicher Effekt sollte ebenfalls für den Baumpieper im Untersuchungsgebiet denkbar sein. Der eingetragene Luftstickstoff könnte die Struktur der Krautschicht in Richtung weniger Gras und dementsprechend weniger

Bulten beeinflussen. Der Stickstoffeintrag wird von vielen Autoren als besonders kritisch für zukünftige Schutzbemühungen angesehen, insbesondere in den Wäldern der gemäßigten Breiten. Nach Sala et al. (2000) ist der Eintrag von Stickstoff in die Wälder der gemäßigten Breiten der wichtigste Faktor für den Artenverlust der nächsten Jahre. Dieser Effekt wirkt sich am stärksten auf im Wald vorkommende Pflanzen und Vögel aus (Flade et al. 2004; Gregory 2007; Ewald & Pyttel 2016).

### 4.2 Anregungen zu Schutzbemühungen und Ausblick

Viele Baumpieperreviere sind dauerhaft offensichtlich nur durch drastisch reduzierten Stickstoffeintrag zu erhalten. Neben einer generellen Minderung des Eintrags von reaktivem Stickstoff vor allem aus Landwirtschaft und Verbrennungsprozessen in die Atmosphäre ([www.uba.de/stickstoff-in-deutschland](http://www.uba.de/stickstoff-in-deutschland)) wäre z. B. eine verminderte Ausbringung von Gülle an Wald-rändern eine unmittelbare Maßnahme. Auch die Sukzession auf halboffenen Flächen im Wald zu lenken und zu unterbinden, könnte den Rückgang geeigneter Habitate eindämmen. Diese Ansätze sollten zur Entwicklung effizienter Schutzstrategien, insbesondere nach der Einstufung des Baumpiepers in der lokalen Roten Liste auf Stufe 2, weiterverfolgt und getestet werden. Angesichts des Einflusses von Vegetationsveränderungen im Bruthabitat auf die Reproduktion von Langstreckenziehern sollten besonders in Bezug auf Stickstoffeinträge weitere Forschungen vorangetrieben werden. Sie könnten helfen, Pflegemaßnahmen zu Schutzzwecken weiter zu verfeinern.

### 4.3 Erfassung der Nahrungsverfügbarkeit

In einer ähnlichen Studie über den Waldlaubsänger wurde aufgezeigt, dass die jahreszeitliche Abundanz von Raupenkot als Indikator für die Menge verfügbarer Raupen keinen signifikanten Einfluss auf den Ausflugerfolg der Vögel hatte, die Autoren spekulierten, dass die Vögel im näheren Umfeld der besetzten Reviere genug Futter finden könnten (Reinhardt und Bauer 2009; Maziarz und Wesolowski 2010). Dies sollte ebenfalls für Baumpieper gelten.

### Dank

Ich möchte meinem Vater Dr. Karl-Heinz Loske danken, der mir die Baumpieperdaten aus den Jahren, bevor ich selbst die Baumpieper erfasste, für diese Analyse überließ und eine Bereicherung beim Aufbau dieser Arbeit war. Desweiteren danke ich meinen beiden Betreuern Dr. Dana Schabo und Prof. Dr. Nina Farwig von der Philipps Universität in Marburg, die diese Arbeit während des Entstehungsprozesses mit mir diskutierten und verbesserten. Natalie Kelsey korrigierte dankenswerterweise die englischen Textteile.

## 5. Zusammenfassung

Transsaharazieher erleiden Bestandsverluste in ganz Europa. Veränderungen in der Sahelzone, die Jagd in Südeuropa und Afrika sowie der Verlust geeigneter Bruthabitats werden als Gründe diskutiert. Die Auswahl geeigneter Brutplätze ist äußerst wichtig im Lebenszyklus eines Vogels. Veränderungen innerhalb des Bruthabitats können Bruterfolg und die körperliche Kondition der Nestlinge stark beeinflussen. Die Kenntnis dieser Faktoren ist für Maßnahmen zum Schutz von Langstreckenziehern essenziell. Untersucht wurden die strukturellen Unterschiede zwischen besetzten und aufgegebenen Revieren des Baumpiepers, insbesondere in Bezug auf die Krautschicht. Genutzt wurden Langzeitmonitoringdaten von Baumpieper-Brutrevieren in einem Untersuchungsgebiet in Nordwestdeutschland. Von Baumpiepern aufgegebenen Reviere wiesen weniger Pflanzenarten, weniger Grasbedeckung, weniger Grasbulen und einen höheren Median-Stickstoff-Index auf. Diese Effekte könnten auf ein höheres Stickstoffniveau zurückzuführen sein. Ähnliche Auswirkungen sind auch bei anderen bodenbrütenden Vogelarten zu erwarten, welche auf lückige Vegetation und eine bestimmte Habitatsstruktur angewiesen sind.

## 6. Literatur

- Bairlein F, Dierschke J, Dierschke V, Salewski V, Geiter O, Hüppop K, Köppen U & Fiedler W 2014: Atlas des Vogelzugs. Ringfunde deutscher Brut- und Gastvögel. AULA-Verlag, Wiebelsheim.
- Bairlein F 2016: Migratory birds under threat. *Science* 354: 547-548.
- Bauer H-G & Berthold P 1996: Die Brutvögel Mitteleuropas. Bestand und Gefährdung. AULA-Verlag, Wiesbaden.
- Berthold P, Bezzel E & Thielcke G 1980: Praktische Vogelkunde. Greven.
- BirdLife International 2015: *Anthus trivialis*. The IUCN Red List of Threatened Species 2015: e.T22718546A66995322. [www.iucnredlist.org/details/22718546/0](http://www.iucnredlist.org/details/22718546/0). (Letzter Zugriff am 10. Dezember 2015).
- Bobbink R, Hicks K, Galloway J, Spranger T, Alkemade R, Ashmore M, Bustamante M, Cinderby S, Davidson E, Dentener F, Emmett B, Erismann J-W, Fenn M, Gilliam F, Nordin A, Pardo L & De Vries W 2010: Global assessment of nitrogen deposition effects on terrestrial plant diversity: a synthesis. *Ecological Applications* 20: 30-59.
- Both C, Bouwhuis S, Lessells CM & Visser ME 2006: Climate change and population declines in a long-distance migratory bird. *Nature* 441: 81-83.
- Both C, Bijlsma RG, Foppen RPB, Siepel H, Van Strien AJ & Van Turnhout CAM 2009: Avian population consequences of climate change are most severe for long-distance migrants in seasonal habitats. *Proceedings of the Royal Society B* 277: 1259-1266.
- Burton N 2006: Nest orientation and hatching success in the Tree Pipit *Anthus trivialis*. *Journal of Avian Biology* 37: 312-317.
- Burton N 2007: Influences of restock age and habitat patchiness on Tree Pipers *Anthus trivialis* breeding in Breckland pine plantations. *Ibis* 149: 193-204.
- Cody ML 1985: Habitat selection in birds. Academic Press, London.
- Cramp S, Brooks DJ, Dunn E, Gillmor R, Hall-Craggs J, Holm PAD, Nicholson EM, Ogilvie MA, Roselaar CS, Sellar PJ, Simmons KEL, Voous KH, Wallace DIM & Wilson MG 1988: Handbook of the Birds of Europe the Middle East and North Africa – Volume V. Oxford University Press, New York.
- Ewald J & Pyttel P 2016: Leitbilder, Möglichkeiten und Grenzen der De-Eutrophierung von Wäldern in Mitteleuropa: Natur und Landschaft 91: 210-217.
- Ellenberg H, Weber EH, Ruprecht D, Wirth V, Werner W & Paulißen D 1990: Zeigerwerte von Pflanzen in Mitteleuropa. *Scripta Geobotanica XVIII*. Erich Goltze, Göttingen.
- Flade M, Baumann S & Südbeck P 2004: Die Situation der Waldvögel in Deutschland. *Vogelwelt* 125: 145-150.
- Gedeon K, Grüneberg C, Mitschke A, Sudtfeld C, Eickhorst W, Fischer S, Flade M, Frick S, Geiersberger I, Koop B, Kramer M, Krüger T, Roth N, Ryslavý T, Stübing S, Sudmann SR, Steffens R, Vökler F & Witt K 2014: Atlas deutscher Brutvogelarten. Dachverband Deutscher Avifaunisten, Münster. 616-619.
- Glutz von Blotzheim UN & Bauer KM 1985: Handbuch der Vögel Mitteleuropas Band 10/II Passeriformes (1. Teil) Motacillidae – Prunellidae. AULA-Verlag, Wiesbaden. 576-610.
- Gregory R & Van Strien A 2010: Wild bird indicators: using composite population trends of birds as measures of environmental health. *Ornithological Science* 9: 3-22.
- Gregory R, Vorisek P, Van Strien A, Meyling AWG, Jiguet F, Fornasari L, Reif J, Chylarecki P & Burfield IJ 2007: Population trends of widespread woodland birds in Europe. *Ibis* 149: 78-97.
- Grüneberg C, Sudmann SR, Herhaus F, Herkenrath P, Jöbges MM, König H, Nottmeyer K, Schidelko K, Schmitz M, Schubert W, Stiels D & Weiss J 2017: Rote Liste der Brutvogelarten Nordrhein-Westfalens, 6. Fassung, Stand: Juni 2016. *Charadrius* 52: 1-66.
- Hoffmann J, Wiegand I & Berger G 2012: Rückgang des Grasslands schränkt Lebensraum für Agrarvögel zunehmend ein. *Natur und Landschaft* 44: 179-185.
- Hötker H 2003: Vögel der Agrarlandschaft: Bestand, Gefährdung, Schutz. NABU, Meckenheim.
- Hübner A 2009: Die Habitatwahl des Baumpiepers *Anthus trivialis* – eine Analyse mittels GIS. *Vogelwarte* 47: 165-170.
- Maziarsz M & Wesolowski T 2010: Timing of breeding and nestling diet of Wood Warbler *Phylloscopus sibilatrix* in relation to changing food supply. *Bird Study* 57: 540-552.
- Moga C, Hartel T & Öllerer K 2009: Ancient oak wood-pasture as a habitat for the endangered tree pipit *Anthus trivialis*. *Biologia* 64: 1011-1015.
- LANUV NRW 2015: Naturschutzgebiet Eringerfelder Wald-Nord und Westerschledde. [www.naturschutzinformationen-nrw.de/nsg/de/fachinfo/gebiete/gesamt/SO\\_077](http://www.naturschutzinformationen-nrw.de/nsg/de/fachinfo/gebiete/gesamt/SO_077). (Letzter Zugriff 9. Dezember 2015).
- Loske K-H 1985: Habitat, Siedlungsdichte und Bestandsentwicklung des Baumpiepers (*Anthus t. trivialis*) in Mittelwestfalen. *Ökologie der Vögel* 7: 135-154.
- Loske K-H 1987: Habitatwahl des Baumpiepers (*Anthus trivialis*). *Journal für Ornithologie* 128: 33-47.
- Loske K-H 1999: Bestandsrückgang des Baumpiepers (*Anthus trivialis*) in Mittelwestfalen. *LÖBF-Mitteilungen* 1/99: 23-31.
- Pasinelli G, Grendelmeier A, Gerber M & Arlettaz R 2016: Rodent-avoidance, topography and forest structure shape territory selection of a forest bird. *BMC Ecology* 16: 24.

- Pätzold R 1990: Der Baumpieper. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt.
- R Core Team 2017: R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. [www.r-project.org](http://www.r-project.org). (Letzter Zugriff 1. Mai 2017).
- Reinhardt A & Bauer H-G 2009: Analyse des Bestandsrückgangs beim Waldlaubsänger im Bodenseegebiet. *Vogelwarte* 47: 23-39.
- Ruwet 1959: Aspects du probleme du Cantonement chez des oiseaux de la Reserve de Genk. *Le Gerfaut* 49: 184-186.
- Sala E, Stuart Chapin III F, Armesto JJ, Berlow E, Bloomfield J, Dirzo R, Huber-Sanwald E, Huenneke LF, Jackson RB, Kinzig A, Leemans R, Lodge DM, Mooney HA, Oesterheld M, LeRoy Poff N, Sykes M T, Walker BH, Walker M & Wall DH 2000: Global Biodiversity Scenarios for the Year 2100. *Science* 287: 1770-1774.
- Sanderson FJ, Donald PF, Pain DJ, Burfield IJ & Van Bommel FPJ 2006: Long-term population declines in Afro-Palaearctic migrant birds. *Biological Conservation* 131: 93-105.
- Schröder W, Riediger J, Nickel S & Jenssen M 2016: Projektion zukünftiger Ökosystemzustände unter dem Einfluss von Klimawandel und atmosphärischen Stickstoffeinträgen. *Naturschutz und Landschaftsplanung* 48: 22-28.
- Schwarz C, Trautner J & Fartmann T 2018: Common pastures are important refuges for a declining passerine bird in a pre-alpine agricultural landscape. *J. Ornithol.* doi.org/10.1007/s10336-018-1561-0.
- Sudfeldt C, Bairlein F, Dröschmeister R, König C, Langgemach T & Wahl J 2012: Vögel in Deutschland – 2012. DDA, BfN, LAG VSW, Münster.
- Südbeck P, Andretzke H, Fischer S, Gedeon K, Schikore T, Schröder K & Sudfeldt C 2005: Methodenstandards zur Erfassung der Brutvögel Deutschlands. *Radolfzell*. 480-481.
- Tiede & Jost 1965: Vogelwelt im Oberbergischen Kreis. 144-145, OKD, Gummersbach.
- Tilman D, Clark M, Williams DR, Kimmel K, Polasky S & Packer C 2017: Future threats to biodiversity and pathways to their prevention. *Nature* 546: 73-81.
- van Hecke P, 1979a: Zur Brutbiologie des Baumpiepers (*Anthus t. trivialis*): Legeperiode, Gelegegröße, Bruterfolg. *Journal für Ornithologie* 120: 12-29.
- van Hecke P, 1979b: Verhalten, Nest und Neststandort des Baumpiepers (*Anthus trivialis*). *Journal für Ornithologie* 120: 265-279.
- van Hecke P, 1981: Ortstreue, Altersaufbau und Mortalität einer Population des Baumpiepers (*Anthus t. trivialis*). *Journal für Ornithologie* 122: 23-35.
- Vickery JA, Ewing RS, Smith KW, Pain DJ, Bairlein F, Skorpilova J & Gregory RD 2014: The decline of Afro-Palaearctic migrants and an assessment of potential causes. *Ibis* 156: 1-22.
- Vowinkel K & Randler C 2008: Drastischer Bestandsrückgang beim Baumpieper *Anthus trivialis* in Stromberg. *Ornithologisches Jahreshft Baden-Württemberg* 24: 135-140.
- Werking-Radtke J, Gehrmann J, Genßler L, König H & Ziegler C 2010: Schwerpunkt Waldzustand Wie intakt sind unsere Wälder? Eigenverlag Forsten NRW, Düsseldorf.
- Willmanns, O 1978: Ökologische Pflanzensoziologie. 2. Auflage. Quelle und Meyer, Heidelberg.
- Zwarts L, Bijlsma RG, van der Kamp J & Wimenga E 2009: Living on the edge: Wetlands and birds in a changing Sahel. KNNV Publishing, Zeist.

# Dokumentation neuer Vogel-Taxa, 12 - Bericht für 2016

Jochen Martens & Norbert Bahr

---

Martens J & Bahr N 2018: Documentation of new bird taxa, part 12. Report for 2016. Vogelwarte 56: 85-130.

This report is the twelfth of a series and presents the results of a comprehensive literature screening in search for new bird taxa described in 2016, namely new genera, species and subspecies worldwide. We tracked names of 16 new genera, six species and seven subspecies new to science, which were correctly described according to the International Code of Zoological Nomenclature. The new genera are within Psittaculidae, Thraupidae and Muscicapidae. The new species refer to Turdidae, Muscicapidae and Thraupidae; all are Passeriformes. In 2016, one species of Thraupidae was described twice by different authors. New subspecies were named within Rallidae (1), Psittaculidae (1), Acrocephalidae (1), Muscicapidae (2), Nectariniidae (1), Leiотrichidae (1; in addition to the 2015 report) und Pellorneidae (1; addition to 2015) und Maluridae (1). In several cases, the populations in question now considered to represent a new species were known since long. But only substantial studies of type specimens of related species, songs, genetics and/or ecology led to description of new formerly unrecognized species. The descriptions of most new taxa concern the Neotropics (eleven new genera, two new species, one new subspecies), Indo-Malaya (three new genera, one new species, two new subspecies, the latter as addenda to 2015) and the Afrotropics (2 new genera, 2 new species, 1 new subspecies). The distributional areas of new species often are minute, consequently also the size of the populations concerned. Due to their limited ranges, species new to science are often already endangered when detected or newly defined. In the North African/European fauna elevation to species rank is most prominent in populations of the finch genus *Fringilla* from the Canary Islands and of the flycatcher genus *Muscicapa* from Corsica in this report.

In a sequence by family/genus/species/subspecies the newly described taxa have the following origins: Palaearctic (-/-/-/1), Neotropics (-/11/2/1), Indo-Malaya (-/3/1/2), Afrotropics (-/2/3/1) and Australian-Papua (-/-/-/2). Multiple splits of widely distributed species refer to Palaearctic and Southeast Asian flycatchers (*Muscicapa*, *Calliope*, *Cyornis*), an Southeast Asian bulbul (*Pycnonotus*) and an Indo-Malayan thrush (*Zoothera*). We suggest possible flaws in new descriptions and certain splits, regardless of the species concept addressed. In this respect, the Tobias concept for species delimitation is mentioned. However, this general report addresses documentation of new taxa, and is not a critical review of recent changes in bird taxonomy and bird descriptions.

✉ JM: Institut für Organismische und Molekulare Evolutionsbiologie, 55099 Mainz, E-Mail: martens@uni-mainz.de  
NB: Zur Fähre 10, 29693 Ahlden, E-Mail: xenoglaux@t-online.de

---

## 1. Vorbemerkungen

Mit dieser Übersicht setzen wir die Erfassung neuer Vogeltaxa in einer zwölften Arbeit fort. Im Berichtszeitraum 2016 (mit zwei Ergänzungen für 2015) wurden 16 neue Gattungen, sechs neue Arten und sieben neue Unterarten den Nomenklaturregeln (ICZN 1999) entsprechend benannt und verfügbar gemacht. Die Neotropis (14 Taxa), die Afrotropis (6) und die Indo-Malayische Region (6) erwiesen sich als die entdeckungsreichsten Gebiete, gefolgt von der Australischen Region (2) und der Paläarktis (1).

Die Errichtung neuer Gattungen bleibt auf hohem Stand. Wiederum waren es genetische Befunde, die darauf hindeuteten, dass einzelne Arten (oder Artengruppen) von ihren vermuteten nächsten Verwandten genetisch tief gespalten sind, bisweilen gänzlich andere als bisher vermutete verwandtschaftliche Beziehungen haben und ihre Arten immer lange eigene Entwicklungswege durchlaufen hatten. Erneut sind artenreiche tropische Gruppen betroffen; im Berichtszeitraum stehen die Tangaren (Thraupidae) mit elf neuen Gattungen hervor, die Papageien (Psittaculidae) mit drei.

Der Trend, längst bekannte Arten in morphologisch erkennbare Teilgruppen aufzugliedern und in allopatrische Spaltarten zu zerlegen, hat sich im Berichtsjahr nochmals erheblich verstärkt, da del Hoyo & Collar (2016) im Singvogelband ihrer Checkliste wiederum der Tobias-Methode gefolgt sind und zahlreiche neue Arten (Spaltarten) nach morphologischen Merkmalen definiert haben; neuentdeckte Arten oder Unterarten sind nicht dabei. Innerhalb der europäischen Fauna betreffen prominente Aufspaltungen den Teydefink *Fringilla teydea* von Gran Canaria und den Grauschnäppers von Korsika *Ficedula striata* in jeweils zwei Arten gemäß einem Bündel von Merkmalen.

### Vogeltaxonomie weiterhin im Umbruch

Das Erscheinen der beiden gewichtigen Bände der Illustrated Checklist of the Birds of the World (del Hoyo & Collar 2014, 2016) hat die ornithologische Systematik und Taxonomie keineswegs zu einem Konsens geführt und befriedet (vgl. Martens & Bahr 2016). Jetzt konkurrieren nicht nur Biologisches Artkonzept (BSC) und Phylogenetisches Artkonzept (PSC) um Beachtung und Anwendung in der Praxis, sondern auch das ganz

überwiegend nach äußeren morphologischen Merkmalen, vor allem Größe, Farbe, Musterung basierende Konzept nach den Tobias-Kriterien (Tobias et al. 2010). Sein leicht handhabbares Wertungssystem führt einerseits zu schnellen Entscheidungen über den „Artstatus“ einzelner Populationen und, noch gravierender, es erhöht die Artenzahl der Vögel in dramatischer Weise. Seine Kriterien der Diagnostizierbarkeit von Taxa bedienen sich der Methoden des PSC und stellen eine Variante von ihm dar (Sangster 2014). Vorstellungen und Entscheidungen abweichend vom BSC sind vielfach programmiert. Sie verunsichern den Benutzer und Anwender von Vogelnamen eher, als dass sie zuverlässige Leitlinien darstellen. Äußere Ähnlichkeit von Populationen wird zumeist als artgleich interpretiert (z. B. bei Laubsängern), umgekehrt auffällige äußere Verschiedenheit dagegen als Artkriterium herangezogen. Die Eichelhäher und Tannenhäher Eurasiens werden in jeweils drei Arten aufgespalten (vgl. S. 116). Begründung: Sie sehen verschieden aus, und darauf werden Wertepunkte (scores) vergeben. Biologische Eigenheiten der jeweiligen Populationen bleiben damit weitgehend unberührt, was als ein wesentliches Argument gegen die Tobias-Methode gewertet werden muss. Die British Ornithologists's Society und die Deutsche Ornithologen-Gesellschaft haben entschieden, Gedanken gut und taxonomische Schlüsse aus der Illustrated Checklist of the Birds of the World (del Hoyo & Collar 2014, 2016) nicht für ihre eigene Arbeit heranziehen.

Der zweite Band von del Hoyo & Collar (2016) fällt in den Berichtszeitraum. Die hier angefügte Tabelle gibt Auskunft darüber, welche taxonomischen Neuerungen, zumeist die Abspaltung neuer Arten (Spaltarten) dort eingeführt wurden. Die Tabelle stellt die Checklist der vergleichsweise konservativen Taxonomie bei Dickinson & Christidis (2014) und der Internet IOC Checklist (Gill & Doncker 2018) gegenüber. Letztere wird ständig aktualisiert, und sie gilt immer mehr als taxonomisches Standardwerk.

## 2. Methodik

**Termini:** Wir verwenden „Art“ gleichbedeutend mit „Spezies“, „species“ im Englischen, desgleichen „Unterart“ gleichbedeutend mit „Subspezies“, „subspecies“ im Englischen. Der „Inhalt“, d. h. der jeweilige theoretische Hintergrund und der biologische Rahmen einer „Art“ und folglich des aus Gattungs- und Artnamen zusammengesetzten wissenschaftlichen Doppelnamens (des Binomens) kann je nach angewandtem Artkonzept deutlich verschieden sein. Auf die Implikationen der Artbegriffe in der gegenwärtigen systematischen Ornithologie haben wir in dieser Reihe mehrfach hingewiesen. Hier sei nochmals erwähnt, dass Biologisches Artkonzept (biological species concept, biospecies concept; BSC) und Phylogenetisches Artkonzept (phylogenetic species concept; PSC) miteinander konkurrieren. Ihre Aussagen sind deutlich verschieden. Die Anzahl von Populationen, die unter dem jeweiligen Binomen zusammengefasst werden, differiert bei

beiden Konzepten erheblich: „viele“ im BSC, „wenige“ im PSC, somit weniger Arten unter den Kriterien des BSC, mehr unter denen des PSC (vgl. Martens & Bahr 2007). Nahverwandte allopatrisch verbreitete Arten („Allospesies“) werden zu einer „Superspezies“ zusammengefasst, gekennzeichnet durch eckige Klammern. Allospesies besitzen vollen Anrang.

Auf immer wieder verwendete Termini, wie „Holotypus“ (HT) und „Paratypus“ (PT), verweisen wir. Gelegentlich werden die veralteten Begriffe „Allotypus“ und „Cotypus“ verwendet; diese unterstützt der International Code for Zoological Nomenclature nicht mehr (ICZN 1999). Der Terminus „Syntypus“, engl. „syntype“, bezeichnet die Individuen, die ursprünglich der Beschreibung einer Art zugrunde lagen, aber nur dann, wenn aus diesem Material heraus kein Holotypus bzw. später ein Lektotypus benannt wurde. „Parvorder“, engl. „parvorder“, ist eine Kategorie oberhalb der Familiengruppe und steht zwischen Infraorder und Überfamilie. Tribus, engl. „tribe“, gehört zur Familiengruppe und steht unterhalb der Unterfamilie.

Der in der Originalbeschreibung genannte Fundort des oder der Typusexemplare/s wird als „Locus typicus“ (Typuslokalität, engl. „type locality“) bezeichnet. Synonyme (mehrere Namen für dieselbe Art oder Unterart) oder Homonyme (gleiches Epitheton für ganz unterschiedliche Arten oder Unterarten einer Gattung) erlaubt der „Code“ ebenfalls nicht, da sie eindeutiger wissenschaftlicher Benennung zuwiderlaufen. Der jeweils ältere Name wird in der Regel als der gültige angesehen.

„Sympatrie“ (sympatrisch) benennt gemeinsames Vorkommen zweier Arten im selben Gebiet, nicht unbedingt im selben Biotop; „Allopatrie“ (allopatrisch) weist auf geografisch getrennte Verbreitungsgebiete. „Parapatrie“ (parapatrisch) beschreibt „nahtlos“ aneinander grenzende Verbreitungsgebiete. Bei den deutschen Namen der Vogelarten folgen wir bis auf wenige Ausnahmen dem Handbook of the Birds of the World (del Hoyo et al. 1992-2013).

„Monophylie“, „monophyletisch“: Das Taxon hat eine gemeinsame Stammform und umfasst alle zugehörigen Untergruppen. „Polyphylie“, „polyphyletisch“: Das Taxon hat keine gemeinsame Stammform, vermeintlich gemeinsame Merkmale sind nur oberflächlich ähnlich und beruhen nicht auf gemeinsamer Verwandtschaft. „Paraphylie“, „paraphyletisch“: Das Taxon hat eine gemeinsame Stammform (wie bei Monophylie), umfasst jedoch nicht alle Teiltaxa. „Nomen nudum“ (nackter Name): ein wissenschaftlicher Name, der nicht verwendet werden darf, da ihm entweder kein Typusexemplar zugeordnet wurde, eine Diagnose oder die Beschreibung des Taxons fehlt.

ZooBank: Elektronisches Publizieren von wissenschaftlichen Arbeiten ist heute Standard; bei der Beschreibung neuer Arten ergeben sich daraus Prioritätsfragen. Ein zunächst elektronisch veröffentlichter neuer Name gilt nur dann im Erscheinungsjahr als gültig publiziert, wenn er zuvor der ZooBank gemeldet und dort registriert wurde. Andernfalls gilt als Publikationsjahr das Erscheinen der Druckausgabe, falls die Zeitschrift eine solche ausgibt. Neubeschreibungen oder sonstige taxonomische Handlungen, die in gedruckter Form vorliegen, müssen nicht gemeldet werden, auch wenn dies wünschenswert ist, auch im Interesse der Autoren selbst. ZooBank ist eine „open access“-Internetseite ([www.zoobank.org](http://www.zoobank.org)) und stellt die offizielle Registriereinrichtung der Internationalen Kommission für

die Zoologische Nomenklatur (ICZN) dar. Alle taxonomischen Vorgänge (z. B. Veröffentlichungen, die Tiernamen neu erstellen oder verändern) müssen bei der ZooBank registriert werden, um „offiziell“ durch den ICZN Code of Nomenclature anerkannt zu werden (vgl. den aktuellen Prioritätsfall unter *Sporophila iberensis*, unten).

**Abkürzungen:** N, S, W, und O stehen für die Himmelsrichtungen, oft in Kombination mit geografischen oder politischen Einheiten; ad. adult, Adultus: ausgewachsener zumeist geschlechtsreifer Vogel; subad. subadult, Subadultus: nahezu ausgewachsener noch nicht geschlechtsreifer Vogel; immat. immatur, Immaturus, ausgewachsener noch nicht geschlechtsreifer Vogel; juv. juvenis Jungvogel. Zur Charakterisierung von Arten und Unterarten immer wieder herangezogene Gene des mitochondrialen Genoms (= mt-Gene bzw. mtDNA-Genom): *Cytb* Cytochrom-*b*, KR Kontrollregion, ND2 Na-Dehydrogenase-2-Untereinheit, CO1 Cytochrom-Oxidase 1. Zunehmend werden Gene des Kerngenoms verwendet; sie zeigen besonders alte Aufspaltungen an. HT Holotypus, PT Paratypus, Paratypen, Ssp., ssp. Subspezies (= Unterart) jeweils substantivisch bzw. adjektivisch gebraucht; ferner: s. l. für *sensu lato* (im weiteren Sinne) bei Arten (Artnamen) alten und somit größeren Umfanges und s. str. für *sensu stricto* (im engeren Sinne) für die Ausgangsart bzw. Ausgangsunterart nach Aufspaltungen bekannter Arten und Unterarten. Gr. steht für Griechisch, lat. für Lateinisch (bei der Erklärung wissenschaftlicher Namen), dt. für Deutsch. – „Kladus“, lat. „Ast“, engl. „clade“, bezeichnet Teile des molekulargenetisch definierten Verwandtschaftsbaumes. BSC Biologisches Artkonzept, PSC Phylogenetisches Artkonzept. HBW Handbook of the Birds of the World (del Hoyo et al. 1992–2013).

#### Akronyme der zitierten Museumssammlungen

AMNH	American Museum of Natural History, New York, N.Y., USA
ANWC	Australian National Wildlife Collection, Canberra, Australien
BMNH	Natural History Museum, Tring, UK
CAS	California Academy of Sciences, San Francisco, USA
FMNH	Field Museum of Natural History, Chicago, USA
IOZ	Institute of Zoology, Chinese Academy of Sciences, Beijing, China
KIZ	Institute of Zoology, Chinese Academy of Sciences, Kunming, China
LSUMZ	Louisiana State University Museum of Natural Sciences, Baton Rouge, USA
MACN	Museo Argentino de Ciencias Naturales „Bernardino Rivadavia“, Buenos Aires, Argentinien
NMNH	Smithsonian's National Museum of Natural History, Washington, USA (auch USNM)
SAMA	South Australian Museum, Adelaide, Australien
SNSD	Senckenberg Naturhistorische Sammlungen, Dresden, Germany
TCWC	Texas A&M University, Biodiversity Research and Teaching Collections, College Station, USA
UMMZ	Michigan Museum of Zoology, Ann Arbor, MI, USA
UWYMV	University of Wyoming, Museum of Vertebrates, Laramie, Wyoming, USA

**Dank.** Die Wagner-Stiftung und die Feldbausch-Stiftung, beide am Fachbereich Biologie der Universität Mainz, stellten J.M. regelmäßig Mittel für die Labor- und Freiland-Bearbeitung taxonomischer und systematischer Fragen an asiatischen Vögeln zur Verfügung. Mehrere Kollegen übermittelten uns Bildmaterial der hier vorgestellten neuen Arten und erteilten Druckerlaubnis: Craig Brelsford (shanghaibirding.com) und Subrato Sanyal (beide *Zoothera salimalii*), Stuart Elsom (Stuart Elsom LRPS. www.stuartelsom.co.uk; *Thlypopsis pyrrhocoma*), Carlos Figuerero *fide* Adrián Di Giacomo (*Sporophila iberensis*), Jon Fjeldså (*Cinnyris whitei*), Jens Hering (*Acrocephalus scirpaceus ammon*), Gary Voelker (*Stiphornis*-Arten). J.P. Michels machte uns auf zwei übersehene Taxa aus dem Jahr 2015 aufmerksam, die wir in diesem Beitrag besprechen. Martin Päckert kommentierte eine frühere Version des Manuskriptes und gab wichtige Hinweise. Wir danken allen Freunden, Kollegen und Institutionen sehr herzlich.

### 3. Die neuen Taxa

#### 3.1. Neue Gattungen

##### Psittaculidae, Altweltpapageien

*Himalayapsitta* Braun in Braun, Bahr & Wink, 2016  
Vogelwarte 54: 323; 1 Abb.

**Typusart:** *Psittacus himalayanus* Lesson, 1831

**Taxonomie:** Die Sittiche der Gattung *Psittacula* Cuvier, 1800 sind in S- und SO-Asien, Afrika und auf den Maskarenen im westlichen Indischen Ozean weit verbreitet. Anhand von Färbungsmerkmalen ist die Untergliederung in Untergattungen oder Artengruppen möglich. Eine phylogenetische Analyse mittels mitochondrialer (*cytb*) und nuklearer (RAG1) Markergene, die auch Arten der nahe verwandten Gattungen *Psittinus* Blyth, 1842 und *Tanygnathus* Wagler, 1832 einschloss (Schweizer et al. 2010, 2011), sollte Aufschluss über die verwandtschaftlichen Beziehungen innerhalb von *Psittacula* geben. Das Ergebnis der Analyse war überraschend: Einige *Psittacula*-Arten sind näher mit *Psittinus* und *Tanygnathus* verwandt als mit anderen Vertretern ihrer Gattung; *Psittacula* ist somit paraphyletisch. Um die Verwandtschaftsverhältnisse mit der Taxonomie dieser Sittiche in Übereinstimmung zu bringen, gäbe es zwei Alternativen: 1) *Psittinus* und *Tanygnathus* müssten in die Gattung *Psittacula* eingegliedert werden, was eine sehr heterogene Gattung zur Folge hätte, oder 2) *Psittacula* ist in mehrere Gattungen aufzuspalten. Braun et al. (2016) entschieden sich für Letzteres, was zu einer Aufspaltung in sechs monophyletische, auch morphologisch gut definierte Gattungen führt. *Psittacula* s. str. umfasst nun nur noch vier Arten: *P. alexandri* (Linnaeus, 1758; Typusart), *P. derbiana* (Fraser, 1852) und *P. caniceps* (Blyth, 1846). Da *P. derbiana* phylogenetisch innerhalb von *P. alexandri* angesiedelt ist, wird eine Aufspaltung des Bartsittichs in zwei Arten vorgeschla-

gen: *P. alexandri* s. str. (beide Geschlechter mit roten Schnäbeln) mit den Ssp. *kangeanensis* Hoogerwerf, 1962 und *dammermani* Chasen & Kloss, 1932, und *P. fasciata* (Stadius Müller, 1776) (♀ mit schwarzen Schnäbeln) mit den Ssp. *abbotti* (Oberholser, 1919), *cala* (Oberholser, 1912), *perionica* (Oberholser, 1912) und *major* (Richmond, 1902).

Die Schwesterart aller *Psittacula*-Arten s. str. ist *P. longicauda* (Boddaert, 1783), für die der Name *Belocercus* S. Müller & Schlegel, 1839 zur Verfügung steht.

Der Name *Palaeornis* Vigors, 1825 mit der Typusart *Psittacus alexandri* (fehlbestimmt) = *Psittacus eupatria* Linnaeus, 1766, wird für zwei Arten wieder eingeführt: *Palaeornis eupatria* und *P. wardi* E. Newton, 1867.

Für drei weitere Artengruppen war kein älterer Name in der Synonymie verfügbar, so dass neue Namen eingeführt werden mussten; M. P. Braun ist alleiniger Autor dieser neuen Gattungsnamen.

*Himalayapsitta* umfasst vier Arten: *Himalayapsitta himalayana* (Lesson, 1832), *H. finschii* (Hume, 1874), *H. cyanocephala* (Linnaeus, 1766) und *H. roseata* (Biswas, 1951). Diese Arten zeichnen sich durch roten Schulterfleck, geringe Größe und helle Schwanzspitzen aus; zwei monochrome Arten (*finschii*, *himalayana*), die beiden anderen mit Sexualdimorphismus: ♂ mit leuchtendem oder dunklem Kopfmuster, ausgeprägtem schwarzen Halsband und orangem Oberschnabel, ♀ mit dunkler Kopffärbung und teilweise reduziertem Schulterfleck. Verbreitung im südlichen Himalaya und Südasiens. *Himalayapsitta* ist die Schwestergattung aller anderen bisher in *Psittacula* zusammengefassten Taxa plus *Psittinus* und *Tanygnathus*.

**Benennung:** Der Name leitet sich vom Diversitätszentrum dieser Gruppe im südlichen Himalaya ab; feminin.

**Nicopsitta** Braun in Braun, Bahr & Wink, 2016

**Typusart:** *Palaeornis columboides* Vigors, 1830

**Taxonomie:** Für den allgemeinen Teil siehe oben unter *Himalayapsitta*.

*Nicopsitta* enthält zwei Arten: *N. columboides* (Vigors, 1830) und *N. calthrapae* (Blyth, 1849). Diagnose: ohne roten Schulterfleck, mittelgroße Arten, *N. calthrapae* mit relativ kurzem Schwanz; Sexualdimorphismus: ♂ mit grauen Gefiederpartien, besonders an Kopf und Rücken, dunklem oder schwarzem Halsband, rotem Oberschnabel, teilweise gelbe Ränder der Flügeldecken; ♀ dunkler mit grauem Kopf und schwarzem Schnabel; Jungvögel grünlicher mit hellem Schnabel.

**Verbreitung:** westliches Indien und Sri Lanka.

**Benennung:** Der Name wurde zu Ehren von Nicole Braun gewählt, der Frau von M. P. Braun; feminin.

**Alexandrinus** Braun in Braun, Bahr & Wink, 2016

**Typusart:** *Psittacus krameri* Scopoli, 1769

**Taxonomie:** Für den allgemeinen Teil siehe oben unter *Himalayapsitta*.

In dieser neuen Gattung stehen vier Arten: *A. krameri*

(Scopoli, 1769), *A. eques* (Boddaert, 1783) [*A. echo* (A. Newton & E. Newton, 1876) wird besser als Synonym von *eques* angesehen, siehe del Hoyo & Collar 2014] und *A. exsul* (A. Newton, 1872). Da *A. krameri* in Bezug auf *A. eques* paraphyletisch ist, wird eine Aufspaltung von *A. krameri* in zwei Arten vorgeschlagen: *A. krameri* s. str. mit der Ssp. *parvirostris* (Souancé, 1856) für die afrikanischen Taxa mit kleinerem schwärzlichen Oberschnabel, und *A. manillensis* (Bechstein, 1800) mit der Ssp. *borealis* (Neumann, 1915) für die asiatischen Formen mit größerem, leuchtend rotem Oberschnabel. Die im Rheintal zwischen Köln und Heidelberg und anderen europäischen und vorderasiatischen Städten inzwischen häufigen und weit verbreiteten Halsbandsittiche gehen zum größten Teil auf Importe aus Indien zurück, jene in Südeuropa auch aus solchen aus Afrika, vor allem Senegal (Jackson et al. 2015). Die bei uns jetzt einheimischen müssen als *Alexandrinus manillensis* bezeichnet werden.

*Alexandrinus* ist die Schwestergattung von *Palaeornis*. Diagnose: ohne roten Schulterfleck, mittelgroße Arten mit Sexualdimorphismus: ♂ mit schwarz-rosafarbenem Halsband, rötlichem Oberschnabel, ♀ ohne Halsband. **Verbreitung:** Ursprünglich Südasiens, Afrika, Mascarenen. **Benennung:** Abgeleitet von Alexander dem Großen, der die ersten Papageien nach Europa brachte; maskulin.

#### Pipridae, Pipras, Schnurrvögel

**Pseudopipra** Kirwan, David, Gregory, Jobling, Steinheimer & Rocha Brito, 2016

Zootaxa 4121: 93; 3 Abb.

**Typusart:** *Parus pipra* Linnaeus, 1758. Systema Naturae, 10th edn., vol. 1, p. 190, basierend auf „Cacototol“ von Seba (1735, Thesauri 2: 102, pl. 95, fig. 5), „in Indiis“ [= Surinam per Zimmer 1929: 87]

**Taxonomie:** Die Weißscheitelpipra, ein Waldbewohner der Tiefländer und Vorgebirge von Costa Rica, des nördlichen Amazoniens und des Atlantischen Regenwaldes Brasiliens in etwa 13 Ssp., wurde lange als zur Gattung *Pipra* Linnaeus, 1764 gehörig betrachtet, bevor Prum (1992) sie aus morphologischen und ethologischen Gründen in die monotypische Gattung *Dixiphia* Reichenbach, 1850 stellte. Als Typusart von *Dixiphia* wurde *Pipra leuco-cilla* Linnaeus, ein Synonym von *Parus pipra* Linnaeus, 1764 angesehen. Reichenbachs Gattungsname *Dixiphia* beruht auf einer Abbildung von Kopf, Schnabel, Lauf, Flügel und Schwanz eines Vogels, doch ohne jegliche Beschreibung oder die Nennung einer Typusart. Tatsächlich entspricht die Abbildung nicht der Weißscheitelpipra, sondern zeigt einen Weißkopf-Wassertyrannen *Arundinicola leucocephala* (Linnaeus, 1764), wie schon Burmeister (1853) feststellte, der *A. leucocephala* als Typusart von *Dixiphia* festlegte. Das ist in der Folgezeit jedoch übersehen oder vergessen worden, und *Dixiphia* wurde weiterhin als Synonym von *Pipra* geführt. Offenbar in der Annahme, dass *Dixiphia* für die Weißscheitelpipra verfügbar sei, übernahm Prum (1992) diesen Gattungsna-

men ohne weitere Nachprüfung, worin viele Autoren folgten (u. a. Snow 2004; Kirwan & Green 2011 und Dickinson & Christidis 2015).

Der einzige andere Gattungsname, der für die Weißschieitelpipra zur Verfügung steht, ist *Pythis* F. Boie, 1826. Kirwan et al. (2016) verweisen darauf, dass Boie als Autor dieses Namens Vieillot angibt. Letzterer charakterisiert *Pithys* (man beachte die unterschiedliche Schreibweise!) zunächst nur als Gattung, erst in einer etwas später erschienenen Arbeit fügt er die Art *P. leucops* Vieillot, 1818 hinzu, ein Synonym von *Pipra albifrons* Linnaeus, 1766 [= *Pithys albifrons* (Linnaeus, 1766), Weißmasken-Ameisenvogel], die dadurch zur Typusart von *Pithys* wurde. Nach Kirwan et al. (2016) ist *Pythis* F. Boie eine inkorrekte spätere Schreibweise von *Pithys* Vieillot und somit nicht als Gattungsname für die Weißschieitelpipra zu verwenden. Diese Interpretation der Daten wird nicht von allen Taxonomen geteilt, denn Boie verwendete *Pythis* „Vieillot“ für eine ganz andere Art als Vieillot, nämlich für *Pipra leucocilla* [= *Parus pipra*]. Somit ist *Pythis* durchaus keine inkorrekte spätere Schreibweise, sondern ein neuer Gattungsname mit einer eindeutig festgelegten Typusart. David et al. (2017) halten jedoch an der Sichtweise von Kirwan et al. (2016) fest und sehen die Errichtung einer neuen Gattung für die Weißschieitelpipra als gerechtfertigt an: *Pseudopipra*.

**Benennung:** Gr. *pseudos* = Falschheit, falsche Zuordnung und dem Gattungsnamen *Pipra* Linnaeus, 1764, also falsche Pipra; er nimmt Bezug auf die Verwechslungen sowohl um den Artnamen und später auch den Gattungsnamen für die Weißschieitelpipra.

### Muscicapidae, Fliegenschnäpper

**Chapinia Voelker & Bowie, 2016** in Voelker et al. 2016b Mol. Phylogenet. Evol. 94: 622.

**Typusart:** *Fraseria cinerascens* Hartlaub, 1857

**Taxonomie:** Nach der Einführung molekulargenetischer Methoden in die Verwandtschaftsforschung mussten die großen Gruppen der altweltlichen Kleindrosseln (Turdidae) und der Fliegenschnäpper (Muscicapidae) gänzlich neu strukturiert werden. Vor allem Gattungen wurden neu definiert und höheren taxonomischen Einheiten zugeordnet. Die Kleindrosseln wurden von den größeren Drosselarten (jetzt Turdidae s. str.) getrennt und den Fliegenschnäppern zugeordnet und innerhalb der letzteren zwei getrennten Triben zugeteilt, den Saxicolini (z. B. mit *Saxicola*, den „Kehlchen“) und den Muscapini (eigentliche Fliegenschnäpper); sie sind in der Unterfamilie Muscapinae zusammengefasst. Andere Analysen haben Gattungen zwischen diesen Triben verschoben bzw. neue Triben errichtet, um isoliert stehende Gattungen aufzunehmen.

Die afro-eurasischen Muscapini sind nach diesen Umgruppierungen noch immer eine große Gruppe mit 37 Arten (Taylor 2006), und es war bisher nicht gelungen, die Gattungsverwandtschaft und Zuordnung einzelner Arten zu Gattungen zu klären. Voelker et al.

(2015) verteilen diese Arten auf zehn Gattungen, die sich auf fünf tief gespaltene phylogenetische Kladen verteilen. Für *Muscicapa* Brisson, 1760 bleibt ein Monophylum von elf Arten, die in Afrika, Europa und Asien verbreitet sind, mit dem Grauschnäpper (*M. striata* [Pallas, 1764]) als Typusart. Der Strichelschnäpper *M. griseicticta* (Swinhoe, 1861) aus Sibirien steht im phylogenetischen Baum an der Basis dieser Gruppe.

Voelker et al. (2015) geben klar getrennten Monophyla innerhalb der fünf Kladen nochmals Gattungsrang; alte Namen stehen dazu zur Verfügung. Eine dieser Kladen umfasst die Gattungen *Myioparus* Roberts, 1922, *Apatema* Reichenow, 1905 und *Cichlomyia* Oberholser, 1905 (oder *Butalis* Boie, 1826). Als Schwestergruppe zu diesen steht eine Art, der Brauenwaldschnäpper, *Fraseria cinerascens* Hartlaub, 1857; sie ist mit *F. ocreata* (Strickland, 1844), der Typusart von *Fraseria* Bonaparte, 1854, nicht verwandt. Somit steht *F. cinerascens* der Rang einer eigenen Gattung zu; *Chapinia* Voelker & Bowie, 2016 wird für sie eingerichtet. Die Autoren übersahen indes, dass der Name *Chapinia* präokkupiert ist und für eine Vogelgattung nicht verwendet werden kann. Voelker et al. (2016a) setzen dafür den Namen *Chapinornis* Voelker, Bowie & Conway, 2016 ein (vgl. unten).

Merkmale von *Chapinia* bzw. *Chapinornis cinerascens* sind: große Art, mit weißem Fleck über dem Zügelstreifen, dunkle Oberseite, fleckig-graue Unterseite mit dunkler, undeutlicher Bandzeichnung auf der Brust.

**Benennung:** Sie ehrt James P. Chapin (1889-1964) für intensive und beständige Arbeit an den Vögeln des (damaligen) Belgisch-Kongo; feminin.

**Chapinornis Voelker, Bowie & Conway, 2016a**

Zootaxa 4107: 599.

**Taxonomie:** *Chapinornis* ist ein Ersatzname für *Chapinia* Voelker & Bowie, 2016; er wurde notwendig, da *Chapinia* präokkupiert ist. Der Name wurde bereits für eine Tierlaus vergeben, *Chapinia* Ewing, 1927 (vgl. oben).

**Benennung:** Sie stellte eine Kombination des Familiennamens Chapin und dem Gr. *ornis*, Vogel dar (vgl. oben).

**Ripleyia Voelker & Bowie, 2016** in Voelker et al. 2016b Mol. Phylogenet. Evol. 94: 622.

**Typusart:** *Muscicapa ruficauda* Swainson, 1838

**Taxonomie:** Innerhalb der Topographie des phylogenetischen Baumes der Muscapini (vgl. oben, *Chapinia*) hebt sich eine Art besonders heraus, der Rotschwanzschnäpper *M. ruficauda* aus Zentralasien. Sie steht an der Basis aller Muscapini, und die Arten aller übrigen 14 Gattungen stehen ihr als große Schwestergruppe gegenüber. Für sie wird die Gattung *Ripleyia* Voelker & Bowie 2015 eingeführt. Neben der genetisch definierten Position ist *Ripleyia* gekennzeichnet durch rötliche Oberschwanzdecken und Schwanz, schwachen Überaugenstreif und gänzlich orange gefärbte untere Mandibel. Der Name ist allerdings nicht verfügbar (vgl. unten).

**Benennung:** Sie ehrt S. D. Ripley (1913-2001), den früheren langjährigen Sekretär der weithin bekannten Smithsonian Institution, für seine umfassenden und lebenslangen Arbeiten über die Vögel Indiens und des südlichen Asiens.

**Ripleyornis Voelker, Bowie & Conway, 2016a**  
Zootaxa 4107: 599.

**Taxonomie:** *Ripleyornis* ist ein Ersatzname für *Ripleya* Voelker & Bowie, 2016. Der Name *Ripleya* ist präokkupiert und wurde bereits für eine Gattung innerhalb der Landschnecken eingesetzt, *Ripleya* Cossman, 1920 (vgl. oben). Namensgleichheit für verschiedene Taxa erlaubt der IRZN nicht.

Hooper et al. (2016) stellen sich strikt gegen die Einführung einer eigenen Gattung für den Rotschwanzschnäpper. Voelker et al. (2016) hätten im Vergleich zu kleine Stichproben verwendet, die zu Fehlern in der Baumtopologie führten und legen selbst eine komplette molekulare Phylogenie vor. Aus der geht hervor, dass *M. ruficauda* inmitten aller anderen *Muscicapa*-Arten steht. Sie erklären *Ripleya* und *Ripleyornis* zu Synonymen von *Muscicapa*.

**Benennung:** Sie stellte eine Kombination des Familiennamens Ripley und dem Gr., *ornis*, Vogel dar.

### Thraupidae, Tangaren

Tangaren repräsentieren etwa 4 % aller Vogelarten weltweit und sind die artenreichste Familie der Singvögel. Sie sind eng mit den Kardinälen (Cardinalidae), Ammern (Emberizidae), Stärlingen (Icteridae) und Waldsängern (Parulidae) verwandt und wurden oft mit all diesen Vogelgruppen oder einigen von ihnen vereinigt (Ridgely & Tudor 1989; Sibley & Monroe 1990; Hilty 2011). Die genauen systematischen Verhältnisse innerhalb der Thraupidae selbst als auch zu anderen Familien konnten erst in den letzten Jahren anhand molekular-genetischer Untersuchungen recht gut geklärt werden (z. B. Burns 1997; Klicka et al. 2007; Burns et al. 2014; Barker et al. 2015). Während viele vermeintliche Tangaren nach und nach Gattungen und Arten anderer Familien zugeordnet wurden, mussten einzelne Taxa aus den oben genannten Familien tatsächlich den Thraupidae zugerechnet werden. Viele traditionell anerkannte Gattungen erwiesen sich als para- oder polyphyletisch, so dass eine neue Klassifikation der Tangaren auf der Basis der aktuellen phylogenetischen Untersuchungen anstand. Burns et al. (2016) erarbeiteten diese mit der Konsequenz, dass zahlreiche neue Gattungen aufgestellt und ältere Gattungsnamen wieder eingeführt werden mussten, ferner wurden Namensänderungen auf Art- oder Unterartebene notwendig. Wir stellen die von Burns et al. (2016) aufgestellten neuen Gattungs-, Spezies- und Subspeziesnamen vor; andere nomenklatorische Änderungen werden dann berücksichtigt, wenn sie mit den neuen Namen in direktem Zusammenhang stehen.

**Asemospiza Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 334; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Fringilla fuliginosa* zu Wied, 1831, bisher bekannt als *Tiaris fuliginosus*

**Taxonomie:** Die bisher in der Gattung *Tiaris* Swainson, 1827 zusammengefassten Arten sind morphologisch und genetisch keine homogene Gruppe. Sie bilden innerhalb der Unterfamilie Coerebinae vier unterschiedliche Kladen. *Tiaris* ist nun monotypisch für die Goldbrauen-Gimpeltangare *T. olivaceus* (Linnaeus, 1766), der alte Name *Phonipara* Bonaparte, 1850 ist für die Kubagimpeltangare *P. canora* (J. F. Gmelin, 1789) verfügbar, die Jamaikagimpeltangare wird in die Gattung *Melanospiza* Ridgway, 1897 als *M. bicolor* (Linnaeus, 1766) versetzt. Die Schwarzbrust-Gimpeltangare *T. fuliginosus* (zu Wied, 1830) und die Braungimpeltangare *T. obscurus* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1838) formen gemeinsam die Schwestergruppe der Darwinfinken von den Galapagos-Inseln. Für diese beiden Arten war kein älterer Gattungsname verfügbar. Diagnostisch für die neue Gattung sind die kleinen, konischen Schnäbel, das Fehlen einer gelben, orangen oder roten Kopfzeichnung (vorhanden bei *Tiaris*, *Phonipara* und *Loxigilla* Lesson, 1831) und einer grünen Oberseite (vorhanden bei *Tiaris*, *Phonipara*, *Loxipasser* H. Bryant, 1866 und *Melanospiza bicolor*). Beide *Asemospiza*-Arten sind weitgehend ungemustert, die ♂ von *A. fuliginosa* schwarz, die ♀ und beide Geschlechter von *A. obscura* braun. Beide Arten sind auf Südamerika beschränkt.

**Benennung:** Gr. *asemos* = ungezeichnet, in Anlehnung an die matte Gefiederfärbung, und *spiza* = Buchfink, häufig für finkenschnäbelige Arten verwendet; feminin, daher sind die Art- und Unterartnamen anzupassen (*A. fuliginosa*, *A. obscura*).

**Islerothraupis Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 335; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Tanagra cristata* Linnaeus, 1766 (bisher *Tachyphonus cristatus*)

**Taxonomie:** Die Gattung *Tachyphonus* Vieillot, 1816 enthielt bisher acht Spezies, erwies sich jedoch in Bezug auf mehrere andere Gattungen in der Unterfamilie Tachyphoninae als polyphyletisch, d. h. einige Arten stehen anderen Gattungen näher als bisher als gattungsgleich angenommenen Arten. Nur drei Arten verbleiben in *Tachyphonus*: die Typusart *T. rufus* (Boddaert, 1783), *T. phoenicius* Swainson, 1838 und *T. coronatus* (Vieillot, 1822). Die fünf anderen Spezies werden in drei neue Gattungen gestellt. Feuerhaubentangare *T. cristatus*, Weißschulter-Haubentangare *T. luctuosus* d'Orbigny, 1837 und Gelbschopf-Haubentangare *T. rufiventer* bilden eine monophyletische Gruppe, deren nächste Verwandte offenbar die monotypischen Gattungen *Eucometis* P. L. Sclater, 1856 und *Trichothraupis* Cabanis, 1851 sind. In Ermangelung eines verfügbaren Gattungsnamens stellen Burns et al. (2016) für sie die neue Gattung *Islerothraupis* auf. Sie ist charakterisiert durch glänzend

schwarzes Gefieder der ♂, das mit gelben oder leuchtend orangen Hauben- oder Scheitelfedern und weißen Schulterflecken kontrastiert.

**Benennung:** Zu Ehren von Morton L. und Phyllis R. Isler, die 1999 eine Monographie der Tangaren veröffentlichten; Gr. *thraupis* bezeichnet einen von Aristoteles erwähnten Finkenvogel; feminin, dadurch notwendige Anpassung der Endung des Artnamens (*I. cristata*, *I. luctuosa*).

#### **Maschalethraupis Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 335; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Turdus surinamus* Linnaeus, 1766 (bisher *Tachyphonus surinamus*)

**Taxonomie:** Die Goldschopf-Haubentangare *Tachyphonus surinamus* (Linnaeus, 1766) bewohnt in vier Unterarten das nördliche Amazonien. Sie bildet mit der monotypischen Gattung *Rhodospingus* Sharpe, 1888, *Tachyphonus delatrii* de Lafresnaye, 1847 und *Lanio Vieillot*, 1816 (vier Arten) einen molekulargenetischen Kladus. Zöge man diese sieben Spezies zu einer Gattung zusammen, würde eine morphologisch sehr heterogene Gruppierung entstehen, weshalb Burns et al. (2016) für *T. surinamus* eine eigene Gattung aufstellen. Diagnose: ähnlich *Islerothraupis* (siehe oben), aber die ♂ zusätzlich mit weißen oder gelben Flecken an den Brustseiten und Flanken, die mit der sonst schwarzen Unterseite kontrastieren.

**Benennung:** Gr. *maschale* = Achselhöhle, mit Bezug auf die kontrastierenden Unterflügeldecken und Brustseitenflecken; Gr. *thraupis* bezeichnet einen von Aristoteles erwähnten Finkenvogel; feminin (*M. surinama*).

#### **Chrysocorypha Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 336; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Tachyphonus delatrii* de Lafresnaye, 1847

**Taxonomie:** Die von O-Honduras über Panama, die W- & Zentral-Anden Kolumbiens bis NW Ecuador verbreitete Schwarzachsel-Haubentangare *Tachyphonus delatrii* de Lafresnaye, 1847 bildet mit *Maschalethraupis surinama* (Linnaeus, 1766; siehe oben), *Rhodospingus cruentus* (Lesson, 1844) und den vier Spezies der Gattung *Lanio Vieillot*, 1816 einen Kladus. Durch das Zusammenziehen dieser sieben Arten würde eine sehr heterogene Gattung entstehen, was Burns et al. (2016) durch die Errichtung einer eigenen Gattung für *T. delatrii* vermeiden. Diagnostische Merkmale sind das glänzend schwarze Gefieder der ♂ und die goldgelben Scheitelfedern, die eine kurze Haube bilden können; die ♀ sind olivgrün gefärbt.

**Benennung:** Gr. *chrysos* = Gold und *coryphe* = Krone oder Oberkopf, in Anspielung auf die goldgelben Scheitelfedern; feminin.

#### **Kleinothraupis Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 339; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Arremon atropileus* de Lafresnaye, 1842 (bisher *Hemispingus atropileus*)

**Taxonomie:** Die 14 oder 15 bisher in der Gattung *Hemispingus* Cabanis, 1851 (**Typusart:** *Arremon superciliaris* de Lafresnaye, 1840) vereinigten Tangaren galten seit jeher als morphologisch, ökologisch und im Verhalten sehr heterogene Gruppe; einige Arten sind Waldsängern der Gattung *Basileuterus* Cabanis, 1849 sehr ähnlich. Nach Burns et al. (2014) zerfällt *Hemispingus* in mehrere zum Teil nicht näher miteinander verwandte Gruppen. Sie alle gehören in die von Burns et al. (2016) neu aufgestellte Unterfamilie Poospizinae.

*H. superciliaris*, die Typusart, erwies sich als tief in eine Gruppe eingebettet, die alle sechs Arten der Gattung *Thlypopsis* Cabanis, 1851 sowie *Pyrrhocoma ruficeps* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1837) umfasst. Alle drei Gattungen wurden simultan von Cabanis, 1851 aufgestellt. Burns et al. (2016) fungierten als Erste Revidierende Autoren nach den Regeln des ICZN (1999) und gaben *Thlypopsis* Vorrang vor *Hemispingus* und *Pyrrhocoma*, womit die beiden letztgenannten Gattungen zu Synonymen von *Thlypopsis* werden.

Für die beiden Schwesterarten *H. verticalis* (de Lafresnaye, 1840) und *H. xanthophthalmus* (Taczanowski, 1874), den anderen Gruppen ehemaliger *Hemispingus*-Arten nicht nahe stehend, ist der ältere Gattungsname *Pseudospingus* von Berlepsch & Stolzmann, 1896 verfügbar. Ein weiteres Artenpaar, *H. goeringi* (P. L. Sclater & Salvin, 1871) und *H. rufosuperciliaris* Blake & Hocking, 1974 gehört in die Gattung *Poospiza* Cabanis, 1847.

Für vier *Hemispingus*-Arten, die sich als monophyletische Schwestergruppe zu *Thlypopsis* erwiesen, ist der Gattungsname *Sphenopsis* P. L. Sclater, 1862 anzuwenden.

*H. trifasciatus* (Taczanowski, 1874) gehört in die aus der Synonymie geholte Gattung *Microspingus* Taczanowski, 1874, die von *Poospiza* Cabanis, 1847 abgetrennt wurde.

Schließlich verbleibt eine Gruppe von vier oder fünf Spezies (je nach taxonomischer Auffassung), die als Schwestergruppe einem Kladus von acht Gattungen gegenübersteht; für diese Gruppe konnte kein älterer Gattungsname ausfindig gemacht werden. Burns et al. (2016) errichteten für sie *Kleinothraupis*.

Folgende Arten gehören hierher: Schwarzkapfen-Finkentangare *K. atropileus* (de Lafresnaye, 1842); Weißbrauen-Finkentangare *K. auricularis* (Cabanis, 1873; manchmal als Unterart von *atropileus* betrachtet); Ockerbrauen-Finkentangare *K. calophrys* (P. L. Sclater & Salvin, 1876); Gelbbrauen-Finkentangare *K. parodii* (Weske & Terborgh, 1974); Graukapfen-Finkentangare *K. reyi* (von Berlepsch, 1885). Diagnose: Bis auf *K. reyi* sind alle Arten durch einen auffälligen Überaugenstreif gekennzeichnet; alle sind oberseits grünlich-oliv, unterseits gelblich mit grünlich-oliv Flanken; in Kopfzeichnung und Körperbau erinnern sie an *Basileuterus*-Waldsänger; alle Arten bilden einen gut abgesicherten Kladus basierend auf dem mtDNA *cytb*-Gen.

**Benennung:** Der Name ehrt Nedra K. Klein (1951-2001), eine amerikanische Systematikerin, die über Waldsänger und Tangaren publizierte. Gr. *thraupis* bezeichnet eine von Aristoteles erwähnte Art von Finkenvögeln; feminin.

#### **Castanozoster Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 340; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Fringilla thoracica* Nordmann, 1835 (bisher *Poospiza thoracica*)

**Taxonomie:** Die artenreiche Gattung *Poospiza* Cabanis, 1847 ist bis in die jüngere Vergangenheit den Ammern (Emberizidae) zugeordnet worden, genetische Daten weisen sie jedoch eindeutig als den Tangaren zugehörig aus. Auch die Zusammensetzung der Gattung erwies sich als revisionsbedürftig. Neben der Typusart *P. nigrorufa* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1838) gehören nun weitere acht oder neun Arten hierher, jeweils zwei davon wurden früher zu *Hemispingus* Cabanis, 1851 oder *Compsospiza* von Berlepsch, 1893 gestellt. Die Schwesterarten *P. hypocondria* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1838) und *P. caesar* P. L. Sclater & Salvin, 1869 werden nun in die aus der Synonymie geholte Gattung *Poospizopsis* von Berlepsch, 1893 ausgegliedert.

Sieben oder acht Spezies, je nach taxonomischer Auffassung, umfasst die ebenfalls revalidierte Gattung *Microspingus* Taczanowski, 1874, in die auch die bisher in *Hemispingus* untergebrachte Streifenfinkentangare *M. trifasciatus* Taczanowski, 1874 gehört.

Für eine weitere, systematisch recht isoliert stehende Art, die Maronenbrust-Finkentangare *P. thoracica* (Nordmann, 1835) gibt es keinen verfügbaren Namen in der Synonymie. Burns et al. (2016) errichten für sie die neue Gattung *Castanozoster*. Diagnose: Eine oberseits überwiegend graue, auf dem Rücken leicht oliv getönte Tangare, unterseits weiß mit breitem kastanienbraunem Brustband und ebensolchen Flanken; unter dem Auge ein weißer halbkreisförmiger Ring; weiße Handschwingerländer, Schnabel ammernartig.

Alle drei Gattungen, *Poospizopsis*, *Microspingus* und *Castanozoster*, gehören zwar ebenfalls in die Poospizinae, stehen *Poospiza* aber nicht sehr nahe.

**Benennung:** Gr. *kastano* = Kastanie, kastanienbraun und *zoster* = Gürtel, auf das breite kastanienbraune Band an Brust und entlang der Flanken verweisend; maskulin, daher *C. thoracicus*.

#### **Ephippiospingus Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 341; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Phrygilus dorsalis* Cabanis, 1883

**Taxonomie:** Die traditionelle Gattung *Phrygilus* Cabanis, 1844, bisher ebenfalls den Emberizidae zugerechnet, erwies sich als extrem polyphyletische Gruppierung. Von den elf Arten, die Rising (2011) dieser Gattung zordnete, gehören drei in die Unterfamilie Porphyrospizinae, die anderen acht verteilen sich in der Unterfamilie Diglossinae auf drei Gattungen in jeweils unterschiedlichen Gattungsgruppen oder Kladen.

Typusart von *Phrygilus* ist *P. gayi* (Gervais, 1834), und in diese Gattung gehören außerdem *P. patagonicus* Lowe, 1923, *P. atriceps* (d'Orbigny, 1838) sowie *P. punensis* Ridgway, 1887. Es ist die Schwestergattung von *Melanodera* Bonaparte, 1850 aus dem südlichen Südamerika sowie *Nesospiza* Cabanis, 1873 und *Rowettia* Lowe, 1923 von den isolierten südatlantischen Inseln Tristan da Cunha, Gough und Nightingale.

Zwei nahe miteinander verwandte Arten, *P. plebejus* von Tschudi, 1844 und *P. unicolor* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1838) werden nun in der wieder errichteten Gattung *Geospiziopsis* Bonaparte, 1856 geführt, die mit den jeweils monotypischen *Haplospiza* Cabanis, 1851, *Spodiornis* P. L. Sclater, 1866 und *Acanthidops* Ridgway, 1882 eine molekulargenetisch gut abgesicherte Gattungsgruppe bildet. Für die Braunmantel-Ammertangare *P. dorsalis* Cabanis, 1883 und ihre Schwesterart Weißkehl-Ammertangare *P. erythronotus* (R. A. Philippi [Krumwiede] & Landbeck, 1861) aus den Hochanden von S-Peru bis N-Argentinien, deren Verwandtschaft die Gattungen *Xenodacnis* Cabanis, 1873, *Idiopsar* Cassin, 1867 und *Chionodacryon* Burns et al. 2016 bilden, war kein älterer Name in der Synonymie verborgen. Burns et al. (2016) errichteten für sie *Ephippiospingus*. Diagnose: ammerartige Tangaren, zumindest in einigen Kleidern sind Mantel und Oberrücken sattelartig von den anderen Gefiederpartien abgesetzt, bei ad. *E. dorsalis* rotbraun, bei *E. erythronotus* schiefergrau; bei Jungvögeln von *dorsalis* ist der Sattel matter gefärbt und gestreift, die von *erythronotus* ähneln denen der Schwesterart.

**Benennung:** Gr. *ephippion* = Sattel und *spiggos* = Fink, als Verweis auf den kontrastierenden braunen Sattel auf dem Oberrücken von *E. dorsalis* und juv. *E. erythronotus*.

#### **Chionodacryon Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 341; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Emberiza speculifera* d'Orbigny & de Lafresnaye, 1837 [= 1838] (bisher *Diuca speculifera*)

**Taxonomie:** Die Gattung *Diuca* Reichenbach, 1850, bis vor wenigen Jahren noch den Ammern (Emberizidae) zugerechnet, umfasste bisher zwei Arten: die Diucatangare *D. diuca* (Molina, 1782) und die Spiegelammertangare *D. speculifera* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1838). Beide sind jedoch nicht miteinander verwandt, gehören sogar unterschiedlichen Unterfamilien an: *D. diuca* den Thraupinae, *D. speculifera* den Diglossinae. Typusart von *Diuca* ist *D. diuca*, womit der Gattungsname bei dieser Art bleibt. *D. speculifera* gehört mit hoher statistischer Sicherheit einer Gattungsgruppe an, der auch *Xenodacnis* Cabanis, 1873, *Idiopsar* Cassin, 1867 und *Ephippiospingus* Burns, Unitt & Mason, 2016 angehören (siehe oben). Morphologisch ist *speculifera* jedoch so verschieden von diesen, dass eine Eingliederung in eine von ihnen nicht ratsam erscheint. Kein älterer Gattungsname für *speculifera* war verfügbar, so dass eine neue Gattung für die Spiegelammertangare aufgestellt werden

musste: *Chionodacryon*. Diagnostische Merkmale sind die graue Oberseite, Flanken und ein breites Brustband; Bauch und Kehle weiß, ebenso ein ringförmiger Fleck unter dem Auge, die Handschwingen (einen auffälligen Spiegel bildend) und die Außenfahnen der Schwanzfedern; Flügel und Schwanz sonst schwarz; bewohnt die Hochanden von Zentral-Peru bis N-Chile und NW-Argentinien.

**Benennung:** Gr. *chion* = Schnee und *dacryon* = Träne, bezogen auf den großen weißen Fleck unter dem Auge; der Name ist sächlich, daher *Chionodacryon speculiferum*.

#### ***Pseudosaltator* Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 342; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Saltator rufiventris* [= *Tanagra (Saltator) rufiventris*] d'Orbigny & de Lafresnaye, 1837

**Taxonomie:** Die Gattung *Saltator* Vieillot, 1816 wurde bisher meist den Kardinälen (Cardinalidae) zugerechnet und bildet heute eine eigene Unterfamilie Saltatorinae innerhalb der Thraupidae. Eine der am stärksten von den anderen Vertretern der Gattung abweichenden Arten ist der Rotbauchsaltator *S. rufiventris* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1837) der Hochländer Boliviens und NW-Argentinens. Unter anderem Klicka et al. (2007) und Burns et al. (2014) konnten zeigen, dass der Rotbauchsaltator den Bergtangaren der Gattung *Dubusia* Bonaparte, 1850 innerhalb der Unterfamilie Thraupinae genetisch, aber auch in der Verbreitung sowie Merkmalen des Gefieders und des Schnabels nahe steht. Burns et al. (2016) stellen ihn in eine neue monotypische Gattung: *Pseudosaltator*. Gattungsmerkmale: Unterschnabelbasis fleischfarben; überwiegend blaugraues Gefieder, Unterbrust, Bauch und Unterschwanzdecken rotbraun; langer, weißer Überaugenstreif.

**Benennung:** Gr. *pseudos* = falsch, kombiniert mit dem Gattungsname *Saltator*, verweist auf die inkorrekte systematische Einordnung dieser Art in jene Gattung; maskulin.

#### ***Poecilostreptus* Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 343; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Calospiza palmeri* Hellmayr, 1909 (bisher *Tangara palmeri*)

**Taxonomie:** Sedano & Burns (2009) und Burns et al. (2014) zeigten, dass die artenreiche Gattung *Tangara* Brisson, 1760 nur monophyletisch ist, wenn die Mehrzahl der Arten der Gattung *Thraupis* F. Boie, 1826, inklusive deren Typusart *Thraupis episcopus* (Linnaeus, 1766), in diese einbezogen wird. Da dieser Vorschlag bisher kaum angenommen worden ist (siehe aber del Hoyo & Collar 2016), unterteilen Burns et al. (2016) *Tangara* in fünf Gattungen, zwei davon ohne verfügbaren älteren Namen. Das hat den Vorteil, dass die Typusgattung der Familie, *Thraupis*, bestehen bleibt und nicht in die Synonymie von *Tangara* fällt. *Tangara* s. str. [Typusart: *Tangara paradisea* (Swainson, 1837), gegenwärtig eine Ssp. von *T. chilensis* (Vigors, 1832)], enthält

nach der Revision von Burns et al. (2016) noch 27 bis 32 Arten, je nach taxonomischer Ansicht des jeweiligen Autors. Es ist die Schwestergruppe von *Thraupis* und der vier von *Tangara* abgespaltenen Gattungen. Der Gattungsname *Ixothraupis* Bonaparte, 1851 ist für eine Gruppe von fünf überwiegend grün gefärbten und dunkel gefleckt erscheinenden Arten verfügbar; Typusart ist *Tangara punctata* (Linnaeus, 1766).

Für die Rotnackentangare *T. ruficervix* (Prévost & Des Murs, 1846) und die oft als artgleich angesehene Blauschultertangare *T. fulvicervix* (P. L. Sclater & Salvin, 1876) ist der aus der Synonymie geholte Gattungsname *Chalcothraupis* Bonaparte, 1851 anzuwenden. Zwei weitere Arten, die Silbermanteltangare *T. palmeri* (Hellmayr, 1909) und die offenbar nahe mit ihr verwandte vom Aussterben bedrohte Grünmanteltangare *T. cabanisi* (P. L. Sclater, 1868) müssen in einer eigenen, genetisch definierten Gattung untergebracht werden. Burns et al. (2016) schlagen für sie den Namen *Poecilostreptus* vor. Diagnose: beide Arten mit schwarzem Zügelstreif und schwarzer Stirn; beide mit einem Brustband aus schwarzen Tropfenflecken, das die weißliche Kehle vom grauen Bauch trennt.

**Benennung:** Gr. *poikilos* für gefleckt oder gepunktet und *streptos* für Halsband; in Anlehnung an die schwarze Fleckung der Brust; maskulin.

#### ***Stilpnia* Burns, Unitt & Mason, 2016**

Zootaxa 4088: 343; 5 Abb., 1 Tab.

**Typusart:** *Aglaiia cyanoptera* Swainson, 1834 (bisher *Tangara cyanoptera*)

**Taxonomie:** Wenn *Thraupis* F. Boie, 1826 nicht mit *Tangara* Brisson, 1760 synonymisiert werden soll, muss eine weitere Gruppe von 14 bis 17 Arten aus *Tangara* herausgelöst werden, damit letztere monophyletisch bleibt. Kein bisher in der Synonymie verborgener Gattungsname lässt sich auf diese molekulargenetisch gut abgegrenzte Gruppe anwenden, so dass Burns et al. (2016) für sie den Namen *Stilpnia* einführen. Der neuen Gattung gehören an: Blauflügeltangare *S. cyanoptera* (Swainson, 1834), Schwarzmaskentangare *S. whitelyi* (Salvin & Godman, 1884; oft als Ssp. von *cyanoptera* angesehen), Goldkehltangare *S. viridicollis* (Taczanowski, 1884), Siratangare *S. phillipsi* (G. R. Graves & Weske, 1987), Grünkehltangare *S. argyrofenges* (P. L. Sclater & Salvin, 1876), Schwarzscheiteltangare *S. heinei* (Cabanis, 1851), Goldscheiteltangare *S. larvata* (du Bus de Gisignies, 1846), Azurkopftangare *S. cyanicollis* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1837), Schwarzbrusttangare *S. nigrocincta* (Bonaparte, 1838), Schwarzmanteltangare *S. peruviana* (Desmarest, 1806), Prachttangare *S. preciosa* (Cabanis, 1851), Grünkappentangare *S. meyerdeschauenseei* (Schulenberg & Binford, 1985), Rotscheiteltangare *S. vitriolina* (Cabanis, 1851), Isabelltangare *S. cayana* (Linnaeus, 1766), Parátangare *S. flava* (J. F. Gmelin, 1789; oft als Ssp. von *cayana* angesehen), Buntkappentangare *S. cucullata* (Swainson, 1834) und

Rotkappentangare *S. versicolor* (Lawrence, 1878; oft als Ssp. von *cucullata* betrachtet).

Wenn *Thraupis* mit *Tangara* synonymisiert wird, wie es del Hoyo & Collar (2016) tun, ist der Name *cyanoptera* für die Blauflügeltangare nicht anwendbar. Er ist dann durch den älteren Artnamen *Tangara cyanoptera* (Vieillot, 1817) für die Violettschultertangare präokkupiert. Der nächstältere Name für die Blauflügeltangare ist dann *Tangara argentea* (de Lafresnaye, 1843). Diagnose: *Stilpnia* ist von *Tangara* s. str. durch eine Kappe oder Kapuze abgegrenzt, die sich vom übrigen Gefieder absetzt. Diese Struktur kann schwarz sein wie bei *S. cyanoptera*, *S. viridicollis*, *S. phillipsi*, *S. argyrofenges* und *S. heinei*, rotbraun wie bei *S. preciosa*, *S. vitriolina*, *S. cucullata* und *S. cayana*, ocker bei *S. meyerdeschauenseei*, blau wie bei *S. cyanicollis* und *S. nigrocincta* oder golden bei *S. larvata*.

**Benennung:** Gr. *stilpnnyhe* = die feminine Form von glänzen, glitzern, in Anlehnung an das leuchtend bunte Gefieder dieser Tangaren; feminin.

### 3.2. Neue Arten

#### Turdidae, Drosseln

*Zoothera salimalii* Alström, Rasmussen, Zhao, Xu, Dalvi, Cai, Guan, Zhang, Kalyakin, Lei & Olsson, 2016 Avian Research 7: 1; Farbfotos mehrerer Arten aus dem Freiland und aus der Hand, Biotopfotos, molekulargenetischer Baum, Diagramme, Sonagramme, Tabellen. **Locus typicus:** Mawphlang, Khasi Hills, Meghalaya, Indien.

**Material:** HT ad. ♂, gesammelt am 21.1.1954 von Rupchand, aufbewahrt in UMMZ Ann Arbor; PT wurden nicht festgelegt. In die molekulargenetische Analyse gingen insgesamt zwölf Individuen aus vier Museen ein. **Verbreitung:** Sie ist offenbar außerordentlich kleinräumig und wurde nach morphologischen, stimmlichen und genetischen Daten erhoben. Demnach brütet die Himalaya-Walderddrossel vom indischen Sikkim und Darjeeling bis zum chinesischen NW-Yunnan, somit in einem sehr kleinen Areal. Zusätzlich wurde ein einzelnes Indi-

viduum (in IOZ Peking) aus S-Sichuan untersucht, das während der Brutzeit gesammelt wurde (10.5.1960) und ein Vogel vom 7.5.1972 (in KIZ Kunming) aus dem Luchun County in SO-Yunnan; beide könnten Durchzügler gewesen sein. Die bislang wenigen gesicherten Fundpunkte lassen nicht erkennen, ob die Verbreitung auf kleine Einzelvorkommen beschränkt oder doch flächig ist. Zum Winter finden südwärts gerichtete Vertikalwanderungen ins indische Meghalaya und Manipur statt.

*Z. salimalii* lebt zur Brutzeit immer in Wäldern zwischen 3430 m und 4200 m, d.h. in der Nadelwaldzone bis an die Baumgrenze. Darüber lebt vertikal getrennt *Z. mollissima* entlang der ganzen Himalayakette östlich bis in die chinesische Provinz Sichuan.

**Taxonomie:** Alström et al. (2016) fanden heraus, dass sich unter der Felsenerddrossel *Zoothera mollissima* (Blyth, 1842) drei wenn nicht sogar vier Arten verbergen, die bisher nicht differenziert wurden. Neben der über der Baumgrenze im alpinen Bereich lebenden *Z. mollissima* s. str. sind es zwei Arten, die in der Waldzone desselben Gebietes leben, die neubeschriebene Himalaya-Walderddrossel *Z. salimalii* Alström et al., 2016 (Abb. 1) und die in vergleichbaren Biotopen in SW-China anschließende Sichuan-Walderddrossel *Z. griseiceps* (Delacour, 1930). Dieser Name galt bisher für eine Ssp. von *Z. mollissima* mit Verbreitung in SW-China (vgl. unten). *Z. salimalii* hat im Vergleich mit *Z. mollissima* deutlich längeren und breiteren Schnabel, mit stärker gebogenen Culmen und längeren Haken an der Schnabelspitze; *salimalii* ist kurzflügeliger und kurzschwänziger. *Z. salimalii* weist über dem breiten schwärzlichen Zügelstreifen einen schmalen weißlichen Streifen auf, ferner einen dunkleren Streifen unterhalb des Auges, zumeist verbunden mit dem dunklen Zügelstreifen (bei *Z. mollissima* ein mehr diffuser bleicher Bereich über dem Zügel und schwächerer Salz- und Pfeffer-Musterung von Zügel und Bartstreifen-Feld); Ohrdecken bei *Z. salimalii* weniger intensiv hell gefleckt als bei *Z. mollissima*, vor allem im oberen Bereich, ferner ohne oder nur schwach ausgeprägten dunklen Fleck an den hinteren Ohrdecken,

**Abb. 1:** *Zoothera salimalii* Alström et al., 2016. Links: von der Irrawaddy-Salween Divide, oberhalb der Dulong Gorge, Yunnan, China; rechts: von den Darjeeling Hills in West Bengal, Indien. – Left: from Irrawaddy-Salween Divide, above Dulong Gorge, Yunnan, China; right: from Darjeeling hills in West Bengal, India.

Foto links: Craig Brelford, rechts: Subrato Sanyal



bei *Z. mollissima* zumeist mit deutlichem dunklen Fleck an dieser Stelle.

Die molekulargenetischen Abstände (nach mehreren mt- und Kerngenen) aller in die Analyse einbezogenen Taxa sind hoch und liegen zwischen 6,9 und 9,6% – deutliche Hinweise auf Artunterschiede. Nach diesen Befunden ist *Z. griseiceps* die nächste Verwandte von *Z. salimalii* und ihr geografischer Vertreter in SW-China (vgl. unten, bei: Aufspaltungen bekannter Arten); beide zusammen bilden die Schwestergruppe zu *Z. mollissima*. In die nächste Verwandtschaft dieser drei Arten gehört die Dixon-Erddrossel *Z. dixonii* (Seebohm, 1881), ebenfalls eine sino-himalayatische Art. Einer ihrer nächsten Verwandten, die Erddrossel *Z. aurea* (Hollandre, 1825) lebt in Sibirien und in SO-Asien. Erstaunlicherweise entdeckten Alström et al. (2016) eine weitere genetische Linie, die von *Z. mollissima* deutlich getrennt ist und nur durch drei alte Bälge in BMNH Tring und AMNH New York belegt ist; deren taxonomischer Rang bleibt vorerst ungeklärt. Vermutlich handelt es sich um eine weitere noch nicht beschriebene Art (derzeit geführt als „Yunnan Thrush“, dt. Yunnan-Erddrossel).

Die Reviergesänge der im Sonogramm vorgestellten Arten *Z. salimalii*, *Z. mollissima*, *Z. griseiceps* und *Z. dixonii* sind relativ ähnlich, nach dem Höreindruck jedoch gut zu trennen. Sie bestehen aus regelmäßig wiederholten Gruppen aus etwa 10 Elementen mit hohem Frequenzumfang und schnellen Frequenzwechslern, wodurch ein leicht klirrend-rauer Höreindruck entsteht. Melodische Töne mit geringem Wechsel in der Frequenz sind spärlich und kommen am ehesten bei *Z. griseiceps* vor. Der Gesang von *Z. dixonii* weist den geringsten Frequenzumfang auf.

**Benennung:** Sie geschah zu Ehren von Dr. Sálim Ali (1896-1987) und seinen zahlreichen Veröffentlichungen, welche die Entwicklung der indischen Ornithologie nachhaltig beeinflussten. Seine wissenschaftliche Reputation und seine weltweit hohe Popularität als „birdman of India“ nutzte er für vielfältige erfolgreiche Naturschutzbestrebungen. Als engl. Name gilt Himalayan Forest Thrush, als dt. Name Walderddrossel.

### Muscicapidae, Fliegenschnäpper

#### *Stiphornis*, Waldrötel

Die Fliegenschnäpper der Gattung *Stiphornis* Hartlaub, 1855 (Abb. 2) leben im tropischen Regenwald Westafrikas; sie sind klein und kurzschwänzig mit auffallend orangeroter Kehle und Brust und feinem Schnabel und somit unserem Rotkehlchen entfernt ähnlich (Irwin & Clancey 1974; Schmidt et al. 2008). Aktuelle taxonomische Werke behandeln alle *Stiphornis*-Formen ent-



Abb. 2: *Stiphornis*-Arten, von links nach rechts: *S. gabonensis*, *S. dahomeyensis*, *S. inexpectatus*, *S. erythrothorax*, *S. rudderi*, *S. xanthogaster*. – *Stiphornis* skins, from left to right: *S. gabonensis*, *S. dahomeyensis*, *S. inexpectatus*, *S. erythrothorax*, *S. rudderi*, *S. xanthogaster*.

Foto: durch Vermittlung von Gary Voelker

weder als nur eine Art (Collar 2005; Dickinson & Christidis 2014) oder spalten sie in drei Arten auf (del Hoyo & Collar 2016). Letztere berücksichtigen bereits die Befunde von Voelker et al. (2016c), interpretieren sie aber ganz anders (siehe unten). Für mehrfache Artaufspaltung der Gattung sprechen Unterschiede in Gefiederfärbung, Lautäußerungen und DNA-Muster der einzelnen Populationen (Beresford & Cracraft 1999; Schmidt et al. 2008; Farbtafel in Sinclair & Ryan 2010). Die Unterschiede der einzelnen Populationen in Kehle- und Brustfärbung sind deutlich, aber nicht besonders auffallend und können leicht für geografische Variabilität nur einer Art gehalten werden. Sie reichen von leuchtend orange (bei *pyrrholaemus*), zu hell gelborange (*sanghensis*), rostig orange (*dahomeyensis* und *inexpectatus*), zu gelbbraun (*xanthogaster*) und zu rotbraun (*gabonensis* und *erythrothorax*).

Die Untersuchungen von Voelker et al. (2016) scheinen nicht nur die Validität früher beschriebener Arten zu bestätigen, sondern sie stellen auch drei neue vor, die nach Morphologie, Gefiederfarbe und genetischen Daten zu 100 % diagnostizierbar sind und die den Kriterien zumindest des Phylogenetischen Artkonzeptes (PSC) genügen, auf das sich die Autoren beziehen. Unterschiede im Gesang werden dokumentiert; sie sind nicht markant. So ist *erythrothorax* stimmlich unterscheidbar von *dahomeyensis* und/oder *inexpectatus*). Die genetischen Abstandswerte zwischen den einzelnen Taxa variieren; sie reichen von 1,0 % (*gabonensis* vs. *inexpectatus*) bis 6,8 % (*xanthogaster* vs. *pyrrholaemus*). Die unteren Bereiche dieser Werte deuten kaum Arten nach dem BSC an, und auch die oberen bedürfen weiterer stützender biologischer Merkmale, um den Status nach dem BSC abzusichern.

Die Arbeit von Voelker et al. wurde bereits 2016 elektronisch publiziert, die Druckfassung erst 2017. 2016 gilt als Erscheinungsjahr für diese Arbeit, da die dort

behandelten Taxa zuvor dem Registriersystem der Zoo-Bank mitgeteilt wurden (vgl. oben, Methodik).

***Stiphornis dahomeyensis* Voelker, Tobler, Prestridge, Duijm, Groenenberg, Hutchinson, Martin, Nieman, Roselaar & Huntley, 2016c**

Syst. Biodiversity 15 (2017): 90 [elektronisch bereits 2016 publiziert]; Farbfotos von Bälgen, Verbreitungskarte, Diagramme, molekulargenetischer Baum, Sonagramme. Locus typicus: Benin, Lama Forest, Kou Department (N 6° 57,61' O 2° 10,12'), 100 m.

Material: HT gesammelt am 8.6.2010 deponiert in TCWC College Station. Vier weitere Exemplare gelten als PT, drei davon in TCWC, alle von Lama Forest, das vierte Exemplar (in FMNH Chicago) gesammelt 30 km S von Assin Foso, Central Region, Ghana (N 5° 19,998' O 1° 13,002'). DNA-Sequenzen sind in der GenBank hinterlegt.

Verbreitung: Bisher sind nur zwei Fundorte bekannt: der eine im Lama Forest, Benin, und der zweite in der Central Region, Ghana, etwa 30 km südlich von Assin Foso. *S. dahomeyensis* wurde in nachwachsendem Primärwald am Rande von Teakplantagen gefunden.

Taxonomie: Vom ähnlichen Taxon *gabonensis* Sharpe, 1883 durch olivfarbenem Kopf und Rücken, weißlichem Unterbauch und heller graue Flanken unterschieden. Von den Taxa *pyrrholaemus* Schmidt & Angehr, 2008, *xanthogaster* Sharpe, 1903, *sanghensis* Beresford & Cra-craft, 1999 und *erythrothorax* Hartlaub, 1855 durch olivfarbene (nicht graue) Kopffärbung und von den drei letzteren Arten durch olivfarbene (nicht graue) Färbung vom Nacken bis zum Rücken zu trennen. Von *rudderi* (vgl. unten) aus dem Kongo durch olivbraunen (nicht dunkelbraunen) Vorderkopf und Kopfplatte getrennt, kein deutliches Brustband.

Der Distanzwert zwischen *dahomeyensis* (vgl. unten) und *gabonensis*, dem nächsten Verwandten, beträgt im *cytb*-Gen nur 1%. Ihre Areale sind nicht geografisch benachbart, sondern sind durch den östlichen Arealteil von *erythrothorax* großräumig getrennt.

Benennung: Sie bezieht sich auf die sogenannte Dahomey-Lücke, welche die westlichen und östlichen Ausläufer des sonst flächendeckenden guineo-kongolischen Tropenwaldes trennt; dort liegt der isolierte Lama Forest. Dieses Gebiet erhielt seinen Namen nach dem Afrikanischen Königreich von Dahomey, das etwa 300 Jahre im heutigen Benin lag. Als engl. Name gilt Dahomey Forest Robin.

***Stiphornis inexpectatus* Voelker, Tobler, Prestridge, Duijm, Groenenberg, Hutchinson, Martin, Nieman, Roselaar & Huntley, 2016c**

Syst. Biodiversity 15 (2017): 91 [elektronisch bereits 2016 publiziert]; Farbfotos von Bälgen, Verbreitungskarte, Diagramme, molekulargenetischer Baum, Sonagramme. Locus typicus: 30 km südlich von Assin Foso, Central Region, Ghana (N 5° 20,30' W 1° 13,58').

Material: HT ist ein ad. ♂ gesammelt am 23.2. 2000 von R. G. Moyle; als PT gelten elf weitere Exemplare, davon sieben 26 km SW von Goaso, Brong-Ahafo Region, Ghana. Alle Exemplare sind in LSUMZ Baton Rouge deponiert einschließlich Gewebeproben; von letzteren Duplikate im FMNH Chicago.

Verbreitung: Sie ist derzeit bekannt von drei Fundpunkten in Ghana, einer 30 km S von Assin Foso, Central Region (HT), einer von Kakum National Park, Central Region (N 5° 21,5 W 1° 13,58') und einer 26 km SW von Goaso, Brong-Ahafo Region (N 6° 42,6' W 2° 43'). Im Süden Ghanas wurde außer *S. inexpectatus* auch *S. dahomeyensis* gefunden, wenn auch nicht unmittelbar am selben Ort. Alle Individuen wurden in Sekundärwald aufgefunden.

Taxonomie: Der Distanzwert nach dem *cytb*-Gen zwischen den nächstverwandten Taxa *inexpectatus* und *dahomeyensis* beträgt 1,4%, der zu *erythrothorax* 5,2%; die nächsten Verwandten von *inexpectatus* sind die zueinander benachbart stehenden *dahomeyensis* und *gabonensis*. Die Färbungsunterschiede sind gering, aber im Vergleich gut sichtbar. Von *dahomeyensis* (vgl. oben) ist *inexpectatus* durch einfarbige Olivfärbung vom Vorderkopf zum Rumpf geschieden, von *rudderi* aus dem Kongo (vgl. unten) durch hellere Olivfärbung vom Vorderkopf zum Rumpf und olivbraune (nicht dunkel graubraune) Schwanzfedern und rotbraune (nicht dunkel graubraune) Flügeldecken.

Benennung: *Inexpectatus* bezieht sich auf die „unerwartete“ Verbreitung in zwei Provinzen Ghanas (mit drei Fundorten) und zusätzlich darauf, dass keine erkennbaren geografischen Barrieren existieren, welche diese Art von anderen Gattungsvertretern trennen und die Allopatrie aller Taxa erklären könnten. Als engl. Name gilt Ghana Forest Robin.

***Stiphornis rudderi* Voelker, Tobler, Prestridge, Duijm, Groenenberg, Hutchinson, Martin, Nieman, Roselaar & Huntley, 2016**

Syst. Biodiversity 15 (2017): 94 [elektronisch bereits 2016]; Farbfotos von Bälgen, Verbreitungskarte, Diagramme, molekulargenetischer Baum, Sonagramme.

Locus typicus: Yoko Forest Reserve, Ubundu District, Orientale Region, Demokratische Republik Kongo, 420 m (N 0° 17,64' O 25° 17,335').

Material: HT ist ein ausgewachsenes ♂ deponiert in TCWC College Station, gesammelt am 8.8.2009; als PT gelten sieben Exemplare, davon sechs ebenfalls aus dem Yoko Forest; der siebte Beleg von Turumbu, Yawenda District, etwa 8 km N of Yelenge, N-Ufer des Kongo Flusses (N 0° 0,539' O 25° 26,159'). DNA-Sequenzen sind in der GenBank deponiert.

Verbreitung: Sie ist bisher beschränkt auf zwei Fundorte nahe der Stadt Kisangani in der Demokratischen Republik Kongo (vgl. die Angaben zu Locus typicus und Material). Die Fundgebiete gehören vegetationskundlich zum kongolischen Tieflandregenwald.

**Taxonomie:** *S. rudderi* ist das Schwestertaxon von *sanghensis*; der genetische Abstand zu diesem beträgt nur 0,1 %. Kennzeichnende Farbmarkmale sind der olivbraune Kopf und ebensolche Rückenfärbung, orangegelbes Kinn und Kehle, die sich deutlich von nuancenreicher orangefarbener Brust und intensiver gefärbten Brustseiten abheben. Vgl. die Unterschiede zu den anderen *Stiphornis*-Arten oben bei den Angaben zur Gattung.

**Benennung:** Sie ehrt James Earl Rudder (1910-1970), der das 2. Ranger Battalion während der Invasion in der Normandie führte, und der später Präsident der Texas A&M University war; seine Präsidentschaft war bedeutend für die weitere Entwicklung dieser Universität. Als engl. Name gilt Rudder's Forest Robin.

### Thraupidae, Tangaren

***Sporophila iberensis* Di Giacomo & Kopuchian, 2016**  
Nuestras Aves 61: 3; eine Abb.

**Locus typicus:** Estancia San Alonso, Esteros del Iberá, Departamento Concepción, Provinz Corrientes, Argentinien (S 28°18,17' W 57° 26,425').

**Material:** HT ist ein ad. ♂ im MACN, Buenos Aires. Zwei weitere ♂ im gleichen Museum wurden als PT ausgewiesen.

**Verbreitung:** Bisher ist diese neue Art überwiegend aus den Flussniederungen des Aguapey und den Iberá-Sümpfen in Corrientes, Argentinien bekannt; es gibt außerdem Nachweise aus Paraguay (Departments Itapúa, Presidente Hayes und Cordillera) sowie aus Mato Grosso do Sul (Brasilien). Bruthabitat ist überschwemmtes Grasland mit großwüchsigen Grasarten im Randbereich von Sümpfen.

**Taxonomie:** Die Gattung *Sporophila* Cabanis, 1844 umfasst etwa 40 Arten kleiner Tangaren, zumeist unter der Sammelbezeichnung „Pfäffchen“ bekannt (del Hoyo & Collar 2016). Für Taxonomen von besonderem Interesse ist eine Artengruppe des südlichen Südamerikas, deren ♂ sich in Gefiederfärbung und Gesang deutlich

unterscheiden, genetisch jedoch nahezu identisch sind. Diese Arten werden wegen ihrer überwiegend rot- bis kaffeebraunen Färbung in ihren Heimatländern als „Capuchinos“ bezeichnet.

Zwischen 2007 und 2011 untersuchten argentinische Ornithologen die Vogelwelt der Iberá-Sümpfe in der Prov. Corrientes. Dabei fielen ihnen *Sporophila*-♂ auf, die sie zunächst für junge Schwarzkehlpfäffchen *S. ruficollis* Cabanis, 1851 hielten. Später stellten sie fest, dass sich der Gesang dieser Vögel von dem der Schwarzkehl- und Zimtpfäffchen *S. cinnamomea* (de Lafresnaye, 1839) unterscheidet – offenbar eine bisher unbekannte Art (Abb. 3). Leider waren sich die Entdecker uneinig über das weitere Vorgehen, so dass sich die Forschergruppe auflöste und die neue Art unabhängig voneinander doppelt beschrieben wurde (siehe *Sporophila digiacomoi*, unten).

Die Beschreibung durch Di Giacoma & Kopuchian (2016), obwohl relativ kurz und ohne Details zu Lautäußerungen, entspricht den Vorgaben des Codes (ICZN 1999, mit Änderungen von 2012) und ist zuerst publiziert worden, so dass der Name *Sporophila iberensis* als gültig zu betrachten ist. *S. iberensis* unterscheidet sich von anderen Pfäffchen der „Capuchino“-Gruppe durch bleigrauen Oberkopf und Stirn sowie bräunlich-schwarzen Nacken, Kopfseiten und Kehle; Rücken und Bürzel sind olivbraun, die Unterseite ist gelblich-weiß bis zimtfarbig.

**Benennung:** Die wissenschaftlichen, spanischen (Capuchino Iberá) und englischen (Ibera Seed eater) Namen beziehen sich auf das bekannte Hauptverbreitungsgebiet, die Iberá-Sümpfe in NO-Argentinien.

***Sporophila digiacomoi* López-Lanús, 2015 (= 2016)**  
Guía Audiornis de la aves de Argentina, Primera edición, Buenos Aires: 476; 4 Abb., 4 Tab.

**Locus typicus:** Estancia San Alonso, Esteros del Iberá, Departamento Concepción, Provinz Corrientes, Argentinien (S 28° 18,17' W 57° 26,425').

**Material:** HT ist ein ad. ♂ im MACN, Buenos Aires. Zwei weitere ♂ im gleichen Museum wurden als PT ausgewiesen.

**Verbreitung:** Siehe unter *Sporophila iberensis*.

**Taxonomie:** B. López-Lanús, A. S. Di Giacomo und C. Kopuchian entdeckten dieses neue Pfäffchen gemeinsam, konnten sich aber nicht auf eine gemeinsame Publikation einigen, in der die Art wissenschaftlich beschrieben werden sollte. López-Lanús verließ das Team und beschrieb die Art in einem Anhang seines Bestimmungsbuches der Vögel Argentiniens. Dieser Anhang wurde zunächst in elektronischer Form veröffentlicht, jedoch ohne die nach den Nomenklaturregeln (ICZN 1999; Änderungen 2012) für solche Publikationen zwingend notwendige Registrierung in in ZooBank (vgl. S. 86). Somit wird der wissenschaftliche Name mit der Veröffentlichung erst in gedruckter Form wirksam. Die erste Auflage von López-Lanús Bestimmungsbuch (of-



Abb. 3: *Sporophila iberensis*, links ♂, rechts ♀. – *Sporophila iberensis*, left ♂, right ♀. Foto: Carlos Figuerero, durch Vermittlung von Adrián Di Giacomo

fenbar in einer äußerst geringen Auflage von nur 19 Exemplaren!) erschien jedoch nicht vor 2016 und war zudem nicht vor der Beschreibung von *S. iberiensis* durch Di Giacomo & Kopuchian (2016) verfügbar. Somit ist *Sporophila digiacomoi* als jüngeres Synonym von *S. iberiensis* zu betrachten, obwohl die Beschreibung viel umfangreicher und detaillierter ist.

**Benennung:** Zu Ehren der argentinischen Ornithologen und Naturschützer Adrian S. und Alejandro G. Di Giacomo. Da der Name mehreren männlichen Personen gewidmet ist, muss er korrekt *digiacomorum* lauten (ICZN 1999; Art. 31.1.2.).

### 3.3. Neue Unterarten

#### Rallidae, Rallen

*Rallus longirostris berryorum* Maley, McCormack, Tsai, Schwab, van Dort, Juárez & Carling, 2016  
Western Birds 47: 268; 7 Abb., 1 Tab.

**Locus typicus:** 1,73 km SSO von El Laure, am oberen Ende der Bahía de San Lorenzo, Departamento Valle, Honduras (N 13° 24,366' W 87° 22,47'; 2 m).

**Material:** HT ist ein ad. ♂ im UWYMV Laramie gesammelt in niedrigen Schwarzen Mangroven am Rande eines Gezeitenkanals am 24.7.2013; Duett-Rufe mit der wahrscheinlichen Partnerin sind auf [www.xeno-canto.org](http://www.xeno-canto.org) archiviert. Sieben weitere Vögel (3 ad. ♂, 2 ad. und 2 juv. ♀) sind als PT genannt, alle im UWYMV; Gewebeproben wurden von allen Typusexemplaren konserviert.

**Verbreitung:** Diese neue Ssp. der Mangroveralle kommt offenbar in Mangrovegebieten entlang des Golfes von Fonseca in Honduras, El Salvador und Nicaragua vor. Das bekannte Verbreitungsgebiet der Art war bisher auf die Küsten N- & O-Südamerikas beschränkt, mit wenigen neueren Nachweisen aus Costa Rica seit Ende der 1990er Jahre. Das neue disjunkte Vorkommen von *R. l. berryorum* am Golf von Fonseca erweitert das Areal der Art um etwa 1500 km nach NW. *R. l. berryorum* ist relativ häufig in niedrigen, strauchartigen Mangrovebeständen, auch in der Nähe von Teichen, die zur Salzgewinnung oder Garnelenzucht verwendet werden. Bis zu 33 Individuen wurden auf etwa 500 m Transektlänge gezählt. Das deutet auf eine gewisse Toleranz gegenüber anthropogenen Aktivitäten, solange Mangrovebestände erhalten bleiben.

**Taxonomie:** Die Mangroveralle *Rallus longirostris* Boddaert, 1783 gehört zu einem Komplex von neuweltlichen Rallen, dessen Taxonomie erst kürzlich weitgehend aufgeklärt werden konnte (Maley & Brumfield 2013). Bisher wurden sechs (Dickinson & Remsen 2013; Maley & Brumfield 2013) oder sieben (del Hoyo & Collar 2014) Unterarten getrennt, die auf Mangroven an den Küsten des nördlichen und östlichen Südamerikas beschränkt sind. Es sind relativ kleine, starkschnäbelige Arten mit matt bräunlich-grauer Brustfärbung.

Im Jahre 2010 wurden erstmals Rallen der Gattung *Rallus* Linnaeus, 1758 am Golf von Fonseca beobachtet,

die zunächst für Klapperrallen *R. crepitans* J. F. Gmelin, 1789 gehalten wurden. Fotos und Stimmaufnahmen deuteten jedoch auf Mangroverallen, so dass 2013 damit begonnen wurde, deren Taxonomie und ihren Bestand zu erforschen. Die Rallen erwiesen sich als relativ häufig, Nester und Jungvögel wurden gefunden. Wenige gesammelte Vögel dienten morphologischen und genetischen Vergleichen. Honduranische Vögel sind deutlich größer und schwerer als die südamerikanischen Ssp. der Mangroveralle. In der Gefiederfärbung ähneln sie *G. l. phelpsi* Wetmore, 1941 aus NO-Kolumbien und NW-Venezuela; die untere Brust ist jedoch heller rotbraun, ein undeutliches graues Band zieht sich über die obere Brust, die Wangen sind grau anstatt braun und die Säume der Rückenfedern hellgrau, nicht braun. Die Lautäußerungen der honduranischen Vögel stimmen gut mit solchen aus Peru überein, was sie von ähnlichen Arten unterscheidet. Insbesondere fehlt ihnen das typische Grunzen anderer *Rallus*-Arten. Genetisch bilden sie mit venezolanischen und peruanischen Mangroverallen eine Gruppe, die sich von Klapper- und Königsrallen *R. elegans* Audubon, 1834 deutlich abgrenzt. Morphologische, bioakustische und genetische Unterschiede machen deutlich, dass es sich bei den Rallen vom Golf von Fonseca um eine bisher unbekannt, klar unterscheidbare Unterart der Mangroveralle handelt, die von Maley et al. (2016) als *Rallus longirostris berryorum* beschrieben wurde.

**Benennung:** Zu Ehren von Robert und Carol Berry, die sich um den Vogelschutz, vor allem in Mittelamerika, verdient gemacht haben. Als engl. Name gilt Fonseca Mangrove Rail als Hinweis auf das bisher bekannte Verbreitungsgebiet dieser Unterart um den Golf von Fonseca; Genitiv Plural des latinisierten Namens Berry.

#### Psittaculidae, Altweltpapageien

*Barnardius zonarius parkeri* Forshaw & Joseph, 2016  
Emu 116: 443; 1 Karte, 2 Tab.; 1 Karte und 3 Abbildungen in elektronisch verfügbarem Supplement

**Locus typicus:** 15 km nordöstlich des Cullyamurra Waterhole, nordöstlich von Innamincka, South Australia.

**Material:** Ad. ♂, gesammelt im Sept. 1982, im SAMA Adelaide ist der HT; jeweils ein ad. ♂ in SAMA und ANWC Canberra, sowie ein ad. ♀ in ANWC sind als PT ausgewiesen. Weitere acht Bälge in australischen und britischen Museen wurden als zur neuen Ssp. gehörig identifiziert, besitzen jedoch keinen Typenstatus.

**Verbreitung:** Diese neue Unterart des Ringsittichs *Barnardius zonarius* (Shaw, 1805) ist auf ein Gebiet im äußersten NO Südaustraliens und im angrenzenden Bereich von SW-Queensland beschränkt. Dieses Gebiet umfasst das Entwässerungssystem des Upper Cooper River, der in den Lake Eyre mündet. Dort ist diese Population auf Savannen mit Rotem Eukalyptus angewiesen, der im mittleren und unteren Teil des Flusses nicht vorkommt; die neue Ssp. ist offenbar geografisch und ökologisch isoliert. Über ihre Häufigkeit und potenzielle

Gefährdung werden keine Angaben gemacht, doch scheinen das eng umgrenzte Verbreitungsgebiet und die späte wissenschaftliche Entdeckung auf eine relativ kleine Population hinzudeuten.

**Taxonomie:** Über den taxonomische Status der nach Gefiederfärbung und Größe recht unterschiedlichen Populationen der australischen *Barnardius*-Sittiche ist lange kontrovers diskutiert worden. Sowohl die dunkelköpfigen Formen *zonarius* (Shaw, 1805) und *semitorquatus* (Quoy & Gaimard, 1830) als auch die grünpfingrigen Taxa *barnardi* (Vigors & Hordfield, 1827) und *macgillivrayi* (North, 1900) wurden lange jeweils als eigenständige Arten betrachtet (Juniper & Parr 1998; Forshaw 2006). Joseph & Wilke (2006) wiesen nach, dass phänotypische und genetische Merkmale dieser Sittiche nicht korrelieren: *macgillivrayi* steht den dunkelköpfigen Formen genetisch näher als der anderen grünpfingrigen Form *barnardi*. Die meisten neueren Checklists fassen alle Taxa als Unterarten des Ringsittichs zusammen (Schodde & Mason 1997; Dickinson & Reams 2013; del Hoyo & Collar 2014).

Die Grey Range Divide im zentralen O-Australien isoliert auf seiner Westseite eine Anzahl auffällig blass gefärbter Populationen unterschiedlicher Vogelarten, darunter die Ssp. *Psephotus haematonotus caeruleus* Condon, 1941 des Singsittichs und *Northiella haematogaster pallescens* (Salvadori, 1891) des Blutbauchsittichs. Beobachtungen und einige Museumsexemplare von *Barnardius zonarius barnardi* aus diesem Gebiet deuteten auf eine Population ebenfalls besonders heller Ringsittiche hin. Gezielte Suche nach solchen Vögeln in verschiedenen Museen erbrachte zwölf Bälge aus dem oben beschriebenen Gebiet. Sie unterscheiden sich in der Färbung von typischen *barnardi* durch eine deutlich hellere Färbung; insbesondere Kopf und Oberseite sind mehr gelblich-grün; Schultern und Unterflügeldecken himmelblau (kobaltblau bei *barnardi*). Keine Unterschiede bestehen in den Körpermaßen. Die deutlichen Färbungsunterschiede deuten auf fehlenden oder sehr geringen genetischen Austausch mit anderen Populationen und auf eine eigenständige evolutionäre Geschichte (Forshaw & Joseph 2016). Folglich wurde die Ringsittich-Population des Upper Cooper River als neue Ssp. *Barnardius zonarius parkeri* beschrieben.

**Benennung:** Nach dem ehemaligen Kurator für Vögel am SAMA Adelaide, Shane A. Parker (1943-1992), der die subspezifische Differenzierung dieser Population bereits erkannt hatte, eine formale Beschreibung aber nicht mehr veröffentlichen konnte.

#### Maluridae, Staffelschwänze

##### *Amytornis modestus cowarie* Black, 2016

Bull. Brit. Ornithol. Club 136: 64; 7 Abb., Karten, Fotos, Diagramme, 1 Tab.

**Locus typicus:** near Karakaranthina Creek, etwa 12 km östl. Cowarie, NO-South Australia (S 27° 42,0' O 138° 25,85'), Australien.

**Material:** HT ist ein ad. ♂ im SAMA Adelaide, gesammelt am 24.9.2008; PT ist ein ad. ♀ ebenfalls im SAMA, gesammelt near Birdsville Track, Cowarie Station, etwa 25 km nördlich von Mungeranie am 29.10.2009. Zwei weitere ♂ ohne Typus-Status wurden untersucht, genetische Daten in einer früheren Arbeit ausgewertet (Austin et al. 2013). **Verbreitung:** Diese neue Ssp. des Dickschnabel-Grasschläpfers *Amytornis modestus* (North, 1902) ist nur in einem kleinen Gebiet steinigen Weidelandes im S der Sturt-Steinwüste von NO-Südaustralien anzutreffen. Das Gebiet wird im W, S und O durch die Sanddünen der Simpson-, Tirari- und Strzelecki-Wüsten, im N durch das Flusstal des Warburton River begrenzt. Es umfasst etwa 1.500 km<sup>2</sup>, wovon aber nur 4%, also ca. 60 km<sup>2</sup>, tatsächlich den ökologischen Ansprüchen der neuen Ssp. genügen: Salzbusch-Strauchland, insbesondere Bestände von *Atriplex nummularia nummularia*, *A. n. omissa* und *Mairenan aphylla*. Die Populationsdichte wird auf etwa vier Vögel/km<sup>2</sup> geschätzt, was weniger als 1.000 Brutvögel ergibt. Die Ssp. ist als gefährdet (Vulnerable) zu betrachten.

**Taxonomie:** Andrew Black hat sich in den letzten Jahren intensiv mit den für australische Trockengebiete und Wüsten endemischen Grasschläpfern *Amytornis* Stejneger, 1885 beschäftigt, über die wegen ihrer versteckten Lebensweise und spezifischen Habitatsprüche wenig bekannt war. Vom Dickschnabel-Grasschläpfer hatte er bereits 2011 zwei neue Ssp. beschrieben (Martens & Bahr 2013). Diese Art ist bzw. war (zwei der sieben Ssp. sind wahrscheinlich bereits ausgestorben!) überwiegend auf Gänsefuß-Buschland angewiesen. Relativ geringe aber statistisch signifikante Unterschiede in Morphologie, Gefiederfärbung und mtDNA erlauben die Untergliederung in sieben Unterarten, von denen eine bisher unbenannt war. Diese neue Form aus dem NO Südaustraliens ist die am hellsten gefärbte und unterseits am wenigsten gestreifte Ssp. Sie bildet gemeinsam mit drei weiteren Ssp. eine phylogenetisch gut abgegrenzte Gruppe innerhalb der Art. Innerhalb ihrer Subspezies-Gruppe unterscheidet sie sich von *A. m. obscurior* (Mathews, 1923) und *A. m. curnamona* Black, 2011 durch den kürzeren Schwanz, von *A. m. raglessi* Black, 2011 durch kürzeren Schnabel und geringere Flügellänge, sowie durch fahlere Gefieder und weniger gestreifte Unterseite.

**Benennung:** Nach der Farm Cowarie Station, auf der fast die gesamte bekannte Population dieser neuen Ssp. lebt. Der Name leitet sich von Kowari *Dasyuroides byrnei* ab, einem kleinen Beutelraubtier Mittel-Australiens; dieser wiederum bezieht sich auf den Stamm der Dieri, die von Missionaren im 19. Jahrhundert als Kau-ri bzw. Cowirrie bezeichnet wurden.

#### Acrocephalidae, Rohrsänger

##### *Acrocephalus scirpaceus ammon* Hering, Winkler & Steinheimer, 2016

Bull. Brit. Ornithol. Club 136: 105; Fotos von Vögeln im Biotop und in der Hand, großräumig vom Biotop, Sonagramme, Tabellen.

**Abb. 4:** *Acrocephalus scirpaceus ammon* Hering, Winkler & Steinheimer, 2016; links singend auf Dattelpalmblatt, rechts im Vergleich zum größeren und spitzflügerigen *A. scirpaceus scirpaceus*, einem Durchzügler. Oase Siwa, Ägypten. – *Acrocephalus scirpaceus ammon* male singing on date palm leaf, note pointed wing projection in *A. s. scirpaceus* compared to the smaller *A. s. ammon*, the former is a passage migrant in Siwa.  
Fotos: Jens Hering



**Locus typicus:** Oase Siwa, Ägypten (N 29° 13,278' O 25° 25,722')

**Material:** Neben dem HT, gesammelt am 12.5.2014, liegt ein PT vor, ad. ♀ mit Ei im Ovidukt mit denselben Daten, beide deponiert in SNSD Dresden. Verglichen wurde die neue Sp. mit allen in N-Afrika vorkommenden kleinen Rohrsängern: Das sind *A. s. avicenniae* Ash et al., 1989 (ein Mangrovenbrüter der Küsten von Ägypten, Sudan und Somalia), *A. s. fuscus* Hemprich & Ehrenberg, 1833 (Brutvogel in Ägypten und weiter östlich, zugleich Durchzügler im Gebiet), Teichrohrsänger *A. s. scirpaceus* (Hermann, 1804) (häufiger Durchzügler in Nordafrika), *A. baeticatus cinnamomeus* Reichenow, 1908) (Brutvogel lokal in Libyen, im westlichen Sudan und in Südsudan) und der Sumpfrohrsänger *A. palustris* (Bechstein, 1798) (Durchzugsgast im fraglichen Gebiet).  
**Verbreitung:** *A. s. ammon* ist nach bisheriger Kenntnis auf wenige Oasen der Großen Libyschen Wüste beschränkt; in Nordost-Libyen lebt er in der Oase Al Jaghbub und in Nordwest-Ägyptens auf die Oasen Quattara, Siwa und Sitra. Diese Oasen liegen sämtlich unter dem Meeresspiegel (zwischen -5 m [Al Jaghbub] und -56 m [Qara]), folglich sind die dortigen Brutvögel extremen Temperaturen ausgesetzt, bis zu 42 °C wurden in Nestnähe gemessen. Die Biotop sind Olivengärten, Dattelpalmenhaine, niedriges Gebüsch, Schilf, auch die oberen Strata der Dattelpalmen, eine Ausnahme unter paläarktischen Teichrohrsänger-Verwandten, die immer vertikale Strukturen vorziehen, vor allem Schilf. Die Siedlungsdichte ist streckenweise hoch, bis zu 107 Reviere/10 ha in Siwa, hochgerechnet auf das Zentrum von Siwa sind das über 13.000 Reviere. Der Reviergesang gliedert sich in das Spektrum der Teichrohrsängerstimmen ein und scheint – zumindest nach heutigen Erfassungsmethoden – nur wenig zu variieren. Hier sind Erhebungen mit ausgefeilter Statistik erwünscht.

**Taxonomie:** Die Gliederung der kleinen Rohrsänger Eurasiens und Afrikas ist trotz der Arbeiten von Hering et al. (2017) und Olsson et al. (2016) nicht endgültig geklärt, nicht einmal über die Zahl der Arten herrscht einhellige Meinung. Die aktuellen Listen (Dickinson & Christidis 2014; del Hoyo & Collar 2016) erkennen nur eine Art an, wohl basierend auf Olsson et al. (2016), die aufgrund molekulargenetischer Analyse acht monophyletische Kladen identifizierten, z. T. mehrere valide Ssp.

umfassend. Generell befinden sich diese Rohrsänger in einem evolutiven Niveau zwischen Unterart und Art, und ihre taxonomische Klassifizierung gibt subjektivem Ermessen Raum (vgl. auch Arbabi et al. 2014a, b). Über Verhalten in Kontaktzonen ist bisher nichts bekannt, somit auch nicht über Isolationsmechanismen zwischen den genetisch definierten Populationen. Auch die ökologisch deutlich abweichenden Mangrovenbrüter (*A. s. avicenniae*) bilden eine genetisch abgesetzte Gruppe. Generell sind die Differenzierungen innerhalb des mitochondrialen Genoms (*cytb*, Kontrollregion) innerhalb der „Teichrohrsänger“ wenig ausgeprägt und liegen allenfalls bei 2 %, bei *ammon* sogar nur bei 0,3 bis 1,5 % zu den geografisch benachbarten Formen *scirpaceus*, *avicenniae* und *fuscus*. Der neu beschriebene Siwarohrsänger *A. s. ammon* Hering et al., 2016 weicht morphologisch deutlich ab, da er extrem klein und kurz- und somit rundflügelig ist (Abb. 4), in Oliven- und Dattelpalmhainen brütet, also abweichend zu anderen Teichrohrsängern nicht primär im Schilf und zudem extremen Temperaturen zur Brutzeit ausgesetzt ist. Die einzelnen Oaseninseln innerhalb der großflächigen Wüsten der Umgebung sind heute voneinander isoliert. Während der Würmeiszeit bestand ein klimatisches Optimum, in der die Oasendepressionen über ein Vegetationskontinuum verbunden waren und die einzelnen Populationen in Austausch stehen konnten. Heute sind sie offenbar getrennt und wahrscheinlich extreme Standvögel. Die intensiven Arbeiten von J. Hering und seinen Mitstreitern in Nordafrika haben zu vielen wichtigen Neuentdeckungen geführt (z.B. Hering 2017; Hering et al. 2013, 2017); auch der Feldführer der Vögel Libyens ist hier zu nennen (Isenmann et al. 2016).

**Benennung:** Sie bezieht sich auf den altägyptischen Sonnengott Ammon-Re, der in der Oase Siwa und seiner Umgebung verehrt wurde. Die Ruinen des Sonnentempels liegen im Hauptverbreitungsgebiet des Siwarohrsängers. Substantiv in Apposition; als engl. Name gilt Siwa Reed Warbler, dt. Siwarohrsänger.

Nachtrag zu Martens & Bahr (2017)

Leiotrichidae, Häherlinge

*Alcippe cinereiceps hkakaboraziensis* Renner, Rappole, Milensky, Aung, Shwe & Aung, 2015.

Bonn zool. Bull. Suppl. 62: 41; Tabelle des Belegmate-

rials auch nahverwandter Formen mit Maßangaben, ohne Abbildungen und statistische Angaben zu den Messwerten.

**Locus typicus:** Tahaundam, Myanmar (etwa N 28° 10,2' O 97° 40,8'); im nördlichen Teil des Kachin State im Bereich des Berges Hkakabo Razi.

**Material:** HT ♂ gesammelt am 24.2.2001, deponiert in Myanmar Natural History Collection, Hlawka Park, Yangon, zwei weitere Exemplare liegen ebenfalls in Yangon, zwei zusätzliche Individuen sind in der CAS San Francisco deponiert, davon gilt eines als PT. Sie stammen allerdings aus dem chinesischen Yunnan nahe der Grenze zu Myanmar ( Gaoligongshan, „5 km from Pianma...“). Es fehlen zu den weiteren Belegen Sammeldaten, Angaben zur Höhe des Fundortes, teilweise Geschlechtsangaben. 56 Vergleichsexemplare verschiedener Taxa und Sammlungen wurden herangezogen.

**Verbreitung:** Pauschal werden die Himalaya-Hänge in North Kachin State angegeben, also der nördlichste Zipfel von Myanmar. Der Fundort des HT liegt etwa 20 km SW des Berges Hkakabo Razi; vermutlich stammen auch die übrigen Myanmar-Belege von dort.

**Taxonomie:** Die Autoren geben in der Diagnose an, dass die neue Form intermediär zwischen den Taxa *vinipectus* Hodgson, 1837 und *ludlowi* Kinnear, 1935 steht; zuvor wird darauf hingewiesen, dass das neue Material am ähnlichsten der ssp. *manipurensis* Ogilvie-Grant, 1906 (als Ssp. von *A. cinereiceps* [J. Verreaux, 1871]) ist, aber das Abdomen nicht so stark zimtfarben sei. Als Merkmale gelten: oberseits wenig dunkler (als welche Form?), dunkler zimtfarben am Bauch, somit sei klare Unterscheidung als Angehöriger eines morphologischen Klins oder einer eigenständigen Art (!) gegeben. Das schlagen Renner et al. (2015) indes nicht explizit vor und plädieren auf Ssp.-Status *Alcippe cinereiceps hkakaboraziensis* Renner et al., 2015. Unsicherheiten in der Einschätzung werden benannt, sie bemerken aber: „most likely a new intermediate form“, gemeint ist zwischen *ludlowi* und *vinipectus*; die Ssp. *manipurensis* wird nicht weiter diskutiert, obwohl sie offenbar anstelle von *vinipectus* gemeint ist.

Hier ist anzumerken, dass *A. ludlowi* und *A. vinipectus*, die Renner et al. (2015) zur Einschätzung der neuen Ssp. vergleichen, sehr verschiedene Vögel sind, vor allem der breite weiße Augenstreif von *vinipectus* fehlt allen Formen der *cinereiceps*- und *ludlowi*-Gruppe. Offenbar liegt ein Übertragungs- und/oder Schreibfehler vor; einer verständlichen Diskussion und korrekten Einschätzung ist das nicht zuträglich.

**Benennung:** Sie folgt dem Berg Hkakabo Razi, in dessen Nähe die Belege gesammelt wurden.

Nachtrag zu Martens & Bahr (2017)

#### Pellorneidae, Klein-Lachdrosseln

*Malacocincla abbotti kachinensis* Renner, Rappole,

Milensky, Aung, Shwe & Aung, 2015

Bonn zool. Bull. Suppl. 62: 36; keine Abbildungen, keine Maße.

**Locus typicus:** Als HT gilt „Specimen 2004-105“, Herkunft unklar, gesammelt vermutlich im Gebiet des Bergmassivs Hkakabo Razi, nach der Einführung des Namens ohne Ortsangabe, ohne Sammeldaten, Sammler, Maße und Geschlechtsangabe; deponiert in Myanmar Natural History Collection, Hlawka Park, Yangon. Auf S. 69 werden Angaben zu *M. abbotti* Blyth, 1845 gemacht, die sich vermutlich auf dieses Ex. beziehen: Sammeldatum 9.4.2004, beim Dorf Naung Mung, ♂.

**Material:** Außer dem HT wird kein Material benannt, obwohl von „specimens“ gesprochen wird.

**Verbreitung:** Unbekannt.

**Taxonomie:** Als Differentialdiagnose wird angegeben: Ssp. „*kachinensis* has brighter colored tail, than nominate subspecies, otherwise rather nondescript rufous brown bird with light gray (‘dirty white’); ocular stripe dark grayish“. Ferner wird vermerkt (nicht im Text der Diagnose), dass diese Ssp. zimtfarbene Spitzen der Hand- und Armschwingen hat, ein Merkmal, das (welchen der acht derzeit anerkannten Ssp.?) *M. abbotti* fehlt. Der Hinweis auf King & Dickinson (1975), die dieses Merkmal angeblich abbilden, trifft nicht zu: Die Fig. 719 (plate 46) zeigt lediglich einen feinen hellen Saum an den Spitzen der Handschwingen.

Die Beschreibung dieser Ssp. entspricht den Basisanforderungen der Nomenklaturregeln, doch sind die Angaben nach heutigen Anforderungen ungenügend: Nur ein Exemplar verfügbar, ohne genaue Herkunftsangabe und ohne Sammeldaten nach der Namenseinführung, kein Hinweis auf Maße. Auch wird nicht angegeben, mit welchem Material aus welchen Gebieten (in NMNH Washington) der HT verglichen wurde, zumal dieser nicht außer Landes gebracht werden durfte. So machen die Autoren diese Form lediglich als „possible new subspecies“ bekannt. Sie belasten damit eher die Literatur, als dass neue Erkenntnisse gewonnen und vorgelegt werden.

**Benennung:** Keine Angabe; offenbar nach dem Herkunftsgebiet, dem Kachin State in Nord-Myanmar.

#### Nectariniidae, Nektarvögel

*Cinnyris whytei skye* Bowie, Fjeldså, Kiure & Kristensen, 2016

Zootaxa 4175: 38, Verbreitungskarte, Diagramme, Tabellen, molekulargenetischer Baum, Haplotypennetzwerk, Farb- und S/W-Zeichnungen, Biotopfoto.

**Locus typicus:** Eastern Arc Mountains, Mafwemiro Forest, Rubeho Highlands, Mpwapwa District, Tanzania.

**Material:** HT ist ein ad. ♂, deponiert in ZMUC Kopenhagen, gesammelt am 30.11.2002 von J. B. Kristensen. PT ist ein ad. ♀; Fundort wie der HT vom 29.11.2002. Ohne Typenstatus sind vier ♂ und fünf ♀ von Rubeho Highlands bei Chugu Hill, SW-Rand des Mafwemiro Forest und Ukwiva Forest, alle ebenfalls in ZMUC. Umfangreiches Vergleichsmaterial afrikanischer *Cinnyris*-Arten wurde in die morphologische und genetische Analyse einbezogen.

**Verbreitung:** Nachweise sind nur in einem winzigen Gebiet des Rubeho und Udzungwa Hochlands in Tansania bekannt. Die neue Ssp. lebt dort oberhalb von 1.700 m in Gebüschvegetation im Übergang von Wald zu Grasland. Der Bestand ist durch menschliche Siedlungsaktivität und Landwirtschaft gefährdet.

**Taxonomie:** Der östliche Gebirgsbogen von Tansania stellt ein Gebiet außerordentlichen Arten- und Endemitenreichtums dar (Lovett & Wasser 1993; Burgess et al. 2007; Fjeldsà & Bowie 2008) und bedarf großer Aufmerksamkeit des Artenschutzes (Mittermeier et al. 2005). Viele der 13 Gebirgsstöcke, die „sky islands“ Ostafrikas, sind alt, und ihre Auffaltung reicht bis ins späte Miozän zurück – daher auch die alten Reliktformen dieses Gebietes. Die Berge sind bewaldet und liegen inmitten ausgedehnter Savannenebenen. Bei uns bekannt sind zumindest die Usambaraberge, nach denen das Usambaraveilchen *Saintpaulia ionantha* benannt ist. Diese Gebirgskette und ihre Nachbargebiete besiedelt die Gruppe der Doppelhalsband-Nektarvögel. Sie bilden einen Artenschwarm von bis zu 18 Spezies gebündelt zu drei Superspezies, die Artenzahl differierend nach Ansicht der Autoren. Die neu beschriebene Form hat mit weniger als 1 % unkorrigierte Sequenzunterschiede (nach mehreren mitochondrialen und Kerngenen) enge Beziehungen zu *C. whytei* Benson, 1948. Diese Form wird in dieser Arbeit (nach genetischen Befunden) als eigenständige Art aufgefasst und vom geografisch weit disjunkten *C. ludovicensis* (Bocage, 1868) vom Nyika Plateau in Malawi, zu der er gestellt wurde, separiert. Die Unterschiede zwischen den beiden *whitei*-Formen werden in der Gefiederfärbung deutlich (Abb. 5): *skye* weist ein breiteres blaues Brustband auf als die Nominatform, und schmale blaue Federspitzen im scharlachfarbenen Brustband verursachen schup-

piges Muster; die Unterseite ist dunkler grau. Die eng lokalisierte Ssp. wird als *Cinnyris whytei skye* Bowie, Fjeldsà, Kiure & Kristensen, 2016 bezeichnet.

**Benennung:** Sie verweist auf die Verdienste der Skye Foundation, einer südafrikanischen Einrichtung, für die Ausbildung afrikanischer Studenten. Substantiv in Apposition.

#### 4. Aufspaltungen bekannter Arten

##### Columbidae, Tauben

##### *Turacoena manadensis*, Weißgesichttaube

Die Manado- oder Weißgesichttaube *Turacoena manadensis* (Quoy & Gaimard, 1830) ist ein wenig bekannter Endemit der SO-asiatischen Wallacea-Faunenregion mit kleinem Verbreitungsgebiet auf Sulawesi mit den Randinseln der Togian-, Banggai- und Sula-Inselgruppen. Der Population der Sula-Inseln war auf Grund geringerer Größe und Gefiederunterschieden als *T. manadensis sulaensis* Forbes & Robinson, 1900 Ssp.-Status zugeschrieben worden. Spätere Autoren haben das nicht verfolgt, und heute gilt diese Taube im gesamten Areal als monotypisch. Die Revierrufe der Manadotaube sind innerhalb des kleinen Verbreitungsgebietes nicht einheitlich, sondern variieren geografisch definiert erheblich in der Länge der Strophe (kurz in Sulawesi und Togian; viel länger in Peleng und Taliabu) und in der Form der Elemente innerhalb der Strophe. Somit stehen Vögel von Peleng und Taliabu im Osten solchen von Sulawesi, Buton und Togian im Westen akustisch markant verschieden gegenüber.

Dieses Muster der Unterschiede stimmt mit der flächenmäßig zusammenhängenderen Verteilung der Landmassen während der pleistozänen Meeresspiegelschwankungen überein; die akustischen Differenzen seien durch geografische Isolation entstanden. Diese Unterschiede haben große Bedeutung, da die Taubenrufe angeboren sind und wichtige Indikatoren für Artunterschiede darstellen. Ng & Rheindt (2016) argumentieren, dass beide Populationen heute den Rang getrennter biologischer Arten bekleiden und schlagen vor, die östliche Population als *Turacoena sulaensis* in Artstatus zu erheben. Das hat auch einen gravierenden Artenschutzaspekt: Die Populationen beider Arten sind



Abb. 5: *Cinnyris whitei*, links: *Cinnyris whitei whitei*, Mitte und rechts: *Cinnyris whitei skye* Bowie, Fjeldsà, Kiure & Kristensen, 2016, ♂; rechts: ♀. – *Cinnyris whitei*, left: *Cinnyris whitei whitei*, centre and right: *Cinnyris whitei skye* Bowie, Fjeldsà, Kiure & Kristensen, 2016, ♂; right: ♀.

Wasserfarben von Jon Fjeldsà  
– watercolours by Jon Fjeldsà

nun nochmals kleiner und durch ungezügelte Waldvernichtung auf diesen Inseln stark gefährdet.

Genetische Untersuchungen stehen bisher aus, ebenso Rückspielversuche im Freiland.

#### Pycnonotidae

##### *Pycnonotus blanfordi*, Strichelwangenbühlbül

Dieser Bülbül ist in Myanmar und auf der Malayischen Halbinsel weit verbreitet, vor allem in trockenen Tieflandgebieten. Zwei Ssp. werden anerkannt (*P. b. blanfordi* Jordan, 1862 und *P. b. conradi* [Finsch, 1873]), die nach Gefiedermerkmalen nur wenig differenziert sind, auch akustische Unterschiede konnten nicht festgestellt werden. Es zeigte sich, dass die nördliche und die südliche Ssp. genetisch markant verschieden sind; die Differenz im mitochondrialen COI beträgt 8 %. Eine genomweite Analyse erbrachte ebenfalls erhebliche Unterschiede zwischen beiden geografischen Vertretern (Garg et al. 2016). Ein auffälliger äußerer Unterschied sind die Augenfarben: der nördliche *blanfordi* hat rote Augen, der südliche *conradi* weißlich-graue. Ein gravierender Unterschied, meinen die Autoren, denn im Paarungsverhalten und beim Paarzusammenhalt kann die Augenfarbe eine große Rolle spielen (Fishpool & Tobias 2005). Die beiden nahe verwandten Bülbüls *Pycnonotus simplex* Lesson, 1839 und *P. brunneus* Blyth, 1845 aus dem Sundaarchipel können nur anhand der Augenfarbe adulter Vögel unterschieden werden, was nochmals die Bedeutung dieses Merkmals hervorhebt (Fishpool and Tobias, 2005; Robson, 2008). Garg et al. (2016) halten es für wahrscheinlich, dass auch im Falle der Strichelwangenbühlbüls die Augenfarbe eine wichtige biologische Trennfunktion bei der Paarbildung hat, sollten überhaupt Kontaktzonen bestehen (die bisher nicht gesucht wurden). So plädieren die Autoren auf der Basis hoher genetischer Unterschiede und der Augenfarbe für Artstatus von *Pycnonotus blanfordi* (jetzt monotypisch) und für *Pycnonotus conradi*. Del Hoyo & Collar (2016) legen auch in diesem Fall der Artentrennung lediglich Wert auf hohe morphologische Unterschiede und bleiben bei nur einer Art.

#### Turdidae, Drosseln

##### *Zoothera mollissima*, Felserddrossel

Die Walderddrossel *Z. mollissima* aus dem Himalaya und aus SW-China erwies sich als taxonomisch deutlich komplizierter, als die drei von Dickinson & Christidis (2014) anerkannten Ssp. vermuten lassen. Der chinesische Vertreter von *Z. mollissima*, die Ssp. *griseiceps* (Delacour, 1930), erwies sich als morphologisch (was lange bekannt war), stimmlich und auch genetisch als eigenständig und wurde von Alström et al. (2016) als Sichuanerddrossel *Zoothera griseiceps* (Delacour, 1930) in Artrang erhoben. Der hohe genetische Abstand von *griseiceps* zu *salimalii* von 7,3 bis 7,6 % und zu *mollissima* von 7,3 bis 7,9 % ist auffällig (vgl. oben, *Z. salimalii* Alström et al. 2016).

Die Brutverbreitung der Sichuanerddrossel ist winzig und anscheinend auf Zentral-Sichuan in SW-China beschränkt. Es existiert nur ein Exemplar vom Jiuding Shan, von dem die Morphologie, der Gesang und die DNA-Ausstattung zugleich bekannt sind, sonst nur viele Feldbeobachtungen. Zwei Bälge vom Klosterberg Omei Shan wurden außerhalb der Brutsaison im November gesammelt, deponiert in USNM Washington. Alle sonstigen Belege stammen aus N-Vietnam außerhalb der Brutzeit.

Gegenüber *Z. mollissima* ist *Z. griseiceps* ausgezeichnet durch größeren Schnabel, graueren Vorderkopf bis Nacken, deutlich abgesetzt vom wärmeren Rücken. Der Gesang erscheint reicher, langsamer und musikalischer gegenüber jenem von *Z. mollissima* und weist merklich niedrigere Grundfrequenz aus.

#### Muscicapidae, Fliegenschnäpper

##### *Muscicapa striata*, Grauschnäpper

Der Grauschnäpper besiedelt ein großes W-paläarktisches Areal von N-Afrika, über ganz Europa bis nach Zentralasien und in die Mongolei, zudem die großen Mittelmeerinseln von den Balearen bis Zypern. Dickinson & Chistidis (2014) erkennen sieben Ssp. an, darunter *balearica* von Jordans, 1913 (Balearen) und *tyrrhenica* Schiebel, 1910 (Korsika, Sardinien, W-Küste Italiens). Molekulargenetische Analyse über mitochondriale und Kerngene des Grauschnäppers mit Schwerpunkt auf den westlichen Inseln der Balearen, Sardinien und Korsika ergab, dass sich deren Populationen vor etwa einer Million Jahre von den Festlandpopulationen getrennt haben; der mitochondrial-genetische Abstand liegt bei etwa 3,5 %. Allele des Kerngenoms teilen sich Insel- und Festlandpopulationen nur zum Teil, was die Eigenständigkeit der Inselpopulationen zusätzlich unterstreicht. Überdies sind die Populationen der Balearen (*balearica*) und die korsio-sardische (*tyrrhenica*) zusätzlich durch Fehlen gemeinsamer mitochondrialer Haplotypen getrennt. Somit hatten diese Inselpopulationen seit geraumer Zeit über die mütterliche Linie keinen genetischen Austausch mehr. Pons et al. (2016) schlagen vor, die Populationen von den Balearen, von Korsika und Sardinien als eigenständige Art (*M. tyrrhenica* Schiebel, 1910) von den Festlandvögeln abzutrennen und ihr zwei Ssp. zuzuordnen, *M. t. tyrrhenica* und *M. t. balearica*. Pons et al. (2016) weisen darauf hin, dass auch Teile der italienischen W-Küste von *M. tyrrhenica* besiedelt sein könnten. Es bleibt zu untersuchen, ob und welche Form von Isolationsmechanismen zwischen den vermuteten Arten bestehen. Die Autoren rücken die Bedeutung der westlichen Mittelmeerinseln als eiszeitliche Refugialgebiete ins Blickfeld. Grauschnäpper sind Fernwanderer, und unterschiedliche Populationen treffen sich zur Zugzeit auf den Inseln, ohne sich zu vermischen. Auf die erheblichen morphologischen Unterschiede beider Populationen verwiesen Viganò & Corso (2015).

Die Grauschnäpper von Zypern wurden nicht einbezogen; auch dort kann mit deutlicher Differenzierung gerechnet werden, wie sich für die Tannenmeise (*Periparus ater* Linnaeus, 1758) erwies (Pentzold et al. 2013, Tritsch et al. 2018).

### **Cyornis, Blauvögel**

Die Gattung *Cyornis*, die „Blauvögel“ umfasst 25 Arten in der Indo-Malayischen Region (Dickinson & Christidis 2014). Die Verwandtschaftsverhältnisse der vielfach sehr ähnlichen Arten sind wenig bekannt. Eine genetische Analyse von zwölf chinesischen und vietnamesischen Arten und Unterarten nach drei mitochondrialen und fünf Kerngenen erbrachte neue Ergebnisse (Zhang et al. 2016). Tiefgreifende Unterschiede in der molekularen Struktur wurde zwischen den Ssp. von *C. banyumas* (Horsfield, 1821) und *C. rubeculoides* (Vigors, 1831) entdeckt, vor allem die Ssp. *glaucomans* von *rubeculoides* aus SW-China tritt hervor, auch mit markanten Gesangsunterschieden zur Nominatform. Zhang et al. (2016) schlagen vor, diese Form als eigenständige chinesische Spezies zu betrachten, *C. glaucomans* Thayer & Bangs, 1909. Diese Erwägung erläuterte bereits Clement in Taylor (2006).

### **Calliope calliope, Rubinkehlchen**

Rubinkehlchen haben in Sibirien und Zentralasien eine weite Verbreitung, und bisher wurden zwei ähnliche Arten mit auffällig rubinroter Kehle und Brust unterschieden: das Rubinkehlchen *C. calliope* (Pallas, 1776) in Sibirien und einem isolierten Vorkommen in Zentralchina und das Bergrubinkehlchen *C. pectoralis* Gould, 1837 in Zentralasien, entlang der Hochlagen des Himalaya und S-Tibets und in Gebirgen SW-Chinas. Die Gebirgsart *pectoralis* mit vier Ssp. erwies sich morphologisch (was lange bekannt war), genetisch und akustisch als stark differenziert, so dass Liu et al. (2016) vorschlugen, *C. pectoralis* in zwei Arten aufzuspalten: *C. pectoralis* s. str. und *C. tschebaiewi* Przevalski, 1876. Demnach ist *C. pectoralis* in den Trockengebieten Zentralasiens verbreitet (Afghanistan, Kasachstan, Pamir und Tien Shan) und entlang der Hochlagen des Himalaya bis O-Nepal, *C. tschebaiewi* entlang eines schmalen Arealbandes von S-Tibet (und dort offenbar eng benachbart zu *C. pectoralis*) östlich bis in die Hochlagen der Gebirge von Qinghai und Gansu. Die farblichen Unterschiede sind auffallend: *C. tschebaiewi* mit weißem Zügelstreifen (der *pectoralis* fehlt), *tschebaiewi* mit breiten schwarzen Brustband (schmal bei *C. pectoralis*). Auch die stimmlichen Unterschiede im Reviergesang sind vorhanden, doch weniger ausgeprägt. Die genetischen Unterschiede nach mt-Genen sind markant, woraus sich die Dreigliederung in *C. calliope*, *C. pectoralis* s. str. und *C. tschebaiewi* ergibt. *C. pectoralis* umfasst nun drei Ssp., *ballioni* (Severtzov, 1873), *confusa* (E.J.O. Hartert, 1910) und *pectoralis*. *C. tschebaiewi* ist monotypisch. Sympatrisches Vorkommen

von *C. pectoralis* und *C. tschebaiewi* ist nicht bekannt, bisher wurde nicht gezielt danach gesucht. *C. calliope* und *C. tschebaiewi* kommen bei Gonghe in der Provinz Qinghai in Kontakt, vermischen sich aber nicht, zumal sich ihre bevorzugten Habitate unterscheiden. *C. calliope* besiedelt an dieser Stelle Laub- und Mischwälder in mittleren Höhenlagen, *C. tschebaiewi* lebt in Gebüsch der Subalpin- und der Alpinstufe (Liu et al. 2016).

Diese Arbeit macht erneut deutlich, dass im paläarktischen Asien kontinuierlich verbreitete Arten keineswegs eine biologisch einheitliche Großpopulation darstellen und folglich zu einer gemeinsamen Art gerechnet werden müssen, sondern sehr wohl stark in sich gegliedert sein können.

### **Fringillidae, Finken**

#### ***Fringilla teydea*, Teydefink**

Der Teydefink ist mit zwei Ssp. auf den Kanaren verbreitet, *Fringilla teydea teydea* Webb, Berthelot & Moquin-Tandon, 1836 auf Teneriffa und *F. t. polatzeki* E. Hartert, 1905 auf Gran Canaria. Markante morphologische Unterschiede zwischen beiden sind seit langem bekannt (vgl. Eck 1975): *polatzeki* mit schwarzem Streif über dem Schnabel (bei *teydea* nahezu fehlend), Kinn und Brust dunkler schiefergrau, nicht auf Brust und Bauch (verwaschen schiefergrau, auf Brust und Bauch übergreifend), Bauch und Seitengefieder ausgedehnt grauweiß (mittleres Hellgrau, ähnlich der Oberseite, nur die mittlere Bauchseite grauweiß), Spitzen der großen Flügeldecken grauweiß, bilden eine Flügelbinde in scharfem Kontrast zu den Federmitten (Federmitteln nahezu hellgrau, kaum abgegrenzt von der schwärzlichen Federmitteln). *F. teydea* s. str. ist die generell größere Ssp. (betrifft alle morphologische relevanten Messungen bei beiden Geschlechtern).

Auch die Gesänge beider Unterarten differieren deutlich. Vier Merkmale, die vermessen wurden, überschneiden sich nicht: Das sind die tiefste Frequenz des ersten Elements in der Strophe; Frequenzänderung von Beginn zum Ende der erste Phrase der Strophe; Frequenzumfang der gesamten Strophe; ferner die Anzahl der stark ansteigenden und absteigenden oder nur stark absteigenden Elemente in der 2. Phrase der Strophe. Die Werte für die höchste Frequenz, den Frequenzumfang und die mittlere Frequenz waren bei *polatzeki* am höchsten. Rückspielversuche im Freiland erwiesen, das *polatzeki* zwischen eigenem Gesang und jenem von *teydea* s. str. unterscheiden kann; beide Populationen erwiesen sich als reziprok monophyletisch. Genetische Unterschiede nach dem KR-Gen zwischen beiden Unterarten wurden bereits von Pestano et al. (2000) beschrieben.

Die Gesamtschau der Merkmale veranlassen Sangster et al. (2016), beiden Populationen Artrang einzuräumen, *F. teydea* s. str. und *F. polatzeki* E. Hartert, 1905.

Die Ergebnisse sind insofern alarmierend, als die Population von *polatzeki* heute sehr klein ist und auf ein



Abb. 6: *Thlypopsis pyrrhocoma* Burns, Unitt & Mason, 2016; ♂. Foto: Stuart Elsom

Areal von 25 km<sup>2</sup> beschränkt ist und auch dort infolge von Biotopveränderungen nur noch lokal vorkommt, im Jahr 2008 nur noch 122 Individuen. Damit ist der Gran-Canaria-Fink Europas seltenster Singvogel und bedarf erheblicher Schutzbemühungen.

Es bleibt festzustellen, dass jede durch klare Merkmale abgegrenzte monophyletische Vogelpopulation, ganz gleich welcher taxonomischer Status ihr gegenwärtig zugewiesen wird, schützenswert ist und unbedingt erhalten werden muss. Nur gelten Unterarten in der Naturschutzpolitischen Diskussion zumeist als weniger schützenswert - sehr zu Unrecht.

## 5. Neue Namen, Ersatznamen

### Thraupidae, Tangaren

*Thlypopsis pyrrhocoma* Burns, Unitt & Mason, 2016  
Zootaxa 4088: 340; 5 Abb., 1 Tab.

**Taxonomie:** Die Kastanienkopftangare *Pyrrhocoma ruficeps* (Strickland, 1844) aus S-Brasilien, SO-Paraguay und NW-Argentinien stand bisher in der monotypischen Gattung *Pyrrhocoma* Cabanis, 1851. Eine phylogenetische Analyse der Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb der Thraupidae (Tangaren) zeigte, dass *P. ruficeps* und *Hemispingus superciliaris* (de Lafresnaye, 1840) in die Gattung *Thlypopsis* eingebettet sind und mit dieser vereinigt werden sollten (siehe oben unter *Kleinothraupis*).

Hierdurch entsteht eine Homonymie, da mit *Thlypopsis ruficeps* (d'Orbigny & de Lafresnaye, 1837) für die Goldkappentangare der Artgruppenname *ruficeps* innerhalb von *Thlypopsis* doppelt vergeben wäre. Das ist nomenklatorisch unzulässig; der ältere der beiden Namen bleibt erhalten, während für den jüngeren der nächstältere aus der Synonymie zur Anwendung kommt. Fehlt ein solcher, muss ein neuer Name eingesetzt werden. *T. ruficeps* für die Goldkappentangare bleibt somit erhalten, während der sieben Jahre jüngere Name für die Kastanienkopftangare zu ersetzen war. Da es offenbar keine Synonyme für letztere gibt, benannten Burns

et al. (2016) die Art neu als *Thlypopsis pyrrhocoma* (Abb. 6).

**Benennung:** Gr. *pyrrhos* = flammenfarbig oder rot (auf Haar bezogen) und *come* = Kopf; der Name bezieht sich auf die rotbraune Kopffärbung des ♂. Er verweist außerdem auf die frühere taxonomische Stellung. Substantiv in Apposition.

### Phylloscopidae, Laubsänger

*Phylloscopus intermedius zosterops* A. Elliott & del Hoyo in del Hoyo & Collar, 2016

HBW and BirdLife International Illustrated Checklist of the Birds of the World, 2: Passerines. Lynx Edicions, Barcelona: 21.

**Taxonomie:** Nach bisheriger Handhabung stand *Abrornis affinis* F. Moore, 1854, der Silberbrillen-Laubsänger aus China, in der weithin anerkannten Gattung *Seiurus*. Da aber del Hoyo & Collar (2016) diesen Gattungsnamen nicht mehr verwenden und alle Laubsänger in *Phylloscopus* einbeziehen, ergab sich eine Namensgleichheit mit *Motacilla Offinis* [Schreibfehler für *affinis*] Tickell, 1833, dem Himalayalaubsänger *Phylloscopus affinis* Tickell, 1833, einer validen Art. Das *Taxon affinis* stand zuletzt als Ssp. bei *Seiurus intermedius*. Die damit entstandene Namensgleichheit „*affinis*“ innerhalb der Laubsänger wird durch den neuen Namen *zosterops* vermieden. Nach del Hoyo & Collar (2016) umfasst die einzige Gattung der Familie Phylloscopidae *Phylloscopus* Boie, 1826 derzeit 78 Arten. Es bleibt hier darauf hinzuweisen, wie kurzlebig derzeit taxonomisch-systematische Gliederungsvorschläge sein können. Dickinson & Christidis (2014) hatten die Gattung *Phylloscopus* in vier Gattungen aufgetrennt und waren dabei strikt molekulargenetischen Kriterien gefolgt (Martens & Bahr 2016). Dadurch wurde vermieden, dass *Phylloscopus* unter Einbeziehung von *Seiurus* Swainson, 1837 eine paraphyletische Gruppierung bleibt. Die jetzige Großgattung *Phylloscopus* umgeht diese Schwierigkeit ebenfalls. **Benennung:** Sie bezieht sich auf Gr. *zoster* für Kreis, Gürtel und *ops* für Auge. Damit ist der markante weiße Augenring gemeint, der diesen Laubsänger auszeichnet; Substantiv in Apposition.

*Phylloscopus montis barisanus* Christie & A. Elliott in del Hoyo & Collar, 2016

HBW and BirdLife International Illustrated Checklist of the Birds of the World, 2: Passerines. Lynx Edicions, Barcelona: 21.

**Taxonomie:** Die Benennung des Gelbbauchlaubsängers *Cryptolopha montis* Sharpe, 1887 mit der Ssp. *inornata* Robinson & Kloss, 1920 aus SO-Asien bewirkt Namensgleichheit mit dem Gelbrauen-Laubsänger *Phylloscopus inornatus* (Blyth, 1842). Diese wird mit dem Ersatznamen *barisanus* Christie & Elliott, 2016 aufgehoben.

**Benennung:** Sie folgt der zentralen Gebirgskette Bukit Barisan auf Sumatra, dem Siedlungsgebiet dieser Ssp.; adjektivisch.

***Tangara episcopus prysjonesi* Collar & Kirwan in del Hoyo & Collar, 2016**

HBW and BirdLife International Illustrated Checklist of the Birds of the World. Volume 2: Passerines. Lynx Edicions, Barcelona: 21.

**Taxonomie:** Die Revision der Tangaren (Thraupidae) basierend auf neueren phylogenetischen Studien führte zu zahlreichen Verschiebungen von Arten in andere Gattungen. Während Burns et al. (2016) Aufspaltung von *Tangara* vornahm, entschieden sich del Hoyo & Collar (2016) für eine andere Taxonomie: Sie synonymisierten *Thraupis* mit *Tangara*, was zu einigen Homonymen führte. So ist der Name für die Ssp. der Bischofstangare von der Insel Tobago, *Thraupis episcopus berlepschi* (Dalmas, 1900) in *Tangara* durch den älteren Namen *Tangara nigroviridis berlepschi* (Taczanowski, 1884) präokkupiert; ein Synonym für die Unterart der Bischofstangare ist nicht verfügbar. Collar & Kirwan (2016) ersetzten ihn durch den neuen Artgruppennamen *Tangara episcopus prysjonesi*.

**Benennung:** Zu Ehren von Robert Prÿs-Jones, kürzlich in den Ruhestand getretener Leiter der ornithologischen Abteilung des Natural History Museums in Tring, für seine Verdienste um die Museums-Ornithologie in den letzten 30 Jahren und seine großzügige Unterstützung für Forscher, die das Museum besuchten.

***Tangara episcopus johntoddzimmeri* A. Elliott in del Hoyo & Collar, 2016**

HBW and BirdLife International Illustrated Checklist of the Birds of the World. Volume 2: Passerines. Lynx Edicions, Barcelona: 21.

**Taxonomie:** Die Bischofstangaren des Urubamba Valleys und des Amazonas-Tieflandes in SO-Peru wurden unter dem Namen *Thraupis episcopus urubambae* J. T. Zimmer, 1944 geführt. Mit der Synonymisierung von *Thraupis* mit *Tangara* ist dieser Name jedoch durch den um ein Jahr älteren Namen für eine Ssp. der Rotstirntangare *Tangara parzudaki urubambae* J. T. Zimmer, 1943 präokkupiert. Synonyme für die Ssp. der Bischofstangare sind nicht vorhanden. A. Elliott benannte sie daraufhin neu als *Tangara episcopus johntoddzimmeri*.

**Benennung:** Zu Ehren von John Todd Zimmer (1889-1957), ehemaliger Kurator für Vögel am American Museum of Natural History in New York und einer der rührigsten Erforscher der neotropischen Vogelwelt. Zimmer beschrieb beide Homonyme dieses Falles.

***Tangara sayaca beniensis* A. Elliott in del Hoyo & Collar, 2016**

HBW and BirdLife International Illustrated Checklist of the Birds of the World. Volume 2: Passerines. Lynx Edicions, Barcelona: 21.

**Taxonomie:** Die Sayacatangaren N-Boliviens waren

bisher unter dem Namen *Thraupis sayaca boliviana* J. Bond & Meyer de Schauensee, 1941 bekannt. Wenn *Thraupis* mit *Tangara* synonymisiert wird, wie in del Hoyo & Collar (2016), ist dieser Artgruppenname durch *Tangara mexicana boliviana* (Bonaparte, 1851) für eine Unterart der Türkistangare präokkupiert; der Code (ICZN 1999) erlaubt das nicht. A. Elliott ersetzte das jüngere der beiden Homonyme, für das kein verfügbarer älterer Name vorhanden war, durch *Tangara sayaca beniensis*.

**Benennung:** Nach dem Department Beni in N-Bolivien, dem Hauptverbreitungsgebiet dieses Taxons, in dem auch seine Typuslokalität Chatarona liegt.

**Furnariidae, Töpfervögel**

***Asthenes wyatti phelpsi* Chesser, 2016**

Zootaxa 4067: 599.

**Taxonomie:** Im Jahr 1977 beschrieb William H. Phelps, Jr. je eine neue Art und Unterart von Töpfervögeln aus der Sierra de Perijá, Venezuela: *Schizoeaca perijana*, den Perijacanastero, und *Asthenes wyatti perijanus*, eine Ssp. des Strichelrückencanasteros. Eine nahezu alle Gattungen und Arten der Furnariidae umfassende molekulare Phylogenie der Töpfervögel (Derryberry et al. 2011) zeigte, dass die bisher angewandte Taxonomie in einigen Fällen den tatsächlichen Verwandtschaftsverhältnissen zuwiderläuft. Unter anderem erwies sich die Gattung *Schizoeaca* Cabanis, 1873 als paraphyletisch und tief in die Gattung *Asthenes* Reichenbach, 1853 eingebettet, was zur Vereinigung beider Gattungen unter dem älteren Namen *Asthenes* führte. Daraus folgte, dass es nun zwei Taxa der Artgruppe mit dem Namen *perijana* in der Gattung *Asthenes* gab (Homonyme), was nach den Regeln der zoologischen Nomenklatur nicht erlaubt ist (ICZN 1999); eines der beiden Taxa musste einen neuen Namen erhalten. Art. 24.1. der Regeln legt fest, dass bei gleichzeitig aufgestellten Homonymen oder Synonymen unterschiedlicher Rangstufe der höherrangige Name Vorrang erhält. Somit behält der Perijacanastero den Artnamen *perijana* in der Kombination *Asthenes perijana* Phelps, Jr., 1977, während der Name der Ssp. des Strichelrückencanasteros ersetzt werden musste. Da es in der Synonymie keinen anderen wissenschaftlichen Namen für diese Unterart gibt, benannte sie Chesser (2016) neu als *Asthenes wyatti phelpsi*. Sollten bei einer Revision beide Canastero-Arten erneut in unterschiedliche Gattungen gestellt werden, bekäme die umbenannte Unterart ihren alten Namen *perijana* zurück (Art. 59.4; ICZN 1999).

**Benennung:** Zu Ehren von W. H. Phelps, Jr. (1902-1988), der diese Ssp. beschrieb und gemeinsam mit seinem Vater W. H. Phelps, Sr. (1875-1965) die Colección Ornitológica Phelps in Caracas, Venezuela, aufbaute, eine der größten wissenschaftlichen Vogelsammlungen Südamerikas.

## 6. Zusammenfassung

Dieser 12. Bericht über neue Vogeltaxa erfasst 17 Gattungen, sechs Arten und sieben Unterarten, die 2016 (davon zwei Nachträge für 2015) weltweit gemäß den Vorgaben des Internationalen Codes für Zoologische Nomenklatur beschrieben wurden. Neue Gattungen wurden innerhalb der Psittaculidae (3), Muscicapidae (2), Pipridae (1) und Thraupidae (11) definiert, neue Arten wurden innerhalb der Turdidae (1), Muscicapidae (3) und Thraupidae (2) beschrieben. Neue Unterarten betreffen die Rallidae (1), Psittaculidae (1), Acrocephalidae (1), Muscicapidae (2), Nectariniidae (1), Leiотrichidae (1; Nachtrag für 2015), Pellorneidae (1; Nachtrag für 2015) und Maluridae (1). Bisweilen sind Populationen vermeintlich neuer Arten seit langem bekannt und oft schon als Unterarten erfasst und benannt, aber erst genauere Studien an Typenexemplaren nahe verwandter Arten, Lautäußerungen, Ökologie und Genetik lassen ihre Eigenständigkeit erkennen.

Bedingt durch die oft sehr kleinen Areale der neudefinierten Arten sind diese bereits zum Zeitpunkt der Entdeckung im Bestand gefährdet; das betrifft in diesem Bericht den Gran-Canaria-Fink *Fringilla polatzeki* von Gran Canaria, einer Abspaltung vom Teydefinken von Teneriffa.

In der Abfolge der neuen Familien/Gattungen/Arten/Unterarten besteht diese Herkunft: Paläarktis (-/-/1), Neotropis (-/11/2/1), Indo-Malaya (-/3/1/2), Afrotropis (-/2/3/1) und Austral-Papua (-/-/2). Aufspaltungen bekannter Arten in allopatrisch verbreitete Teilarten betreffen die afrikanischen Waldrötel *Stiphornis*, den Grauschnäpper *Ficedula striata*, den Teydefinken, die südost-asiatischen Blauvögel *Cyornis*, den Strichelwangenbülbül *Pycnonotus blanfordi*, das Rubinkehlchen *Calliope* aus Ostasien und die Weißgesichttaube *Turacoena manadensis*. Wir verweisen auf methodische Schwächen mancher Beschreibungen und Aufspaltungen, besonders hinsichtlich des Vorgehens der Tobias-Methode. Dieser Bericht sollte als Dokumentation neuer Taxa betrachtet werden, nicht als Kritik aktueller Änderungen in Vogeltaxonomie und in der Beschreibung neuer Vogelarten.

## 7. Literatur

- Alström P, Rasmussen PC, Zhao C, Jingzi X, Dalvi S, Cai T, Guan Y, Zhang R, Kalyakin MV, Lei F & Olsson U 2016: Integrative taxonomy of the Plain-backed Thrush (*Zoothera mollissima*) complex (Aves, Turdidae) reveals cryptic species, including a new species. *Avian Res* 7: 1.
- Arbabi T, Gonzalez J, Wink 1914a: M A re-evaluation of phylogenetic relationships within reed warblers (Aves: Acrocephalidae) based on eight molecular loci and ISSR profiles. *Mol. Phylogenet. Evol.* 78: 304-313.
- Arbabi T, Gonzalez J, Witt HH, Klein R, Wink M 2014b: Mitochondrial phylogeography of the European reed warbler *Acrocephalus scirpaceus* and the first genetic record of *A. s. fuscus* in central Europe. *Ibis* 156: 799-811.
- Austin JJ, Joseph L, Pedler LP & Black AB 2013: Uncovering cryptic evolutionary diversity in extant and extinct populations of the southern Australian arid zone Western and Thick-billed Grasswrens (Passeriformes: Maluridae: *Amytornis*). *Conserv. Genetics* 14: 1173-1184.
- Barker FK, Burns KJ, Klicka J, Lanyon SM & Lovette IJ 2015: New insights into New World biogeography: An integrated view from phylogeny of blackbirds, cardinals, sparrows, tanagers, warblers, and allies. *Auk* 132: 333-348.
- Beresford P & Cracraft J 1999: Speciation in African Forest Robins (*Stiphornis*): Species limits, phylogenetic relationships, and molecular biogeography. *Amer. Mus. Novit.* 3270: 1-22.
- Black A 2016: Reappraisal of plumage and morphometric diversity in Thick-billed Grasswren *Amytornis modestus* (North, 1902), with description of a new subspecies. *Bull. Brit. Ornithol. Club* 136: 58-68.
- Bowie RCK., Fjeldsà J, Kiure J & Kristensen JB 2016: A new member of the greater double collared sunbird complex (Passeriformes: Nectariniidae) from the Eastern Arc Mountains of Africa. *Zootaxa* 4175: 23-42.
- Braun MP, Bahr N & Wink 2016: Phylogenie und Taxonomie der Edelsittiche (Psittaciformes: Psittaculidae: *Psittacula*), mit Beschreibung von drei neuen Gattungen. *Vogelwarte* 54: 322-324.
- Burgess ND, Butynski TM, Cordeiro NJ, Daggart NH, Fjeldsà J, Howell KM, Kilahama FB, Loader SP, Lovett JC, Mbilinyi B, Menegon M, Moyer DC, Nashanda E, Perkin A, Rovero F, Stanley WT & Stuart SN 2007: The biological importance of the Eastern Arc Mountains of Tanzania and Kenya. *Biol. Conserv.* 134: 209-231.
- Burmeister CHC 1853: Ueber die Eier und Nester einiger brasilianischer Vögel. *J. Ornithol.* 1: 161-177.
- Burns KJ 1997: Molecular systematics of tanagers (Thraupidae): evolution and biogeography of a diverse radiation of Neotropical birds. *Mol. Phylogenet. Evol.* 8: 334-348.
- Burns KJ, Schultz AJ, Title PO, Mason NA, Barker FK, Klicka J, Lanyon SM & Lovette IJ 2014: Phylogenetics and diversification of tanagers (Passeriformes Thraupidae), the largest radiation of Neotropical songbirds. *Mol. Phylogenet. Evol.* 75: 41-77.
- Burns KJ, Unitt P & Mason NA 2016: A genus-level classification of the family Thraupidae (Class Aves: Order Passeriformes). *Zootaxa* 4088: 329-354.
- Chesser RT 2016: A replacement name for *Asthenes wyatti perijanus* Phelps 1977. *Zootaxa* 4067: 599.
- Collar NJ 2005: Family Turdidae (Thrushes). In: del Hoyo J, Elliott A & Christie DA (Hrsg) *Handbook of the Birds of the World. Vol. 10. Cuckoo Shrikes to Thrushes*: 514-807. Lynx Edicions, Barcelona.
- Collar NJ 2018: Species-level changes proposed for Asian birds in 2016, and discoveries of new taxa. *BirdingAsia* 28 (2017): 12-22.
- David N, Gregory SMS, Kirwan GM, Jobling JA, Steinheimer FD & Rocha Brito GR 2017: Addendum to Kirwan et al. (2016, *Zootaxa* 4121 (1): 89-94). *Zootaxa* 4216: 299-300.
- del Hoyo J & Collar NJ 2014: HBW and BirdLife international Illustrated Checklist of the Birds of the World. Vol. 1: Non-passerines. Lynx Edicions, Barcelona.
- del Hoyo J & Collar NJ 2016. HBW and BirdLife International. Illustrated checklist of the birds of the world. Vol. 2, Passerines. Lynx Edicions, Barcelona.
- del Hoyo L, Elliott A, Christie DA & Sagart J (Hrsg) 1992-2013: *Handbook of the Birds of the World. Vol. 1-16*. Lynx Edicions, Barcelona.
- Derryberry EP, Claramunt S, Derryberry G, Chesser RT, Cracraft J, Aleixo A., Pérez-Ernán, J, Remsen JV Jr & Brumfield RT 2011: Lineage diversification and morphological evolution in a large-scale continental radiation: the Neotropical ovenbirds and woodcreepers (Aves: Furnariidae). *Evol.* 65: 2973-2986.
- Di Giacomo AS & Kopuchian C 2016: Una nueva especie de capuchino (*Sporophila*: Thraupidae) de los Esteros del Iberá, Corrientes, Argentina. *Nuestras Aves* 61: 3-5.

- Dickinson EC & Christidis L (Hrsg) 2014: The Howard & Moore Complete Checklist of the Birds of the World. 4th Edition, Vol. 2, Passerines, Aves Press, Eastbourne, U.K.
- Dickinson EC & Remsen JV Jr (Hrsg) 2013: The Howard & Moore Complete Checklist of the Birds of the World. 4th Edition. Vol. 1, Non-Passerines, Aves Press, Eastbourne, U.K.
- Eaton JA, van Balen B, Brickley NW & Rheindt FE 2016: Birds of the Indonesian Archipelago, Greater Sundas and Wallacea. Lynx Edicions, Barcelona.
- Eck S 1975. Evolutive Radiation in der Gattung *Fringilla* L. Eine vergleichend-morphologische Untersuchung (Aves, Fringillidae). Zool. Abh. Staatl. Mus. Tierk. Dresden 33: 277-302.
- Fishpool LDC & Tobias JA 2005: Family Pycnonotidae (Bulbuls). In: del Hoyo J, Elliott A & Christie DA (Hrsg) Handbook of the Birds of the World. Vol. 10. Cuckoo Shrikes to Thrushes: 124-250. Lynx Edicions, Barcelona.
- Fjeldså J & Bowie RCK 2008. New perspectives on the origin and diversification of Africa's forest avifauna. African J. Ecol. 46: 235-247.
- Forshaw JM & Joseph L 2016: A new subspecies of the Australian Ringneck (*Barnardius zonarius*) from the Upper Cooper Creek Drainage, Lake Eyre Basin, central Australia. Emu 116: 440-444.
- Forshaw JM 2006: Parrots of the World. An identification guide. Princeton University Press, Princeton and Oxford.
- Garg KM, Tizard R, Ng NSR, Cros E, Dejtaradol A, Chattopadhyay B, Pwint N, Päckert M, Rheindt FE 2016: Genome-wide data help identify an avian species-level lineage that is morphologically and vocally cryptic. Mol. Phylogenet. Evol. 102: 97-103.
- Gill F & Donsker D (Hrsg) 2018: IOC World Bird List (v8.2). doi: 10.14344/IOC.ML.8.2. www.worldbirdnames.org/, letzter Zugriff 03.07.2018
- Hering J 2017: Seltene Vögel im Mangrovenwald. Falke 64(6): 8-13
- Hering J, Fuchs E & Müller K 2013: Nester für die Ewigkeit - Besonderheit von Rohrsängern, die in Magroven nisten. Vogelwarte 50: 312-313.
- Hering J, Fuchs E, Heim W, Eilts HJ, Barthel PH & Winkler H 2017: Mangrove Reed Warbler *Acrocephalus scirpaceus avicenniae* at the Red Sea in Egypt. Bull. African Ornithol. Club 24: 49-61.
- Hering J, Winkler H & Steinheimer FD 2016: A new subspecies of Eurasian Reed Warbler *Acrocephalus scirpaceus* in Egypt. Bull. Brit. Ornithol. Club 136: 105.
- Hooper DM, Urban O & Alström P. 2016: The Rusty-tailed Flycatcher (*Muscicapa ruficauda*; Aves: Muscicapidae) is a member of the genus *Ficedula*. Mol. Phylogenet. Evol. 102, 56-61.
- Hilty SL 2011: Family Thraupidae (Tanagers). In: del Hoyo J, Elliott A & Christie DA (Hrsg) Handbook of the Birds of the World. Vol. 16. Tanagers to New World Blackbirds: 46-329. Lynx Edicions, Barcelona.
- ICZN 1999: International Rules for Zoological Nomenclature. 4th ed., London.
- Irwin MPS & Clancey PA 1974: A re-appraisal of the generic relationships of some African forest-dwelling robins (Aves: Turdidae). Arnoldia (Rhodesia) 6: 1-19.
- Isenmann P, Hering J, Brehme S, Essghaier M, Etayeb K, Bourass E & Azafaf H 2016: Birds of Libya/Oiseaux de Libye. Société d'Etudes Ornithologiques de France (SEOF), Paris.
- Jackson H, Strubbe D, Tollington S, Prys-Jones R, Matthysen E & Groombridge JJ 2015: Ancestral origin and invasion pathways in a globally invasive bird correlate with climate and influences from bird trade. Mol. Ecol. 24: 4269-4285.
- Joseph L & Wilke T 2006: Molecular resolution of population history, systematics and historical biogeography of the Australian ringneck parrots *Barnardius*: are we there yet? Emu 106: 49-62.
- Juniper T & Parr M 1998: Parrots. A guide to the parrots of the world. Pica Press, Sussex.
- King BF & Dickinson EC 1975. A Field Guide to the Birds of South-East Asia. Houghton Mifflin, Boston.
- Kirwan GM, David N, Gregory SMS, Jobling JA, Steinheimer FD & Rocha Brito GR 2016: The mistaken manakin: a new genus-group name for *Parus pipra* Linnaeus, 1758 (Aves: Passeriformes: Pipridae). Zootaxa 4121: 89-94.
- Kirwan GM & Green G 2011: Cotingas and Manakins. Christopher Helm, London.
- Klicka J, Burns KJ & Spellman GM 2007: Defining a monophyletic Cardinalini: a molecular perspective. Mol. Phylogenet. Evol. 45: 1014-1032.
- Liu Y, Chen G, Huang Q, Jia C, Carey G, Leader P, Li Y, Zou F, Yang X, Olsson U & Alström P 2016: Species delimitation of the White-tailed Rubythroat *Calliope pectoralis* complex (Aves, Muscicapidae) using an integrative taxonomic approach. J. Avian Biol. 47: 899-910.
- López-Lanús B 2016: Una nueva especie de capuchino (Emberizidae: *Sporophila*) de los pastizales anegados del Iberá, Corrientes, Argentina. In: López-Lanús B: Guía Audiornis de las aves de Argentina, fotos y sonidos: identificación por características contrapuestas y marcas sobre imágenes. Primera edición: 473-489. Audiornis Producciones, Buenos Aires, Argentina.
- Lovett JC & Wasser SK (Hrsg) 1993: Biogeography and Ecology of the Rain Forest of Eastern Africa. Cambridge University Press, Cambridge, 341 pp.
- Maley JM & Brumfield RT 2013: Mitochondrial and next-generation sequence data used to infer phylogenetic relationships and species limits in the Clapper/King Rail complex. Condor 115: 316-329.
- Maley JM, McCormack JE, Tsai WLE, Schwab EM, van Dort J, Juárez RC & Carling MD 2016: Fonseca Mangrove Rail: A new subspecies from Honduras. Western Birds 47: 262-273.
- Martens J & Bahr N 2013: Dokumentation neuer Vogeltaxa, 7. - Bericht für 2011. Vogelwarte 51: 161-178.
- Martens J & Bahr N 2016: Dokumentation neuer Vogeltaxa, 10. - Bericht für 2014. Vogelwarte 54: 195-230.
- Martens J & Bahr N 2017: Dokumentation neuer Vogeltaxa, 11. - Bericht für 2015. Vogelwarte 55: 199-216.
- Mittermeier RA, Gil PR, Hoffman M, Pilgrim J, Brooks T, Mittermeier CG, Lamoreux J & da Fonseca GAB 2005: Hotspots Revisited: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Terrestrial Ecoregions. Conservation International, Washington, D.C.
- Ng NSR & Rheindt FE 2016: Species delimitation in the White-faced Cuckoo-dove (*Turacoena manadensis*) based on bioacoustic data. Avian Res. 7: 2
- Olsson U, Rguibi-Idrissi H, Copete JL, Arroyo Matos JL, Probst P, Amezian M, Alström P & Jiguet F. 2016: Mitochondrial phylogeny of the Eurasian/African Reed Warbler

- complex (*Acrocephalus*, Aves). Disagreement between morphological and molecular evidence and cryptic divergence: a case for resurrecting *Calamoherpe ambigua* Brehm 1857. *Mol. Phylogenet. Evol.* 102: 30-44.
- Pentzold S, Tritsch C, Martens J, Tietze DT, Giacalone G, Valvo ML, Nazarenko AA, Kvist L & Päckert M. 2013: Where is the line? Phylogeography and secondary contact of western Palearctic Coal tits (*Periparus ater*: Aves, Passeriformes, Paridae). *Zool. Anzeiger* 252: 367-382.
- Pestano J, Brown RP, Rodríguez F & Moreno A 2000: Mitochondrial DNA control region diversity in the endangered Blue Chaffinch, *Fringilla teydea*. *Mol. Ecol.* 9: 1421-1426.
- Pons JM, Thibault JC, Aymi R, Grusso M, Muntaner J, Olioso G, Sunyer JR, Touihri & Fuchs J 2016: The role of western Mediterranean islands in the evolutionary diversifications of the Spotted Flycatcher *Muscicapa striata*, a long-distance migratory passerine species. *J. Avian Biol.* 47: 386-398.
- Prum R 1992: Syringeal morphology, phylogeny, and evolution of the Neotropical manakins (Aves: Pipridae). *Amer. Mus. Novit.* 3043: 1-65.
- Renner S, Rappole JH, Milensky CM, Aung M, Shwe NM & Aung T. 2015: Avifauna of the southeastern Himalayan mountains and neighboring Myanmar hill country. *Bonn zool. Bull. Suppl.* 62: 1-75.
- Ridgely RS & Tudor G 1989: The birds of South America. Vol. I. The Oscine Passerines. Oxford Univ. Press, Oxford & Tokyo.
- Rising JD 2011: Family Emberizidae (Buntings and New World Sparrows). In: del Hoyo J, Elliott A & Christie DA (Hrsg) *Handbook of the Birds of the World*. Vol. 16. Tanagers to New World Blackbirds: 428-683. Lynx Edicions, Barcelona.
- Robson C 2008: A Field Guide to the birds of South-East Asia. New Holland, Australia.
- Sangster G 2014: The application of species criteria in avian taxonomy and its implications for the debate over species concepts. *Biological Reviews* 89: 199-214.
- Sangster G, Rodríguez-Godoy F, Roselaar CS, Robb MS & Luksenburg JA 2016: Integrative taxonomy reveals Europe's rarest songbird species, the Gran Canaria Blue Chaffinch *Fringilla polatzeki*. *J. Avian Biol.* 47: 159-166.
- Schmidt BK, Foster JT, Angehr GR, Durrant KL & Fleischer RC 2008: A new species of African forest robin from Gabon (Passeriformes: Muscicapidae: Stiphornis). *Zootaxa* 1850: 27-42.
- Schodde R & Mason IJ 1997: Aves (Columbidae to Coraciidae). In Houston WWK & Wells A (Hrsg) *Zoological Catalogue of Australia*. Vol. 37.2: i-xiii, 1-440. CSIRO Publishing, Melbourne.
- Schweizer M, Seehausen O, Güntert M & Hertwig ST 2010: The evolutionary diversification of parrots supports a taxon pulse model with multiple trans-oceanic dispersal events and local radiations. *Mol. Phylogenet. Evol.* 54: 984-994.
- Schweizer M, Seehausen O. & Hertwig ST 2011: Macroevolutionary patterns in the diversification of parrots: effects of climate change, geological events and key innovations. *J. Biogeogr.* 38: 2176-2194.
- Sibley, SG & Monroe BL, Jr 1990: *Distribution and Taxonomy of Birds of the World*. Yale Univ. Press, New Haven & London.
- Snow DW 2004: Family Pipridae (manakins). In: del Hoyo J, Elliott A & Christie DA (Hrsg) *Handbook of the Birds of the World*. Vol. 9. Cotingas to Pipits and Wagtails: 110-168. Lynx Edicions, Barcelona.
- Taylor PB 2006: Family Muscicapidae (Old World Flycatchers). In: del Hoyo J, Elliott A, Christie DA (Hrsg) *Handbook of Birds of the World*. Vol. 11. Old World Flycatchers to Old World Barbles: 56-163. Lynx Edicions, Barcelona.
- Tobias JA, Seddon N, Spottiswoode CN, Pilgrim JD, Fishpool LDC & Collar NJ 2010: Criteria for species delimitation based on phenotype. *Ibis* 152: 724-746.
- Tritsch C, Stuckas H, Martens J, Pentzold S, Kvist L, Lovalvo M, Giacalone G, Tietze DT, Nazarenko AA & Päckert M 2018: Gene flow in the European coal tit, *Periparus ater* (Aves: Passeriformes): low among Mediterranean populations but high in a continental contact zone. *Biol. J. Linn. Soc.* 124: 319-338.
- Viganò M & Corso A 2015: Morphological differences between two subspecies of Spotted Flycatcher *Muscicapa striata* (Pallas, 1764) (Passeriformes Muscicapidae). *Biodiversity J.* 6: 271-284.
- Voelker G, Bowie RCK & Conway KW 2016a: Replacement names for *Chapinia* and *Ripleyia* (Aves: Passeriformes: Muscicapidae). *Zootaxa* 4107: 599.
- Voelker G, Huntley JW, Penalba JV & Bowie RCK 2016b: Resolving taxonomic uncertainty and historical biogeographic patterns in *Muscicapa* flycatchers and their allies. *Mol. Phylogenet. Evol.* 94: 618-625.
- Voelker G, Tobler M, Prestridge HL, Duijm E, Groenenberg D, Hutchinson MR, Martin AD, Nieman A, Roselaar CS & Huntley JW [2016c] 2017: Three new species of *Stiphornis* (Aves: Muscicapidae) from the Afrotropics, with a molecular phylogenetic assessment of the genus. *Syst. Biodiversity* 15: 87-104. [elektronisch bereits 2016 gültig publiziert, die Druckfassung in 2017]
- Zhang Z, Wang X, Huang Y, Olsson, Martinez J, Alström P & Lei F. 2016: Unexpected divergence and lack of divergence revealed in continental Asian *Cyornis* flycatchers (Aves: Muscicapidae). *Mol. Phylogenet. Evol.* 94: 232-241.

**Tab. 1:** Artaufspaltungen in der HBW/BirdLife International Checklist (del Hoyo & Collar 2016) im Vergleich zu Dickinson & Christidis (2014) und der Internet Worldlist des International Ornithological Committee, IOC (2017, www.worldbirdnames.org). - *Species splits in the HBW/BirdLife International Checklist (del Hoyo & Collar 2016) compared to Dickinson & Christidis (2014) and the Internet Worldlist of the International Ornithological Committee, IOC (2017).*

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species</i> in del Hoyo & Collar (2016)	Abgespalten von Art – <i>split from species</i> in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – <i>earlier placed in a different genus</i> )	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<b>Pittidae - Pittas</b>			
<i>Erythropitta inspeculata</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	nein
<i>Erythropitta caeruleitorques</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta palliceps</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta celebensis</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta dohertyi</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta rufiventris</i> (inkl. <i>bernsteini</i> , <i>cyano-nota</i> )	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta macklotii</i> (inkl. <i>habenichti</i> , <i>digglesi</i> , <i>oblita</i> , <i>loriae</i> , <i>finschii</i> )	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta rubrinucha</i> (inkl. <i>piroensis</i> )	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta meeki</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta gazellae</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	nein
<i>Erythropitta splendida</i>	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	nein
<i>Erythropitta novaehibernicae</i> (inkl. <i>extima</i> )	<i>Erythropitta erythrogaster</i> *	nein	ja
<i>Erythropitta ussheri</i>	<i>Erythropitta granatina</i> *	nein	ja
<i>Hydrornis schwaneri</i>	<i>Hydrornis guajana</i> *	nein	ja
<i>Hydrornis irena</i> (inkl. <i>ripleyi</i> )	<i>Hydrornis guajana</i> *	nein	ja
<i>Pitta novaeguineae</i> (inkl. <i>meffoorana</i> , <i>goodfellowi</i> )	<i>Pitta sordida</i>	nein	nein
<i>Pitta rosenbergii</i>	<i>Pitta sordida</i>	nein	nein
<i>Pitta morotaiensis</i>	<i>Pitta maxima</i>	nein	nein
<b>Eurylaimidae - Breitrachten</b>			
<i>Cymbirhynchus affinis</i>	<i>Cymbirhynchus macrorhynchos</i>	nein	nein
<i>Serilophus rubropygius</i>	<i>Serilophus lunatus</i>	nein	nein
<i>Eurylaimus harterti</i> (inkl. <i>friedmanni</i> , <i>pallidus</i> , <i>brookei</i> )	<i>Eurylaimus javanicus</i>	nein	nein
<b>Thamnophilidae - Ameisenvögel</b>			
<i>Epinecrophylla amazonica</i> (inkl. <i>dentei</i> )	<i>Epinecrophylla haematonota</i> *	nein	ja
<i>Epinecrophylla hoffmannsi</i>	<i>Epinecrophylla ornate</i> *	nein	nein
<i>Formicivora intermedia</i> (inkl. <i>alticincta</i> , <i>hondae</i> , <i>fumosa</i> , <i>tobagensis</i> , <i>orenocensis</i> )	<i>Formicivora grisea</i>	nein	ja
<i>Myrmotherula luctuosa</i>	<i>Myrmotherula axillaris</i>	nein	ja
<i>Herpsilochmus scapularis</i> (inkl. <i>exiguus</i> , <i>frater</i> )	<i>Herpsilochmus rufimarginatus</i>	nein	nein
<i>Sakesphorus pulchellus</i>	<i>Sakesphorus canadensis</i>	nein	nein
<i>Thamnophilus subfasciatus</i> (inkl. <i>jaczewskii</i> , <i>marcapatae</i> )	<i>Thamnophilus ruficapillus</i>	nein	nein
<i>Thamnophilus shumbae</i>	<i>Thamnophilus bernardi</i> *	nein	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Cercomacroides fuscicauda</i>	<i>Cercomacroides nigrescens*</i>	nein	ja
<i>Dryophila klagesi</i>	<i>Dryophila caudata</i>	ja	ja
<i>Dryophila hellmayri</i>	<i>Dryophila caudata</i>	ja	ja
<i>Dryophila striaticeps</i>	<i>Dryophila caudata</i>	ja	ja
<i>Hypocnemis subflava</i> (inkl. <i>collinsi</i> )	<i>Hypocnemis cantator</i>	ja	ja
<i>Hypocnemis flavescens</i>	<i>Hypocnemis cantator</i>	ja	ja
<i>Hypocnemis peruviana</i>	<i>Hypocnemis cantator</i>	ja	ja
<i>Hypocnemis ochrogyna</i>	<i>Hypocnemis cantator</i>	ja	ja
<i>Hypocnemis striata</i> (inkl. <i>implicata, affinis</i> )	<i>Hypocnemis cantator</i>	ja	ja
<i>Willisornis vidua</i>	<i>Willisornis poecilinotus*</i>	ja	ja
<i>Willisornis nigrigula</i>	<i>Willisornis poecilinotus*</i>	nein	nein
<i>Gymnophithys bicolor</i> (inkl. <i>olivascens, daguae, aequatorialis, ruficeps</i> )	<i>Gymnophithys leucaspis</i>	ja	ja
<i>Myrmelastes saturatus</i> (inkl. <i>obscurus</i> )	<i>Myrmelastes leucostigma*</i>	ja	ja
<i>Myrmelastes rufifacies</i>	<i>Myrmelastes leucostigma*</i>	ja	ja
<i>Myrmelastes brunneiceps</i>	<i>Myrmelastes leucostigma*</i>	ja	ja
<i>Myrmelastes humaythae</i>	<i>Myrmelastes leucostigma*</i>	ja	ja
<i>Poliocrania maculifer</i> (inkl. <i>cassini</i> )	<i>Poliocrania exsul*</i>	nein	nein
<i>Sipia palliata</i>	<i>Sipia laemosticta*</i>	ja	ja
<i>Hafferia zeledoni</i> (inkl. <i>berlepschi</i> )	<i>Hafferia immaculata*</i>	ja	ja
<i>Myrmornis stictopectera</i>	<i>Myrmornis torquata</i>	nein	nein
<i>Thamnistes aequatorialis</i> (inkl. <i>gularis, rufescens</i> )	<i>Thamnistes anabatinus</i>	nein	nein
<b>Conopophagidae - Mückenfresser</b>			
<i>Conopophaga snethlageae</i> (inkl. <i>pallida</i> )	<i>Conopophaga aurita</i>	nein	nein
<i>Conopophaga cearae</i>	<i>Conopophaga lineata</i>	nein	ja
<b>Grallariidae - Ameisenpittas</b>			
<i>Grallaria saltuensis</i>	<i>Grallaria rufula</i>	nein	nein
<i>Grallaria alticola</i>	<i>Grallaria quitensis</i>	nein	nein
<i>Grallaria atuensis</i>	<i>Grallaria quitensis</i>	nein	nein
<i>Grallaricula leymebambae</i>	<i>Grallaricula ferrugineipectus</i>	nein	nein
<i>Grallaricula cumanensis</i> (inkl. <i>pariae</i> )	<i>Grallaricula nana</i>	ja	ja
<b>Rhinocryptidae - Tapaculos</b>			
<i>Scytalopus opacus</i> (inkl. <i>androstrictus</i> )	<i>Scytalopus canus</i>	ja	ja
<b>Furnariidae - Töpfervögel</b>			
<i>Sclerurus cearensis</i>	<i>Sclerurus scansor</i>	nein	nein
<i>Deconychura typica</i> (inkl. <i>dariensis, minor</i> )	<i>Deconychura longicauda</i>	nein	nein
<i>Deconychura pallida</i> (inkl. <i>connectens, zimmeri</i> )	<i>Deconychura longicauda</i>	nein	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Sittasomus griseus</i> (inkl. <i>jaliscensis</i> , <i>sylvioides</i> , <i>gracileus</i> , <i>perijanus</i> , <i>tachirensis</i> , <i>aequatorialis</i> )	<i>Sittasomus griseicapillus</i>	nein	nein
<i>Dendrocolaptes punctipectus</i>	<i>Dendrocolaptes sanctithomae</i>	nein	nein
<i>Xiphorhynchus atlanticus</i>	<i>Xiphorhynchus fuscus</i>	nein	nein
<i>Xiphorhynchus beauperthuyssii</i> (inkl. <i>lineatocapilla</i> )	<i>Xiphorhynchus ocellatus</i>	nein	nein
<i>Xiphorhynchus guttatoides</i> (inkl. <i>dorbignyanus</i> , <i>vicinalis</i> , <i>eytoni</i> )	<i>Xiphorhynchus guttatus</i>	nein	nein
<i>Xiphorhynchus aequatorialis</i> (inkl. <i>punctigula</i> , <i>insolitus</i> )	<i>Xiphorhynchus erythropygius</i>	nein	nein
<i>Campylorhamphus probatus</i> (inkl. <i>cardosoi</i> )	<i>Campylorhamphus procurvoides</i>	nein	nein
<i>Campylorhamphus multostriatus</i>	<i>Campylorhamphus procurvoides</i>	nein	nein
<i>Lepidocolaptes duidae</i>	<i>Lepidocolaptes albolineatus</i>	nein	ja
<i>Lepidocolaptes fuscicapillus</i> (inkl. <i>madeira</i> , <i>layardi</i> )	<i>Lepidocolaptes albolineatus</i>	nein	ja
<i>Lepidocolaptes neglectus</i>	<i>Lepidocolaptes affinis</i>	nein	nein
<i>Xenops genibarbis</i> (inkl. <i>mexicanus</i> , <i>ridgwayi</i> , <i>littoralis</i> , <i>olivaceus</i> , <i>neglectus</i> , <i>remoratus</i> , <i>ruficaudus</i> , <i>obsoletus</i> , <i>alagoanus</i> )	<i>Xenops minutus</i>	nein	nein
<i>Pseudocolaptes johnsoni</i>	<i>Pseudocolaptes lawrencii</i>	nein	ja
<i>Furnarius longirostris</i> (inkl. <i>endoecus</i> )	<i>Furnarius leucopus</i>	nein	ja
<i>Furnarius cinnamomeus</i>	<i>Furnarius leucopus</i>	nein	ja
<i>Upucerthia saturator</i>	<i>Upucerthia dumetaria</i>	ja	ja
<i>Cinclodes maculirostris</i>	<i>Cinclodes antarcticus</i>	nein	nein
<i>Cinclodes albidiventris</i> (inkl. <i>heterurus</i> , <i>oreobates</i> )	<i>Cinclodes fuscus</i>	ja	ja
<i>Cinclodes albiventris</i> (inkl. <i>tucumanus</i> , <i>rufus</i> , <i>yzurietae</i> , <i>riojanus</i> )	<i>Cinclodes fuscus</i>	ja	ja
<i>Cichlocolaptes holti</i>	<i>Cichlocolaptes leucophrus</i>	nein	nein
<i>Clibanornis rufipectus</i>	<i>Clibanornis rubiginosus*</i>	ja	ja
<i>Automolus virgatus</i> (inkl. <i>nicaraguae</i> , <i>assimilis</i> , <i>cordobae</i> )	<i>Automolus subulatus*</i>	nein	ja
<i>Automolus paraensis</i>	<i>Automolus infuscatus</i>	ja	ja
<i>Automolus lammi</i>	<i>Automolus leucophthalmus</i>	ja	ja
<i>Premnoplex pariae</i>	<i>Premnoplex tatei</i>	nein	nein
<i>Leptasthenura berlepschi</i>	<i>Leptasthenura aegithaloides</i>	nein	nein
<i>Leptasthenura pallida</i>	<i>Leptasthenura aegithaloides</i>	nein	nein
<i>Phacellodomus inornatus</i> (inkl. <i>castilloi</i> )	<i>Phacellodomus rufifrons</i>	nein	ja
<i>Phacellodomus maculipectus</i>	<i>Phacellodomus striaticollis</i>	ja	ja
<i>Phacellodomus ferrugineigula</i>	<i>Phacellodomus erythrophthalmus</i>	ja	ja
<i>Asthenes usheri</i>	<i>Asthenes dorbignyi</i>	nein	nein
<i>Asthenes huancavelicae</i>	<i>Asthenes dorbignyi</i>	nein	ja

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Asthenes arequipae</i>	<i>Asthenes dorbignyi</i>	nein	ja
<i>Asthenes ayacuchensis</i>	<i>Asthenes vilcabambae*</i>	nein	ja
<i>Cranioleuca weskei</i>	<i>Cranioleuca marcapatae</i>	nein	nein
<i>Cranioleuca dissita</i>	<i>Cranioleuca vulpina</i>	nein	ja
<i>Synallaxis simoni</i>	<i>Synallaxis albilora</i>	nein	nein
<i>Synallaxis chinchipensis</i>	<i>Synallaxis stictothorax</i>	nein	nein
<b>Pipridae - Pipras</b>			
<i>Cryptopipo litae</i> (inkl. <i>suffusa</i> )	<i>Cryptopipo holochlora*</i>	nein	nein
<b>Cotingidae – Kotingas, Schmuckvögel</b>			
<i>Pipreola squamipectus</i>	<i>Pipreola frontalis</i>	nein	nein
<i>Phibalura boliviana</i>	<i>Phibalura flavirostris</i>	nein	ja
<b>Tityridae - Bekarden</b>			
<i>Onychorhynchus mexicanus</i> (inkl. <i>fraterculus</i> )	<i>Onychorhynchus coronatus</i>	nein	ja
<i>Onychorhynchus occidentalis</i>	<i>Onychorhynchus coronatus</i>	nein	ja
<i>Onychorhynchus swainsoni</i>	<i>Onychorhynchus coronatus</i>	nein	ja
<i>Tityra braziliensis</i>	<i>Tityra cayana</i>	nein	nein
<i>Tityra leucura</i>	<i>Tityra inquisitor</i>	ja	nein
<i>Pachyramphus griseigularis</i>	<i>Pachyramphus viridis</i>	nein	nein
<i>Pachyramphus uropygialis</i>	<i>Pachyramphus major</i>	nein	nein
<i>Schiffornis olivacea</i>	<i>Schiffornis turdina</i>	ja	ja
<i>Schiffornis stenorhyncha</i> (inkl. <i>panamensis</i> )	<i>Schiffornis turdina</i>	ja	ja
<i>Schiffornis aenea</i>	<i>Schiffornis turdina</i>	ja	ja
<i>Schiffornis veraepacis</i> (inkl. <i>dumicola</i> , <i>acrolophites</i> , <i>rosenbergi</i> )	<i>Schiffornis turdina</i>	ja	ja
<i>Laniisoma buckleyi</i>	<i>Laniisoma elegans</i>	nein	ja
<b>Tyrannidae - Tyrannen</b>			
<i>Platyrrinchus albogularis</i> (inkl. <i>neglectus</i> , <i>perijanus</i> , <i>zamorae</i> , <i>partridgei</i> )	<i>Platyrrinchus mystaceus</i>	nein	nein
<i>Mionectes galbinus</i> (inkl. <i>hederaceus</i> , <i>venezuelensis</i> , <i>fasciaticollis</i> )	<i>Mionectes olivaceus</i>	nein	nein
<i>Mionectes roraimae</i>	<i>Mionectes macconnellii</i>	nein	ja
<i>Leptopogon albidiventer</i>	<i>Leptopogon superciliaris</i>	nein	nein
<i>Rhynchocyclus aequinoctialis</i> (inkl. <i>bardus</i> , <i>mirus</i> , <i>flavus</i> , <i>jelambianus</i> , <i>tamborensis</i> )	<i>Rhynchocyclus olivaceus</i>	nein	nein
<i>Tolmomyias flavotectus</i>	<i>Tolmomyias assimilis</i>	nein	ja
<i>Tolmomyias viridiceps</i> (inkl. <i>zimmeri</i> , <i>subsimilis</i> )	<i>Tolmomyias flaviventris</i>	nein	ja
<i>Myiotriccus phoenicurus</i> (inkl. <i>aureiventris</i> )	<i>Myiotriccus ornatus</i>	nein	nein
<i>Hirundinea bellicosa</i> (inkl. <i>pallidior</i> )	<i>Hirundinea ferruginea</i>	nein	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Zimmerius parvus</i>	<i>Zimmerius vilissimus</i>	nein	ja
<i>Zimmerius petersi</i>	<i>Zimmerius improbus</i>	ja	ja
<i>Zimmerius albigularis</i>	<i>Zimmerius chrysops</i>	ja	ja
<i>Zimmerius acer</i>	<i>Zimmerius gracilipes</i>	ja	ja
<i>Stigmatura bahiae</i>	<i>Stigmatura napensis</i>	nein	nein
<i>Euscarthmus fulviceps</i>	<i>Euscarthmus meloryphus</i>	nein	nein
<i>Elaenia sordida</i>	<i>Elaenia obscura</i>	nein	nein
<i>Elaenia brachyptera</i>	<i>Elaenia chiriquensis</i>	nein	ja
<i>Elaenia olivina</i> (inkl. <i> davidwillardi</i> )	<i>Elaenia pallatangae</i>	ja	ja
<i>Elaenia cherriei</i>	<i>Elaenia fallax</i>	nein	nein
<i>Myiopagis cinerea</i>	<i>Myiopagis caniceps</i>	nein	nein
<i>Myiopagis parambae</i> (inkl. <i> absita</i> )	<i>Myiopagis caniceps</i>	nein	nein
<i>Phyllomyias zeledoni</i> (inkl. <i> wetmorei, viridiceps, bunites, leucogonys</i> )	<i>Phyllomyias burmeisteri</i>	nein	ja
<i>Phaeomyias tumbezana</i> (inkl. <i> inflava, maranonica</i> )	<i>Phaeomyias murina</i>	nein	ja
<i>Pseudocolopteryx citreola</i>	<i>Pseudocolopteryx flaviventris</i>	ja	ja
<i>Myiodynastes solitarius</i>	<i>Myiodynastes maculatus</i>	nein	nein
<i>Sirystes albogriseus</i>	<i>Sirystes sibilator</i>	ja	ja
<i>Sirystes albocinereus</i>	<i>Sirystes sibilator</i>	ja	ja
<i>Sirystes subcanescens</i>	<i>Sirystes sibilator</i>	ja	ja
<i>Myiophobus crypterythrus</i>	<i>Myiophobus fasciatus</i>	nein	nein
<i>Myiophobus rufescens</i>	<i>Myiophobus fasciatus</i>	nein	nein
<i>Ochthoeca nigrata</i>	<i>Ochthoeca cinnamomeiventris</i>	nein	ja
<i>Ochthoeca thoracica</i> (inkl. <i> angustifasciata</i> )	<i>Ochthoeca cinnamomeiventris</i>	nein	ja
<i>Ochthoeca superciliosa</i>	<i>Ochthoeca fumicolor</i>	nein	nein
<i>Pyrocephalus nanus</i>	<i>Pyrocephalus rubinus</i>	nein	ja
<i>Pyrocephalus dubius</i>	<i>Pyrocephalus rubinus</i>	nein	ja
<i>Knipolegus sclateri</i>	<i>Knipolegus orenocensis</i>	nein	nein
<i>Knipolegus franciscanus</i>	<i>Knipolegus aterrimus</i>	ja	ja
<i>Knipolegus heterogyna</i>	<i>Knipolegus aterrimus</i>	nein	nein
<i>Knipolegus cabanisi</i>	<i>Knipolegus signatus</i>	ja	ja
<i>Muscisaxicola occipitalis</i>	<i>Muscisaxicola rufivertex</i>	nein	nein
<i>Contopus bogotensis</i> (inkl. <i> brachytarsus, rhizophorus, aithalodes, surinamensis</i> )	<i>Contopus cinereus</i>	nein	nein
<i>Contopus punensis</i>	<i>Contopus cinereus</i>	nein	ja
<b>Maluridae - Staffelschwänze</b>			
<i>Amytornis modestus</i> (inkl. <i> indulkanna, raglessi, cowaie, curnamona, obscurior, inexpectatus</i> )	<i>Amytornis textilis</i>	ja	ja

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<b>Meliphagidae - Honigfresser</b>			
<i>Entomyzon albipennis</i>	<i>Entomyzon cyanotis</i>	nein	nein
<i>Melithreptus chloropsis</i>	<i>Melithreptus lunatus</i>	ja	ja
<i>Melithreptus laetior</i>	<i>Melithreptus gularis</i>	nein	nein
<i>Gymnomyza brunneirostris</i>	<i>Gymnomyza viridis</i>	nein	ja
<i>Foulehaio procerior</i>	<i>Foulehaio carunculatus</i>	nein	ja
<i>Foulehaio taviunensis</i>	<i>Foulehaio carunculatus</i>	nein	ja
<i>Myzomela simplex</i> (inkl. <i>mortyana</i> )	<i>Myzomela obscura</i>	nein	nein
<i>Myzomela rubrotincta</i>	<i>Myzomela obscura</i>	nein	nein
<i>Myzomela rubrobrunnea</i>	<i>Myzomela obscura</i>	nein	nein
<i>Myzomela erythrina</i> (inkl. <i>lavongai</i> , <i>vinacea</i> , <i>cantans</i> )	<i>Myzomela cruentata</i>	nein	nein
<i>Myzomela batjanensis</i>	<i>Myzomela chloroptera</i>	nein	nein
<i>Myzomela longirostris</i>	<i>Myzomela rosenbergii</i>	nein	nein
<i>Anthornis melanocephala</i>	<i>Anthornis melanura</i>	ja	ja
<b>Acanthizidae - Südseegrasmücken</b>			
<i>Gerygone citrina</i>	<i>Gerygone flavolateralis</i>	nein	nein
<b>Neositidae - Spiegelkleiber</b>			
<i>Daphoenositta papuensis</i> (inkl. <i>alba</i> , <i>intermedia</i> , <i>toxopeusi</i> , <i>wahgiensis</i> , <i>albifrons</i> )	<i>Daphoenositta chrysoptera</i>	ja	ja
<b>Oriolidae - Pirole</b>			
<i>Pitohui cerviniventris</i> (inkl. <i>pallidus</i> )	<i>Pitohui kirhocephalus</i>	nein	ja
<i>Pitohui uropygialis</i> (inkl. <i>aruensis</i> , <i>nigripectus</i> , <i>brunneiceps</i> , <i>meridionalis</i> ,	<i>Pitohui kirhocephalus</i>	nein	ja
<i>Turnagra tanagra</i>	<i>Turnagra capensis</i>	ja	ja
<i>Oriolus finschi</i>	<i>Oriolus melanotis</i>	nein	nein
<i>Oriolus decipiens</i>	<i>Oriolus bouroensis</i>	nein	ja
<i>Oriolus albiloris</i>	<i>Oriolus steerii</i>	ja	ja
<i>Oriolus consanguineus</i> (inkl. <i>malayanus</i> , <i>vulneratus</i> )	<i>Oriolus cruentus</i>	nein	nein
<b>Paramythiidae - Beerenfresser</b>			
<i>Paramythia olivacea</i>	<i>Paramythia montium</i>	nein	nein
<b>Cinclosomatidae - Laufflöter</b>			
<i>Cinclosoma marginatum</i>	<i>Cinclosoma castaneothorax</i>	ja	ja
<i>Cinclosoma alisteri</i>	<i>Cinclosoma cinnamomeum</i>	nein	ja
<b>Falcunculidae - Meisendickköpfe</b>			
<i>Falcunculus whitei</i>	<i>Falcunculus frontatus</i>	ja	nein
<i>Falcunculus leucogaster</i>	<i>Falcunculus frontatus</i>	ja	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16</i> (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – <i>earlier placed in a different genus</i> )	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<b>Pachycephalidae - Dickköpfe</b>			
<i>Pachycephala richardsi</i>	<i>Pachycephala implicata</i>	nein	ja
<i>Pachycephala teysmanni</i>	<i>Pachycephala pectoralis</i>	nein	nein
<i>Pachycephala fulvotincta</i> (inkl. <i>javana</i> , <i>fulviventris</i> , <i>everetti</i> )	<i>Pachycephala pectoralis</i>	ja	ja
<i>Pachycephala griseiceps</i> (inkl. <i>waigeuensis</i> , <i>rufipennis</i> , <i>gagiensis</i> , <i>miosnomensis</i> , <i>jobiensis</i> , <i>perneglecta</i> , <i>brunnescens</i> , <i>sudestensis</i> , <i>peninsulae</i> )	<i>Pachycephala pectoralis</i>	nein	nein
<i>Pachycephala orioloides</i> (inkl. <i>bougainvillea</i> , <i>melanonota</i> , <i>centralis</i> , <i>melanoptera</i> , <i>pavuvu</i> , <i>sanfordi</i> , <i>cinnamomea</i> , <i>christophori</i> )	<i>Pachycephala pectoralis</i>	ja	ja
<i>Pachycephala feminina</i>	<i>Pachycephala pectoralis</i>	nein	ja
<i>Pachycephala vitiensis</i> (inkl. <i>graeffii</i> , <i>optata</i> , <i>aurantiiventris</i> , <i>ambigua</i> , <i>torquata</i> , <i>koroana</i> , <i>bella</i> , <i>kandavensis</i> , <i>lauana</i> )	<i>Pachycephala pectoralis</i>	ja	ja
<i>Pachycephala mentalis</i> (inkl. <i>tidorensis</i> , <i>obiensis</i> )	<i>Pachycephala pectoralis</i>	ja	ja
<i>Pachycephala par</i> (inkl. <i>compar</i> )	<i>Pachycephala pectoralis</i>	nein	nein
<b>Vireonidae - Vireos</b>			
<i>Pteruthius aeralatus</i> (inkl. <i>schauenseei</i> , <i>cameranoi</i> , <i>robinsoni</i> , <i>annamensis</i> , <i>ricketti</i> , <i>validirostris</i> , <i>ripleyi</i> )	<i>Pteruthius flaviscapis</i>	ja	ja
<i>Hylophilus viridiflavus</i> (inkl. <i>xuthus</i> )	<i>Hylophilus flavipes</i>	nein	nein
<i>Hylophilus insularis</i>	<i>Hylophilus flavipes</i>	nein	nein
<i>Hylophilus griseiventris</i> (inkl. <i>aemulus</i> )	<i>Hylophilus thoracicus</i>	nein	nein
<i>Vireolanius miktetae</i>	<i>Vireolanius leucotis</i>	nein	nein
<i>Tunchiornis luteifrons</i>	<i>Tunchiornis ochraceiceps</i> *	nein	nein
<b>Campephagidae - Raupenfänger</b>			
<i>Pericrocotus albifrons</i>	<i>Pericrocotus erythropterygius</i>	nein	ja
<i>Pericrocotus montanus</i> (inkl. <i>cinereigula</i> )	<i>Pericrocotus solaris</i>	nein	nein
<i>Pericrocotus tegimae</i>	<i>Pericrocotus divaricatus</i>	ja	ja
<i>Coracina panayensis</i>	<i>Coracina striata</i>	nein	nein
<i>Coracina dobsoni</i>	<i>Coracina striata</i>	ja	ja
<i>Ceblepyris cucullatus</i> (inkl. <i>moheliensis</i> )	<i>Ceblepyris cinereus</i> *	nein	ja
<i>Edolisoma pygmaeum</i>	<i>Edolisoma holopolium</i> *	nein	nein
<i>Edolisoma remotum</i> (inkl. <i>admiralitat</i> is, <i>matthiae</i> , <i>ultimum</i> , <i>heinrothi</i> , <i>rooki</i> , <i>saturatius</i> , <i>nisorium</i> , <i>erythropterygium</i> )	<i>Edolisoma tenuirostre</i> *	ja	ja
<i>Edolisoma grayi</i>	<i>Edolisoma tenuirostre</i> *	nein	nein
<i>Edolisoma obiense</i> (inkl. <i>pelingi</i> )	<i>Edolisoma tenuirostre</i> *	nein	nein
<i>Edolisoma meyerii</i> (inkl. <i>numforanum</i> )	<i>Edolisoma tenuirostre</i> *	nein	nein
<i>Edolisoma rostratum</i>	<i>Edolisoma tenuirostre</i> *	nein	nein

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Edolisoma monacha</i>	<i>Edolisoma tenuirostre*</i>	nein	ja
<i>Edolisoma nesiotis</i>	<i>Edolisoma tenuirostre*</i>	nein	ja
<i>Edolisoma insperatum</i>	<i>Edolisoma tenuirostre*</i>	nein	ja
<i>Lalage leucoptera</i>	<i>Lalage atrovirens</i>	nein	nein
<i>Lalage moesta</i>	<i>Lalage atrovirens</i>	ja	ja
<i>Lalage minor</i>	<i>Lalage melanoleuca</i>	nein	nein
<b>Artamidae – Schwalbenstare und Krähenstare</b>			
<i>Cracticus argenteus</i> (inkl. <i>colletti</i> )	<i>Cracticus torquatus</i>	ja	ja
<b>Vangidae - Vangas</b>			
<i>Cyanolanius comorensis</i> (inkl. <i>bensoi</i> )	<i>Cyanolanius madagascarinus</i>	nein	nein
<i>Tephrodornis sylvicola</i>	<i>Tephrodornis virgatus</i>	nein	ja
<i>Tephrodornis affinis</i>	<i>Tephrodornis pondicerianus</i>	nein	ja
<b>Platysteiridae - Lappenschnäpper</b>			
<i>Batis dimorpha</i> (inkl. <i>sola</i> )	<i>Batis capensis</i>	nein	nein
<i>Batis occulta</i>	<i>Batis poensis</i>	nein	nein
<i>Dyaphorophyia hormophora</i>	<i>Dyaphorophyia castanea</i>	nein	ja
<i>Dyaphorophyia chalybea</i>	<i>Dyaphorophyia blissetti</i>	ja	ja
<i>Dyaphorophyia jamesoni</i>	<i>Dyaphorophyia blissetti</i>	ja	ja
<i>Dyaphorophyia ansorgei</i> (inkl. <i>graueri</i> , <i>kung-wensis</i> )	<i>Dyaphorophyia concreta</i>	nein	nein
<b>Malaconotidae - Buschwürger</b>			
<i>Laniarius holomelas</i>	<i>Laniarius poensis</i>	ja	nein
<i>Laniarius nigerrimus</i>	<i>Laniarius sublacteus</i>	ja	ja
<b>Rhipiduridae - Fächerschwänze</b>			
<i>Lamprolia klinesmithi</i>	<i>Lamprolia victoriae</i>	nein	ja
<i>Rhipidura sauli</i>	<i>Rhipidura cyaniceps</i>	nein	ja
<i>Rhipidura albiventris</i>	<i>Rhipidura cyaniceps</i>	ja	ja
<i>Rhipidura samarensis</i>	<i>Rhipidura superciliaris</i>	nein	ja
<i>Rhipidura tenkatei</i>	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein
<i>Rhipidura hoedti</i>	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein
<i>Rhipidura bouruensis</i>	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein
<i>Rhipidura obiensis</i>	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein
<i>Rhipidura cinerea</i>	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein
<i>Rhipidura assimilis</i> (inkl. <i>finitima</i> )	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein
<i>Rhipidura kordensis</i>	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein
<i>Rhipidura isura</i> (inkl. <i>vidua</i> , <i>gularis</i> , <i>nigromentalis</i> , <i>niveiventris</i> , <i>mussai</i> , <i>setosa</i> , <i>gigantea</i> , <i>tangensis</i> , <i>finschii</i> )	<i>Rhipidura rufiventris</i>	nein	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Rhipidura coultasi</i>	<i>Rhipidura cockerelli</i>	nein	nein
<i>Rhipidura nigritorquis</i>	<i>Rhipidura javanica</i>	ja	ja
<i>Rhipidura kubaryi</i>	<i>Rhipidura rufifrons</i>	nein	ja
<i>Rhipidura melanolaema</i> (inkl. <i>utupuae</i> )	<i>Rhipidura rufifrons</i>	nein	nein
<i>Rhipidura ocularis</i>	<i>Rhipidura drownei</i>	nein	nein
<i>Rhipidura spilodera</i>	<i>Rhipidura verreauxi</i>	nein	nein
<i>Rhipidura layardi</i> (inkl. <i>erythronota</i> )	<i>Rhipidura verreauxi</i>	nein	nein
<i>Rhipidura rufilateralis</i>	<i>Rhipidura verreauxi</i>	nein	nein
<b>Dicruridae - Drongos</b>			
<i>Dicrurus striatus</i> (inkl. <i>samarensis</i> )	<i>Dicrurus hottentottus</i>	nein	nein
<b>Monarchidae - Monarchschnäpper</b>			
<i>Myiagra freycineti</i>	<i>Myiagra oceanica</i>	nein	ja
<i>Myiagra erythrops</i>	<i>Myiagra oceanica</i>	nein	ja
<i>Myiagra pluto</i>	<i>Myiagra oceanica</i>	nein	ja
<i>Myiagra castaneigularis</i> (inkl. <i>whitneyi</i> )	<i>Myiagra azureocapilla</i>	nein	ja
<i>Myiagra eichhorni</i>	<i>Myiagra hebetior</i>	nein	nein
<i>Myiagra cervinicolor</i>	<i>Myiagra hebetior</i>	nein	nein
<i>Symposiachrus ateralbus</i>	<i>Symposiachrus verticalis</i> *	nein	nein
<i>Symposiachrus malaitae</i>	<i>Symposiachrus barbatus</i> *	ja	nein
<i>Carterornis castus</i>	<i>Carterornis pileatus</i> *	nein	nein
<i>Chasiempis sclateri</i>	<i>Chasiempis sandwichensis</i>	ja	ja
<i>Chasiempis ibidis</i>	<i>Chasiempis sandwichensis</i>	ja	ja
<i>Pomarea pomarea</i>	<i>Pomarea nigra</i>	ja	ja
<i>Pomarea fluxa</i>	<i>Pomarea iphis</i>	ja	ja
<i>Pomarea nukuhiuae</i>	<i>Pomarea mendozae</i>	ja	ja
<i>Pomarea mira</i>	<i>Pomarea mendozae</i>	ja	ja
<i>Clytorhynchus sanctaerucis</i>	<i>Clytorhynchus nigrogularis</i>	ja	ja
<i>Monarcha megarhynchus</i>	<i>Monarcha castaneiventris</i>	nein	nein
<i>Monarcha ugiensis</i>	<i>Monarcha castaneiventris</i>	ja	nein
<i>Trochocercus bivittatus</i> (inkl. <i>vivax</i> , <i>megalolophus</i> )	<i>Trochocercus cyanomelas</i>	nein	nein
<i>Hypothymis puella</i> (inkl. <i>blasii</i> )	<i>Hypothymis azurea</i>	nein	ja
<i>Terpsiphone unirufa</i>	<i>Terpsiphone cinnamomea</i>	nein	nein
<i>Terpsiphone incei</i>	<i>Terpsiphone paradisi</i>	ja	ja
<i>Terpsiphone affinis</i> (inkl. <i>saturator</i> , <i>nicobarica</i> , <i>burmae</i> , <i>indochinensis</i> , <i>procera</i> , <i>insularis</i> , <i>borneensis</i> )	<i>Terpsiphone paradisi</i>	ja	ja
<i>Terpsiphone floris</i> (inkl. <i>sumbaensis</i> )	<i>Terpsiphone paradisi</i>	nein	nein
<b>Laniidae - Würger</b>			
<i>Lanius phoenicuroides</i>	<i>Lanius isabellinus</i>	ja	ja

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Lanius giganteus</i>	<i>Lanius sphenocercus</i>	ja	nein
<i>Lanius borealis</i> (inkl. <i>invictus, mollis, funereus, sibiricus, bianchii</i> )	<i>Lanius excubitor</i>	ja	ja
<b>Corvidae - Rabenvögel</b>			
<i>Platysmurus aterrimus</i>	<i>Platysmurus leucopterus</i>	nein	nein
<i>Urocissa xanthomelana</i>	<i>Urocissa whiteheadi</i>	nein	nein
<i>Cissa jefferyi</i>	<i>Cissa thalassina</i>	ja	ja
<i>Garrulus bispecularis</i> (inkl. <i>interstinctus, sinensis, oatesi, haringtoni, taivanus</i> )	<i>Garrulus glandarius</i>	nein	nein
<i>Garrulus leucotis</i>	<i>Garrulus glandarius</i>	nein	nein
<i>Pica mauritanica</i>	<i>Pica pica</i>	nein	nein
<i>Pica asirensis</i>	<i>Pica pica</i>	nein	nein
<i>Nucifraga hemispila</i> (inkl. <i>macella, interdicta, owstoni</i> )	<i>Nucifraga caryocatactes</i>	nein	nein
<i>Corvus violaceus</i>	<i>Corvus enca</i>	ja	ja
<i>Cyanolyca quindiuana</i>	<i>Cyanolyca armillata</i>	nein	nein
<i>Aphelocoma wollweberi</i> (inkl. <i>arizonae, couchii, potosina</i> )	<i>Aphelocoma ultramarina</i>	ja	ja
<b>Paradisaeidae - Paradiesvögel</b>			
<i>Lycocorax obiensi</i>	<i>Lycocorax pyrrhopterus</i>	nein	nein
<i>Lophorina intercedens</i>	<i>Lophorina magnifica*</i>	ja	ja
<b>Melanocharitidae – Beerenpicker und Pfiemschnäbel</b>			
<i>Rhamphocharis piperata</i>	<i>Rhamphocharis crassirostris</i>	nein	nein
<b>Cnemophilidae - Samtvögel</b>			
<i>Cnemophilis sanguineus</i>	<i>Cnemophilus macgregorii</i>	nein	nein
<b>Petroicidae - Südseeschnäpper</b>			
<i>Petroica pusilla</i> (inkl. <i>septentrionalis, kulambangrae, dennisi, polymorpha, soror, ambrynensis, feminina, cognata, tannensis, similis, kleinschmidtii, taveunensis, becki</i> )	<i>Petroica multicolor</i>	nein	ja
<i>Petroica dannefaerdi</i>	<i>Petroica macrocephala</i>	nein	nein
<i>Petroica longipes</i>	<i>Petroica australis</i>	ja	ja
<i>Monachella coultasi</i>	<i>Monachella muelleriana</i>	nein	nein
<i>Microeca tormenti</i>	<i>Microeca flavigaster</i>	nein	nein
<i>Drymodes beccarii</i>	<i>Drymodes superciliaris</i>	ja	ja
<i>Heteromyias armiti</i> (inkl. <i>rothschildi, centralis, atricapilla</i> )	<i>Heteromyias albispecularis</i>	nein	nein
<b>Paridae - Meisen</b>			
<i>Sittiparus owstoni</i>	<i>Sittiparus varius*</i>	nein	ja

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Sittiparus olivaceus</i>	<i>Sittiparus varius*</i>	nein	ja
<i>Sittiparus castaneiventris</i>	<i>Sittiparus varius*</i>	nein	ja
<i>Poecile hyrcanus</i>	<i>Poecile lugubris</i>	ja	ja
<i>Poecile hypermelaenus</i>	<i>Poecile palustris</i>	ja	ja
<b>Remizidae - Beutelmeisen</b>			
<i>Anthoscopus sylviella</i> (inkl. <i>sharpei</i> )	<i>Anthoscopus caroli</i>	nein	nein
<b>Alaudidae - Lerchen</b>			
<i>Mirafra sharpii</i>	<i>Mirafra africana</i>	nein	nein
<i>Eremalauda eremodites</i>	<i>Eremalauda dunni</i>	nein	nein
<i>Calandrella eremica</i> (inkl. <i>daaroodensis</i> )	<i>Calandrella blanfordi</i>	nein	nein
<i>Calandrella dukhunensis</i>	<i>Calandrella brachydactyla</i>	nein	ja
<b>Macrosphenidae – Sylviettas und Bülbülgrasmücken</b>			
<i>Sylvietta leucopsis</i>	<i>Sylvietta brachyura</i>	nein	nein
<i>Sylvietta chapini</i>	<i>Sylvietta leucophrys</i>	nein	nein
<b>Cisticolidae - Cistensänger</b>			
<i>Neomixis pallidior</i>	<i>Neomixis striatigula</i>	nein	nein
<i>Artisornis sousae</i>	<i>Artisornis moreau</i>	nein	nein
<i>Apalis flavocincta</i> (inkl. <i>viridiceps</i> )	<i>Apalis flavida</i>	nein	nein
<i>Camaroptera toroensis</i> (inkl. <i>kamitugaensis</i> )	<i>Camaroptera chloronota</i>	nein	nein
<i>Cisticola bailunduensis</i>	<i>Cisticola aberrans</i>	nein	nein
<i>Prinia khasiana</i>	<i>Prinia atrogularis</i>	nein	nein
<i>Prinia superciliaris</i> (inkl. <i>erythropleura</i> , <i>klossi</i> , <i>waterstradti</i> , <i>dysancrita</i> )	<i>Prinia atrogularis</i>	nein	ja
<i>Prinia sonitans</i>	<i>Prinia flaviventris</i>	nein	nein
<i>Orthotomus chloronotus</i>	<i>Orthotomus castaneiceps</i>	ja	ja
<b>Acrocephalidae - Rohrsänger</b>			
<i>Calamonastides bensoni</i>	<i>Calamonastides gracilirostris*</i>	nein	nein
<i>Acrocephalus hiwae</i>	<i>Acrocephalus luscinius</i>	ja	ja
<i>Acrocephalus nijoi</i>	<i>Acrocephalus luscinius</i>	ja	ja
<i>Acrocephalus yamashinae</i>	<i>Acrocephalus luscinius</i>	ja	ja
<i>Acrocephalus astrolabii</i>	<i>Acrocephalus luscinius</i>	ja	ja
<i>Acrocephalus longirostris</i>	<i>Acrocephalus caffer</i>	ja	ja
<i>Acrocephalus musae</i> (inkl. <i>garretti</i> )	<i>Acrocephalus caffer</i>	ja	ja
<i>Acrocephalus percneris</i> (inkl. <i>postremus</i> , <i>aquilonis</i> , <i>idea</i> )	<i>Acrocephalus mendanae</i>	ja	ja
<b>Locustellidae - Schwirle</b>			
<i>Locustella amnicola</i>	<i>Locustella fasciolata</i>	ja	ja

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Locustella kashmirensis</i>	<i>Locustella thoracica*</i>	ja	ja
<i>Bradypterus centralis</i> (inkl. <i>chadensis</i> , <i>sudanensis</i> , <i>elgonensis</i> )	<i>Bradypterus baboecala</i>	ja	ja
<i>Poodytes caudatus</i>	<i>Poodytes punctatus*</i>	nein	nein
<i>Poodytes rufescens</i>	<i>Poodytes punctatus*</i>	nein	ja
<i>Megalurulus grosvenori</i>	<i>Megalurulus whitneyi</i>	nein	ja
<i>Megalurulus turipavae</i>	<i>Megalurulus whitneyi</i>	nein	nein
<i>Megalurulus llanae</i>	<i>Megalurulus whitneyi</i>	nein	ja
<b>Hirundinidae - Schwalben</b>			
<i>Delichon lagopodium</i>	<i>Delichon urbicum</i>	nein	nein
<i>Cecropis hyperythra</i>	<i>Cecropis daurica</i>	nein	ja
<i>Hirundo javanica</i> (inkl. <i>namiyei</i> , <i>frontalis</i> , <i>albescens</i> , <i>ambiens</i> , <i>subfusca</i> , <i>domicola</i> )	<i>Hirundo tahitica</i>	nein	nein
<i>Ptyonoprogne obsoleta</i> (inkl. <i>presaharica</i> , <i>spatzi</i> , <i>buchanani</i> , <i>arabica</i> , <i>pusilla</i> , <i>perpallida</i> , <i>pallida</i> )	<i>Ptyonoprogne fuligula</i>	ja	ja
<i>Ptyonoprogne rufigula</i> (inkl. <i>bansoensis</i> )	<i>Ptyonoprogne fuligula</i>	nein	nein
<i>Riparia cowani</i>	<i>Riparia paludicola</i>	nein	nein
<i>Riparia chinensis</i> (inkl. <i>tantilla</i> )	<i>Riparia paludicola</i>	nein	ja
<i>Stelgidopteryx ridgwayi</i> (inkl. <i>stuarti</i> )	<i>Stelgidopteryx serripennis</i>	nein	nein
<b>Pycnonotidae - Bülbuls</b>			
<i>Bleda ugandae</i>	<i>Bleda notatus</i>	nein	nein
<i>Atimastillas flavigula</i> (inkl. <i>soror</i> )	<i>Atimastillas flavicollis*</i>	nein	nein
<i>Arizelocichla striifacies</i> (inkl. <i>olivaceiceps</i> )	<i>Arizelocichla milanjensis</i>	nein	ja
<i>Arizelocichla chlorigula</i>	<i>Arizelocichla nigriceps*</i>	nein	ja
<i>Arizelocichla neumanni</i>	<i>Arizelocichla nigriceps*</i>	nein	ja
<i>Arizelocichla fusciceps</i>	<i>Arizelocichla nigriceps*</i>	ja	ja
<i>Phyllastrephus albigula</i>	<i>Phyllastrephus debilis</i>	ja	ja
<i>Phyllastrephus viridiceps</i>	<i>Phyllastrephus albigularis</i>	nein	nein
<i>Alophoixus griseiceps</i>	<i>Alophoixus pallidus</i>	nein	nein
<i>Alophoixus ruficrissus</i> (inkl. <i>fowleri</i> )	<i>Alophoixus ochraceus</i>	nein	nein
<i>Alophoixus tephrogenys</i> (inkl. <i>gutturalis</i> )	<i>Alophoixus bres</i>	nein	nein
<i>Alophoixus frater</i>	<i>Alophoixus bres</i>	ja	ja
<i>Hemixos connectens</i>	<i>Hemixos cinereus</i>	nein	nein
<i>Ixos sumatranus</i>	<i>Ixos virescens</i>	nein	nein
<i>Hypsipetes catarmanensis</i>	<i>Hypsipetes everetti*</i>	nein	nein
<i>Hypsipetes haynaldi</i>	<i>Hypsipetes everetti*</i>	nein	nein
<i>Hypsipetes moheliensis</i>	<i>Hypsipetes parvirostris</i>	ja	ja
<i>Pycnonotus snouckaerti</i>	<i>Pycnonotus bimaculatus</i>	nein	ja

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Pycnonotus davisoni</i>	<i>Pycnonotus finlaysoni</i>	nein	nein
<i>Pycnonotus leucops</i>	<i>Pycnonotus flavescens</i>	nein	nein
<i>Pycnonotus cinereifrons</i>	<i>Pycnonotus plumosus</i>	ja	ja
<i>Thapsinillas harterti</i>	<i>Thapsinillas longirostris</i>	nein	nein
<i>Thapsinillas aurea</i>	<i>Thapsinillas longirostris</i>	nein	nein
<i>Thapsinillas platenae</i>	<i>Thapsinillas longirostris</i>	nein	nein
<i>Thapsinillas chloris</i>	<i>Thapsinillas longirostris</i>	nein	nein
<i>Thapsinillas lucasi</i>	<i>Thapsinillas longirostris</i>	nein	nein
<i>Thapsinillas mysticalis</i>	<i>Thapsinillas affinis</i>	nein	ja
<b>Phylloscopidae - Laubsänger</b>			
<i>Phylloscopus forresti</i>	<i>Phylloscopus chloronotus</i>	ja	ja
<i>Phylloscopus tristis</i>	<i>Phylloscopus collybita</i>	nein	nein
<i>Phylloscopus sumatrensis</i>	<i>Phylloscopus grammiceps*</i>	nein	nein
<i>Phylloscopus examinandus</i>	<i>Phylloscopus borealis</i>	ja	ja
<i>Phylloscopus xanthodryas</i>	<i>Phylloscopus borealis</i>	ja	ja
<i>Phylloscopus claudiae</i>	<i>Phylloscopus reguloides</i>	ja	ja
<i>Phylloscopus goodsoni</i> (inkl. <i>fokiensis</i> )	<i>Phylloscopus reguloides</i>	ja	ja
<i>Phylloscopus misoriensis</i>	<i>Phylloscopus poliocephalus</i>	nein	nein
<i>Phylloscopus maforensis</i>	<i>Phylloscopus poliocephalus</i>	ja	ja
<i>Phylloscopus ogilviegranti</i> (inkl. <i>disturbans</i> , <i>klossi</i> )	<i>Phylloscopus davisoni</i>	ja	ja
<b>Scotocercidae - Seidensänger</b>			
<i>Horornis brunnescens</i>	<i>Horornis acanthizoides*</i>	ja	ja
<i>Horornis canturians</i> (inkl. <i>borealis</i> )	<i>Horornis diphone*</i>	ja	nein
<b>Aegithalidae - Schwanzmeisen</b>			
<i>Aegithalos iredalei</i> (inkl. <i>rubricapillus</i> )	<i>Aegithalos concinnus</i>	nein	nein
<i>Aegithalos annamensis</i>	<i>Aegithalos concinnus</i>	nein	nein
<b>Sylviidae – Grasmücken und Papageimeisen</b>			
<i>Sylvia deserti</i>	<i>Sylvia nana</i>	ja	ja
<i>Sylvia crassirostris</i> (inkl. <i>balchanica</i> , <i>jerdoni</i> )	<i>Sylvia hortensis</i>	ja	ja
<i>Sylvia subalpina</i>	<i>Sylvia cantillans</i>	ja	ja
<i>Rhopophilus albosuperciliaris</i>	<i>Rhopophilus pekinensis</i>	nein	ja
<i>Psittiparus bakeri</i>	<i>Psittiparus ruficeps*</i>	nein	ja
<i>Sinosuthora ricketti</i>	<i>Sinosuthora brunnea*</i>	nein	nein
<b>Zosteropidae - Brillenvögel</b>			
<i>Zosterops mauritianus</i>	<i>Zosterops borbonicus</i>	ja	ja
<i>Zosterops saypani</i>	<i>Zosterops conspicillatus</i>	nein	nein
<i>Zosterops flavilateralis</i> (inkl. <i>jubaensis</i> )	<i>Zosterops abyssinicus</i>	nein	nein

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Zosterops virens</i> (inkl. <i>capensis</i> )	<i>Zosterops pallidus</i>	ja	ja
<i>Zosterops kirki</i>	<i>Zosterops maderaspatensis</i>	nein	ja
<i>Zosterops feae</i>	<i>Zosterops ficedulinus</i>	ja	ja
<i>Zosterops kaffensis</i>	<i>Zosterops poliogastrus</i>	nein	nein
<i>Zosterops kulalensis</i>	<i>Zosterops poliogastrus</i>	nein	nein
<i>Zosterops kikuyensis</i>	<i>Zosterops poliogastrus</i>	nein	ja
<i>Zosterops silvanus</i>	<i>Zosterops poliogastrus</i>	nein	ja
<i>Zosterops eurycricotus</i>	<i>Zosterops poliogastrus</i>	nein	nein
<i>Zosterops mbuluensis</i>	<i>Zosterops poliogastrus</i>	nein	nein
<i>Zosterops winifredae</i>	<i>Zosterops poliogastrus</i>	nein	nein
<i>Zosterops chrysolaeus</i> (inkl. <i>gregarius, delicatulus</i> )	<i>Zosterops minor</i>	nein	nein
<i>Zosterops crookshanki</i>	<i>Zosterops fuscicapilla</i>	nein	nein
<i>Zosterops hamlini</i>	<i>Zosterops rendovae</i>	nein	nein
<i>Zosterops ponapensis</i>	<i>Zosterops cinereus</i>	nein	ja
<i>Zosterops strenuus</i>	<i>Zosterops tenuirostris</i>	ja	ja
<b>Timaliidae - Timalien</b>			
<i>Pomatorhinus phayrei</i> (inkl. <i>stanfordi, formosus, albobularis, orientalis, dickinsoni</i> )	<i>Pomatorhinus ferruginosus</i>	nein	nein
<i>Mixornis prillwitzii</i>	<i>Mixornis flavicollis*</i>	nein	nein
<i>Cyanoderma bicolor</i> (inkl. <i>rufum</i> )	<i>Cyanoderma erythropterum*</i>	nein	nein
<b>Pellorneidae - Drosslinge</b>			
<i>Illadopsis distans</i>	<i>Illadopsis rufipennis</i>	nein	nein
<i>Pellorneum nigrocapitatum</i> (inkl. <i>morrelli, capistratoides</i> )	<i>Pellorneum capistratum</i>	nein	nein
<i>Turdinus calcicola</i>	<i>Turdinus crispifrons*</i>	nein	nein
<i>Rimator naungmungensis</i>	<i>Rimator danjui</i>	nein	ja
<i>Graminicola striatus</i>	<i>Graminicola bengalensis</i>	nein	ja
<b>Leiotrichidae - Häherlinge</b>			
<i>Phyllanthus rubiginosus</i>	<i>Phyllanthus atripennis</i>	nein	nein
<i>Phyllanthus bohndorffi</i>	<i>Phyllanthus atripennis</i>	nein	nein
<i>Turdoides somervillei</i>	<i>Turdoides striata</i>	nein	nein
<i>Garrulax cinereiceps</i>	<i>Garrulax cineraceus*</i>	nein	nein
<i>Garrulax monachus</i>	<i>Garrulax chinensis*</i>	nein	nein
<i>Garrulax woodi</i>	<i>Garrulax lanceolatus*</i>	nein	ja
<i>Trochalopteron meridionale</i>	<i>Trochalopteron fairbanki*</i>	nein	ja
<i>Trochalopteron jerdoni</i>	<i>Trochalopteron cachinnans*</i>	nein	ja
<i>Leiothrix laurinae</i> (inkl. <i>rookmakeri</i> )	<i>Leiothrix argenteauris*</i>	nein	nein
<i>Actinodura radcliffei</i> (inkl. <i>yunnanensis</i> )	<i>Actinodura ramsayi</i>	nein	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<b>Sittidae - Kleiber</b>			
<i>Sitta arctica</i>	<i>Sitta europaea</i>	ja	ja
<i>Sitta insularis</i>	<i>Sitta pusilla</i>	nein	nein
<i>Salpornis salvadori</i> (inkl. <i>emini. erlangeri, xylostromus</i> )	<i>Salpornis spilonota</i>	ja	ja
<b>Poliophtilidae - Mückenfänger</b>			
<i>Poliophtila maior</i>	<i>Poliophtila plumbea</i>	nein	nein
<b>Troglodytidae - Zaunkönige</b>			
<i>Troglodytes pacificus</i> (inkl. <i>alascensis, meligerus, kiskensis, semidiensis, helleri, salebrosus</i> )	<i>Troglodytes troglodytes</i>	ja	ja
<i>Troglodytes hiemalis</i> (inkl. <i>pullus</i> )	<i>Troglodytes troglodytes</i>	ja	ja
<i>Cistothorus stellaris</i>	<i>Cistothorus platensis</i>	nein	ja
<i>Campylorhynchus humilis</i>	<i>Campylorhynchus rufinucha</i>	nein	ja
<i>Campylorhynchus capistratus</i> (inkl. <i>nigricaudatus, castaneus, xerophilus, nicoyae, nicaraguae</i> )	<i>Campylorhynchus rufinucha</i>	nein	ja
<i>Pheugopedius schulenbergi</i>	<i>Pheugopedius euophrys</i> *	nein	nein
<i>Pheugopedius columbianus</i>	<i>Pheugopedius sclateri</i> *	nein	nein
<i>Pheugopedius paucimaculatus</i>	<i>Pheugopedius sclateri</i> *	nein	nein
<i>Henicorhina anachoreta</i>	<i>Henicorhina leucophrys</i>	nein	ja
<i>Cyphorhinus dichrous</i>	<i>Cyphorhinus thoracicus</i>	nein	nein
<b>Sturnidae - Stare</b>			
<i>Gracupica jalla</i>	<i>Gracupica contra</i>	nein	nein
<i>Acridotheres leucocephalus</i>	<i>Acridotheres burmannicus</i>	nein	nein
<i>Acridotheres tricolor</i>	<i>Acridotheres melanopterus</i>	nein	nein
<i>Acridotheres tertius</i>	<i>Acridotheres melanopterus</i>	nein	nein
<i>Lamprotornis benguelensis</i>	<i>Lamprotornis mevesii</i>	nein	nein
<i>Lamprotornis violacior</i>	<i>Lamprotornis mevesii</i>	nein	nein
<i>Rhabdornis rabori</i>	<i>Rhabdornis inornatus</i>	nein	nein
<i>Streptocitta torquata</i>	<i>Streptocitta albicollis</i>	nein	nein
<i>Gracula venerata</i>	<i>Gracula religiosa</i>	nein	nein
<b>Turdidae - Drosseln</b>			
<i>Myadestes woahensis</i>	<i>Myadestes lanaiensis</i>	nein	nein
<i>Zoothera griseiceps</i>	<i>Zoothera mollissima</i>	nein	ja
<i>Zoothera aurea</i> (inkl. <i>toratugumi, iriomotensis, neilgherriensis, imbricate, horsfieldi</i> )	<i>Zoothera dauma</i>	ja	ja
<i>Zoothera major</i>	<i>Zoothera dauma</i>	ja	ja
<i>Zoothera atrigena</i>	<i>Zoothera talaseae</i>	nein	nein
<i>Cichlopsis chubbi</i>	<i>Cichlopsis leucogenys</i>	nein	nein

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Cichlopsis peruviana</i>	<i>Cichlopsis leucogenys</i>	nein	nein
<i>Cichlopsis gularis</i>	<i>Cichlopsis leucogenys</i>	nein	nein
<i>Catharus swainsoni</i> (inkl. <i>incanus</i> , <i>appalachiensis</i> )	<i>Catharus ustulatus</i>	nein	nein
<i>Psophocichla simensis</i>	<i>Psophocichla litsitsirupa</i>	nein	nein
<i>Turdus abyssinicus</i> (inkl. <i>baraka</i> , <i>deckeni</i> , <i>oldeani</i> , <i>bambusicola</i> , <i>nyikae</i> )	<i>Turdus olivaceus</i>	ja	ja
<i>Turdus roehli</i>	<i>Turdus olivaceus</i>	ja	ja
<i>Turdus smithi</i>	<i>Turdus olivaceus</i>	ja	ja
<i>Turdus assimilis</i> (inkl. <i>calliphthongus</i> , <i>lygrus</i> , <i>suttoni</i> , <i>leucauchen</i> , <i>rubicundus</i> , <i>benti</i> , <i>hondurensis</i> , <i>atrotinctus</i> , <i>cnephusus</i> , <i>campanicola</i> , <i>croizati</i> , <i>coibensis</i> )	<i>Turdus albicollis</i>	ja	ja
<i>Turdus mandarinus</i> (inkl. <i>sowerbyi</i> )	<i>Turdus merula</i>	ja	ja
<i>Turdus smithi</i>	<i>Turdus olivaceus</i>	ja	ja
<i>Turdus confinis</i>	<i>Turdus migratorius</i>	nein	nein
<i>Turdus anthracinus</i>	<i>Turdus chiguanco</i>	nein	nein
<i>Turdus subalaris</i>	<i>Turdus nigriceps</i>	nein	ja
<i>Turdus debilis</i>	<i>Turdus ignobilis</i>	nein	nein
<i>Turdus arthuri</i>	<i>Turdus ignobilis</i>	nein	nein
<i>Turdus xanthorhynchus</i>	<i>Turdus olivaceofuscus</i>	ja	ja
<i>Turdus rubripes</i> (inkl. <i>schistaceus</i> , <i>coryi</i> )	<i>Turdus plumbeus</i>	nein	nein
<i>Turdus ardosiaceus</i> (inkl. <i>albiventris</i> )	<i>Turdus plumbeus</i>	nein	nein
<i>Turdus niveiceps</i>	<i>Turdus poliocephalus</i>	ja	nein
<b>Muscicapidae - Fliegenschnäpper</b>			
<i>Copsychus mindanensis</i>	<i>Copsychus saularis</i>	ja	ja
<i>Copsychus pica</i>	<i>Copsychus albospectularis</i>	nein	nein
<i>Kittacincla superciliaris</i>	<i>Kittacincla luzoniensis*</i>	nein	nein
<i>Kittacincla albiventris</i>	<i>Kittacincla malabarica*</i>	nein	ja
<i>Niltava oatesi</i>	<i>Niltava vivida</i>	nein	nein
<i>Cyanoptila cumatilis</i>	<i>Cyanoptila cyanomelana</i>	ja	ja
<i>Eumyias ruficrissa</i> (inkl. <i>cerviniventris</i> )	<i>Eumyias indigo</i>	nein	nein
<i>Cyornis stresemanni</i>	<i>Cyornis oscillans*</i>	ja	nein
<i>Cyornis nicobaricus</i>	<i>Cyornis brunneatus*</i>	ja	ja
<i>Cyornis camarinensis</i>	<i>Cyornis herioti</i>	nein	nein
<i>Cyornis magnirostris</i>	<i>Cyornis banyumas</i>	ja	ja
<i>Cyornis sumatrensis</i> (inkl. <i>indochina</i> , <i>lamprus</i> )	<i>Cyornis tickelliae</i>	nein	nein
<i>Cyornis glaucicomans</i>	<i>Cyornis rubeculoides</i>	nein	ja
<i>Cyornis omissus</i> (inkl. <i>peromissus</i> )	<i>Cyornis rufigastra</i>	nein	ja
<i>Cyornis djampeanus</i> (inkl. <i>kalaoensis</i> )	<i>Cyornis rufigastra</i>	nein	ja

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Dessonornis mbuluensis</i>	<i>Dessonornis anomalus*</i>	nein	nein
<i>Dessonornis macclounii</i> (inkl. <i>grotei</i> )	<i>Dessonornis anomalus*</i>	nein	nein
<i>Stiphornis xanthogaster</i> (inkl. <i>sanghensis, rudderi</i> )	<i>Stiphornis erythrothorax</i>	nein	nein
<i>Sheppardia poensis</i> (inkl. <i>granti, schoutedeni, kaboboensis, kungwensis</i> )	<i>Sheppardia bocagei</i>	nein	nein
<i>Heinrichia simplex</i>	<i>Heinrichia calligyna</i>	nein	nein
<i>Brachypteryx cruralis</i>	<i>Brachypteryx montana</i>	nein	nein
<i>Brachypteryx sinensis</i>	<i>Brachypteryx montana</i>	nein	nein
<i>Brachypteryx goodfellowi</i>	<i>Brachypteryx montana</i>	nein	nein
<i>Brachypteryx erythrogyna</i>	<i>Brachypteryx montana</i>	nein	nein
<i>Brachypteryx poliogyna</i> (inkl. <i>andersoni, mindorensis, sillimani, brunneiceps, malindangensis, mindanensis</i> )	<i>Brachypteryx montana</i>	nein	nein
<i>Brachypteryx saturata</i>	<i>Brachypteryx montana</i>	nein	nein
<i>Brachypteryx floris</i>	<i>Brachypteryx montana</i>	nein	nein
<i>Larvivora tanensis</i>	<i>Larvivora akahige*</i>	nein	nein
<i>Larvivora namiyei</i>	<i>Larvivora komadori*</i>	nein	nein
<i>Calliope tschebaiewi</i>	<i>Calliope pectoralis*</i>	nein	ja
<i>Myiomela cambodiana</i>	<i>Myiomela leucura</i>	nein	nein
<i>Tarsiger rufilatus</i>	<i>Tarsiger cyanurus</i>	ja	ja
<i>Ficedula elisae</i>	<i>Ficedula narcissina</i>	nein	ja
<i>Ficedula owstoni</i>	<i>Ficedula narcissina</i>	nein	nein
<i>Ficedula albicilla</i>	<i>Ficedula parva</i>	ja	ja
<i>Ficedula luzoniensis</i> (inkl. <i>calayensis, rara, nigrorum, malindangensis, daggayana, montigena, matutumensis</i> )	<i>Ficedula hyperythra</i>	nein	ja
<i>Ficedula riedeli</i>	<i>Ficedula dumetoria</i>	ja	ja
<i>Oenanthe seebohmi</i>	<i>Oenanthe oenanthe</i>	nein	nein
<i>Oenanthe frenata</i>	<i>Oenanthe bottae</i>	nein	nein
<b>Hylocitreidae - Waldpfeifer</b>			
<i>Hylocitrea bonthaina</i>	<i>Hylocitrea bonensis</i>	nein	nein
<b>Irenidae - Feenvögel</b>			
<i>Irena tweeddalii</i>	<i>Irena puella</i>	nein	nein
<b>Chloropseidae - Blattvögel</b>			
<i>Chloropsis lazulina</i> (inkl. <i>melliana</i> )	<i>Chloropsis hardwickii</i>	nein	nein
<i>Chloropsis moluccensis</i> (inkl. <i>chlorocephala, kinneari, auropectus, serithai, viridinucha</i> )	<i>Chloropsis cochinchinensis</i>	nein	nein
<b>Dicaeidae - Mistelfresser</b>			
<i>Dicaeum kampalili</i> (inkl. <i>masawan</i> )	<i>Dicaeum anthonyi</i>	nein	nein

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Dicaeum minullum</i> (inkl. <i>olivaceum</i> , <i>uchidai</i> , <i>borneanum</i> , <i>sollicitans</i> , <i>virescens</i> )	<i>Dicaeum concolor</i>	nein	ja
<i>Dicaeum schistaceiceps</i>	<i>Dicaeum erythrothorax</i>	nein	ja
<i>Dicaeum wilhelminae</i>	<i>Dicaeum sanguinolentum</i>	nein	nein
<i>Dicaeum hanieli</i>	<i>Dicaeum sanguinolentum</i>	nein	nein
<i>Dicaeum cambodianum</i>	<i>Dicaeum ignipectus</i>	nein	nein
<i>Dicaeum beccarii</i>	<i>Dicaeum ignipectus</i>	nein	nein
<i>Dicaeum luzoniense</i> (inkl. <i>bonga</i> , <i>apo</i> )	<i>Dicaeum ignipectus</i>	nein	nein
<i>Dicaeum keiense</i> (inkl. <i>fulgidum</i> )	<i>Dicaeum hirundinaceum</i>	nein	nein
<i>Dicaeum ignicolle</i>	<i>Dicaeum hirundinaceum</i>	nein	nein
<b>Nectariniidae - Nektarvögel</b>			
<i>Arachnothera dilutor</i>	<i>Arachnothera longirostra</i>	nein	ja
<i>Arachnothera flammifera</i> (inkl. <i>randi</i> )	<i>Arachnothera longirostra</i>	ja	ja
<i>Anthreptes tephrolaemus</i>	<i>Anthreptes rectirostris</i>	nein	nein
<i>Leptocoma brasiliana</i> (inkl. <i>emmae</i> , <i>mecynorhyncha</i> , <i>eumecis</i> , <i>axantha</i> )	<i>Leptocoma sperata</i>	nein	ja
<i>Leptocoma juliae</i>	<i>Leptocoma sperata</i>	nein	nein
<i>Cinnyris gertrudis</i>	<i>Cinnyris manoensis</i>	nein	nein
<i>Cinnyris usambaricus</i>	<i>Cinnyris mediocris</i>	ja	ja
<i>Cinnyris fuelleborni</i> (inkl. <i>bensoni</i> )	<i>Cinnyris mediocris</i>	ja	ja
<i>Cinnyris melanogastrus</i>	<i>Cinnyris pulchellus</i>	nein	nein
<i>Cinnyris hellmayri</i> (inkl. <i>kinneari</i> )	<i>Cinnyris habessinicus</i>	nein	nein
<i>Cinnyris idenburgi</i>	<i>Cinnyris jugularis</i>	nein	nein
<i>Cinnyris moebii</i>	<i>Cinnyris notatus</i>	nein	nein
<i>Cinnyris voeltzkowi</i>	<i>Cinnyris notatus</i>	nein	nein
<i>Aethopyga magnifica</i>	<i>Aethopyga siparaja</i>	ja	ja
<i>Aethopyga guimarasensis</i> (inkl. <i>daphoenonota</i> )	<i>Aethopyga flagrans</i>	ja	ja
<i>Aethopyga latouchii</i> (inkl. <i>sokolovi</i> )	<i>Aethopyga christinae</i>	nein	nein
<b>Ploceidae - Webervögel</b>			
<i>Euplectes laticauda</i> (inkl. <i>suahelicus</i> )	<i>Euplectes ardens</i>	nein	nein
<i>Foudia aldabrana</i>	<i>Foudia eminentissima</i>	nein	ja
<i>Ploceus brachypterus</i>	<i>Ploceus nigricollis</i>	nein	nein
<i>Ploceus upembae</i>	<i>Ploceus katangae</i>	nein	nein
<i>Ploceus castaneofuscus</i>	<i>Ploceus nigerrimus</i>	nein	nein
<i>Anaplectes leuconotos</i>	<i>Anaplectes rubriceps</i>	nein	nein
<i>Anaplectes jubaensis</i>	<i>Anaplectes rubriceps</i>	nein	nein
<b>Estrildidae - Prachtfinken</b>			
<i>Lagonosticta vinacea</i>	<i>Lagonosticta larvata</i>	nein	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Lagonosticta nigricollis</i>	<i>Lagonosticta larvata</i>	nein	nein
<i>Estrilda nigriloris</i>	<i>Estrilda astrild</i>	nein	ja
<i>Estrilda charmosyna</i> (inkl. <i>kiwanukae</i> )	<i>Estrilda erythronotos</i>	nein	ja
<i>Lonchura leucosticta</i>	<i>Lonchura tristissima</i>	nein	ja
<i>Neochmia evangelinae</i>	<i>Neochmia phaeton</i>	nein	nein
<i>Erythrura pealii</i>	<i>Erythrura cyanovirens</i>	nein	ja
<b>Passeridae - Sperlinge</b>			
<i>Passer hemileucus</i>	<i>Passer insularis</i>	nein	ja
<i>Passer zarudnyi</i>	<i>Passer simplex</i>	ja	ja
<b>Motacillidae - Stelzen</b>			
<i>Anthus peruvianus</i>	<i>Anthus lutescens</i>	nein	nein
<i>Motacilla tschutschensis</i> (inkl. <i>plexa, simillima, angarensis, macronyx, taivana</i> )	<i>Motacilla flava</i>	ja	ja
<b>Fringillidae - Finken</b>			
<i>Fringilla polatzeki</i>	<i>Fringilla teydea</i>	nein	ja
<i>Euphonia sclateri</i>	<i>Euphonia musica</i>	nein	nein
<i>Euphonia flavifrons</i>	<i>Euphonia musica</i>	nein	nein
<i>Paroreomyza flammea</i>	<i>Paroreomyza maculata</i>	ja	ja
<i>Akialoa stejnegeri</i>	<i>Akialoa obscura*</i>	ja	ja
<i>Akialoa ellisiana</i>	<i>Akialoa obscura*</i>	ja	ja
<i>Akialoa lanaiensis</i>	<i>Akialoa obscura*</i>	ja	ja
<i>Loxops wolstenholmei</i>	<i>Loxops coccineus</i>	ja	ja
<i>Himatione fraithii</i>	<i>Himatione sanguinea</i>	ja	ja
<i>Carpodacus verreauxii</i>	<i>Carpodacus rodopeplus</i>	ja	ja
<i>Carpodacus formosanus</i>	<i>Carpodacus vinaceus</i>	ja	ja
<i>Carpodacus stoliczkae</i> (inkl. <i>salimalii, beicki</i> )	<i>Carpodacus synoicus</i>	ja	ja
<i>Carpodacus dubius</i> (inkl. <i>deserticolor, femininus</i> )	<i>Carpodacus thura</i>	ja	ja
<i>Pyrrhula waterstradti</i>	<i>Pyrrhula nipalensis</i>	nein	nein
<i>Rhodopechys alienus</i>	<i>Rhodopechys sanguineus</i>	nein	ja
<i>Crithagra frontalis</i>	<i>Crithagra citrinelloides*</i>	ja	ja
<i>Crithagra hyposticta</i> (inkl. <i>brittoni</i> )	<i>Crithagra citrinelloides*</i>	nein	ja
<i>Crithagra striatipectus</i>	<i>Crithagra reichardi*</i>	ja	nein
<i>Crithagra canicapilla</i> (inkl. <i>montanorum, elgonensis</i> )	<i>Crithagra gularis*</i>	ja	ja
<i>Chrysocorythus mindanensis</i>	<i>Chrysocorythus estherae*</i>	nein	nein
<i>Carduelis caniceps</i> (inkl. <i>subulata, parapanisi, ultima</i> )	<i>Carduelis carduelis</i>	nein	nein
<b>Emberizidae - Altweltammern</b>			
<i>Emberiza goslingi</i>	<i>Emberiza tahapisi</i>	nein	ja

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Emberiza personata</i>	<i>Emberiza spodocephala</i>	nein	nein
<b>Passerellidae - Neuweltammern</b>			
<i>Chlorospingus hypophaeus</i>	<i>Chlorospingus flavigularis</i>	nein	nein
<i>Arremon axillaris</i>	<i>Arremon taciturnus</i>	nein	nein
<i>Arremon nigriceps</i>	<i>Arremon abeillei</i>	nein	nein
<i>Pipilo socorroensis</i>	<i>Pipilo maculatus</i>	nein	nein
<i>Atlapetes meridae</i>	<i>Atlapetes albofrenatus</i>	nein	ja
<i>Atlapetes crassus</i>	<i>Atlapetes tricolor</i>	nein	ja
<i>Atlapetes nigrifrons</i>	<i>Atlapetes latinuchus</i>	nein	ja
<i>Atlapetes taczanowskii</i>	<i>Atlapetes schistaceus</i>	nein	nein
<i>Atlapetes paynteri</i>	<i>Atlapetes leucopterus</i>	nein	nein
<i>Melozona cabanisi</i>	<i>Melozona biarcuata</i>	nein	ja
<i>Melozona occipitalis</i>	<i>Melozona leucotis</i>	nein	nein
<i>Junco insularis</i>	<i>Junco hyemalis</i>	nein	ja
<i>Junco bairdi</i>	<i>Junco phaeonotus</i>	nein	ja
<b>Icteridae - Stärlinge</b>			
<i>Psarocolius oleagineus</i>	<i>Psarocolius angustifrons</i>	nein	nein
<i>Cacicus pacificus</i>	<i>Cacicus microrhynchus</i>	nein	nein
<i>Cacicus vitellinus</i> (inkl. <i>flavicrissus</i> )	<i>Cacicus cela</i>	nein	nein
<b>Parulidae - Waldsänger</b>			
<i>Geothlypis chiriquensis</i>	<i>Geothlypis aequinoctialis</i>	nein	ja
<i>Geothlypis auricularis</i> (inkl. <i>peruviana</i> )	<i>Geothlypis aequinoctialis</i>	nein	ja
<i>Geothlypis bairdi</i>	<i>Geothlypis semiflava</i>	nein	nein
<i>Setophaga graysoni</i>	<i>Setophaga pitiayumi</i> *	nein	nein
<i>Setophaga auduboni</i> (inkl. <i>nigrifrons</i> , <i>goldmani</i> )	<i>Setophaga coronata</i>	nein	ja
<i>Setophaga flavescens</i>	<i>Setophaga dominica</i> *	ja	ja
<i>Myiothlypis striaticeps</i>	<i>Myiothlypis luteoviridis</i> *	nein	nein
<i>Myiothlypis euophrys</i>	<i>Myiothlypis luteoviridis</i> *	nein	nein
<i>Myiothlypis mesoleuca</i> (inkl. <i>boliviana</i> )	<i>Myiothlypis rivularis</i>	nein	nein
<i>Myiothlypis roraimae</i>	<i>Myiothlypis bivittata</i> *	nein	ja
<i>Myiothlypis chlorophrys</i>	<i>Myiothlypis chrysogaster</i> *	nein	ja
<i>Basileuterus cabanisi</i> (inkl. <i>indignus</i> , <i>occultus</i> , <i>austerus</i> )	<i>Basileuterus culicivorus</i>	nein	nein
<i>Basileuterus auricapilla</i> (inkl. <i>olivascens</i> , <i>segrex</i> , <i>viridescens</i> , <i>azarae</i> )	<i>Basileuterus culicivorus</i>	nein	nein
<i>Myioborus chrysops</i>	<i>Myioborus ornatus</i>	nein	nein
<b>Cardinalidae - Kardinäle</b>			
<i>Granatellus francescae</i>	<i>Granatellus venustus</i>	nein	nein

Tab. 1: Fortsetzung

Neue Art („Spaltart“) – <i>new species/split species in del Hoyo &amp; Collar (2016)</i>	Abgespalten von Art – <i>split from species in HBW 8-16 (* = Gattungszugehörigkeit seither geändert – earlier placed in a different genus)</i>	Anerkannt – <i>recognized in Dickinson &amp; Christidis (2014)</i>	Anerkannt – <i>recognized in IOC (2017)</i>
<i>Granatellus paraensis</i>	<i>Granatellus pelzelni</i>	nein	nein
<i>Amaurospiza relictta</i>	<i>Amaurospiza moesta</i>	nein	nein
<i>Cyanoloxia rothschildi</i>	<i>Cyanoloxia cyanooides*</i>	nein	ja
<b>Thraupidae - Tangaren</b>			
<i>Saltator grandis</i> (inkl. <i>vigorsii</i> , <i>plumbiceps</i> , <i>yucatanensis</i> , <i>hesperism brevicaudus</i> )	<i>Saltator coerulescens</i>	nein	nein
<i>Saltator olivascens</i> (inkl. <i>plumbeus</i> , <i>brewsteri</i> )	<i>Saltator coerulescens</i>	nein	nein
<i>Pyrrhulagra taylori</i>	<i>Pyrrhulagra nigra*</i>	nein	nein
<i>Geospiza septentrionalis</i>	<i>Geospiza difficilis</i>	nein	ja
<i>Geospiza acutirostris</i>	<i>Geospiza difficilis</i>	nein	ja
<i>Geospiza propinqua</i>	<i>Geospiza difficilis</i>	nein	ja
<i>Sporophila moreletii</i> (inkl. <i>sharpei</i> , <i>mutanda</i> )	<i>Sporophila torqueola</i>	nein	nein
<i>Sporophila ophthalmica</i> (inkl. <i>hoffmanni</i> , <i>hicksii</i> )	<i>Sporophila corvina</i>	nein	nein
<i>Sporophila pileata</i>	<i>Sporophila bouvreuil</i>	ja	ja
<i>Cnemoscopus chrysogaster</i>	<i>Cnemoscopus rubrirostris</i>	nein	nein
<i>Poospiza whitii</i> (inkl. <i>wagneri</i> )	<i>Poospiza nigrorufa</i>	nein	ja
<i>Microspingus pectoralis</i>	<i>Microspingus torquatus*</i>	nein	nein
<i>Conirostrum fraseri</i>	<i>Conirostrum cinereum</i>	nein	nein
<i>Sicalis mendozae</i>	<i>Sicalis olivascens</i>	ja	ja
<i>Xenodacnis petersi</i> (inkl. <i>bella</i> )	<i>Xenodacnis parina</i>	nein	nein
<i>Pipraeidea darwinii</i>	<i>Pipraeidea bonariensis*</i>	nein	nein
<i>Dubusia carrikeri</i>	<i>Dubusia taeniata</i>	nein	nein
<i>Dubusia stictocephala</i>	<i>Dubusia taeniata</i>	nein	nein
<i>Anisognathus lumulatus</i> (inkl. <i>erythrotus</i> , <i>ignicrissa</i> )	<i>Anisognathus igniventris</i>	nein	nein
<i>Chlorochrysa fulgentissima</i>	<i>Chlorochrysa calliparaea</i>	nein	nein
<i>Tangara fulvicervix</i> (inkl. <i>amabilis</i> , <i>inca</i> )	<i>Tangara ruficervix</i>	nein	nein
<i>Tangara whitelyi</i>	<i>Tangara argentea</i>	nein	nein
<i>Tangara flava</i> (inkl. <i>huberi</i> , <i>sincipitalis</i> , <i>margariatae</i> , <i>chloroptera</i> )	<i>Tangara cayana</i>	nein	nein
<i>Tangara versicolor</i>	<i>Tangara cucullata</i>	nein	nein
<i>Tangara atrocoerulea</i>	<i>Tangara vassorii</i>	nein	nein
<i>Tangara lunigera</i>	<i>Tangara parzudakii</i>	nein	nein
<i>Tangara aurulenta</i> (inkl. <i>occidentalis</i> , <i>palmitae</i> , <i>goodsoni</i> , <i>sclateri</i> , <i>aequatorialis</i> , <i>pulchra</i> , <i>sophiae</i> )	<i>Tangara arthus</i>	nein	nein
<i>Tangara brasiliensis</i>	<i>Tangara mexicana</i>	nein	nein
<i>Tangara cyanomelas</i>	<i>Tangara velia</i>	nein	nein

# Erfolgreiche Baumbruten des Wanderfalken *Falco p. peregrinus* in Baden-Württemberg – ein neuer Aspekt im Land der Felsbrüter

Karlfried Hepp zum 90. Geburtstag

Michael R. Preusch, Bernd Gromm, Friedemann Scholler, Peter Havelka & Hans-Martin Gäng

---

Preusch MR, Gromm B, Scholler F, Havelka P & Gäng H-M 2017: Successful tree-nesting Peregrines *Falco p. peregrinus* in Baden-Württemberg – new development in the area of cliff-nesting Peregrines. *Vogelwarte* 56: 131-133.

The first tree-nesting Peregrines after the recovery of the southern German population were reported in 2014. However, the chicks did not survive and a breeding approach in 2015 was also not successful. In 2016, Peregrines reproduced again in a former Buzzard *Buteo buteo* nest on a beech, approximately 1.5 km away from the former nesting site. The same nesting tree was also used in 2017 and 2018.

The only one documented hatched chick in 2016 left the nest successfully on 26th May. The year after, two chicks left the nest between 10th and 16th May. And two chicks successfully left the nest in 2018 around 18th May. Interestingly, in all years both adult Peregrines were ringed as nestlings not on a tree but on a cliff nesting site in Baden-Württemberg. This fact supports the rarely documented cases of cliff-hatched Peregrines that switch to tree-breeding as adult birds.

✉ MRP: Leiergasse 32, 75031 Eppingen. E-Mail: mpreusch@web.de

BG: Max Beckmann Str. 35, 76227 Karlsruhe

FS: Weinbrennerstr. 39, 76185 Karlsruhe

PH: Staatliches Museum für Naturkunde Karlsruhe, Erbprinzenstraße 13, 76133 Karlsruhe

HMG: Schloss-Wolfsbrunnenweg 45 B, 69118 Heidelberg

---

## 1. Einleitung

Baumbruten des Wanderfalken *Falco peregrinus* wurden bereits in historischer Zeit dokumentiert. Bäume waren vor 1964 im Norden Mitteleuropas die bevorzugten Neststandorte des Wanderfalken (Looft & Busche 1981). Über die Wiederansiedlung der Baumbrüterpopulation in Ostdeutschland wurde und wird viel dokumentiert, publiziert und über die Frage einer „Brutplatzprägung“ umso mehr spekuliert (Langgemach et al. 1997; Kirmse 2002; Kirmse & Sömmer 2015).

Im Süden Deutschlands mit Felsen als klassischem Bruthabitat, in den letzten Jahrzehnten zunehmend auch Gebäude, liegen nur sehr wenige und nicht eindeutig belegte Hinweise auf Baumbruten vor (Groh 1969; Rockenbauch 1998). Im Jahr 2014 wurde erstmals eine Baumbrut in Baden-Württemberg dokumentiert, die allerdings leider erfolglos blieb, da die Jungvögel nach 14 Tagen verschwunden waren (Preusch et al. 2014). 2015 unternahm das Paar an gleicher Stelle erneut einen Brutversuch, konnte jedoch nach dem 26. Februar am Horst nicht mehr beobachtet werden. Eine mögliche Ursache könnten Störungen durch Forstarbeiten in unmittelbarer Nähe des Horstbaumes gewesen sein. Der ehemalige Horst wurde durch den Mäusebussard *Buteo buteo* nach Verschwinden der Wanderfalken abgetragen und stand 2016 nicht mehr zur Verfügung. Dies mag die Ursache für den Bezug eines Ausweichhorstes mit Beginn der Brutperiode 2016 gewesen sein.

Hier werden Details zum Brutgeschehen in den Jahren 2016 bis 2018 mitgeteilt und die „Brutplatzprägung“ diskutiert.

## 2. Material und Methoden

Zwischen Mitte Januar und Ende Mai erfolgten mehrfache Kontrollen des Brutplatzes (2016: n = 23; 2017: n = 21; 2018: n = 35). Die Kontrollen erfolgten von einer Anhöhe aus, ca. 300 m vom Brutplatz entfernt. Mittels Spektiv war zumindest bis zur vollen Begrünung der Buche Anfang Mai eine gute Einsicht in den vormaligen Bussardhorst möglich.

## 3. Ergebnisse

Wie bereits 2014 befindet sich auch der neue Brutplatz am Rande eines Mischwaldgebietes im östlichen Landkreis Karlsruhe, Regierungsbezirk Nordbaden, Baden-Württemberg. Als Horstunterlage diente wie 2014 (Preusch et al. 2014) ein aufgegebener ehemaliger Horst eines Mäusebussards in ca. 30 m Höhe in einer alten Buche (Gesamthöhe des Baumes ca. 40 m) am Rande eines Buchenaltholzbestandes (Abb. 1). Der neue Brutplatz im Jahr 2016, 2017 und 2018 war ca. 1,5 km von diesem Horststandort entfernt.

Während 2014 lediglich das Weibchen mit Markierung rot/rot beringt war und damit programmgemäß der Fels-/Steinbruchbrüterpopulation Baden-Württembergs zugerechnet werden muss, konnte in den Jahren 2016, 2017 und 2018 bei beiden adulten Altvögeln die



**Abb.1:** Brutplatz des Wanderfalke in einem Mäusebussardhorst auf einer Buche. – *Peregrine nesting site in a former Buzzard nest on a beech.* Foto: B. Gromm



**Abb.2:** Adulter männlicher Wanderfalke, beidseitig rot beringt, mit Beute (Baden-Württemberg, an Felsen/Steinbruch geschlüpft). *Adult male Peregrine with prey, ringed red/red (Baden-Württemberg, hatched on a cliff/in a quarry).* Foto: M. R. Preusch



**Abb.3:** Horst mit weiblichem Wanderfalke. – *Nest with female Peregrine.* Foto: B. Gromm

Beringung dokumentiert werden (Abb. 2). Danach stammen beide Vögel aus der Fels-/Steinbruchbrüterpopulation.

Bereits im Januar ließen sich in den Jahren 2016, 2017 und 2018 beide Altvögel am neuen Brutplatz beobachten. Die erste Kopulation 2016 wurde am 27. Februar, 2017 am 6. Februar und 2018 am 5. März beobachtet. Die erste Beobachtung der brütenden, adulten Vögel erfolgte 2016 am 9. März, 2017 am 4. März und 2018 am 18. März datiert werden (Abb. 3). Im Rahmen diverser Beobachtungen wurden immer wieder Störungen durch fremde, adulte Wanderfalke beobachtet, die, sobald Sichtkontakt bestand, vom Brutpaar abgewehrt werden.

Auf Grund des zunehmenden Zerfalls des Bussardhorstes wurde der Brutplatz im September 2017 durch die Installation eines Kunsthorstes gesichert.

Die Beobachtung der ersten Fütterung, bzw. des ersten Jungvogels gelang 2016 am 2. Mai, 2017 am 9. April und 2018 am 17. April. Der einzige Jungvogel flog 2016 am 26. Mai aus. Die letzte Beobachtung der beiden Jungvögel 2017 erfolgte am 10. Mai. Weitere Beobachtungen gelangen 2017 nicht. Am 1. Mai 2018 konnten drei ca. 16 Tage alte Jungvögel beobachtet werden. Die letzte Beobachtung der drei fast flüggen Jungvögel 2018 gelang am 18. Mai. In der Folge konnten lediglich zwei ausgeflogene Jungvögel sicher dokumentiert werden.

### 3. Diskussion

Nach der Erholung der Brutbestände des Wanderfalke in Süddeutschland kam es überraschend oder auf Grund der Populationsdichte vielleicht auch erwartetermaßen zu einer erfolgreichen Baumbrut. Es ist zudem bemerkenswert, dass beide Altvögel aus einer Fels- bzw. Steinbruchbrut stammen. Über die Brutplatzpräferenzen des Wanderfalke wird viel spekuliert. Daten aus der Wiederansiedlung der Baumbrüterpopulation in Ostdeutschland zeigen, dass deren Jungvögel zwar zu etwas mehr als der Hälfte wieder zu Baumbruten neigen, sich jedoch zu einem bedeutenden Anteil auch an Gebäuden oder Felsen ansiedeln (Kirmse 2002). Diese Beobachtung begründen Kirmse & Sömmer (2015) mit einem „Absaugeffekt“, welcher in der Nähe stabiler Gebäude- oder Felspopulationen zunimmt. Andererseits zeigen die Daten aus Ostdeutschland zu einem geringen Teil auch eine Verlagerung der Jungvögel vom Habitat Gebäude/Fels, hin zur Baumbrut (Kirmse & Sömmer 2015). In wie weit diese Daten auf eine sich autochthon reetablierte süddeutsche Ursprungpopulation ohne nennenswerten Einfluss gezüchteter Vögel übertragen lassen, bleibt offen. Für Süddeutschland kann jedoch vermutet werden, dass, unter Berücksichtigung der Historie, Baumbruten nach derzeitiger Einschätzung nie einen bedeutenden Anteil ausmachen werden. Unsere Ergebnisse belegen, zusammen mit den Hinweisen aus Ostdeutschland, dass Wanderfalke grundsätzlich – auch

wenn sie vermutlich genetisch reinen Felsbrüterpopulationen entstammen – hinsichtlich ihrer definitiven Brutplatzwahl recht plastisch angelegt sind. Diese grundsätzliche Potenz wird umso mehr aktiviert, je mehr Vorzugsbruthabitate von eigenen Artgenossen besetzt sind.

#### Dank

Unser Dank gilt den vielen ehrenamtlichen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern der Arbeitsgemeinschaft Wanderfalkenschutz Baden-Württemberg ohne deren regelmäßigen Einsatz in der Beobachtung, wie auch der Schaffung und Optimierung von Brutplätzen, eine besondere Bedeutung zukommt. Den Gründungsvätern Berthold Ficht, Karlfried Hepp, Dieter Rockenbauch, Friedrich Schilling (†) und Herber Walliser (†) sei für die Organisation und Datenakquise gedankt ohne die der Erfolg des Artenschutzprojektes Wanderfalke in Süddeutschland nicht möglich gewesen wäre. Wir danken außerdem der Forstverwaltung Karlsruhe und Herrn Dr. Daniel Schmidt-Rothmund für die Optimierung des Brutplatzes 2017.

#### 4. Zusammenfassung

Nach einer erfolglosen Brut im Jahr 2014 wurde 2016 die mit einem Jungvogel erste erfolgreiche Baumbrut des Wanderfalcken in Baden-Württemberg dokumentiert. Im Jahr 2018 konnten, wie bereits 2017, zwei Jungvögel beobachtet werden.

Seit dem Umzug des Paares 2016 befindet sich der Brutplatz in einem ehemaligen Horst eines Mäusebussards *Buteo buteo*. 2017 wurde der Brutplatz durch Installation eines Weidenkorbes gesichert. Bemerkenswerterweise stammen die beiden adulten Brutvögel aus der Fels-/Steinbruchbrüterpopulation Baden-Württembergs.

#### 5. Literatur

- Groh G 1969: Brütete der Wanderfalke – *Falco peregrinus* – früher in der Pfalz auch auf Bäumen? Mitt. Pollichia III 16: 121-122.
- Kirmse W 2002: Erkenntnisse aus der Individualmarkierung im Wanderfalken-Baumbrüterprojekt. Naturschutz im Land Sachsen-Anhalt 1: 57-58.
- Kirmse W & Sömmer P 2015: Wie kommt es zu Baumbruten beim Wanderfalken? 50 Jahre Schutz von Fels und Falken. Orn. Jh. Bad.-Württ. 31: 189-198.
- Langgemach T, Sömmer P, Kirmse W, Saar C & Kleinstäuber G 1997: Erste Baumbrut des Wanderfalcken *Falco p. peregrinus* in Brandenburg, zwanzig Jahre nach dem Aussterben der Baumbrüterpopulation. Vogelwelt 118: 79-94.
- Looft V & Busche G 1981: Vogelwelt Schleswig-Holsteins. Band 2. Wachholtz, Neumünster.
- Preusch M, Gromm B, Gäng H-M, Raqué K-F & Edelmann J 2014: Erste dokumentierte Baumbrut des Wanderfalcken *Falco peregrinus* in Baden-Württemberg – Populationsdruck contra Horstplatzprägung? Vogelwarte 52: 175-178.
- Rockenbauch D 1998: Der Wanderfalke in Deutschland und umliegenden Gebieten. Band 1. Christine Hölzinger, Ludwigsbürg.

## Forschungsmeldungen

Zusammengestellt von Jan O. Engler (joe), Kathrin Schidelko (ks) und Darius Stiels (ds)

### Ökologie

#### Ungleiches Geschlechterverhältnis bei Regenpfeifern hat Einfluss auf das Sozialverhalten

Das Geschlechterverhältnis adulter Tiere ist ein wesentlicher Bestandteil vieler Fragestellungen in der Populationsbiologie, sexuellen Selektion und sozialen Evolution. Die Variationen zwischen verschiedenen Tiergruppen sind bemerkenswert, wobei es bei Vögeln häufig Männchenüberschuss gibt, während bei Säugetieren oft mehr Weibchen vorhanden sind. Jedoch ist bisher unklar, welcher demographische Prozess Unterschiede in der Geschlechterverteilung bewirkt und wie sich diese Unterschiede auf das Sozialverhalten auswirken. Sind beide Elternteile gleichermaßen in der Lage, die Brutfürsorge zu übernehmen, dann beeinflusst die Verfügbarkeit potenzieller Partner die Entscheidung bei beiden Eltern, ob sie das Nest vorzeitig verlassen oder nicht. Elterliche Brutfürsorge sollte beim häufigeren Geschlecht ausgeprägter sein als beim selteneren Geschlecht, da das zukünftige reproduktive Potenzial für das häufigere Geschlecht begrenzt ist. In einer Studie an 6.119 Individuen aus sechs Populationen von fünf Regenpfeiferarten der Gattung *Charadrius* wurden nun Überleben, Fruchtbarkeit und Brutverhalten untersucht, um die demographischen Mechanismen zu analysieren, welche die Geschlechterverteilung beeinflussen. Die verschiedenen Regenpfeiferarten haben eine bemerkenswerte Diversität und Plastizität im Brutverhalten, wobei die Geschlechterrollen während Balz, Verpaarung und Brutpflege zwischen Populationen sowohl innerhalb als auch zwischen Arten variieren. Die Studie offenbarte auffallende Unterschiede in der Geschlechterverteilung zwischen den nahe verwandten Populationen, die trotz ähnlicher Ökologie und Lebensweise der Regenpfeifer auftreten. Die Unterschiede entstehen vor allem durch ungleiches Überleben der Jungvögel. Während sich das Geschlechterverhältnis beim Schlupf noch nicht unterschied, variierte es beträchtlich bei der Überlebensrate männlicher und weiblicher Jungvögel sowohl zwischen als auch innerhalb von Arten, entweder in Richtung Männchen oder Weibchen. Darüber hinaus ergab die Studie, dass sich in Populationen mit verschobenem Geschlechterverhältnis vorwiegend ein einzelnes Elternteil um die Brutpflege kümmerte, während sich bei ausgewogenem Verhältnis beide Eltern die Brutfürsorge teilten. Dies führt die Autoren zu der Annahme, dass die elterliche Kooperation immer

dann zusammenbricht, wenn das Geschlechterverhältnis ungleich ist. Unterschiedliche Geschlechterverhältnisse, die in frühen Lebensphasen auftreten, haben also weitreichende Konsequenzen für das Sozialverhalten. (ks)

Eberhart-Phillips LJ, Küpper C, Carmona-Isunza MC, Vincze O, Zefania S, Cruz-López M, Kosztolányi A, Miller TEX, Barta Z, Cuthill IC, Burke T, Skékely T, Hoffman JI & Krüger O 2018: Demographic causes of adult sex ratio variation and their consequences for parental cooperation. *Nat. Commun.* 9: 1651. doi: 10.1038/s41467-018-03833-5.

#### Der Preis des Lebens in der Stadt – Stadtamseln haben kürzere Telomere

Urbanisierung ist wohl eine der stärksten anthropogenen Landschaftsveränderungen, denen Organismen ausgesetzt sein können. Das Leben in der Stadt kann gegensätzliche Effekte auf die Fitness von Vögeln haben. Einerseits mögen die Nahrungsverfügbarkeit oder ein niedrigeres Prädationsrisiko in der Stadt vorherrschen, andererseits kann das Stadtleben auch mit Gefahren für die Gesundheit verbunden sein. Telomerlängen gelten als gute Indikatoren, um den „Stress“ zu ermitteln, dem ein Organismus in seinem bisherigen Leben ausgesetzt war. Oft sind kürzere Telomere beispielsweise mit einer höheren Mortalität verbunden. Telomere sind die aus sich wiederholenden DNS-Sequenzen und einigen damit verbundenen Proteinen bestehenden Enden linearer Chromosomen. Ein Team von Wissenschaftlern hat nun in fünf europäischen Amselpopulationen (Granada, Sevilla, Madrid, Dijon und Turku) Stadtvögel mit solchen aus dem Umland auf ihre Telomerlängen hin untersucht, sowohl ältere als auch diesjährige, um Effekte durch möglicherweise unterschiedliche Altersstrukturen zu reduzieren. Bei beiden Gruppen waren die Telomere der Stadtvögel kürzer als die ihrer Artgenossen auf dem Land. Die Autoren folgern daraus, dass der Gesundheitsstatus von Amseln in der Stadt schlechter ist als jener der Vögel, die im Wald leben, und präsentieren mehrere Hypothesen für ihre Ergebnisse. Langfristige individuenbasierte Untersuchungen, auch an anderen Gruppen, seien nun notwendig, um herauszufinden, wie allgemeingültig dieses Muster ist und um dahinterliegende Prozesse zu erklären. (ds)

Ibañez-Alamo JD, Pineda-Pampliega J, Thomson RL, Aguirre JI, Diéz-Fernández A, Faivre B, Figuerola & Verhulst S 2018: Urban Blackbirds have shorter telomeres. *Biol. Lett.* doi: 10.1098/rsbl.2018.0083.

## Nördliche Brutgebiete schützen bei steigenden Temperaturen nicht vor Raupenmangel

Steigende Temperaturen im Zuge des Klimawandels könnten dazu führen, dass die Phänologien von interagierenden Konsumenten und Produzenten, die vorher synchron waren, nun nicht mehr übereinstimmen. Bisherige Studien haben sich dabei vor allem auf zeitliche Verschiebungen konzentriert, während Untersuchungen zu räumlichen Veränderungen weitgehend vernachlässigt wurden. Die Nahrungskette Laubbaum – Raupe – Singvogel liefert ein gut untersuchtes System, um zu analysieren, in welchem Ausmaß die Phänologie der Konsumenten der Phänologie der Produzenten in Raum und Zeit folgt. Dazu wurden 10.000 Datensätze zum Laubaustrieb der Stieleiche *Quercus robur*, zur Raupenbiomasse aus den Jahren 2008 bis 2016 (696 Fallenjahre) sowie Daten zum frühesten Legebeginn in den Jahren 1960 bis 2016 von Blaumeise *Cyanistes caeruleus* (36.839 Nester), Kohlmeise *Parus major* (24.427) und Trauerschnäpper *Ficedula hypoleuca* (23.813) aus dem Vereinigten Königreich zusammengetragen, um latitudinale Trends von phänologischen Abweichungen zu quantifizieren. Zunehmender Breitengrad führte bei allen Arten zu Verzögerungen in der Phänologie, am deutlichsten aber bei der Eiche, so dass im Norden der Zeitraum zwischen dem Blattaustrieb und dem Höhepunkt der Raupenbiomasse kürzer war. Die Asynchronität zwischen dem Höhepunkt der Raupenbiomasse und der höchsten Nachfrage nach Raupen für die Nestlinge von Blaumeise, Kohlmeise und Trauerschnäpper nahm zu, wenn das Frühjahr früh und warm war. Es gab jedoch keinen Hinweis auf räumliche Variation in der zeitlichen Abstimmung zwischen höchster Raupennachfrage und höchstem Raupenangebot: Die zeitliche Verschiebung im Süden Großbritanniens war nicht größer als die im Norden. Ein phänologischer „Mismatch“ allein kann also vermutlich nicht die bekannten geographischen Unterschiede in den Populationstrends insektivorer Vögel erklären, deren Bestandsabnahme im Süden Großbritanniens stärker ist. Die Autoren sagen eine weitere Entkopplung der zeitlichen Übereinstimmung zwischen Raupen und Waldvögeln gemäßiger Breiten voraus. (ks)

Burgess MD, Smith KW, Evans KL, Leech D, Pearce-Higgins JW, Branston CJ, Briggs K, Clark JR, du Feu CR, Lewthwaite K, Nager RG, Sheldon BC, Smith JA, Whytock RC, Willis SG & Phillimore AB 2018: Tritrophic phenological match-mismatch in space and time. *Nature Ecol. Evol.* doi:10.1038/s41559-018-0543-1.

## Klimabedingungen erklären Unterschiede in Neststruktur und Eiform bei Vögeln

Die Eier der meisten Wirbeltiere sind symmetrisch, während Vogeleier oval sind. Die Interaktion zwischen einem Ei und seiner Umwelt übt wahrscheinlich einen



Auch beim Türkisstaffelschwanz *Malurus splendens* entscheiden die Klimabedingungen über Form und Struktur von Eiern und Nest. Foto: Jan Engler

Selektionsdruck aus, der die Eiform in evolutionären Zeiträumen beeinflusst. Eier, die in heißen, trockenen Regionen bebrütet werden, sind rauen Klimabedingungen ausgesetzt im Vergleich zu Eiern in gemäßigten Breiten. Auch die verschiedenen Nesttypen sind unterschiedlichen Klimabedingungen ausgesetzt, so dass Eier in offenen Nestern mehr von direkter Sonneneinstrahlung betroffen sind als solche in geschlossenen. In einer Studie an 310 australischen Singvogelarten wurde nun untersucht, ob die geographische Verbreitung von Eiformen und Nesttypen den Selektionsdruck von Schlüsselumweltparametern wie etwa der Umgebungstemperatur oder der Trocknungskapazität der Luft widerspiegelt. Über den gesamten australischen Kontinent nahmen in heißeren und trockeneren Gebieten mit spärlichem Kronendach die Elongation der Eiform ab und der Anteil von Arten mit geschlossenen Nestern zu. Eier in offenen Nestern in den heißesten Umgebungen waren am stärksten kugelförmig, während sie in geschlossenen Nestern in feuchterer, schattigerer Umgebung länglicher geformt waren. Klimabedingungen spielen demnach eine wesentliche Rolle in der Evolution der Eiform von Singvögeln. (ks)

Duursma DE, Gallagher RV, Price JJ & Griffith SC 2018: Variation in avian egg shape and nest structure is explained by climatic conditions. *Sci. Rep.* 8:4141. doi: 10.1038/s41598-018-22436-0.

## Naturschutz

### Stabile Isotope aus Museumsbälgen entschlüsseln mögliche Ursache des Bestandsrückgangs eines nachtaktiven, ziehenden Fluginsektenjägers in Nordamerika

In Nordamerika nehmen die Bestände von Vögeln, die Insekten in der Luft erbeuten, stärker ab als die jeder

anderen Vogelgruppe. Eine verbreitete Hypothese für den Niedergang der Populationen ist die Reduktion der Beuteverfügbarkeit. Wenn dies auf einen allgemeinen Rückgang der Insektenabundanz zurückzuführen ist, sollten besonders Insekten höherer trophischer Ebenen betroffen sein. Stickstoff-Isotopenverhältnisse verändern sich in Abhängigkeit von der trophischen Ebene (höherer Anteil an  $\delta^{15}\text{N}$  in höheren Trophieebenen), während Kohlenstoff-Isotope Rückschlüsse auf den Grad der landwirtschaftlichen Intensivierung erlauben (steigender Anteil an  $\delta^{13}\text{C}$ ). Bei Schwarzkehl-Nachtschwalben *Antrostomus vociferus* wurde nun an Brutvögeln aus Ontario (Kanada) mit dieser Methode getestet, ob sich ihre Nahrungsökologie langfristig verändert hat. Museumspräparate aus dem Zeitraum von 1880 bis 2005 sowie Proben lebender Vögel aus den Jahren 2011 bis 2013 wurden auf diese beiden Isotopenverhältnisse untersucht. Als Probenmaterial dienten einerseits Krallen, die im Winterquartier gewachsen waren, andererseits Federn, die während der Brutzeit gewachsen waren. Um zu testen, ob und wie die Nutzung von Kunstdüngern das natürliche Stickstoffisotopenverhältnis verändert hat, wurden auch drei potenzielle Beutetiere auf Änderungen in den  $\delta^{15}\text{N}$ -Werten untersucht. In den letzten Jahren ging der  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert signifikant zurück, sowohl bei Gewebeproben aus dem Brut- als auch aus dem Überwinterungsquartier. Bei den Beutetieren war dieser Trend nicht festzustellen, allerdings ließ die hohe Varianz der Daten nur begrenzte Rückschlüsse zu. Bei den jüngsten an lebenden Vögeln gewonnenen Proben gab es keine Unterschiede in Abhängigkeit von Geschlecht oder Brutplatz, allerdings waren bei Nestlingen die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte niedriger als bei Altvögeln. Die Ergebnisse stehen in Übereinstimmung mit der Hypothese, dass der Bestandsrückgang von Fluginsektenjägern mit dem Rückgang der Häufigkeit von Insekten höherer trophischer Ebenen steht. Die Autoren warnen jedoch, dass die Untersuchung der Änderung der Hintergrund-Werte in terrestrischen Ökosystemen die Entwicklung neuer methodischer Ansätze erfordert. Gelingt dies, können Erkenntnisse anhand historischer Nachweise aus Museumsbälgen unser Verständnis ökologischer Veränderungen verbessern und eine Stütze für Entscheidungen im Naturschutz sein. (ds)

English PA, Green DJ & Nocera JJ 2018: Stable isotopes from museum specimens may provide evidence of long-term change in the trophic ecology of a migratory aerial insectivore. *Front. Ecol. Evol.* doi: 10.3389/fevo.2018.00014.

### Räumliche Unterschiede im Vergiftungsrisiko beeinflussen Überlebensraten bei Weißrückengeiern

Geier als obligate Aasfresser sind wichtige Ökosystemdienstleister, ihre Bestände in Afrika und Asien gehen

jedoch massiv zurück. Absichtliche Vergiftungen sind eine große Bedrohung für die Geier in Afrika, wobei der Einfluss des Standortes vergifteter Köder auf die Geierpopulationen nicht bekannt ist. In einer Studie an 183 afrikanischen Weißrückengeiern *Gyps africanus*, die in zwei 200 km voneinander getrennten Gebieten Südafrikas gefangen und markiert wurden, wurden die räumlichen Unterschiede in der relativen Überlebensrate während verschiedener Lebensphasen geschätzt. Überlebensraten juveniler Geier ähnelten sich in beiden Regionen, während die Überlebensraten subadulter und adulter Geier deutlich niedriger waren und sich in beiden Gebieten unterschieden. Dieses Muster relativer Überlebensraten blieb in agentenbasierten Modellierungen zwischen den beiden Regionen, die sich in der Intensität der Vergiftungen unterschieden, trotz der Nähe der zwei Gebiete erhalten. Dies könnte bedeutsam für den Schutz der Geier sein: Das Einrichten von „Geierrestaurants“ ist vermutlich weitgehend unwirksam, da diese vor allem junge und unerfahrene Vögel anlocken, deren Überlebensraten recht hoch sind. Ältere Vögel besuchen solche Restaurants seltener und sind daher möglicherweise vergiftetem Aas stärker ausgesetzt. Zudem sind sie während der Brutzeit an das Nest gebunden und können nicht in Gebiete mit geringerer Giftbelastung ausweichen. Im Bereich der Brutkolonien sollten daher „Geierschutzzonen“ eingerichtet werden, in denen der illegale Gebrauch von Gift reduziert wird. Die Studie zeigt zum ersten Mal, dass die Demographie von Geiern relativ kleinräumig variieren kann und dies Auswirkungen auf Maßnahmen zum Schutz der Geier haben sollte. (ks)

Monadjem A, Kane A, Botha A, Kelly C & Murn C 2018: Spatially explicit poisoning risk affects survival rates of an obligate scavenger. *Sci. Rep.* 8:4364. doi:10.1038/s41598-018-22632-y.



Weißrückengeier *Gyps africanus* in der Serengeti, Tansania.  
Foto: Kathrin Schidelko

## Gelbscheitelbülbul wegen illegalen Handels kurz vor dem Aussterben

Der einst in Südostasien weit verbreitete Gelbscheitelbülbul *Pycnonotus zeylanicus* wird derzeit als „gefährdet“ auf der Roten Liste der bedrohten Arten der IUCN geführt, er steht jedoch durch unregulierten illegalen Handel in Indonesien kurz vor dem Aussterben. Bei Begehungen von Vogelmärkten in Nord- und Westkalimantan sowie in West-, Zentral- und Ostjava wurden 71 Gelbscheitelbülbuls auf elf Märkten in acht Städten gefunden. Verglichen mit Literaturdaten sind die Preise bei fallenden Bülbülzahlen auf den Märkten um das 20-Fache gegenüber 1987 gestiegen. Dies deutet auf weiter abnehmende Zahlen wildlebender Vögel hin. Dazu passen Berichte vom Verschwinden in weiten Teilen des Verbreitungsgebietes und Berichten von Händlern, dass Gelbscheitelbülbuls zunehmend schwer zu finden sind. Die Nachfrage nach den Vögeln bleibt dagegen weiterhin hoch. Um die Art vor dem Aussterben zu bewahren, sind dringend Maßnahmen erforderlich, wie etwa die Aufnahme des Gelbscheitelbülbuls in die indonesische Liste geschützter Arten, die Hochstufung in die IUCN-Rote-Liste-Kategorie „Vom Aussterben bedroht“ sowie die Aufnahme in den Appendix I des Washingtoner Artenschutzabkommens (CITES). Die Autoren drängen außerdem die indonesische Regierung, offene Vogelmärkte besser zu kontrollieren, um den Handel mit dieser und anderen bedrohten Arten zu unterbinden. (ks)

Bergin D, Chng SCL, Eaton JA & Shepherd CR 2018: The final straw? An overview of Straw-headed Bulbul *Pycnonotus zeylanicus* trade in Indonesia. *Bird Conserv. Int.* 28: 126-132.

## Sankt-Florians-Prinzip im Gänsemanagement? Jagd und Vergrämung können zu erhöhten Fraßschäden in der Landwirtschaft führen

Viele Gänsearten haben in den letzten Jahren Bestandszuwächse erfahren. Häufig kommt es entlang der Zugwege zu Konflikten mit Landnutzern, da die Vögel auf landwirtschaftlichen Nutzflächen rasten und fressen. Die Autoren aus den Niederlanden haben in einem Modell die Konsequenzen verschiedener Abwehrmaßnahmen wie Bejagung oder Schreckschussanlagen gegen Gänse untersucht. Zwar können einzelne Methoden lokal und kurzfristig Erfolg haben, indem sie Fraßschäden (pro Individuum konsumierte Biomasse) reduzieren. Über längere Zeiträume bzw. für andere Regionen entlang des Zugweges gilt dies aber nicht mehr unbedingt. Bei einer großräumigen längerfristigen Betrachtung können Bejagung und Vergrämung jedoch die gewünschten Effekte ins Gegenteil verkehren und zu insgesamt höheren Fraßschäden führen. Die Autoren fordern, dass entspre-



Blässgänse *Anser albifrons* auf der Bislicher Insel am Niederrhein. Foto: Darius Stiels

chende verhaltensbasierte Modelle bei internationalen Managementplänen stärker Berücksichtigung finden, damit mögliche Konflikte entlang des gesamten Zugweges minimiert werden können und gleichzeitig lebensfähige Gänsepopulationen erhalten bleiben. (ds)

Bauer S, Lisovski S, Eikelenboom-Kil RJFM, Shariati M & Nolet BA 2018: Shooting may aggravate rather than alleviate conflicts between migratory geese and agriculture. *J. Appl. Ecol.* doi: 10.1111/1365-2664.13152.

## Fastfood oder Naturkost bei Ringelgänsen?

Sie kennen das vielleicht: Auf Reisen finden wir oftmals nicht die Zeit für eine gute und ausgewogene Ernährung. Stattdessen bedienen wir uns am Bahnhof an der Imbissbude oder schlagen am Kuchenbuffet im Hotel zu, nachdem wir zuvor erfolgreich die Salatbar ignoriert haben. Ganz ähnlich geht es anscheinend Gänsen, die ihre Reise in die Brutgebiete antreten. Ein Team von Wissenschaftlern aus den Niederlanden hat sich das Ernährungsverhalten von Ringelgänsen *Branta bernicla* in den niederländischen Rastgebieten genauer angeschaut. Mittels hochpräziser GPS-Datenlogger mit eingebauten Beschleunigungssensoren konnten die Wissenschaftler genau ermitteln, wie lange sich Gänse auf Salzwiesen („Naturkost“) oder auf Wirtschaftsgrünland („Fast Food“) aufhielten und ob bzw. wie ausdauernd sie dort fraßen. Zusätzlich wurden die Nahrungsqualität gemessen und einige Tiere mit bekanntem Ernährungsverhalten gewogen. Ringelgänse, die vorwiegend auf Wirtschaftsgrünland fraßen, legten schneller an Masse zu und konnten früher in die Brutgebiete ziehen als die Artgenossen, die sich von Naturkost aus der Salzwiese ernährten. Allerdings – und auch das überrascht in diesem Vergleich mit unserer eigenen Ernährung kaum – ist die Natur-

kost aus der Salzwiese qualitativ deutlich hochwertiger. Inwieweit die Vorteile der schnellen Energiezufuhr aus dem Wirtschaftsgrünland gesundheitliche Folgen nach sich zieht, ist unklar. Klar ist jedoch, dass sich aufgrund des Klimawandels Zugmuster ändern werden und eine rasche Energiezufuhr Vorteile bei der Nistplatzwahl und einen höheren Bruterfolg bedeuten könnte. Dennoch geben die Wissenschaftler die Empfehlung aus, dass auch in Zukunft Gänse die Möglichkeit haben sollten, sich ausgewogen zu ernähren. Im Klartext bedeutet dies, dass Salzwiesen weiterhin erhalten bleiben müssen, um ein hochwertiges Nahrungsangebot für Gänse anbieten zu können, selbst wenn viele Gänse auf „Fast Food“ auf Wirtschaftsgrünland umsteigen. Eine zu starke Abhängigkeit der Gänse von Agrarflächen könnte nämlich unvorhersehbare Folgen haben, wenn sich beispielsweise die Bewirtschaftung aufgrund ökonomischer Faktoren ändert. Es ist also nie verkehrt, für eine ausgewogene Ernährung neben dem Imbiss auch den Naturkostladen in der Nähe zu haben – dies gilt für uns wie für Ringelgänse. (joe)

Dokter AM, Fokkema W, Ebbinge BS, Olf H, van der Jeugd HP & Nolet BA 2018: Agricultural pastures challenge the attractiveness of natural saltmarsh for a migratory goose. *J. Appl. Ecol.* doi:10.1111/1365-2664.13168.

### Impfstoff gegen Geflügelcholera reduziert Nestlingssterblichkeit bei Albatrossen

Der globale Wandel führt bekanntermaßen zu einer Vielzahl negativer Begleiterscheinungen. Eine davon ist die Ausbreitung von Krankheitserregern in vormals infektionsfreie Gebiete. Seevogelkolonien sind besonders anfällig für neue Infektionskrankheiten. Kommt es infolge des globalen Wandels zu einer Einschleppung von Erregern in eine Brutkolonie, ist eine seuchenartige Ausbreitung durch gegenseitige Ansteckung wegen der hohen Individuendichte sehr leicht möglich. Die Geflügelcholera ist solch eine Infektionskrankheit. Sie wird durch das Bakterium *Pasteurella multocida* hervorgerufen und führt in der akuten Form zu einer Morbidität von bis zu 50 % mit zum Teil hohen Mortalitätsraten. Bekannte Beispiele von Ausbrüchen der Geflügelcholera bei Wildvögeln sind das Massensterben tausender Eiderenten *Somateria mollissima* in Nordkanada 2011 oder 2015, als ca. 2000 Schneegänse *Anser caerulescens* auf dem Frühjahrszug in Idaho verendeten. Für die Albatroskolonie auf Amsterdam, einer Insel im südlichen Indischen Ozean, ist die Geflügelcholera ein neuer Erreger, der erhebliche Auswirkungen auf den ansässigen Brutbestand von Indischem Gelbnasenalbatros *Thalassarche carteri* und Dunkelalbatros *Phoebastria fusca* mit sich bringt. Wiederkehrende Ausbrüche der Krankheit führten zu hoher Nestlingssterblichkeit und einem Populationsrückgang dieser bedeutsamen Brutkolonien. Auf Basis

dieses lokalen Erregerstamms wurde nun ein Impfstoff entwickelt und verabreicht. Durch die Impfung stieg die Rate von Jungvögeln, die flügel wurden, von 14 % auf 46 % an. Die Ergebnisse zeigen, dass gezielte Impfstoffe ein effektives Werkzeug für den Schutz von bedrohten Seevögeln darstellen und damit helfen können, deren Fortbestand zu sichern. (joe)

Bourret V, Gamble A, Tornos J, Jaeger A, Delord K, Barbraud C, Tortosa P, Kada S, Thiebot JB, Thibault E, Gantelet H, Weimerskirch H, Garnier R & Boulinier T 2018: Vaccination protects endangered albatross chicks against avian cholera. *Conserv. Lett.* doi:10.1111/conl.12443.

## Vogelzug

### Gründe für unterschiedliche Zuggeschwindigkeiten in Frühling und Herbst

Der Frühjahrszug verläuft bei vielen Vögeln schneller als der Herbstzug. Die Ursachen hierfür liegen vermutlich in saisonal unterschiedlichen Selektionsdrücken: Im Frühjahr ist es vorteilhaft, schneller zu ziehen, um früher in den Brutgebieten zu sein, während im Herbst eine langsamere und energetisch weniger aufwändige Geschwindigkeit bevorzugt wird. Unterschiede in der Zuggeschwindigkeit kommen entweder durch eine Anpassung der Geschwindigkeit (größere Distanzen, die im Flug überwunden werden) und/oder der Dauer der Zwischenstopps zustande. Jedoch ist noch ungeklärt, ob saisonale Unterschiede in der Zuggeschwindigkeit gleichbleibend bei verschiedenen Vogelgruppen vorkommen und wie genau es zur Anpassung der Zuggeschwindigkeit kommt. In einer Literaturstudie konnte nun gezeigt werden, dass bei Watvögeln, Möwen, Seglern und Singvögeln die Zuggeschwindigkeit im Frühjahr signifikant höher ist, während es bei Wasservögeln und Eulen umgekehrt ist. Die ultimativen Mechanismen, die schnelleren Frühjahrszug selektieren, wirken also möglicherweise nicht bei allen Vogelgruppen gleich. Der Breitengrad der Brutgebiete, die Zugstrategie, die Zugdistanz, der Flugstil, die Körpermasse und das Geschlecht erklärten die saisonalen Unterschiede in der Geschwindigkeit jedenfalls nicht. In einer vergleichenden Analyse, die auch für gemeinsame Abstammung korrigiert war, beeinflusste jedoch das Verhältnis zwischen der Dauer der Zwischenstopps im Frühjahr und Herbst die Rate der saisonalen Zuggeschwindigkeit. Saisonale Unterschiede in der Dauer der Zwischenstopps bilden also den hauptsächlichsten biologischen Mechanismus, der die Unterschiede in der Zuggeschwindigkeit reguliert. (ks)

Schmaljohann H 2018: Proximate mechanisms affecting seasonal differences in migration speed of avian species. *Sci. Rep.* 8: 4106. doi: 10.1038/s41598-018-22421-7.

## Bioakustik

### Lautäußerungen von Schwarzkolibris liegen über dem bekannten Hörspektrum der Vögel

Schwarzkolibris *Florisuga fusca* sind Bewohner des süd-amerikanischen Atlantikregenschwaldes. Sie gehören mit den Topaskolibris *Topaza* spp. zu einer ursprünglichen Gruppe von Kolibris, deren Abspaltung von anderen Kolibrigruppen vor rund 22 Millionen Jahren stattgefunden haben dürfte (McGuire et al. 2014). Tonaufnahmen, teilweise mit Spezialmikrofonen, zeigen nun, dass die Vögel ungewöhnlich hohe Stimmen haben (Olson et al. 2018). Die am häufigsten aufgenommene Lautäußerung – ein in rascher Folge vorgetragenes Silbentriplet – liegt in einem Frequenzbereich, der den bekannten Hörbereich der Vögel offensichtlich deutlich überschreitet. Die bisher untersuchten Vogelarten können demnach kaum Töne im Frequenzbereich von über 6 kHz hören. Auch die ebenfalls Ultraschalltöne erzeugenden Blaukehllymphen *Lampornis clemenciae* können nach bisherigen Untersuchungen nicht über 7 kHz hören (Pytte et al. 2004). Für die im Artikel nicht erwähnten, aber als Segler eng mit Kolibris verwandten und zur Echoortung befähigten Salanganen werden vereinzelt auch etwas höhere Hörbereiche vermutet (Übersicht bei Brinkløv et al. 2013). Die hier behandelten Schwarzkolibris äußerten dagegen Laute mit Grundtönen, deren Frequenzbereich im Mittel bei etwa 11,8 kHz ohne nachweisbare Elemente unter 10 kHz lag. Die mehrfachen Obertöne lagen entsprechend deutlich über diesem Bereich. Die Autoren folgern, dass Schwarzkolibris entweder einen ungewöhnlich hoch reichenden Hörbereich besitzen oder die Rufe eine bisher unbekannte Funktion besitzen könnten. (ds)

Brinkløv S, Fenton MB & Ratcliffe JM 2013: Echolocation in oilbirds and swiftlets. *Front. Physiol.* 4. doi: 10.3389/fphys.2013.00123.

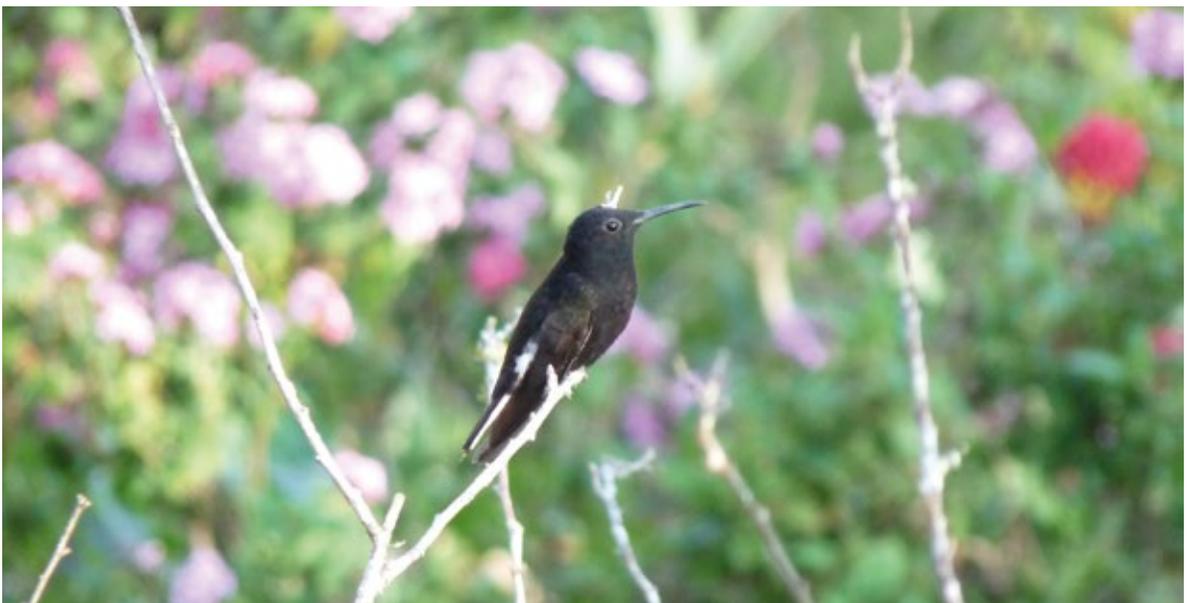
McGuire JA, Witt CC, Remsen JV Jr, Corl A, Rabosky DL, Altshuler DL & Dudley R 2014: Molecular phylogenetics and the diversification of hummingbirds. *Curr. Biol.* 24: 910-916.

Olson CR, Fernandez-Peters, Portfors CV & Mello CV 2018: Black Jacobin Hummingbirds vocalize above the known hearing range of birds. *Curr. Biol.* 28. doi: 10.1016/j.cub.2018.01.041.

Pytte CL, Ficken MS & Moiseff A 2004: Ultrasonic singing by the Blue-throated Hummingbird: a comparison between production and perception. *J. Comp. Physiol. A* 190: 665-673.

### Vogelgesang und Immunerkennung

Der Hauptgewebeverträglichkeitskomplex (major histocompatibility complex, MHC) ist eine Gruppe von Genen, die für die Immunerkennung bei Wirbeltieren eine essenzielle Rolle spielt. Es gibt eine Reihe von Hypothesen, die besagen, dass MHC die Partnerwahl der Weibchen steuert und eine Reihe von phänotypischen Eigenschaften der Männchen (wie Färbung, Geruch oder Morphologie), die mit bestimmten MHC-Profilen in Zusammenhang gebracht werden können. Inwieweit jedoch auch der Gesang Aussagen zum MHC-Profil zulässt, ist noch unbekannt. Gerade bei Singvögeln könnte sich solch ein Zusammenhang aber nachweisen lassen, da der Gesang des Männchens bekanntermaßen als Qualitätskriterium bei der Partnerwahl der Weibchen genutzt wird. Vor diesem Hintergrund wurden Halsbandschnäpper *Ficedula albicollis* näher untersucht. Eine detaillierte Analyse des sehr variablen MHC-Klas-



Schwarzkolibri *Florisuga fusca* im Itatiaia-Nationalpark in Brasilien.

Foto: Darius Stiels

se-IIb-Exons mit den individuellen Gesangsseigenschaften männlicher Halsbandschnäpper ergab allerdings keine Zusammenhänge. Ebenso hatten Männchen mit ähnlichen MHC-Profilen teils sehr unterschiedliche Gesangsseigenschaften, wenngleich Männchen, die mit einem bestimmten Allel ausgestattet waren, eine größere Variabilität in der Frequenz aufwiesen. Dies zeigt, dass sich bestimmte Elemente im Vogelgesang durchaus im MHC-Profil widerspiegeln und so von den Weibchen als nützliche Information zur Partnerwahl genutzt werden können. (joe)

Garamszegi LZ, Zagalska-Neubauer M, Canal D, Blázi G, Laczki M, Nagy G, Szöllösi E, Vaskuti E, Török J & Zsebök S 2018: MHC-mediated sexual selection on birdsong: Generic polymorphism, particular alleles and acoustic signals. *Mol. Ecol.* doi: 10.1111/mec.14703.

## Federkunde

### Die Putzkolonne auf der Vogelfeder

Parasiten und andere Symbionten sind ein wichtiger Bestandteil von Ökosystemen und Nahrungsnetzen. Die meisten Symbiosen, vor allem der Mutualismus und Kommensalismus, sind allerdings nur unzureichend erforscht. Federmilben sind bei Vögeln die häufigsten Ektosymbionten. Um mehr über die exakte Rolle dieser Milben zu erfahren, wurden die individuellen Mageninhalte von über tausend Federmilben aus 100 Gattungen von 190 Vogelarten lichtmikroskopisch untersucht. Um die Nahrungsbestandteile von weiteren 1.800 Milben von 18 Arten zu bestimmen, wurde ein DNA-Metabarcoding der Exkremente durchgeführt. Als Hauptnahrungsbestandteile wurden, neben Talg, Pilze und Bakterien identifiziert, jedoch keine anderen Vogelbestandteile, wie Haut oder Blut. Bei den Pilzen dominierten keratinophile sowie pathogene Taxa. Hierdurch bestätigt sich anscheinend eine schon länger angenommene kommensalistisch-mutualistische Rolle

der Federmilben, in Form einer schützenden Wirkung auf die Vogelfedern. (joe)

Dona J, Proctor H, Serrano D, Johnson KP, Oddy-van Oploo A, Huguet-Tapia JC, Ascune MS & Jovani R 2018: Feather mites play a role in cleaning host feathers: New insights from DNA metabarcoding and microscopy. *Mol. Ecol.* doi:10.1111/mec.14581.

### Mit Naturchemie gegen Federmikroben

Mikrobiota üben vielfältige Einflüsse auf ihren Wirt aus. Daher ist es wichtig zu verstehen, welche Faktoren die mikrobiotische Gesellschaft prägen. Von besonderem Interesse ist die Frage, ob Mikrobiota sich passiv ansiedeln oder ob – und wenn in welchem Maße – der Wirt selbst einen Einfluss darauf hat, wer sich alles ansiedeln kann. Die talgproduzierende Bürzeldrüse der Vögel dient zum Schutz der Federn u. a. gegen bestimmte Mikrobiota. Über die wirksamen Bestandteile ist indes nur wenig bekannt. Nun wurden die Mikrobiota von Kohlmeisen *Parus major* von den Federn und aus dem Nest systematisch mittels genetischer Marker bestimmt und isolierten Bestandteilen des Bürzeldrüsensekrets ausgesetzt. Die Frage war, ob die Bestandteile eine Breitbandwirkung haben oder sie stattdessen gezielt bestimmte Bakterien beeinflussen. Die Ergebnisse zeigen, dass die Bestandteile weder einzelne Gruppen fördern noch unterdrücken. Allerdings konnte eine Gruppe von Chemikalien die Artenzahl der Mikrobiota verringern und das umso stärker, je höher die Konzentration war. Zusammengefasst lässt sich sagen, dass das Bürzeldrüsensekret eine antimikrobielle Breitbandwirkung aufweist und auf diese Weise die Federn vor möglichen Schädlingen schützt. (joe)

Jacob S, Sallé L, Zinger L, Chaine AS, Ducamp C, Boutault L, Russell AF & Heeb P 2018: Chemical regulation of body feather microbiota in a wild bird. *Mol. Ecol.* doi:10.1111/mec.14551.

# Artenreichtum und Abundanz von Brutvögeln in angelegten halboffenen Landschaften

Daniel Höhn

Höhn D 2018: Species richness and abundance of breeding birds in planted semi-open landscapes. Vogelwarte 56: 141-142.

Externe Masterarbeit am Institut für Tierökologie & Naturbildung, Laubach-Gonterskirchen. Betreut von Dr. Markus Dietz (Institut für Tierökologie & Naturbildung) und Prof. Dr. Petra Quillfeldt (Justus-Liebig-Universität, Gießen).

✉ DH: AG Verhaltensökologie und Ökophysiologie, Heinrich-Buff-Ring 26-32, 35390 Gießen.

E-Mail: Daniel.Hoehn@bio.uni-giessen.de

Vögel der offenen und halboffenen Kulturlandschaften sind in Europa mit einem erheblichen Artenrückgang konfrontiert (Donald et al. 2001; Newton 2004; Wahl et al. 2015). Dieser Rückgang wird dem Landnutzungswandel und der Intensivierung der Landwirtschaft zugeschrieben (Matson et al. 1997; Tschardt et al. 2005; Tilman et al. 2017), wobei die Veränderungen in der Landwirtschaft mit vielfältigen Formen der intensiven Bewirtschaftung wie hoch ertragreichen Sorten von Feldfrüchten, chemischen Düngern und Pestiziden oder der Nutzung großer Landmaschinen einhergehen (Matson et al. 1997; Wahl et al. 2015). In Mitteleuropa bedeutete der Landnutzungswandel insbesondere die Umwandlung von komplexen natürlichen Ökosystemen in vereinfachte bewirtschaftete Systeme sowie die intensivere Nutzung von Ressourcen und Agrochemikalien (Tschardt et al. 2005). Kurz gefasst werden als wichtigste Treiber des Biodiversitätsverlusts in den offenen Landschaften der Verlust von Habitaten, die Intensivierung der Bewirtschaftung, die Verschlechterung der Habitatqualität und die zunehmende Homogenität der Habitate angesehen (Robinson & Sutherland 2002; Newton 2004; Vickery et al. 2014; Bairlein 2016).

In dieser Studie wurden in der Jülich-Zülpicher Börde (Nordrhein-Westfalen) zwischen Köln und Aachen drei verschiedene Habitat-Typen untersucht: (a) zwei halboffene Landschaften mit einer Fläche von jeweils etwa 70 ha, (b) eine Heckenstruktur mit etwa 5,5 ha und (c) eine vorhandene Ackerlandfläche mit etwa 90 ha. Die beiden halboffenen Landschaften und die Heckenstruktur wurden im Zuge einer Artenschutzmaßnahme angelegt und entstanden auf ursprünglich landwirtschaftlich genutztem Offenland. Ein Ziel dieser Untersuchung war, den Artenreichtum aller vorkommenden Vögel zwischen den verschiedenen Standorten mit dem Fokus auf Brutvögel zu vergleichen. Außerdem wurden

die Unterschiede in den Revierdichten (Reviere pro 100 ha) zwischen den verschiedenen Standorten untersucht. Zudem wurde die Dichte von Baumpieper *Anthus trivialis*, Feldlerche *Alauda arvensis*, Schwarzkehlchen *Saxicola rubicola*, Dorngrasmücke *Sylvia communis* und Mönchsgrasmücke *Sylvia atricapilla* auf den vier Untersuchungsflächen verglichen, denn für diese fünf Arten konnten die meisten Reviere festgestellt werden. Des Weiteren wurden für die beiden halboffenen Landschaften Unterschiede in den umgebenden Gehölzstrukturen der Reviere wie Baumgruppen, Einzelbäume und Hecken untersucht. Diesbezüglich wurden in Pufferzonen von 20 m und 50 m um die Reviere der Gehölzanteil der Pufferzone sowie die Anzahl der Bäume zwischen den Revieren ausgewählter Arten verglichen. Zur Untersuchung dieser Aspekte wurde eine Revierkartierung nach Südbeck et al. (2005) durchgeführt, mit sieben Begehungen ab Sonnenaufgang und zwei Begehungen ab Sonnenuntergang. Registriert wurden sowohl potenzielle Brutvögel als auch Nahrungsgäste.

Auf den angelegten halboffenen Landschaften fanden sich mit 32 bzw. 33 Arten die höchsten Gesamtartenzahlen und die höchste Anzahl an Vogelarten mit Revieren (11 bzw. 7 Arten). Die Artenzahl pro Begehung war auf den halboffenen Flächen signifikant höher als auf dem Ackerland. Die beiden halboffenen Landschaften unterschieden sich untereinander nicht in der Artenzahl.

Die höchste Revierdichte wurde in der angelegten Heckenstruktur mit 286 Revieren/100 ha festgestellt, die nächsthöheren Dichten waren in den halboffenen Landschaften mit 86 bzw. 26 Revieren/100 ha zu finden. Die Dichte der zwei Heckenbrüter Mönchs- und Dorngrasmücke war in der Heckenstruktur am höchsten. Ebenso erstreckten sich die meisten der ermittelten Reviere des bodenbrütenden Baumpiepers über das Gebiet der Heckenstruktur. Die beiden bodenbrütenden Arten

Feldlerche und Schwarzkehlchen wiesen die höchste Dichte auf den halboffenen Flächen auf. Die umgebenden Gehölzdichten unterschieden sich nicht zwischen den ausgewählten Arten.

In Übereinstimmung mit vorangegangenen Studien zeigte diese Untersuchung, dass in heterogenen Habitaten, die verschiedene Vegetationsstrukturen aufweisen, ein höherer Artenreichtum zu finden ist als in Habitaten mit geringerer struktureller Diversität (hier: Hecke und Ackerland). Das deutet eine positive Beziehung zwischen Habitat-Heterogenität und dem Artenreichtum der Vögel des Offenlands an. Vorherige Studien gehen ebenfalls davon aus, dass die Heterogenität der Landschaft einen positiven Effekt auf Vogelpopulationen sowie auf die Biodiversität hat (Bezzel 1982; Söderström & Pärt 2000; Benton et al. 2003) oder sogar der wichtigste Faktor für die Verteilung der Artenvielfalt ist (Atauri & De Lucio 2001; Hovick et al. 2015). Gebiete mit höherer struktureller Komplexität werden offensichtlich häufiger von Vögeln besucht als weniger strukturierte Gebiete (Bezzel 1982; Benton et al. 2003; Haslem & Bennett 2008). Im Hinblick auf den aktuellen Trend der intensiven Bewirtschaftung könnte die damit einhergehende strukturelle Verarmung der Landschaft eine wesentliche Ursache des aktuellen Rückgangs der Brutvögel in den Offenlandschaften Mitteleuropas sein. Abschließend ist zu erwähnen, dass die angelegten halboffenen Landschaften nach ihrer Umwandlung erfolgreich von Vögeln besiedelt wurden und Lebensraum sowohl für Brutvögel als auch für Nahrungsgäste sind. Die Pflanzung von Gehölzen kann also einen positiven Effekt auf den Artenreichtum der Avifauna in einer sonst ausgeräumten Agrarlandschaft haben.

Atauri JA & De Lucio JV 2001: The role of landscape structure in species richness distribution of birds, amphibians, reptiles and lepidopterans in Mediterranean landscapes. *Landscape Ecology* 16: 147–159.

Bairlein F 2016: Migratory birds under threat. *Science* 354: 547–548.

Benton TG, Vickery JA & Wilson JD 2003: Farmland biodiversity: Is habitat heterogeneity the key? *Trends in Ecology & Evolution* 18: 182–88.

Bezzel E 1982: Vögel in der Kulturlandschaft. Eugen Ulmer, Stuttgart.

Donald PF, Green RE & Heath MF 2001: Agricultural intensification and the collapse of Europe's farmland bird populations. *Proceedings of the Royal Society B* 268: 25–29.

Haslem A & Bennett AF 2008: Countryside elements and the conservation of birds in agricultural environments. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 125: 191–203.

Hovick TJ, Elmore RD, Fuhlendorf SD, Engle DM & Hamilton RG 2015: Spatial heterogeneity increases diversity and stability in grassland bird communities. *Ecological Applications* 25: 662–672.

Matson PA, Parton WJ, Power AG & Swift MJ 1997: Agricultural intensification and ecosystem properties. *Science* 277: 504–9.

Newton I 2004: The recent declines of farmland bird populations in Britain: An appraisal of causal factors and conservation actions. *Ibis* 146: 579–600.

Robinson RA & Sutherland WJ 2002: Post-war changes in arable farming and biodiversity in Great Britain. *Journal of Applied Ecology* 39: 157–76.

Söderström B & Pärt T 2000: Influence of landscape scale on farmland birds breeding in semi-natural pastures. *Conservation Biology* 14: 522–533.

Südbeck P, Andretzke H, Fischer S, Gedeon K, Schickore T, Schröder K & Sudfeldt C 2005: Methodenstandards zur Erfassung der Brutvögel Deutschlands. Radolfzell.

Tilman D, Clark M, Williams DR, Kimmel K, Polasky S & Packer C 2017: Future threats to biodiversity and pathways to their prevention. *Nature* 546: 73–81.

Tscharntke T, Klein AM, Krüess A, Steffan-Dewenter I & Thies C 2005: Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity - Ecosystem service management. *Ecology Letters* 8: 857–74.

Vickery JA, Ewing S, Smith KW, Pain DJ, Bairlein F, Škorpilová J & Gregory RD 2014: The decline of Afro-Palaearctic migrants and an assessment of potential causes. *Ibis* 156: 1–22.

Wahl J, Dröschmeister R, Gerlach B, Grüneberg C, Langgemach T & Trautmann S 2015: Vögel in Deutschland – 2014. DDA, BfN, LAG VSW, Münster.

## Spannendes im "Journal of Ornithology"

### Vogel-Transkriptomik: Was uns eine neue Methode verraten kann

Dank des technologischen Fortschritts der letzten Jahrzehnte steht Wissenschaftlern heute eine Reihe verschiedener Methoden zur Verfügung, die ihnen dabei helfen können, die Funktion von Genen zu entschlüsseln. Diese auch als „Omik-Technologien“ bezeichneten Verfahren setzen auf verschiedenen Ebenen an (Übersicht z. B. in Karahalil 2016). Die Genomik analysiert das Erbgut (Genom), d. h. die gesamte DNA eines Organismus. Allerdings werden viele Gene gar nicht exprimiert, also nicht in Proteine übersetzt, die im Körper eine bestimmte Funktion ausüben. Daher wäre es effizienter, alle in der Zelle produzierten Proteine zu untersuchen (Proteomik), was technisch jedoch nicht einfach ist. Ein hilfreicher Ansatz ist die Transkriptomik, bei der das sogenannte Transkriptom analysiert wird, also die Gesamtheit aller RNA-Moleküle in einer Zelle (in einem als Transkription bezeichneten Prozess wird die DNA in RNA übersetzt, die dann wiederum als Vorlage für Proteine dient). Wegen der großen Anzahl nicht für Proteine codierender DNA macht das Transkriptom nur etwa 4 bis 5 % des Genoms aus. Ein weiterer Vorteil des Transkriptoms ist, dass die Genexpression zudem quantifiziert und zwischen verschiedenen Proben verglichen werden kann. Daher hilft eine Transkriptomanalyse dabei, die Funktionen bestimmter Gene zu untersuchen.

Allerdings ist das Transkriptom deutlich komplexer als das Genom, denn vom selben Genom lassen sich viele mögliche Transkriptome ableiten, je nachdem welche Gene zum Analysezeitpunkt wie stark abgelesen werden. Das Transkriptom unterscheidet sich also zwischen Zellen, Geweben und Entwicklungsstadien. Zudem gab es bis vor kurzem nur wenige Methoden zur Transkriptomanalyse, die überdies kostspielig und zeitaufwendig waren und eine gewisse Kenntnis der zu untersuchenden Gene voraussetzten. Daher waren sie auf wenige Vogelarten beschränkt, deren Genome bereits entschlüsselt waren, nämlich Arten von wirtschaftlicher Bedeutung (z. B. Haushuhn *Gallus gallus*) oder Modellarten (z. B. Zebrafink *Taeniopygia guttata*).

Im letzten Jahrzehnt sind jedoch neue Verfahren entwickelt worden, mit denen das Transkriptom auch ohne vorherige Kenntnis der Gene schnell und relativ kostengünstig analysiert werden kann. Eine mittlerweile weit verbreitete Methode ist RNA-Seq. Hierbei wird die aus den Zellen isolierte RNA in sogenannte cDNA übersetzt, deren Sequenz dann entschlüsselt und interpretiert wird. Existieren Referenzdatenbanken, kann die gewonnene Sequenz mit diesen verglichen werden.

Für einen Übersichtsartikel hat eine deutsche Forschergruppe über 80 veröffentlichte Studien zur Vogel-Transkriptomik zusammengefasst und anhand von Fallbeispielen gezeigt, was für Fragestellungen sich mit RNA-Seq untersuchen lassen (Jax et al. 2018). Eine Vielzahl von Forschungsfeldern kann von der Transkriptomik profitieren, z. B. Evolutions- und Entwicklungsbiologie, Vogelzug- und Infektionsforschung.

Im Bereich der Evolutionsbiologie haben Wissenschaftler mit Hilfe von Transkriptomanalysen Erkenntnisse über Prozesse wie Artbildung oder Anpassung gewonnen. Eine der frühesten RNA-Seq-Studien analysierte beispielsweise Expressionsprofile von Aaskrähe *Corvus (corone) corone* und Nebelkrähe *Corvus (corone) cornix* in der Hybridzone und fand Unterschiede in diesen Profilen, die auf eine beginnende Artspaltung hindeuten (Wolf et al. 2010). Eine Transkriptom-Studie an Sakerfalken *Falco cherrug* zeigte, dass bei in größerer Höhe vorkommenden Populationen die Expression von Genen für den Sauerstofftransport im Blut hochreguliert war (Pan et al. 2017).

In der Entwicklungsbiologie kann ein Vergleich der Expressionsmuster in unterschiedlichen Entwicklungsstadien Hinweise auf die Funktion von Genen liefern. Eine Studie des Transkriptoms der Eierstöcke von Tauben, die Expressionsmuster vor und nach dem Eisprung verglich, zeigte beispielsweise eine verstärkte Expression von Immungenen nach dem Eisprung, was darauf hindeutet, dass die Immunantwort eine Rolle bei der Follikelrückbildung spielen könnte (Xu et al. 2016).

Auch der Vogelzug lässt sich mittels Transkriptomik untersuchen. Dies ist besonders interessant, da er mit vielfältigen Änderungen von Verhalten, Physiologie und Morphologie einhergeht, die wiederum mit Änderungen der Expressionsmuster bestimmter Gene zusammenhängen sollten. Eine Studie an Amseln *Turdus merula* ergab beispielsweise Unterschiede zwischen Stand- und Zugvögeln in der Expression von Genen, die u. a. mit der Mauser und einer gesteigerten Nahrungsaufnahme assoziiert waren (Franchini et al. 2017). Im Gehirn von Zwergdrosseln *Catharus ustulatus* fanden Johnston et al. (2016) Unterschiede in der Expression von 188 Genen zwischen Individuen mit unterschiedlichen Zugstrategien und folgerten, dass zugbedingte Veränderungen möglicherweise durch saisonale Plastizität im Gehirn reguliert werden.

Ein Vergleich der Expressionsprofile gesunder und kranker Tiere kann dabei helfen, der Ursache von Krankheiten auf den Grund zu gehen oder herauszufinden, was bestimmten Individuen oder Arten Im-

munität gegenüber einer Krankheit verleiht. Smith et al. (2015) konnten auf diese Weise eine Reihe von Genen identifizieren, die Enten weniger anfällig für Vogelgrippe macht als Hühner. Zudem ermöglicht RNA-Seq eine gleichzeitige Analyse von Wirts- und Pathogen-Transkriptomen. So zeigte sich, dass bei mit Vogel malaria infizierten Erlenzeisigen *Carduelis spinus* mehrere mit der Immun- und Stressantwort sowie der Zelltod-Regulation assoziierte Gene hochreguliert waren (Videvall et al. 2015) und die Parasiten ihre Genexpression offenbar an die individueller Wirte anpassen (Videvall et al. 2017).

Neben diesen und anderen interessanten Beispielen diskutieren die Autoren auch Probleme, die bei RNA-Seq auftreten können, z. B. den Umgang mit großen Datenmengen und die Interpretation der Ergebnisse (insbesondere wenn diese nicht unter kontrollierten Laborbedingungen gewonnen wurden, sondern in wildlebenden Populationen, in denen Genexpressionsmuster durch eine Vielzahl komplexer Umweltfaktoren beeinflusst werden können). Außerdem liefern sie eine praktische Anleitung zur Durchführung von RNA-Seq-Studien und erläutern mögliche zukünftige Entwicklungen auf dem Gebiet der Transkriptomik.

Franchini P, Irisarri I, Fudickar A, Schmidt A, Meyer A, Wikelski M & Partecke J 2017: Animal tracking meets migration genomics: transcriptomic analysis of a partially migratory bird species. *Mol. Ecol.* 26: 3204-3216.

- Jax E, Wink M & Kraus RHS 2018: Avian transcriptomics: opportunities and challenges. *J. Ornithol.* doi 10.1007/s10336-018-1532-5.
- Johnston RA, Paxton KL, Moore FR, Wayne RK & Smith TB 2016: Seasonal gene expression in a migratory songbird. *Mol. Ecol.* 25: 5680-5691.
- Karahalil B 2016: Overview of systems biology and omics technologies. *Curr. Med. Chem.* 23:4221-4230.
- Pan S et al. 2017: Population transcriptomes reveal synergistic responses of DNA polymorphism and RNA expression to extreme environments on the Qinghai-Tibetan Plateau in a predatory bird. *Mol. Ecol.* 26: 2993-3010.
- Smith J, Smith N, Yu L, Paton IR et al. 2015: A comparative analysis of host responses to avian influenza infection in ducks and chickens highlights a role for the interferon-induced transmembrane proteins in viral resistance. *BMC Genomics* 16:574.
- Videvall E, Cornwallis CK, Palinauskas V, Valkiūnas G & Hellgren O 2015: The avian transcriptome response to malaria infection. *Mol. Biol. Evol.* 32: 1255-1267.
- Videvall E, Cornwallis CK, Ahrén D, Palinauskas V, Valkiūnas G & Hellgren O 2017: The transcriptome of the avian malaria parasite *Plasmodium ashfordi* displays host-specific gene expression. *Mol. Ecol.* 26: 2939-2958.
- Wolf JB, Bayer T, Haubold B, Schilhabel M, Rosenstiel P & Tautz D 2010: Nucleotide divergence vs. gene expression differentiation: comparative transcriptome sequencing in natural isolates from the Carrion Crow and its hybrid zone with the Hooded Crow. *Mol. Ecol.* 19: 162-175.
- Xu X et al. 2016: Transcriptomic analysis of different stages of pigeon ovaries by RNA-sequencing. *Mol. Reprod. Dev.* 83: 640-648.

Verena Dietrich-Bischoff

## Kohlmeise: Variable Spermienmorphologie

Paart sich ein Vogelmännchen mit einem Weibchen, werden seine Spermien in speziellen Organen im Eileiter des Weibchens gespeichert, wo sie mehrere Wochen lebensfähig sind. Diese SpermienSpeicherung entkoppelt Kopulation und Befruchtung und sorgt außerdem dafür, dass im Falle von Mehrfachverpaarungen die Spermien verschiedener Männchen um die Befruchtung der Eizellen konkurrieren. Dieses als Spermienkonkurrenz bezeichnete Phänomen ist bei Vögeln weit verbreitet (Übersicht z. B. in Birkhead 1998). Im Laufe der Evolution sind daher Anpassungen entstanden, die den Erfolg eines Männchens in der Spermienkonkurrenz erhöhen sollen. Dabei handelt es sich einerseits um Verhaltensweisen, wie beispielsweise die Bewachung des Weibchens nach der Paarung, was die Wahrscheinlichkeit einer Kopulation mit einem anderen Männchen verringern soll. Andererseits spielen auch die Menge der übertragenen Spermien (die von der Hodengröße abhängt) sowie deren Eigenschaften, wie ihre Lebensdauer und Schwimmgeschwindigkeit, eine Rolle. Je schneller die Spermien

zur Eizelle gelangen, desto höher ist die Wahrscheinlichkeit, dass sie diese erfolgreich befruchten. Die Schwimmgeschwindigkeit sollte wiederum von der Spermienmorphologie beeinflusst werden. So könnte beispielsweise die Größe des Spermienkopfes von Bedeutung sein, da sich diese auf den Widerstand beim Schwimmen auswirkt. Auch die Länge der als „Antrieb“ fungierenden Geißel, die Länge des Mittelstücks, das den „Motor“ beherbergt, oder die Gesamtlänge eines Spermiums sind möglicherweise wichtig. So ergab eine vergleichende Studie mehrerer Vogelarten in der Tat einen positiven Zusammenhang zwischen Spermienlänge und Schwimmgeschwindigkeit (Lüpold et al. 2009), doch innerhalb einer Art haben bisherige Studien widersprüchliche Ergebnisse geliefert (Übersicht z. B. in Simmons & Fitzpatrick 2012). Zudem stellt sich die Frage, weshalb es nach wie vor starke Variabilität in diesen Spermienparametern gibt, könnte man doch davon ausgehen, dass sexuelle Selektion ein optimales „SpermienDesign“ begünstigen sollte. Daher ist interessant, die Spermienmorphologie näher zu

analysieren und nach Gründen für die Variabilität zu suchen.

Zwei Schweizer Forscher haben dies in einer Population der Kohlmeise *Parus major* in einem Wald in der Nähe von Bern getan (Losdat & Helfenstein 2018). Von insgesamt 75 Männchen, die eine Brut hatten, gewannen sie durch Massage der Kloake jeweils zwei Spermaproben. Die eine Probe wurde sofort analysiert, um die Schwimmleistung der Spermien zu ermitteln. Hierfür wurde sie zwei Minuten lang durch ein Mikroskop gefilmt und die Aufnahmen anschließend mit Hilfe einer speziellen Computersoftware ausgewertet. Die Forscher maßen die Schwimmgeschwindigkeit sowie den Anteil beweglicher Spermien in der Probe und beobachteten außerdem, wie schnell diese abnahmen, um Ausdauer bzw. Lebensdauer der Spermien abzuschätzen. Die andere Probe wurde in Formalin fixiert und zur späteren Messung verschiedener morphologischer Parameter verwendet. Für jedes Männchen wurden etwa zehn intakte Spermien unter dem Mikroskop bei hoher Vergrößerung fotografiert, ihre Gesamtlänge, die Länge des Kopfes, des Mittelstücks und der Geißel gemessen und die Längenverhältnisse dieser Parameter berechnet. Eine statistische Analyse zeigte einen geringen Messfehler, d. h. die Variabilität der Spermienmorphologie sollte dadurch nicht künstlich erhöht worden sein.

Es zeigte sich, dass die Spermien einzelner Männchen keineswegs alle eine ähnliche Morphologie, sondern starke Unterschiede aufwiesen. Auch die Spermienmorphologie verschiedener Männchen variierte recht deutlich. Die Forscher fanden eine Reihe von Zusammenhängen zwischen den untersuchten Parametern, doch waren diese nicht besonders stark. So schwammen die Spermien schneller, wenn sie ein langes Mittelstück besaßen. Die Beweglichkeit war bei insgesamt längeren Spermien höher, und auch die Kopflänge hatte einen positiven Einfluss. Diese Befunde deuten darauf hin, dass die Größe des „Motors“ die Schwimmgeschwindigkeit bestimmt und die Gesamtlänge der Spermien ihre Beweglichkeit. Die Abnahme von Schwimmgeschwindigkeit und Beweglichkeit im Laufe der zwei Minuten hing hingegen mit keinem der untersuchten morphologischen Merkmale zusammen. In der Gesamtstichprobe gab es positive Zusammenhänge zwischen allen drei gemessenen Längen (Kopf-Mittelstück, Kopf-Geißel und Mittelstück-Geißel), während bei einzelnen Männchen nur Mittelstück und Geißel positiv korreliert waren, nicht jedoch die anderen Parameter. Die Wissenschaftler schlossen daraus, dass es konkurrierende Selektionsdrücke gibt, die bei einzelnen Männchen die Variabilität in der Spermienmorphologie aufrechterhalten.

Hierzu liegen bereits Studien an anderen Vogelarten vor. So lieferte beispielsweise eine Untersuchung am

Hausperling *Passer domesticus* Hinweise, dass verschiedene Spermienparameter wie Schwimmgeschwindigkeit und Lebensdauer möglicherweise gegeneinander abgewogen werden müssen (Helfenstein et al. 2010). Bei dieser Vogelart hängt die Spermienmorphologie zudem offenbar mit dem sozialen Status des Männchens zusammen, was für Variabilität in diesem Merkmal sorgt (Rojas Mora et al. 2017). Die Autoren der vorliegenden Studie schlagen noch eine andere interessante Erklärung für die ausgeprägte Variabilität der Spermien innerhalb des Ejakulats vor: Männchen könnten „absichtlich“ variable Spermien produzieren, was dann den Befruchtungserfolg unter verschiedenen Bedingungen erhöhen könnte. Da sich auch bei Weibchen der Reproduktionsstrakt individuell unterscheidet, könnten bei manchen Weibchen z. B. kürzere Spermien einen Vorteil haben, bei anderen jedoch längere. Andererseits hat eine Studie an Zebrafinken *Taeniopygia guttata* gerade gezeigt, dass die Spermien, welche die Eizelle tatsächlich erreichten, morphologisch weniger variabel waren als Spermien, denen das nicht gelang (Hemmings et al. 2016), was wiederum auf stabilisierende Selektion hindeutet. Insgesamt gibt es also noch viele spannende Fragen zu beantworten. Auch wäre interessant zu untersuchen, wie die bei den Kohlmeisen analysierten Parameter den Erfolg in der Spermienkonkurrenz beeinflussen, also ob Zusammenhänge mit dem Fortpflanzungserfolg bestehen. So wurde kürzlich ebenfalls bei Zebrafinken nachgewiesen, dass längere Spermien häufiger die Eizelle erreichen und diese dann befruchten als kürzere (Bennison et al. 2015).

- Bennison C, Hemmings N, Slate J & Birkhead T 2015: Long sperm fertilize more eggs in a bird. *Proc. R. Soc. B* 282: 20141897.
- Birkhead TR 1998: Sperm competition in birds. *Rev. Reprod.* 3: 123-129.
- Helfenstein F, Podevin M & Richner H 2010: Sperm morphology, swimming velocity, and longevity in the House Sparrow *Passer domesticus*. *Behav. Ecol. Sociobiol.* 64: 557.
- Hemmings N, Bennison C & Birkhead TR 2016: Intra-ejaculate sperm selection in female Zebra Finches. *Biol. Lett.* 12.
- Losdat S & Helfenstein F 2018: Relationships between sperm morphological traits and sperm swimming performance in wild Great Tits (*Parus major*). *J. Ornithol.* doi 10.1007/s10336-018-1539-y.
- Lüpold S, Linz GM, Rivers JW, Westneat DF & Birkhead TR 2009: Sperm competition selects beyond relative testes size in birds. *Evolution* 63: 391-402.
- Rojas Mora A, Meniri M, Ciprietti S & Helfenstein F 2017: Social dominance explains within-ejaculate variation in sperm design in a passerine bird. *BMC Evol. Biol.* 17: 66.
- Simmons LW & Fitzpatrick JL 2012: Sperm wars and the evolution of male fertility. *Reproduction* 144: 519-534.

## Farbige Puderdunen bei Reihern

Die meisten Vögel fetten ihre Federn mit einem von der Bürzeldrüse produzierten öligen Sekret ein, was diese schützt und wasserabweisend macht. Bei einigen Gruppen, z. B. bei Tauben, Papageien, Reihern und Eulenschwalmen, ist diese Drüse allerdings stark reduziert oder fehlt gänzlich. Stattdessen finden sich hier Puderdunen, spezialisierte, von den Konturfedern verdeckte Federn, die zu einem feinen Keratinpuder zerfallen, der dann im Gefieder verteilt wird (Übersicht in Delhey et al. 2007). Allgemein wird angenommen, dass der Federpuder eine ähnliche Funktion wie das Bürzeldrüsensekret erfüllt, aber er kann offenbar auch dazu dienen, die Farbe der Konturfedern zu verändern. Der Puder ist in der Regel farblos, was dem Gefieder ein matteres Aussehen verleihen kann, doch ist er bei Rot-schopftrappen *Lophotis ruficrista* rot und bei Reihern gelblich gefärbt. Es gibt Hinweise, dass solche „kosmetischen“ Färbungen eine Rolle bei der Partnerwahl spielen. Beim Pfeifreiherr *Syrigma sibilatrix* beispielsweise verstärkt sich die wahrscheinlich auf Federpuder beruhende gelbliche Farbe von Hals und Bauch während der Brutsaison (Kushlan et al. 1982).

Zwei amerikanische Wissenschaftler haben nun die Puderdunen dreier Reiherarten einer genauen chemischen Analyse unterzogen (Thomas & McGraw 2018). Sie entfernten Puderdunen von jeweils einem Nachtreiher *Nycticorax nycticorax*, einem Kuhreiher *Bubulcus ibis* und einem Grünreiher *Butorides virescens*, bevor diese Tiere für ein Museum präpariert wurden. Zum Vergleich wurden jeweils eine weiße und eine braune Schopffeder des Kuhreihers sowie dessen Bürzeldrüse untersucht, ebenso wie eine gelbe Konturfeder eines Rubinleck-Waldsängers *Leiothlypis ruficapilla*. Alle Proben wurden mittels Raman-Spektroskopie analysiert, einer Methode, die für die Analyse von Pigmenten besonders geeignet ist und u. a. auch zur Untersuchung von Kunstgegenständen eingesetzt wird. Die Forscher testeten jeweils mehrere Puderdunen mit unterschiedlicher Farbsättigung. Die Puderdunen des Grünreihers analysierten sie zudem mittels Hochleistungsflüssigkeitschromatographie (HPLC), einer Methode zur Trennung und Identifikation nicht flüchtiger Substanzen.

In allen Federspektren ließ sich  $\beta$ -Keratin als „Hintergrund“ nachweisen. Die HPLC zeigte zudem, dass in den Grünreiher-Puderdunen mehrere Carotinoide vorkamen, die sich auch in der Konturfeder des Waldsängers fanden. Diese gelblichen Farbstoffe waren in einem fettigen Sekret enthalten, mit dem die Puderdunen überzogen waren. Die Schopffedern und Bürzeldrüse des Kuhreihers enthielten weder Carotinoide noch Fettsäuren, wobei die Wissenschaftler nicht gänzlich ausschließen konnten, dass diese in den Analysen von anderen Substanzen maskiert wurden. Bei einigen anderen Vogelarten, z. B. Rosaflamingos *Phoenicopterus*

*roseus*, hat man Carotinoide im Bürzeldrüsensekret gefunden, die wohl auch eine kosmetische Funktion haben (Amat et al. 2011).

Der hier präsentierte Befund ist ausgesprochen interessant, da er den ersten Nachweis von Carotinoiden in Federn darstellt, die von anderen Federn verdeckt sind. Das ist ungewöhnlich, da diese Farbstoffe als „kostspielig“ gelten: Sie können von den Vögeln nicht selbst synthetisiert, sondern müssen über die Nahrung aufgenommen werden. Carotinoide fungieren zudem auch als Antioxidantien und sind daher wichtig für die Immunantwort. Nur Tiere, die von hoher Qualität sind, können es sich daher leisten, diese Farbstoffe auch in die Federn einzulagern, wo sie eine Signalfunktion erfüllen und die hohe Qualität des Individuums anzeigen. Allerdings könnte man argumentieren, dass die Puderdunen tatsächlich eine solche Signalfunktion besitzen, wenn der Puder als „Make-up“ eingesetzt wird, und dann wäre es weniger verwunderlich, dass Carotinoide in verdeckten Federn vorkommen. Die Forscher konnten jedoch nicht ausschließen, dass die gelbliche Färbung der Puderdunen lediglich ein Nebenprodukt der chemischen Eigenschaften der Carotinoide ist. Diese Farbstoffe sind nämlich fettlöslich, und die Haut unter den Puderdunenfluren enthielt gelbe Fettspeicher. Die fettige Carotinoidsubstanz könnte also ursprünglich aus diesen Fettspeichern stammen und lediglich auf die Puderdunen transferiert worden sein. Mit Hilfe der gewählten Analysemethoden konnte leider nicht festgestellt werden, ob die Carotinoide verestert (d. h. chemisch an die Fettsäuren gebunden) oder ob die Pigmente mit farblosem Fettsekret vermischt waren. Dies könnte dazu beitragen, die Frage nach ihrer Herkunft zu lösen. Schließlich sollte nicht unerwähnt bleiben, dass Farbstoffe in Federn nicht nur als Signale fungieren, sondern auch andere Funktionen übernehmen können, z. B. Schutz vor federzersetzenden Mikroorganismen, wie vor einigen Jahren bei Papageien gezeigt (Burt et al. 2011), oder schädlicher UV-Strahlung, ähnlich wie in die Haut eingelagertes Melanin.

Amat JA, Rendón MA, Garrido-Fernández J, Garrido A, Rendón-Martos M & Pérez-Gálvez A 2011: Greater Flamingos *Phoenicopterus roseus* use uropygial secretions as make-up. *Behav. Ecol. Sociobiol.* 65: 665-673.

Burt EH, Schroeder MR, Smith LA, Sroka JE & McGraw KJ 2010: Colourful parrot feathers resist bacterial degradation. *Biol. Lett.* 7: 214-216.

Delhey K, Peters A & Kempnaers B 2007: Cosmetic coloration in birds: occurrence, function, and evolution. *Am. Nat.* 169: S145-S158.

Kushlan, JA, Hancock JA, Pinowski J & Pinowska B 1982: Behavior of Whistling and Capped Herons in the seasonal savannas of Venezuela and Argentina. *Condor* 84: 255-260.

Thomas DB & McGraw KJ 2018: Hidden carotenoids in the powder down of herons. *J. Ornithol.* doi10.1007/s10336-018-1554-z.

# Vogelwarte Aktuell

## Nachrichten aus der Ornithologie



Aus der Deutschen Ornithologen-Gesellschaft

### ▪ DO-G Preise und Förderungen 2018 – Bitte um Vorschläge oder Eigenbewerbungen

Auf unserer Jahresversammlung in Heidelberg können fünf Preise bzw. Förderungen verliehen werden: Stresemann-Förderung, Ornithologen-Preis, Sunkel-Preis, Hans-Löhrl-Preis und der Preis der Horst-Wiehe-Stiftung. Informationen zu Voraussetzungen sowie Vorschlags- und Bewerbungsmodalitäten sind auf der Internetseite der DO-G ([www.do-g.de/die-do-g/preise-und-auszeichnungen](http://www.do-g.de/die-do-g/preise-und-auszeichnungen)) zu finden. Mitglieder ohne Internetzugang können sich an die Geschäftsstelle der DO-G wenden (Adresse siehe Umschlagseite 2).

Für alle zu vergebenen Preise und Förderungen sind auch Eigenbewerbungen möglich.

#### **Stresemann-Förderung**

Anlässlich des 80. Geburtstages von Prof. Dr. Erwin Stresemann am 22. November 1969 wurde von der DO-G ein „Stresemann-Preis“ eingerichtet. Damit wurden hervorragende deutschsprachige Publikationen junger Autorinnen und Autoren ausgezeichnet. Um der Unterstützung des wissenschaftlichen Nachwuchses besser gerecht zu werden, wurde 1998 beschlossen, diesen Preis in eine echte Förderung umzuwandeln. Etwa alle drei Jahre kann ein ornithologisches Projekt mit mindestens 2.600 € unterstützt werden. Förderempfänger/-innen müssen fünf Jahre Mitglied der DO-G und jünger als 40 Jahre sein. Über die Vergabe entscheiden die Forschungskommission und der Vorstand der DO-G.

#### **Ornithologen-Preis**

Der Preis wurde 1988 zur 100. Jahrestagung der DO-G von unserem ehemaligen Präsidenten Prof. Dr. Klaus Schmidt-Koenig gestiftet. Bis zu drei Autoren/-innen können für ein zusammenhängendes ornithologisches Thema oder eine Folge von Veröffentlichungen (in Deutsch oder Englisch) ausgezeichnet werden. Es bestehen keine Einschränkungen bezüglich des Alters, der Nationalität oder der Mitgliedschaft zur DO-G. Der Preis wird etwa alle zwei Jahre verliehen; die Preissumme beträgt 5.000 €.

#### **Förderpreis der Werner-Sunkel-Stiftung**

Die Werner-Sunkel-Stiftung wurde 1985 von Frau Marianne Sunkel gegründet. Dieser Förderpreis ist

Mitgliedern der DO-G vorbehalten. Er steht unter dem Motto „Arbeit im engen Raum auf weite Sicht“ und soll vor allem Arbeiten mit moderner Fragestellung und möglichst überregionaler Bedeutung aus den Bereichen Vogelzug, Vogelberingung und Naturschutz unterstützen. Besonders förderungswürdig sind auch Untersuchungen im Rahmen der Grundlagenforschung für den Natur- und Umweltschutz. Etwa alle zwei Jahre kann ein Betrag von 2.600 € vergeben werden. Anträge auf Förderung werden vom Antragsteller oder von der Antragstellerin selbst oder als Vorschlag an die Forschungskommission gerichtet, die über die Vergabe unter Zustimmung des Vorstandes entscheidet.

#### **Hans-Löhrl-Preis**

Der Preis erinnert an Dr. Hans Löhrl, der in den Jahren 1962 bis 1976 an der Vogelwarte Radolfzell am damaligen Max-Planck-Institut für Verhaltensphysiologie tätig war und an seine wegweisenden Arbeiten in der ornithologischen Ethologie und Ökologie sowie im Naturschutz. Der Preis soll vergeben werden an den/die Autor/Autorin/Autoren einer herausragenden Publikation über ein ornithologisches Thema oder als Förderung für ein herausragendes Forschungsvorhaben im Bereich der Ethologie, Verhaltensökologie oder Feldornithologie, vorzugsweise mit Bezug zum Naturschutz. Auch die Auszeichnung langfristiger, wissenschaftlich fundierter Studien in den genannten Themenbereichen ist möglich.

Der Preis ist mit 3.500 € dotiert. Bewerber sollten Mitglied der DO-G sein. Sofern Gruppen ausgezeichnet

net werden, sollte mindestens ein Mitglied der Gruppe DO-G-Mitglied sein. Es können möglichst aktuelle Dissertationen, fertige Manuskripte oder Publikationen eingereicht werden. Die Publikation sollte in einer international bedeutenden Zeitschrift in Englisch oder in Deutsch veröffentlicht sein oder werden. Hinsichtlich Nationalität und Alter der Kandidaten bestehen keine Beschränkungen. Jungen Autoren ist jedoch der Vorzug zu geben. Über die Vergabe entscheidet eine externe Jury.

### Preis der Horst-Wiehe-Stiftung

Diese Stiftung wurde 1993 mit einer Spende von Herrn Horst Wiehe eingerichtet. Mit dem Preis der Stiftung werden etwa alle zwei Jahre herausragende Arbeiten über ökologische Themen der Ornithologie gewürdigt. Er ist mit mindestens 1.600 € dotiert. Der Preis kann auch auf zwei Preisträger/-innen verteilt werden. Die Mitgliedschaft in der DO-G wird nicht vorausgesetzt. Vorschläge zur Prämierung können an den DO-G-Vorstand gerichtet werden. Über die Vergabe entscheidet der Vorstand.

Stefan Garthe, Präsident der DO-G

## ■ Neues aus der Forschungskommission

Folgende Projekte sind neu in die DO-G Forschungsförderung aufgenommen worden:

### Räumliche Verbreitung des endemischen Azorenwellenläufers *Hydrobates monteiroi* während der Brutzeit auf den Azoren, Nordostatlantik

Wiebke Christine Schäfer, Justus-Liebig-Universität Gießen, Institut für Tierökologie und Spezielle Zoologie, Heinrich-Buff-Ring 26-32 IFZ, 35392 Gießen. E-Mail: [Wiebke.C.Schaefer@bio.uni-giessen.de](mailto:Wiebke.C.Schaefer@bio.uni-giessen.de)

Auf den Azoren koexistieren zwei nah verwandte Sturmschwalbenarten (Hydrobatidae), der Azorenwellenläufer *Hydrobates monteiroi* und der Madeirawellenläufer *Oceanodroma castro*. Aufgrund ihrer phänotypischen Ähnlichkeit wurden sie lange Zeit als eine Art betrachtet. Aber unterschiedliche Brutperioden (die eine Population brütet in der „kalten Jahreszeit“, die andere in der „warmen Jahreszeit“) gemeinsam mit geringen morphometrischen Unterschieden ließen Forscher vermuten, dass es sich um zwei unterschiedliche Spezies handeln könnte (Monteiro und Furness 1998). Eine eingehende Studie mit Daten zu Morphologie, Rufaufzeichnungen, Brutphänologie, Fütterungsökologie und Genetik bestätigte diese Hypothese. Die in der warmen Jahreszeit brütende Population wurde als eigene, auf den Azoren endemische Art beschrieben und als Azorenwellenläufer (engl.: Monteiro's Storm Petrel) bezeichnet (Bolton et al. 2008).

Die Population des Azorenwellenläufers ist nur klein. Er brütet heute nur noch auf wenigen kleinen Inseln der Azoren (Bolton et al. 2008), weshalb er international aktuell als gefährdet eingestuft ist (BirdLife International 2018). Daher werden auf den Azoren seit 1997 Maßnahmen getroffen, um die Populationsgröße und das Bruthabitat zu vergrößern (z. B. durch Ausrottung von Kaninchen, Installation künstlicher Nistboxen und Wiederansiedlung heimischer Pflanzen), welche einen

positiven Effekt auf die jährliche Produktivität haben (Bolton et al. 2004; Bried et al. 2009). Doch es kommen neue Gefährdungen hinzu, z. B. durch die um 1860 via Schiff eingeschleppte Madeira-Mauereidechse *Lacerta dugesii*, welche auch Sturmschwalbennester prädiert (Bried & Neves 2015; Neves et al. 2017).

Bislang ist nur wenig über die Ökologie des Azorenwellenläufers bekannt. Daher hat dieses Projekt zum Ziel, die räumliche Verbreitung des Azorenwellenläufers auf dem Meer während der Brutzeit zu erfassen und die wichtigsten Nahrungsgebiete dieser Art zu identifizieren. Im Sommer 2018 sollen dazu etwa 20 Individuen während der Inkubation und der Kükenaufzucht auf Praia Islet, Graciosa, Azoren, besendert werden. Die Altvögel werden auf dem Nest gefangen und mit GPS-Loggern (Modell NanoFix Mini von Pathtrack) ausgestattet. Nach mehreren Tagen Nahrungssuche auf See kommen die Azorenwellenläufer zurück in die Brutkolonie. Dann werden sie wiedergefangen und die Logger abgenommen, um die Daten auszulesen.

In der späteren Analyse der Daten wird die Verbreitung auf See in Abhängigkeit zu statischen und dynamischen Parametern wie z. B. Meeresoberflächentemperatur, Wassertiefe, Chlorophyllkonzentration und Windgeschwindigkeit betrachtet, um Rückschlüsse auf für die Art wichtige Habitatbedingungen ziehen zu können.

Abb 1: Azorenwellenläufer *Hydrobates monteiroi*.

Foto: P. H. Silva/SIARAM



Abb 2: Praia Islet vor Graciosa, Azoren.

Foto: P. H. Silva/SIARAM

Unser Projekt soll das Verständnis für die räumliche Verbreitung des Azorenwellenläufers auf See verbessern. Die in diesem Projekt gesammelten Daten sollen außerdem dazu beitragen, einen Maßnahmenplan für den Schutz des endemischen Azorenwellenläufers zu erstellen und wichtige Meeresgebiete als Marine Schutzgebiete (Marine Protected Areas) ausweisen zu können.

Das Projekt findet im Rahmen einer Masterarbeit statt und wird von Dr. Verónica Neves (University of the Azores) und Prof. Dr. Petra Quillfeldt (Justus-Liebig-Universität Gießen) betreut.

BirdLife International 2018: Species factsheet: *Hydrobates monteiroi*. [www.birdlife.org](http://www.birdlife.org), heruntergeladen am 23.01.2018.

Bolton M, Medeiros R, Hothersall B & Campos A 2004: The use of artificial breeding chambers as a conservation measure for cavity-nesting procellariiform seabirds: A case study of the Madeiran Storm Petrel (*Oceanodroma castro*). *Biol. Conserv.* 116: 73-80.

Bolton M, Smith AL, Gómez-Díaz E, Friesen VL, Medeiros R, Bried J, Roscales JL & Furness RW 2008: Monteiro's Storm Petrel *Oceanodroma monteiroi*: a new species from the Azores. *Ibis* 150: 717-727.

Bried J, Magalhães MC, Bolton M, Neves VC, Bell E, Pereira JC, Aguiar L, Monteiro LR & Santos RS, 2009: Seabird Habitat restoration on Praia Islet, Azores Archipelago. *Ecol. Restor.* 27: 27-36.

Bried J & Neves VC 2015: Habitat restoration on Praia Islet, Azores Archipelago, proved successful for seabirds, but new threats have emerged. *Airo* 23: 25-35.

Monteiro LR & Furness RW 1998: Speciation through temporal segregation of Madeiran Storm-petrel (*Oceanodroma castro*) populations in Azores? *Phil. Trans. R. Soc. Lond. B* 353: 845-953.

Neves CV, Nava C, Monteiro EV, Monteiro PR & Bried J 2017: Depredation of Monteiro's Storm-petrel (*Hydrobates monteiroi*) Chicks by Madeiran Wall Lizards (*Lacerta dugesii*). *Waterbirds* 40: 82-86.

## Migrationstrategien der Flusseeeschwalbe in einer sich ändernden Umwelt

Nathalie Kürten, Institut für Vogelforschung „Vogelwarte Helgoland“, An der Vogelwarte 21, 26386 Wilhelmshaven. E-Mail: [nathalie.kuerten@ifv-vogelwarte.de](mailto:nathalie.kuerten@ifv-vogelwarte.de)

Der Klimawandel hat Auswirkungen auf Arten aller taxonomischen Gruppen (z. B. Phillimore et al. 2010; Trackaray et al. 2016) und ist ein bedeutender Faktor für den Verlust der Biodiversität (Steffen et al. 2015; Stephens et al. 2016). Arten mit einem saisonalen Wanderverhalten, wie z. B. Zugvögel, sind einem ganz besonderen Risiko ausgesetzt, da sie innerhalb ihres Jahreszyklus in verschiedenen Habitaten leben, die unterschiedlich starken Veränderungen unterliegen (Both & Visser 2001; Both et al. 2004). Weltweit gehen die Bestände vieler Zugvogelarten bereits stark zurück (Bair-

lein 2016), wobei Langstreckenzieher deutlich stärker betroffen sind als Kurzstreckenzieher oder Standvögel (Both et al. 2009; Bairlein 2016).

Um eine Vorhersage für Reaktionen auf den zukünftigen Klimawandel treffen zu können und einen weiteren Biodiversitätsverlust zu verhindern, müssen wir verstehen, ob und wie Populationen sich anpassen. Dies wäre möglich via Mikroevolution (z. B. Karell et al. 2011) und/oder phänotypische Plastizität (z. B. Nussey et al. 2005; Gienapp et al. 2007; Brommer et al. 2008; Vedder et al. 2013; Dobson et al. 2017).

Im Moment sind phänotypische Anpassungen in Relation zu sich ändernden klimatischen Faktoren meist nur für das Brutgebiet bekannt, da für die Zugrouten und/oder Überwinterungsgebiete individuenbasierte Informationen weitgehend fehlen. Helldunkelgeolokatoraten können hier einen wesentlichen Informationszuwachs liefern, denn sie ermöglichen ein individuenbasiertes Tracking außerhalb des Brutgebietes vieler verschiedener leichter Vogelgruppen (Bridge et al. 2013), z. B. kleinen Seevögeln. Während individuenbasiertes Tracking bei marinen Arten zunehmend durchgeführt wird, sind weiterreichende Studien zu orts- und zeitspezifischen Umwelteffekten auf das Zugverhalten und Konsequenzen für die Fitness in dieser Vogelfamilie noch relativ selten (Richardson & Poloczanska 2008).

Die Flusseeeschwalbe *Sterna hirundo* (Rote Liste Deutschland: stark gefährdet, Grüneberg et al. 2015), die wie viele Millionen andere Zugvögel aus Überwinterungsgebieten in Westafrika über den Ostatlantischen Zugweg in ihre Brutgebiete in Europa zieht (Becker et al. 2016), steht in einem ihrer Brutgebiete, dem Banter See in Wilhelmshaven, seit 1992 im Fokus einer individuenbasierten Langzeitstudie. Durch zwei erste Studien zu phänologischen Anpassungen dieser Population wissen wir, dass verschiedene Umweltfaktoren unterschiedlich mit Ankunsttag, Ankunftsgewicht und Legetag der Flusseeeschwalben im Brutgebiet zusammenhängen (Szostek et al. 2015; Dobson et al. 2017). Mit Daten über das Zugverhalten und entsprechenden orts- und zeitspezifischen Umweltdaten für die Zugrouten und die Überwinterungsgebiete könnten wir einen wichtigen nächsten Schritt machen und mögliche Anpassungen an Umweltfaktoren sowie Carry-over-Effekte auf die Fitness darstellen.

Deshalb ist das Ziel meines Projektes, Flusseeeschwalben mit Helldunkelgeolokatoren auszustatten, Zeitpunkt und Aufenthaltsort der Vögel mithilfe der Geolokatoren zu bestimmen, orts- und zeitspezifische Umweltdaten zu sammeln und diese mit Daten zu Phänologie, Physiologie, Brutverhalten, Reproduktionserfolg und Überleben der Vögel zu verschneiden, um Plastizität, selektive Mortalität und Konsequenzen für die individuelle Fitness zu untersuchen.

Bairlein F 2016: Migratory birds under threat. *Science* 354: 547-548.

Becker PH, Schmaljohann H, Riechert J, Wagenknecht G, Zajątková Z & González-Solis J 2016: Common Terns on the East Atlantic Flyway: temporal-spatial distribution during the non-breeding period. *J. Ornithol.* 157: 927-940.

Both C, Artemyev AV, Blaauw B, Cowie RJ, Dekhuijzen AJ, Eeva T, Enemar A, Gustafsson L, Ivankina EV, Järvinen A, Metcalfe NB, Nyholm NEI, Potti J, Ravussin P-A, Sanz JJ, Silverin B, Slater FM, Sokolov LV, Török J, Winkel W, Wright J, Zang H & Visser ME 2004: Large-scale geographical varia-

tion confirms that climate change causes birds to lay earlier. *Proc. R. Soc. Lond. B* 271: 1657-1662.

Both C, Van Turnhout CA, Bijlsma RG, Siepel H, Van Strien AJ & Foppen RP 2009: Avian population consequences of climate change are most severe for long-distance migrants in seasonal habitats. *Proc. R. Soc. Lond. B* 277: 1259-1266.

Both C & Visser ME 2001: Adjustment to climate change is constrained by arrival date in a long-distance migrant bird. *Nature* 411: 296-298.

Bridge ES, Kelly JE, Contina A, Gabrielson RM, MacCurdy RB & Winkler DW 2013: Advances in tracking small migratory birds: a technical review of light-level geolocation. *J. Field Ornithol.* 84: 121-137.

Brommer JE, Rattist K & Wilson AJ 2008: Exploring plasticity in the wild: laying date-temperature reaction norms in the Common Gull *Larus canus*. *Proc. R. Soc. Lond. B* 275: 687-693.

Dobson FS, Becker PH, Arnaud CM, Bouwhuis S & Charmantier A 2017: Plasticity results in delayed breeding in a long-distant migrant seabird. *Ecol. Evol.* 7: 3100-3109.

Gienapp P, Leimu R & Merilä J 2007: Responses to climate change in avian migration time – Microevolution versus phenotypic plasticity. *Clim. Res.* 35: 25-35.

Grüneberg C, Bauer H-G, Haupt H, Hüppop O, Ryslavý T & Südbeck P 2015: Rote Liste der Brutvögel Deutschlands. 5. Fassung. *Ber. Vogelschutz* 52: 19-67.

Karell P, Ahola K, Karstinen T, Valkama J & Brommer JE 2011: Climate change drives microevolution in a wild bird. *Nat. Commun.* 2: 208.

Nussey DH, Postma E, Gienapp P & Visser ME 2005: Selection on heritable phenotypic plasticity in a wild bird population. *Science* 310: 304-306.

Phillimore AB, Hadfield JD, Jones OR & Smithers RJ 2010: Differences in spawning date between populations of common frog reveal local adaptation. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 107: 8292-8297.

Richardson AJ & Poloczanska ES 2008: Under-resourced, under threat. *Science* 320: 1294-1295.



Flusseeeschwalbe mit einem Helldunkelgeolokator (Modell: Intigeo-C65). Foto: N. Kürten

- Steffen W, Richardson K, Rockström J, Cornell SE, Fetzer I, Bennett EM, Biggs R, Carpenter SR, de Vries W, de Wit CA, Folke C, Gerten D, Heinke J, Mace GM, Persson LM, Ramanathan V, Rayers B & Sörlin S 2015: Planetary boundaries: Guiding human development on a changing planet. *Science* 347: 1259855.
- Stephens PA, Mason LR, Green RE, Gregory RD, Sauer JR, Alison J, Aunins A, Brotons L, Butchart SHM, Campedelli T, Chodkiewicz T, Chylarecki P, Crowe O, Elts J, Escandell V, Foppen RPB, Heldbjerg H, Herrando S, Husby M, Jiguet F, Lehikoinen A, Lindström Å, Noble DG, Paquet J-Y, Reif J, Sattler T, Szép T, Teufelbauer N, Trautmann S, van Strien AJ, van Turnhout CAM, Vorisek P & Willis SG 2016: Consistent response of bird populations to climate change on two continents. *Science* 352: 84-87.
- Szostek KL, Bouwhuis S & Becker PH 2015: Are arrival date and body mass after spring migration influenced by large-scale environmental factors in a migratory seabird? *Front. Ecol. Evol.* 3: 42.
- Thackeray SJ, Henrys PA, Hemming D, Bell JR, Botham MS, Burthe S, Helaouet P, Johns DG, Jones ID, Leech DI, Mackay EB, Massimino D, Atkinson S, Bacon PJ, Brereton TM, Carvalho L, Clutton-Brock TH, Duck C, Edwards M, Elliott JM, Hall SJG, Harrington R, Pearce-Higgins JW, Høye TT, Kruuk LEB, Pemberton JM, Sparks TH, Thompson PM, White I, Winfield IJ & Wanless S 2016: Phenological sensitivity to climate across taxa and trophic levels. *Nature* 535: 241–245.
- Vedder O, Bouwhuis S & Sheldon BC 2013: Quantitative assessment of the importance of phenotypic plasticity in adaptation to climate change in wild bird populations. *PLoS Biol.* 11: e1001605.

### Avizönoten montaner Grünlandökosysteme

Friederike Kunz, Florian Fumy, Jan Thiele und Thomas Fartmann, Institut für Landschaftsökologie, Westfälische Wilhelms Universität Münster und Abteilung für Biodiversität und Landschaftsökologie, Universität Osnabrück. E-Mail: [friederike.kunz@uni-muenster.de](mailto:friederike.kunz@uni-muenster.de)

Der Rückgang der Biodiversität nimmt aktuell dramatische Ausmaße an (Pereira et al. 2010). Als eine Hauptursache für den Verlust von Habitaten, die abnehmende Qualität der verbliebenen Lebensräume und das daraus resultierende Artensterben wird der anthropogene Landnutzungswandel angesehen (Sala 2000).

Vogelarten des genutzten Offenlandes sind aktuell von besonders dramatischen Bestandsrückgängen betroffen (Donald et al. 2006; Wahl et al. 2015; Heldbjerg et al. 2017; Jerrentrup et al. 2017). Diese Populationseinbrüche werden insbesondere mit der in Nordwest- und Mitteleuropa nahezu flächendeckenden, intensiven Landwirtschaft in Verbindung gebracht.

Durch Intensivierung einerseits und Nutzungsaufgabe andererseits sind magere und artenreiche Grünlandhabitate in Mitteleuropa selten geworden (Fartmann 2017). Im Südschwarzwald sind extensiv bewirtschaftete Grünlandökosysteme dagegen noch weit verbreitet (Bischoff 2004). In den tieferen Lagen dominiert gemähtes Grünland, häufig verzahnt mit Flachmooren. Kleinräumige Mosaik aus grasig-krautiger Vegetation, Zwergsträuchern, Wacholderbüschen und Gehölzgruppen charakterisieren die Weidfelder der höheren Lagen. Charaktervögel dieser Landschaft sind gefährdete Brutvogelarten wie Neuntöter *Lanius collurio*, Wiesenpieper *Anthus pratensis*, Baumpieper *Anthus trivialis*, Braunkehlchen *Saxicola rubetra* und Goldammer *Emberiza citrinella*. Aber auch hier ist das reich strukturierte Grünland mit seinen artenreichen Biozönoten zunehmend durch Nutzungsintensivierung der Landwirtschaft (höherer Viehbesatz, häufigere Mahd), den Ausbau der Tourismusinfrastruktur sowie Aufforstungen gefährdet (Knoch 2004).

In unserer Studie wollen wir untersuchen, welche Faktoren das Vorkommen gefährdeter Brutvogelarten von Grünlandökosystemen auf der Landschafts- und Habitatebene bestimmen. Als Untersuchungsgebiet dient der Südschwarzwald. Insgesamt sollen 45 Probeflächen untersucht werden, die das gesamte ökologische Spektrum an vorhandenen Wiesen- und Weideökosystemen im Gebiet abdecken. Die Erfassung der Brutvögel erfolgt mittels Revierkartierung nach Fischer et al. (2005). Zusätzlich werden Umweltfaktoren auf der Landschafts- und Habitatebene erfasst (Schwarz et al. 2018). Basierend auf diesen Daten sollen Konzepte für den effektiven Schutz der artenreichen Grünlandökosysteme und deren Vogelgemeinschaften im Südschwarzwald erarbeitet werden.



Extensiv genutzte Flügelginsterweiden sind im Südschwarzwald charakterisiert durch ein kleinräumiges Mosaik aus grasig-krautiger Vegetation, Zwergsträuchern, Wacholderbüschen und Gehölzgruppen. Foto: T. Fartmann

- Bischoff C (Hrsg) 2004: Wälder, Weiden, Moore: Naturschutz und Landnutzung im Oberen Hotzenwald, 1. Aufl. Naturschutz-Spektrum Themen 94. Verl. Regionalkultur, Ubstadt-Weiher.
- Donald PF, Sanderson FJ, Burfield IJ & van Bommel FP 2006: Further evidence of continent-wide impacts of agricultural intensification on European farmland birds, 1990–2000. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 116: 189–196.
- Fartmann T 2017: Überleben in fragmentierten Landschaften – Grundlagen für den Schutz der Biodiversität Mitteleuropas in Zeiten des globalen Wandels. *Naturschutz und Landschaftsplanung* 49: 277–282.
- Fischer S, Flade M, Schwarz J 2005: Revierkartierung. In: Südbek P, Andretzke H, Fischer S, Gedeon K, Schikore T, Schröder K & Sudfeldt C (Hrsg) *Methodenstandards zur Erfassung der Brutvögel Deutschlands*: 47–58. Dachverband Deutscher Avifaunisten, Radolfzell.
- Heldbjerg H, Sunde P & Fox AD 2017: Continuous population declines for specialist farmland birds 1987–2014 in Denmark indicates no halt in biodiversity loss in agricultural habitats. *Bird Conservation International* 99: 1–15.
- Jerrentrup JS, Dauber J, Strohbach MW, Mecke S, Mitschke A, Ludwig J & Klimek S 2017: Impact of recent changes in agricultural land use on farmland bird trends. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 239: 334–341.
- Knoch D 2004: Die Vogelwelt. In: Bischoff C (Hrsg) *Wälder, Weiden, Moore: Naturschutz und Landnutzung im Oberen Hotzenwald*, 1. Aufl.: 263–306. Verl. Regionalkultur, Ubstadt-Weiher.
- Pereira HM, Leadley PW, Proença V, Alkemade R, Scharlemann JPW, Fernandez-Manjarrés JF, Araújo MB, Balvanera P, Biggs R, Cheung WWL, Chini L, Cooper HD, Gilman EL, Guénette S, Hurtt GC, Huntington HP, Mace GM, Oberdorff T, Revenga C, Rodrigues P, Scholes RJ, Sumaila UR & Walpole M 2010: Scenarios for global biodiversity in the 21st century. *Science* 330: 1496–1501.
- Sala OE (2000) Global biodiversity scenarios for the year 2100. *Science* 287: 1770–1774.
- Schwarz C, Trautner J & Fartmann T 2018: Common pastures are important refuges for a declining passerine bird in a pre-alpine agricultural landscape. *Journal of Ornithology*. <https://doi.org/10.1007/s10336-018-1561-0>.
- Wahl J, Dröschmeister R, Frederking W, Gedeon K, Gerlach B, Grüneberg C, Karthäuser J, Langgemach T, Schuster B, Trautmann S & Sudfeldt C 2015: *Vögel in Deutschland 2014*. DDA Münster.

## ■ Aus dem Vorstand

Das Frühjahrstreffen des Vorstands fand am 23. April 2018 im Museum für Naturkunde in Berlin statt. Als Sprecher des Beirats nahm Dirk Tolkmitt an der Sitzung teil, für die Forschungskommission reiste Tim Schmall an. Neben den halbjährlich wiederkehrenden Tagesord-

nungspunkten wurde auch ein Antrag der „Stiftung Vogelwelt Deutschland“ beraten, zu dem Klaus Nottmeyer als Vorsitzender der Stiftung Rede und Antwort stand. Auf der DO-G Jahresversammlung 2018 in Heidelberg werden alle Mitglieder wieder ausführlich informiert.



Vorstandssitzung der DO-G im April 2018 in Berlin (von links nach rechts): Stefan Garthe (Präsident), Dorit Liebers-Helbig (Vizepräsidentin), Ommo Hüppop (Generalsekretär), Franziska Tanneberger (Schriftführerin), Karl Falk (Geschäftsführer), Volker Blüml (Schatzmeister), Klaus Nottmeyer (Stiftung Vogelwelt Deutschland), Dirk Tolkmitt (Beiratssprecher), Tim Schmall (Forschungskommission).

## ▪ Neues aus den DO-G Fachgruppen

### 28. Jahrestagung der Fachgruppe Spechte in Kloster Banz (Oberfranken)

Vom 9. bis 11. März 2018 traf sich die Fachgruppe Spechte der DO-G auf Initiative und Einladung von Norbert Wimmer im Kloster Banz, Oberfranken. Der Tagungsort befindet sich inmitten des Fauna-Flora-Habitat-Gebiets „Eierberge und Teile des Banzer Waldes“. In dieser idyllischen Umgebung und in den altherwürdigen Mauern des ehemaligen Benediktinerklosters kamen 95 Personen zusammen, um sich über Spechte und Wald auszutauschen. Den Einstieg zur Tagung bildete am Freitagmorgen eine Vorexkursion in das Kleinziegfelderthal. Mit 35 Teilnehmern war diese sehr schöne Vorexkursion gut besucht. Das reichhaltige Vortragsprogramm umfasste 21 Beiträge, darunter zwei Abendvorträge und einen Plenarvortrag. Inhaltlich drehten sich die Vorträge um die Schwerpunkte „Region Oberfranken“, „Populationsbiologie“, „Höhlen und Höhlenbäume“, „Ökologie des Wendehalses“ sowie „Freie Themen“ (über die Jugendmauser des Grünspechts, Trommeln des Mittelspechts und Kommunikation bei Spechten). Die Referenten und Tagungsteilnehmer kamen aus Deutschland, Österreich und der Schweiz.

Die Exkursion am Sonntagmorgen führte bei herrlichem Frühlingwetter in die FFH-Gebiete „Eierberge und Teile des Banzer Waldes“ und „Albtrauf“ im Landkreis Lichtenfels. Wegen der hohen Teilnehmerzahl wurden zwei Gruppen gebildet, die zeitlich

versetzt beide Gebiete besichtigten. Die eine Gruppe wanderte zuerst durch den Banzer Wald und wurde in das dort praktizierte Management von Biotopbäumen, und insbesondere von Höhlenbäumen, eingeführt. Die zweite Gruppe gelangte nach einer kurzen Busfahrt auf den Staffelberg und setzte sich mit den dortigen Lebensräumen des Wendehalses und deren Management auseinander.

Die 28. Jahrestagung der Fachgruppe Spechte wurde von Norbert Wimmer und Oliver Kröner (Amt für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten Coburg) und Michael Stromer (Umweltstation Weismain des Landkreises Lichtenfels) hervorragend organisiert. Wir danken ihnen dafür sehr herzlich. Die Tagung wurde darüber hinaus finanziell von der Bayerischen Forstverwaltung und organisatorisch von der Umweltstation Weismain unterstützt. Ohne diese Beiträge hätte die Tagung nicht durchgeführt werden können, weshalb auch diesen Institutionen herzlichst gedankt sei.

Das nächste Treffen der Fachgruppe Spechte wird im Nationalpark Bialowieza in Polen voraussichtlich im März 2019 stattfinden. Turnusgemäß wird es wieder eine große internationale Tagung sein, zu der Spechtforschende aus der ganzen Welt eingeladen werden sollen. Die letzte internationale Spechttagung fand 2014 in Vitoria Gasteiz, Spanien, statt.

Gilberto Pasinelli, Fritz Hertel, Volker Zahner

Die Teilnehmer der 28. Jahrestagung der Fachgruppe Spechte in Kloster Banz (Oberfranken).

Foto: O. Kröner



## Ankündigungen und Aufrufe

### 10. Zugvogeltage im Nationalpark Niedersächsisches Wattenmeer

Vom 3. bis 21.10.2018 lässt sich die Bedeutung des UNESCO-Weltnaturerbes Wattenmeer für den internationalen Vogelzug erleben – fachkundig, unterhaltsam, spielerisch, nachdenklich, kunstvoll, kompetent, kulinarisch. Veranstaltungsprogramm und ausführliche Informationen unter [www.zugvogeltage.de](http://www.zugvogeltage.de)



Pfuhlschnepfe im UNESCO-Weltnaturerbe Wattenmeer.

Foto: S. Minkevicius

### Freiwilliges Ökologisches Jahr im Storchenschutz

Die Aktion PfalzStorch e. V. sucht zum 1. September einen engagierten jungen Menschen, der ein FÖJ in Bornheim bei Landau/Pfalz ableisten möchte. Geboten wird ein hochinteressanter und abwechslungsreicher Arbeitsplatz im Informationszentrum „Rheinland-Pfälzisches

Storchenzentrum“ und in der Pflegestation „Storchenscheune“ in Bornheim. Weitere Informationen: [www.foej-rlp.de](http://www.foej-rlp.de) und [www.pfalzstorch.de](http://www.pfalzstorch.de) sowie bei Christiane Hilsendegen unter 06348 610757.

## Nachrichten

### Christof Herrmann, neuer Leiter der Beringungszentrale Hiddensee und neues Mitglied der Redaktion

Mit Wirkung zum 01. März 2018 hat das Ministerium für Landwirtschaft und Umwelt Mecklenburg-Vorpommern Christof Herrmann zum neuen Leiter der Beringungszentrale berufen und damit die dreimonatige Vakanz der Leiterstelle durch eine interne Nachbesetzung beendet.

Christof Herrmann wurde 1962 in Weimar geboren, wuchs aber in Greifswald auf. Mit 14 Jahren fand er Anschluss an die FG Ornithologie Greifswald und war in den folgenden Jahren auch als Beringungshelfer auf Hiddensee und in Serrahn tätig.

Von 1982 bis 1987 studierte C. Herrmann in Rostock marine Ökologie. Mit dem Aufbau der Naturschutzverwaltung in Mecklenburg-Vorpommern wurde er ab 1991 Mitarbeiter im damaligen Landesamt für Umwelt und Natur (LAUN). 1999 verließ er die Behörde und war sechs Jahre im Entwicklungsdienst in Äthiopien und in Peru tätig.

Im Januar 2005 kehrte Christof Herrmann an das inzwischen umbenannte Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie (LUNG) in Mecklenburg-Vorpommern zurück und arbeitete in Güstrow, u. a. im marinen Naturschutz und in der internationalen Zusammenarbeit im Rahmen der Ostseeschutz-Konvention (auch als



Christof Herrmann ist neuer Leiter der Beringungszentrale Hiddensee und neu im Redaktionsteam der „Vogelwarte“.

Foto: privat

Helsinki-Konvention bekannt). In diesem Rahmen leitete er die Bearbeitung ornithologischer Themen wie z. B. die Erarbeitung des Vogelkapitels in der Zustandsanalyse der Biodiversität in der Ostsee (HELCOM 2009: Biodiversity in the Baltic Sea; Baltic Sea Environment Proceedings 116) oder die „Rote Liste der Vögel der Ostsee“ (HELCOM 2013: HELCOM Red List of Baltic Sea species in danger of becoming extinct, Baltic Sea Environment Proceedings 140). Im Jahr 2005 übernahm er die Leitung der AG Küstenvogelschutz Mecklenburg-Vorpommern und später ebenso die Leitung der Projektgruppe Großvogelschutz Mecklenburg-Vorpommern.

Ab 2010 leitete er das Dezernat „Natura 2000 Berichtspflichten, Lebensraum- und Artenschutz“ und

vertrat in dieser Funktion das Land Mecklenburg-Vorpommern in der Länderarbeitsgemeinschaft der Staatlichen Vogelschutzwarten. C. Herrmann hat ca. 40 Fachpublikationen zu ornithologischen Themen verfasst bzw. war an diesen beteiligt. Schwerpunkt seiner ornithologischen Arbeit sind die Küstenvögel und die Kormoranproblematik. Eine ganze Reihe dieser Arbeiten beinhaltet auch die Auswertung von Beringungsdaten. In diesem Kontext hatte er in all den Jahren gute Kontakte zur Beringungszentrale und zu ihrem Leiter Uli Köppen. Wir wünschen C. Herrmann einen guten Start in seine neue Tätigkeit und freuen uns, ihn als neues Mitglied im Redaktionsteam der „Vogelwarte“ begrüßen zu können.

Beringungszentrale Hiddensee und die Redaktion

## Erfassung von Brutvögeln wird digitalisiert

Schnell und einfach Vogelbeobachtungen erfassen und wissenschaftlich auswerten: Das will der Dachverband Deutscher Avifaunisten (DDA) mit seinem neuen Forschungsvorhaben gemeinsam mit Expertinnen und Experten aus der Schweiz erreichen. Ziel des Projektes ist es, digitale Werkzeuge zu entwickeln, die das systematische Brutvogelmonitoring erheblich beschleunigen. Seit Januar 2018 fördert das Bundesamt für Naturschutz (BfN) das Vorhaben aus Mitteln des Bundesumweltministeriums mit 250.000 Euro. Die Grundlage hat der DDA mit der Entwicklung des Online-Portals ornitho.de und der Erfassungs-App NaturaList bereits geschaffen. Seit dem Start des Portals im Herbst 2011 können dort Gelegenheitsbeobachtungen eingegeben werden. Das neue Projekt hat zum Ziel, die strengen Standardvorgaben des systematischen Brutvogelmonitorings auch für Ehrenamtliche gut handhabbar zu machen.

Mit dem Projekt wolle man insbesondere das Ehrenamt entlasten, erklärte BfN-Präsidentin Prof. Dr. Beate Jessel in einer Pressemitteilung. Die bislang analog erfolgte Datenerfassung und -auswertung kostete Tausende Ehrenamt-

liche viel Zeit und Mühe. Mit dem Vorhaben stärke man aber nicht nur das Vogelmonitoring. Auch werden dem Naturschutz wichtige Daten an die Hand gegeben, um künftig schneller auf aktuelle Entwicklungen reagieren zu können, so die BfN-Präsidentin. Erste Erfahrungen hätten bereits gezeigt, dass die Ehrenamtlichen die neuen Techniken begeistert nutzen, berichtete Dr. Johannes Wahl, als stellvertretender Geschäftsführer des DDA verantwortlich für ornitho.de. Die Arbeit im Gelände erhalte dadurch einen noch höheren Stellenwert.

In dem Forschungsprojekt werden alle Arbeitsschritte des Monitorings und die eingesetzten Methoden überprüft, um sie mit Hilfe von IT-Lösungen verbessern zu können. Als erstes Produkt soll die App NaturaList so weiterentwickelt werden, dass die Beobachtungen im Monitoring häufiger Brutvögel direkt im Gelände digital erfasst werden können. NaturaList für Android kann jeder nutzen, der im Online-Portal ornitho.de registriert ist. Diese App wird im Google Play Store von BioloVision angeboten. Auch die Veröffentlichung einer iOS-Version ist geplant.

BfN, DDA

## Alternativer Waldzustandsbericht zeigt: Deutschlands Wäldern geht es schlecht

Fast 90 % der Waldfläche in Deutschland sind in einem naturschutzfachlich schlechten Zustand. Beunruhigend ist auch, dass die letzten verbliebenen naturnahen Wälder kaum geschützt oder bereits vernichtet sind. So lautet das alarmierende Fazit einer aktuellen Studie der Naturwald Akademie. Die Autoren des „Alternativen Waldzustandsberichtes“ betonen, dass der Mangel an naturnahen Waldökosystemen zu einem starken Verlust der biologischen Vielfalt führt. Zugleich geht mit dem Verlust von naturnahen Wäldern mit alten Bäumen auch

ein wichtiges Potenzial im Klimaschutz verloren. Denn in diesen starken Bäumen kann besonders viel klimaschädliches Kohlendioxid langfristig im Holz gespeichert werden. Die Analyse der Wälder zeigt auch, dass sie für ein ökologisches Gleichgewicht zu jung sind. Alte Bäume mit mehr als 140 Jahren stärken jedoch das Ökosystem Wald. Sie sind existentiell für das Leben von sehr vielen Tier-, Pilz- und Pflanzenarten, die nur auf oder mit ihnen leben können.

Quelle: Website Naturwaldakademie, <https://naturwald-akademie.org/waldvision-2>

## Premiere: Start des ersten Projektes zur Umsiedlung von Seggenrohrsängern

Der Seggenrohrsänger *Acrocephalus paludicola* ist die am stärksten vom Aussterben bedrohte Singvogelart Europas: Nur noch ca. 10.000 singende Männchen finden sich in fragmentierten Lebensräumen (Gesamtareal ca. 380 km<sup>2</sup>) in Weißrussland, Polen, der Ukraine und Litauen. Die vereinten Anstrengungen zur Rettung der Art und ihres brutzeitlichen Lebensraumes, den mesotrophen Niedermooren, sind enorm und zeigen erste Erfolge, wie das jüngst erschienene Aquatic Warbler Conservation Handbook belegt (Buchbesprechung im nächsten Heft der „Vogelwarte“). Bisher sind insgesamt acht LIFE-Projekte dem Schutz der Art im Brutgebiet und auf ihren Zugwegen in die Überwinterungsgebiete in der Sahelzone gewidmet worden.

Die wichtigste Maßnahme zur Stabilisierung des Artbestandes besteht darin, mit gezieltem Habitatmanagement Niedermoorflächen zu restaurieren. Denn die wenigen Moorreste, die noch als Lebensraum für Seggenrohrsänger in Betracht kommen, sind durch Eutrophierung und Verbuschung bedroht. Habitatrestaurierung wird dabei nicht nur in den aktuellen Kernverbreitungsgebieten, sondern auch in Gebieten, aus denen die Art in jüngster Zeit verschwunden ist (z. B. in Vorpommern), durchgeführt.

Da spontane Rekolonisierungen von wiederhergestellten Mooren wegen der isolierten bzw. fragmen-



Zymantas Morkvenas, Leiter des LIFE-Projektes MagniDucatus Acrola beim Füttern flügeliger Seggenrohrsänger.

Foto: K. Schulze-Hagen



Der zukünftige Lebensraum mit einigen der Freilassungsvolieren.

Foto: Z. Morkvenas

tierten Verbreitung kaum zu erwarten sind, besteht eine weitere wichtige Maßnahme zur Rettung der Art darin, mittels Umsiedlung (Translokation) von Nestlingen kleinere Gebiete neu zu besiedeln. Diese würden als „stepping stones“ die fragmentierten Vorkommen des einst großflächigen Verbreitungsgebietes miteinander vernetzen und stabilisieren.

Verschiedene Untersuchungen zeigten, dass die Ortsprägung junger Singvögel in den ersten Wochen nach dem Ausfliegen erfolgt. Insofern können sie auf eine „neue Heimat“ geprägt werden. Zudem war schon bekannt, dass sich Seggenrohrsänger-Nestlinge problemlos per Hand aufziehen lassen. Deshalb wurden nach langer Planung und sorgfältiger Vorbereitung im

Rahmen des LIFE MagniDucatus Acrola-Projektes im Sommer 2018 erstmals 50 Nestlinge aus der größten Population in Weißrussland in ein restauriertes Moor in Litauen transportiert, dort bis zur Selbstständigkeit aufgezogen und dann aus Freiland-Volieren in die Freiheit entlassen. Alle 49 freigelassenen, top-fitten Jungvögel (ein einziger Nestling war eingegangen) wurden mit Spezialringen gekennzeichnet und ließen sich noch einige Zeit im neuen Lebensraum beobachten. Jetzt bleibt nur zu hoffen, dass einige von ihnen nächstes Jahr als Brutvögel zurückkehren. Jedenfalls kann man jetzt schon von einer erfolgreichen Premiere sprechen. Siehe auch <https://otop.org.pl/naszeprojekty/chronimy/wodniczka/aquatic-warbler-conservation-team-awct/>.

Karl Schulze-Hagen (Mönchengladbach)  
und Martin Flade (Brodowin)

## Indonesischer Moorpreis für Greifswalder Wissenschaftler

Für die Moor-Wissenschaftler des Greifswald Moor Centrum begann der Welttag der Feuchtgebiete (World Wetlands Day) am 02. Februar 2018 mit einem Paukenschlag: Im indonesischen Jakarta vergab die dortige Regierung den mit 1 Million US-Dollar dotierten Indonesischen Moorpreis (Indonesian Peat Prize). Die Moor-Wissenschaftler vom Greifswald Moor Centrum, in dem die Universität Greifswald und die Michael Succow Stiftung Partner sind, gehören zum Gewinner-Konsortium!

„Das ist eine Auszeichnung auf internationalem Niveau und eine Bestätigung und Chance für unsere Forschung, den Schutz und die nachhaltige Nutzung der Moore in Indonesien und weltweit“ sagt Prof. Dr. Dr. h.c. Hans Joosten, Moor- und Paläoökologe am Institut für Botanik und Landschaftsökologie der Universität

Greifswald und Mitbegründer des Greifswald Moor Centrum.

In Indonesien forschen er und sein Team seit 2006 zu Treibhausgasen, Entwicklungsgeschichte und Landnutzung von Mooren. Das Land hat wegen intensiver landwirtschaftlicher Nutzung für Palmöl und Papierholz große Probleme. Für diese Monokulturen wurden tropische Moore großflächig trockengelegt. Die Folgen sind Degradierung, Landverlust, extreme Treibhausgasemissionen und verheerende Torfbrände. Diese haben in den letzten Jahren tausende Todesopfer und riesige Schäden im Land und in der gesamten Region verursacht. Die indonesische Regierung bekämpft diese klimaschädigenden Auswirkungen nun mit einem engagierten Programm, zu dem auch der Indonesische Moorpreis gehört.

[www.greifswaldmoor.de](http://www.greifswaldmoor.de)

## ▪ Veröffentlichungen von Mitgliedern

Tanneberger F & Kubacka J 2018:

### **The Aquatic Warbler Conservation Handbook.**

Brandenburg State Office for Environment (LfU), Potsdam. 260 S. Mit Beiträgen von 48 Autoren, 195 Abbildungen, ISBN 978-3-00-059256-0. Das Buch kann hier kostenlos heruntergeladen werden: [www.lifeschreiadler.de](http://www.lifeschreiadler.de)

## Literaturbesprechungen

**Jutta Bellers:**

**Michael Harengerd – Ehrenamt mit Geschichte.  
Ein Rückblick auf das Engagement des Leiters der  
Biologischen Station Rieselfelder Münster.**

Agenda Verlag, Münster, 2018. Paperback. 17,0 cm × 24,0 cm, 120 S., 63 Abb. und Fotos. ISBN 978-3-89688-598-2. € 24,90.

Wie viele Ornithologen, fand Michael Harengerd bereits sehr früh, als 15-jähriger Gymnasiast zur Ornithologie. Schon als junger Abiturient hat er die Bedeutung der Rieselfelder Münster – heute u. a. Europareservat und NATURA 2000 Gebiet – erkannt und vor allem auch öffentlich publik gemacht. Seit nunmehr über 50 Jahren ist Harengerd ehrenamtlicher Leiter der Biologischen Rieselfelder Münster. Im Gegensatz zu vielen anderen Weggefährten ist er dabei stets seinen eigenen Sonderweg gegangen: Er konzentrierte sich nicht ausschließlich auf die Vogelwelt, er stellte die Schutzbemühungen und späteren Managementmaßnahmen vielmehr von Anfang auf eine breite ökologische Basis, zudem verstand Harengerd es frühzeitig – im Gegensatz zu vielen „Weggefährten“ der damaligen Zeit – die Aufmerksamkeit von der lokalen kommunalen Ebene auf die übergeordnete landespolitische Ebene zu verlegen und sich international zu vernetzen. Sein politisches Geschick und die internationale Vernetzung, verknüpft mit seiner Zielstrebigkeit und dem steten konsequenten Festhalten an unabhängigen ehrenamtlichen Strukturen und der flachen Hierarchie innerhalb des Vereins, waren letztlich die Erfolgsgaranten für den Erhalt der „Rieselfelder“ und der Biologische Station. Der Westfale Harengerd, ein typischer „68er“, scheut keine Auseinandersetzung, ist aber auch immer auf der Suche nach Kompromissen, so auch in den jüngsten Diskussionen um die Errichtung von Windkraftanlagen im Umfeld der Rieselfelder.

Das gut lesbare Buch vermittelt einen anschaulichen Rückblick auf die Etablierung der „Rieselfelder“. Was aus dem Untertitel nicht hervorgeht: Das Buch der Historikerin Jutta Bellers ist weit mehr als ein Portrait der „Rieselfelder“ bzw. des Naturschützers Harengerd. So werden beispielsweise die Grundzüge der Entwicklung der Ornithologie in Nordrhein-Westfalen, die Entstehungsgeschichte des Bundes für Vogelschutz (heute NABU), des BUND, die Aktivitäten der Ramсар Konvention wie auch Aspekte des generellen Umdenkens in der landespolitischen und europäischen Umweltpolitik zumindest gestreift. Von daher ist das Buch allen an der Geschichte der Ornithologie und/oder des Naturschutzes in NRW Interessierten Lesern zu empfehlen, auch wenn es nicht gerade preisgünstig ist und die Qualität vieler Aufnahmen bei Weitem nicht heutigem Standard entspricht.

Michael Exo (Wilhelmshaven)

**Tim Birkhead:**

**The wonderful Mr Willughby – The first true  
ornithologist.**

Bloomsbury, London, 2018. Hardcover. 15 cm × 23,5 cm, 355 S., Fotos und Zeichnungen. ISBN 978-1-4088-7848-4. € 27,49.

Pablo Picasso, der große Maler des letzten Jahrhunderts, ist 92 Jahre alt und mit jedem Lebensjahr mehr zur Kunstikone geworden. Bis kurz vor seinem Tod hatte er gemalt, die Zahl

seiner Bilder ist Legion. Was wäre von ihm geblieben, wäre er bereits mit 36 Jahren gestorben. So wie Francis Willughby (1635-1672), ein brillanter Naturforscher, der die Basis für die ornithologische Wissenschaft gelegt hat. Nach dessen vorzeitigem Tod sind seine Sammlungen, Aufzeichnungen und Manuskripte von seinem Teamkollegen, dem berühmten John Ray (1627-1705) über mehr als 30 Jahre hinweg ausgewertet und herausgegeben worden. Ray hat neben mehreren eigenen großen Werken – darunter der „Catalogus plantarum Angliae“ und „The wisdom of God“ – auch die Vogel-, Fisch- und Insektenbücher Willughbys posthum herausgebracht. Ein gewaltiges Arbeitspensum und eine verdienstvolle Großtat. Allerdings ist Willughby selbst darüber weitgehend in den Hintergrund geraten. Es waren die verärgerten Nachfahren, die Birkhead aufforderten, sich nicht nur mit Ray, sondern endlich auch mit den originären Leistungen Willughbys zu beschäftigen. Was er dann auch tat, für die nächsten zehn Jahre.

Herausgekommen ist wiederum ein großartiges Buch. Historische Themen sind nicht jedermanns Sache. Aber wenn Birkhead schreibt, dann reißt er alle mit. Ihm ist gelungen, Damals und Heute so miteinander zu verweben, dass der Leser das Gefühl erhält, er lebe im 17. Jahrhundert. Und das so modern und aktuell, als sei all dies ganz selbstverständlich, als sei es die Jetztzeit. Wir werden zu Zeitgenossen von Willughby & Co. Wir fühlen uns zurückversetzt ohne der Gefahr zu erliegen, mit dem (schlaumeiernden) Rückblick von heute alles Frühere als dumm und dumpf abzutun. Derart einfühlsamer Prävention des Autors ist man versucht einen neuen Namen zu geben: „Sciencefaction“.

In der Person Willughbys, der einer Adelsfamilie entstammt, kombinieren sich viele glückliche Momente: Er war vermögend, hochintelligent, wissbegierig, zielstrebig und obendrauf noch ein feiner Charakter: gesellig, hilfsbereit, humorvoll. Ein Multitalent, mit Interesse an allen Aspekten von Natur und Wissenschaften, an Sprachen, Mathematik und der Theorie von Spielen, der Stochastik. Seine Zeit war die des Umbruchs von der alten zur „neuen Philosophie“, wie damals die aufblühenden Naturwissenschaften hießen. Am Trinity College in Cambridge konnte der Student mit vielen großen Naturwissenschaftlern diskutieren. Es ging darum, eine universale Sprache der Wissenschaften zu etablieren: Definitionen, Klassifikationen, Quantifizierung. Wie groß die Sprachverwirrung war, zeigt schon das Beispiel der Vögel. Unterschiedliche Arten trugen denselben Namen, während andererseits oft für eine Art die verschiedensten Namen im Umlauf waren. Noch in Cambridge wurde der talentierte Willughby zu einem Gründungsmitglied der – später weltberühmten – „Royal Society for improving of natural knowledge“.

Nach dem Studium, zurück auf seinem Landsitz, hatte er ein Netzwerk von Korrespondenten und in John Ray, dem er ein finanzielles Auskommen ermöglichte, einen Diskussionspartner und Forscherkollegen. Beide reisten durch England und dann für fast zwei Jahre durch Kontinentaleuropa. Das war nicht die übliche „grand tour“ der Adelsöhne, sondern es ging, ausgestattet mit Transportkästen, Sammelinstrumenten und Flinte, zu den Kuriositätenkabinetten und Kapazitäten in Universitäts- und Handelsstädten – und immer wieder in die

weite Natur. Ziel war, so viel wie möglich kennenzulernen, zu dokumentieren und zu sammeln. In Straßburg lernte er Leonhard Baldner kennen und erwarb auf der Stelle dessen großartig bebildertes Vogel- und Fischbuch (heute in der British Library). Das war so eminent wichtig, weil es keine Ferngläser oder Kameras wie heute gab, nur die Zeichnungen der Künstler. Die aber waren selten und deshalb umso kostbarer. Mit großer Ausbeute kehrte Willughby zurück. Früher als geplant (1665), denn er musste sein Erbe antreten und gründete eine Familie. An der Auswertung der Tagebücher und Sammlung arbeitete er buchstäblich Tag und Nacht, ohne Rücksicht auf seine Gesundheit. Bis er viel zu früh 1672 an einer Pneumonie starb.

Während Ray eher für die Botanik zuständig war, kümmerte sich Willughby um die Zoologie. Jeden Vogel oder Fisch, jedes Insekt beschrieb er präzise bis ins kleinste Detail. Er vermaß und seziierte sie, wobei ihn die anatomischen Einzelheiten der inneren Organe genauso faszinierten wie Form und Funktion von Schnabel, Füßen oder Gefiederpartien. Was ihn interessierte, waren Fakten. Die vielen Mythen, die sich mit jedem Vogel verbanden, schob er weg. In den wenigen Jahren, die ihm noch verblieben, publizierte er viel in der Zeitschrift seiner Gesellschaft, den „Philosophical Transactions“. An Baumsäften stellte er die ersten pflanzenphysiologischen Experimente an. Er entdeckte die Metamorphose der Insekten.

Willughbys Name ist heute bekannt, weil er im Titel des ersten Ornithologiebuches, das diesen Namen verdient, aufscheint: „Francisci Willoughbei: Ornithologiae libri tres“, 1676 herausgegeben im Auftrag der Witwe von John Ray. Glücklicherweise folgte zwei Jahre später die englische Ausgabe, die große Verbreitung fand. Das Buch ist ein Pionierwerk. Im Vorwort werden 24 Fragen aufgelistet, wie Vogelforschung erfolgen soll. Sie sind auch heute noch zeitgemäß! Dann folgt die sorgfältige und detaillierte Beschreibung von 380 Vogelarten, ergänzt um viele biologische und anatomische Informationen. 80 Tafeln, als Kupferstiche und damit von besserer Qualität als die vorher üblichen Holzschnitte, zeigen die Vögel in Bildform. Erstmals überhaupt werden Kennzeichen („characteristic marks“) herausgearbeitet und machen das Buch somit zum Vorläufer der heute üblichen Feldführer. Das wichtigste aber ist der – gelungene! – Versuch einer Klassifikation („arrangements“). Auf der Basis der Anatomie und anderer gut funktionierender Kriterien wird ein dichotomer Bestimmungsschlüssel entwickelt. Genial! Dieses Prinzip ist der Systematik von Carl von Linné (1707-1778) überlegen. Nebenbei: Linné hat sowieso und ohne dies zu erwähnen, beträchtlich von Willughby und Ray profitiert.

Was auch Erwin Stresemann in seiner „Entwicklung der Ornithologie ...“ 1951 nicht aufgefallen ist: Das Buch ist zwar von Ray herausgegeben, aber es ist die genuine Leistung Willughbys, der sich damit als ein ungemein innovativer Naturwissenschaftler ausweist, ein Bahnbrecher, der seiner Zeit weit voraus war. Hätte Willughby das Glück eines langen Lebens gehabt, dann wäre sein Name viel bekannter. Schon in seiner kurzen Schaffenszeit hat er – in Teamarbeit mit Ray – die zoologische Forschung auf eine höhere Stufe gehoben und die Basis für unser Fach gelegt. Neben vielen anderen Leistungen hat er mehrere Arten neu beschrieben und dabei scharfsinnig erkannt, dass der Wespenbussard eine eigene Art ist, die nichts mit dem Mäusebussard gemein hat. Willughby zu Ehren sind Fische, Pflanzen und Insekten benannt worden, darunter lautmalersich lustig die „Willow Bee“, die wissen-

schaftlich *Apis willughbiella* heißt. Deshalb fragt Birkhead zum Schluss, ob es nicht angemessen sei, den Wespenbussard, den „European Honey Buzzard“, der weder Honig frisst, noch ein Bussard (sondern ein Verwandter der Milane), noch in seinem Vorkommen auf Europa beschränkt ist, nicht nach seinem Entdecker „Willughby's Buzzard“ zu nennen.

Dieses Buch fesselt seine Leser von der ersten bis zur letzten Seite. Ein schriftstellerisches Meisterwerk, klar und lebensnah geschrieben, voller Passion. Es ist, wie der Autor in einer Email schrieb „a labour of love“. Genau das bringt es herüber. Wonderful, Mr. Birkhead!

Karl Schulze-Hagen (Mönchengladbach)

---

### Ulrich Schmid:

#### Vögel. Zwischen Himmel und Erde.

Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2018. Halbleinen-Band, 19,2 cm × 13,2 cm, 240 S., 32 Farb-Illustrationen, 35 SW-Illustrationen, ISBN 978-3-440-15870-8. € 20,00.

Das vorliegende Buch ist außergewöhnlich und hat mich begeistert. Es ist kein Naturführer im klassischen Sinne und auch kein Bestimmungsbuch oder Nachschlagewerk für einheimische Vögel. Es ist ein liebevoll gestaltetes Lesebuch über die Kulturgeschichte von 31 zumeist in Deutschland heimischen Vogelarten, dessen Lektüre ein intellektuelles Vergnügen ist. Jeder Art ist ein Kapitel gewidmet. Die Auswahl der Arten ist ein wenig subjektiv, umfasst aber alle häufig anzutreffenden Arten. Sie reicht von A wie Amsel bis Z wie Zaunkönig. Daneben sind mit Gelbkopfamazone und Nilgans auch zwei (invasive) Neozoen vertreten. Interessant ist das rein zeichnerisch gestaltete Inhaltsverzeichnis, welches nur eine Schwarz-Weiß-Zeichnung der Arten mit der entsprechenden Seitenzahl zeigt.

Eröffnet wird jedes Kapitel mit einer kurzen Beschreibung der jeweiligen Vogelart, die Gestalt und Färbung sowie Verhalten, Verbreitung und Zugverhalten umfasst. Auch wird zu jeder Art eine treffend gezeichnete farbige Illustration präsentiert. Zusätzlich porträtiert der Autor in einem interessanten und fesselnden Schreibstil die einzelnen Arten indem er Anekdoten, Liedtexte, geschichtliche Kuriositäten und Zitate aus historischen Werken einbindet. So zitiert Ulrich Schmid beispielsweise aus den Werken der Naturforscher Johann Friedrich Naumann (1780-1857) oder Matthäus Beckstein (1757-1822), aber auch aus dem „Reichsgesetz zum Schutz der Vögel“ von Curt Floericke aus dem Jahr 1887. Man ist häufig überrascht über die detaillierte und akkurate Beobachtung der historischen Autoren. Im Vergleich der historischen mit den aktuellen Beobachtungen werden so langjährige Entwicklungen besonders deutlich. Neben Volksweisheiten kommen auch Dichter immer wieder zu Wort. So erfährt der Leser zum Beispiel, was Wilhelm Busch über den Waldkauz geschrieben hat oder kann Wolfgang Amadeus Mozarts „Gedicht auf einen toten Star“ lesen.

Ulrich Schmid geht in jedem Kapitel auf bestimmte Besonderheiten der jeweiligen Art ein, und der Leser erfährt so spannende Details zum Zugverhalten, zu Gesangsvariationen oder zu evolutionären Anpassungen der jeweiligen Arten. Ganz nebenbei liefert der Autor über alle Kapitel hinweg einen Einblick zum aktuellen Wissenstand in der Vogelforschung. Einen Schwerpunkt legt er auch auf die Folgen der durch den Menschen verursachten Veränderungen für die Vogelwelt. Insbesondere werden Auswirkungen durch den Klimawandel oder der veränderten Landschaft beschrieben.

Auch hier zeigt der Autor eine bewundernswerte Leichtigkeit in der Sprache, in dem er nur Vorgänge beschreibt und dabei ganz ohne Vorwürfe auskommt.

Als 32. Art hat der Autor die fossile Art *Archaeopteryx* ausgewählt. Das Kapitel „Der Urvogel“ fällt dabei ein wenig aus dem Rahmen der ansonsten einheimischen Vogelarten, obwohl die Funde aus Bayern stammen. Es gibt aber einen kurzen Einblick in die vermutete Entstehung der Vögel und ihre Verwandtschaft zu den Dinosauriern.

Fazit: Das Buch „Vögel“ von Ulrich Schmid ist ein liebevoll gestaltetes Werk für Vogelliebhaber und alle, die es werden wollen. Es gibt einen guten Überblick über die Vögel in unserer Heimat und vermittelt dazu auf spannende und unterhaltsame Weise viel Wissen zu dem Thema.

Frank R. Mattig (Wilhelmshaven)

empfehlen, das Gebiet als Vogelschutzgebiet nach zu melden und an benachbarte Vogelschutzgebiete bzw. IBA's anzuschließen. Hermann Stickroth gibt einen Überblick über die Auswirkungen von Feuerwerken auf Vögel. Er analysierte Beobachtungen von rund 130 Feuerwerken, stellt seine Ergebnisse nun dar und diskutiert sie äußerst detailliert. Abschließend gibt er Empfehlungen für die Genehmigung von Feuerwerken und für ein Monitoring ihrer Effekte auf Vögel.

Komplettiert wird der Band durch die Jahresberichte 2015 der Verbände des DRV, Informationen und Buchbesprechungen. Die Lektüre der Berichte zum Vogelschutz mit ihren informativen Artikeln, die durch zahlreiche farbige Abbildungen und Fotos aufgelockert werden, kann allen Vogel- und Naturschützern empfohlen werden.

Katrin Hill (Osterholz-Scharmbeck)

### Deutscher Rat für Vogelschutz und Naturschutzbund Deutschland (Hrsg.):

#### Berichte zum Vogelschutz.

Band 52, 2015. 176 S., Paperback, 16,5 cm x 23,5 cm, rund 50 überwiegend farbige Abbildungen und Fotos. ISSN 0944-5730. Bezug: Landesbund für Vogelschutz (LBV), Artenschutz-Referat, Eisvogelweg 1, 91161 Hilpoltstein. Email: bzv@lbv.de. Abonnement € 14,00, Einzelverkauf € 18,00.

Der einleitende Bericht von DRV-Präsident Andreas von Lindeiner zeigt die aktuellen Herausforderungen im Vogelschutz auf. Eine ganz wesentliche, der Rückgang von Vögeln der Agrarlandschaft, wird in verschiedenen Artikeln des Bandes aufgegriffen: So stellt das Nationale Gremium Rote Liste Vögel die neue Fassung der Roten Liste der Brutvögel vor und zieht eine negative Bilanz: Fast drei Viertel der Brutvögel des Offenlandes sind wenigstens gefährdet, und ehemalige „Allerweltsarten“ befinden sich heute auf der Roten Liste. Die Autoren skizzieren Faktoren, die zu dieser Situation beitragen, umfassend und machen dabei die Vielfalt an negativen Einflüssen auf die Vogelwelt deutlich.

Hermann Hötter stellt anschließend Ergebnisse aus einem Projekt zum Schutz von Wiesenvögeln vor. Zahlreiche in Feuchtwiesen durchgeführte Schutzmaßnahmen wurden hinsichtlich ihrer Effektivität für die darin brütenden Vögel analysiert. Hier werden Faktoren vorgestellt, die den Erfolg solcher Schutzmaßnahmen beeinflussen können. Martin Schulze und Kollegen berichten über sechs Vogelschutzgebiete auf Truppenübungsplätzen in Sachsen-Anhalt. Sie alle beinhalten Sandheide und die assoziierten Brutvogelarten in sowohl für Sachsen-Anhalt als auch bundesweit bedeutenden Anteilen. Die Autoren zeigen die Bedeutung dieser Gebiete für den Erhalt der betroffenen Brutvogelpopulationen auf und geben Empfehlungen für das künftige Management. Henning Werth und Brigitte Kraft berichten über ein erst kürzlich nachgewiesenes national bedeutendes Vorkommen des Birkhuhns am Riedberger Horn im Oberallgäu und deren Gefährdung durch die Planung neuer Seilbahnen und Pisten. Die Autoren

### Jürgen Roth & Thomas Roth:

#### Kritik der Vögel. Klare Urteile über Kleiber, Adler, Spatz und Specht.

Aufbau-Verlag, Berlin, 2017. Hardcover, 13,5 cm x 21 cm, 321 S., ISBN 978-3-351-05032-0. € 24,00.

Es scheint in zunehmendem Maße Ornithologen zu geben, denen die rein wissenschaftliche Betrachtung der Vögel und die trockenen Publikationen so langsam zum Halse heraushängen, der Unterzeichner zählt sich dazu. Viel interessanter werden mehr und mehr die Ornithologen selbst, man vergleicht sie unwillkürlich mit den Arten, die sie „machen“, und stellt oft Ähnlichkeiten in Physiognomie und Verhalten fest. Umgekehrt beginnt man, den Vögeln menschliche Charaktereigenschaften zuzuordnen, was unsere Dichter wie Wilhelm Busch oder Heinrich Heine schon immer taten. Die Autoren des vorliegenden Buches, die Gebrüder Roth, setzen diese Entwicklung fort und präsentieren eine ausführliche philosophische Analyse von 41 Vogelarten oder -gruppen. Die Reihenfolge weicht dabei auf angenehme Weise von der gewohnten Systematik ab, z. B. folgen auf den Hausrotschwanz die Watvögel, darauf die Pinguine. Der Buchtitel meint Kritik an den Vögeln, und die fällt mal negativ, mal positiv aus, gestützt durch Zitate von Schopenhauer, Berthold u. a. Der Vorwurf an die russische Literatur, den Sprosser als Pendant zur Nachtigall nie besungen zu haben, ist allerdings unbegründet, wie man allein an Puschkins Gedichten hätte erkennen können.

Die Autoren, um unterhaltsamen Schreibstil bemüht, verwenden gern originelle Vergleiche („Das Rotkehlchen ist das Löwenbaby unter den Gefiederten“). Warum aber der Grünspecht der Schweinsteiger der Vögel ist oder das Goldhähnchen in einem Atemzug mit Sigmar Gabriel genannt wird, ist mir unklar. Gewöhnungsbedürftig ist außerdem das häufige Einbauen englischer Wörter wie „of course“ oder „who knows“ in den Text. Dennoch liegt hier ein empfehlenswertes Buch vor, das dem Ornithologen hilft, über den Tellerrand seiner Forschung zu sehen, sofern er das will.

Manfred Lieser (Steißlingen)

## Zielsetzung und Inhalte

Die „Vogelwarte“ veröffentlicht Beiträge ausschließlich in deutscher Sprache aus allen Bereichen der Vogelkunde sowie zu Ereignissen und Aktivitäten der Gesellschaft. Schwerpunkte sind Fragen der Feldornithologie, des Vogelzuges, des Naturschutzes und der Systematik, sofern diese überregionale Bedeutung haben. Dafür stehen folgende ständige Rubriken zur Verfügung: Originalbeiträge, Kurzfassungen von Dissertationen, Master- und Diplomarbeiten, Standpunkt, Praxis Ornithologie, Spannendes im „Journal of Ornithology“, Aus der DO-G, Persönliches, Ankündigungen und Aufrufe, Nachrichten, Literatur (Buchbesprechungen, Neue Veröffentlichungen von Mitgliedern). Aktuelle Themen können in einem eigenen Forum diskutiert werden.

## Text

Manuskripte sind so knapp wie möglich abzufassen, die Fragestellung muss eingangs klar umrissen werden. Der Titel der Arbeit soll die wesentlichen Inhalte zum Ausdruck bringen. Werden nur wenige Arten oder Gruppen behandelt, sollen diese auch mit wissenschaftlichen Namen im Titel genannt werden. Auf bekannte Methoden ist lediglich zu verweisen, neue sind hingegen so detailliert zu beschreiben, dass auch Andere sie anwenden und beurteilen können. Alle Aussagen sind zu belegen (z. B. durch Angabe der Zahl der Beobachtungen oder Versuche und der statistischen Kennwerte bzw. durch Literaturzitate). Redundanz in der Präsentation ist unbedingt zu vermeiden. In Abbildungen oder Tabellen dargestelltes Material wird im Text nur erörtert.

Allen Originalarbeiten sind **Zusammenfassungen in Deutsch und Englisch** beizufügen. Sie müssen so abgefasst sein, dass Sie für sich alleine über den Inhalt der Arbeit ausreichend informieren. Aussagelose Zusätze wie „...auf Aspekte der Brutbiologie wird eingegangen...“ sind zu vermeiden. Bei der Abfassung der englischen Textteile kann nach Absprache die Schriftleitung behilflich sein.

Längeren Arbeiten soll ein Inhaltsverzeichnis vorangestellt werden. Zur weiteren Information, z. B. hinsichtlich der Gliederung, empfiehlt sich ein Blick in neuere Hefte. Auszeichnungen wie Schrifttypen und -größen nimmt in der Regel die Redaktion oder der Hersteller vor. Hervorhebungen im Text können (nur) in Fettschrift vorgeschlagen werden.

Wissenschaftliche Artnamen erscheinen immer bei erster Nennung einer Art in kursiver Schrift (ebenso wie deutsche Namen nach der Artenliste der DO-G), Männchen und Weibchen-Symbole sollen zur Vermeidung von Datenübertragungsfehlern im Text nicht verwendet werden (stattdessen „Männchen“ und „Weibchen“ ausschreiben). Sie werden erst bei der Herstellung eingesetzt. Übliche (europäische) Sonderzeichen in Namen dürfen verwendet werden. Abkürzungen sind nur zulässig, sofern sie normiert oder im Text erläutert sind.

Aus Gründen des Platzes und der Lesbarkeit wird an Textstellen, an denen von geschlechtlich gemischten Personengruppen die Rede ist, das generische Maskulinum verwendet.

Wir verarbeiten personenbezogene Daten unter Beachtung der Bestimmungen der EU-Datenschutz-Grundverordnung (DS-GVO), des Bundesdatenschutzgesetzes (BDSG) sowie aller weiteren maßgeblichen Gesetze. Grundlage für die Verarbeitung ist Art. 6 Abs. 1 DS-GVO. Unsere Datenschutzerklärung finden Sie unter [www.do-g.de/datenschutz](http://www.do-g.de/datenschutz).

## Abbildungen und Tabellen

Abbildungen müssen prinzipiell zweisprachig erstellt werden (sowohl Worte in Abbildungen als auch Abbildungs- und Tabellenlegenden zweisprachig deutsch und englisch). Diese werden so abgefasst, dass auch ein nicht-deutschsprachiger Leser die Aussage der Abbildung verstehen kann (d.h. Hinweise wie „Erklärung im Text“ sind zu vermeiden). Andererseits müssen aber Abbildungslegenden so kurz und griffig wie möglich gehalten werden. Die Schriftgröße in der gedruckten Abbildung darf nicht kleiner als 6 pt sein (Verkleinerungsmaßstab beachten!).

## Literatur

Bei Literaturziten im Text sind keine Kapitälchen oder Großbuchstaben zu verwenden. Bei Arbeiten von zwei Autoren werden beide namentlich genannt, bei solchen mit drei und mehr Autoren nur der Erstautor mit „et al.“. Beim Zitieren mehrerer Autoren an einer Stelle werden diese chronologisch, dann alphabetisch gelistet (jedoch Jahreszahlen von gleichen Autoren immer zusammenziehen). Zitate sind durch Semikolon, Jahreszahl-Auflistungen nur durch Komma zu trennen. Im Text können Internet-URL als Quellenbelege direkt genannt werden. Nicht zitiert werden darf Material, das für Leser nicht beschaffbar ist wie unveröffentlichte Gutachten oder Diplomarbeiten.

In der Liste der zitierten Literatur ist nach folgenden Mustern zu verfahren: a) Beiträge aus Zeitschriften: Winkel W, Winkel D & Lubjuhn T 2001: Vaterschaftsnachweise bei vier ungewöhnlich dicht benachbart brütenden Kohlmeisen-Paaren (*Parus major*). J. Ornithol. 142: 429-432. Zeitschriftennamen können abgekürzt werden. Dabei sollte die von der jeweiligen Zeitschrift selbst verwendete Form verwendet werden. b) Bücher: Berthold P 2000: Vogelzug. Eine aktuelle Gesamtübersicht. Wissenschaftliche Buchgesellschaft, Darmstadt. c) Beiträge aus Büchern mit Herausgebern: Winkler H & Leisler B 1985: Morphological aspects of habitat selection in birds. In: Cody ML (Hrsg) Habitat selection in birds: 415-434. Academic Press, Orlando.

Titel von Arbeiten in Deutsch, Englisch und Französisch bleiben bestehen, Zitate in anderen europäischen Sprachen können, Zitate in allen anderen Sprachen müssen übersetzt werden. Wenn vorhanden, wird dabei der Titel der englischen Zusammenfassung übernommen und das Zitat z. B. um den Hinweis „in Spanisch“ ergänzt. Diplomarbeiten, Berichte und ähnl. können zitiert, müssen aber in der Literaturliste als solche gekennzeichnet werden. Internetpublikationen werden mit DOI-Nummer zitiert, Internet-Seiten mit kompletter URL und dem Datum des letzten Zugriffs.

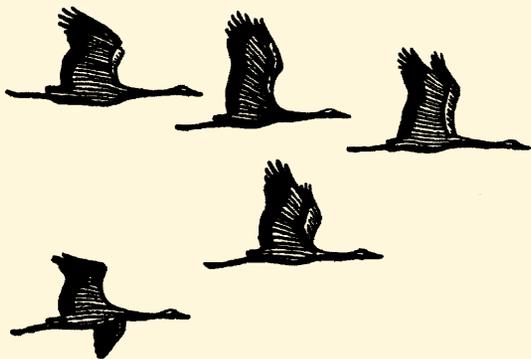
**Buchbesprechungen** sollen in prägnanter Form den Inhalt des Werks umreißen und für den Leser bewerten. Die bibliographischen Angaben erfolgen nach diesem Muster:

Joachim Seitz, Kai Dallmann & Thomas Kuppel: Die Vögel Bremens und der angrenzenden Flussniederungen. Fortsetzungsband 1992-2001. Selbstverlag, Bremen 2004. Bezug: BUND Landesgeschäftsstelle Bremen, Am Dobben 44, 28203 Bremen. Hardback, 17,5 x 24,5 cm, 416 S., 39 Farbfotos, 7 sw-Fotos, zahlr. Abb. und Tab. ISBN 3-00-013087-X. € 20,00.

## Dateiformate

Manuskripte sind als Ausdruck oder in elektronischer Form möglichst per E-Mail oder auf CD/Diskette an Dr. Wolfgang Fiedler, Vogelwarte Radolfzell, Schlossallee 2, 78315 Radolfzell (Email: [fiedler@orn.mpg.de](mailto:fiedler@orn.mpg.de)) zu schicken (Empfang wird innerhalb weniger Tage bestätigt). Texte und Tabellen sollen in gängigen Formaten aus Office-Programmen (Word, Excel etc.) eingereicht werden. Abbildungen werden vom Hersteller an das Format der Zeitschrift angepasst. Dafür werden die Grafiken (Excel oder Vektordateien) aus den Programmen CorelDraw, Illustrator, Freehand etc. (Dateiformate eps, ai, pdf, cdr, fh) und separat dazu die dazugehörigen Dateien als Excel-Tabellen (oder im ASCII-Format mit eindeutigen Spaltendefinitionen) eingesandt. Fotos und andere Bilder sind als tiff- oder jpeg-Dateien (möglichst gering komprimiert) mit einer Auflösung von mindestens 300 dpi in der Mindestgröße 13 x 9 bzw. 9 x 13 cm zu liefern. In Einzelfällen können andere Verfahren vorab abgesprochen werden.

Für den Druck zu umfangreiche **Anhänge** können von der Redaktion auf der Internet-Seite der Zeitschrift bereitgestellt werden. Autoren erhalten von ihren Originalarbeiten ein PDF-Dokument.



# Vogelwarte

Zeitschrift für Vogelkunde

Band 56 • Heft 2 • Mai 2018

## Inhalt – Contents

Wolfgang Mädlow Phänologie der Mandarinente <i>Aix galericulata</i> im Raum Potsdam: Bestandsentwicklung, außerbrutzeitliches Auftreten, Mauser und Verpaarungsstatus .....	65
Carl Henning Loske Brutplatzansprüche des Baumpiepers <i>Anthus trivialis</i> innerhalb einer schrumpfenden Population in Mittelwestfalen .....	77
Jochen Martens & Norbert Bahr Dokumentation neuer Vogel-Taxa, 12 - Bericht für 2016 .....	85
Michael R. Preusch, Bernd Gromm, Friedemann Scholler, Peter Havelka & Hans-Martin Gäng Erfolgreiche Baumbruten des Wanderfalken <i>Falco p. peregrinus</i> in Baden-Württemberg – ein neuer Aspekt im Land der Felsbrüter.....	131
Jan O. Engler, Kathrin Schidelko und Darius Stiels Forschungsmeldungen .....	134
Daniel Höhn Dissertationen und Masterarbeiten: Artenreichtum und Abundanz von Brutvögeln in angelegten halboffenen Landschaften .....	141
Spannendes im "Journal of Ornithology" .....	143
Aus der Deutschen Ornithologen-Gesellschaft .....	147
Ankündigungen und Aufrufe .....	154
Nachrichten.....	154
Literaturbesprechungen .....	158