

Akzente der Fortpflanzungsbiologie oviparer Geckos (Squamata: Gekkota) – Charakter, Evolution, Phylogenie

HERBERT RÖSLER

Zusammenfassung

Die Gekkota sind eine uralte Entwicklungslinie der Squamata. Als artenreiche Gruppe (mehr als 2200 Arten und Unterarten) unterscheiden sie sich von anderen Squamata in vielen ökologischen, biogeographischen, morphologischen und lebensgeschichtlichen Attributen. Spezielle Merkmale ihrer Reproduktionsbiologie sind einzigartig. In dieser Studie werden die bislang verwendeten numerischen Ansätze von Fortpflanzungsmerkmalen oviparer Geckos durch eine Auswahl weiterer reproduktiver Besonderheiten ergänzt, systematisch erfasst und statistisch analysiert. Es wird aufgezeigt, welche der reproduktiven Eigenschaften die gekkoniden Familien gemeinsam besitzen und in welchen sie sich unterscheiden. Erfasst wurden Angaben von 149 Taxa aus 58 Gattungen der Familien Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae, Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae. Folgende Ergebnisse zur Reproduktion lassen sich ableiten:

(1) Oviparität ist das universelle und Viviparität (~1 % der rezenten Taxa) ein geographisch lokal begrenztes Reproduktionsmuster der Gekkota.

(2) Innerhalb der Gekkota unterscheiden sich zwei taxonomische Gruppierungen durch signifikant verschiedene Eischalentypen und den damit korrelierten Merkmalen der extrakorporalen Eientwicklung und Embryogenese.

(3) Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae und Eublepharidae produzieren Eier mit einer flexiblen, kalziumarmen Eischale (plesiomorph), Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae produzieren Eier mit einer starren, kalziumreichen Eischale (apomorph).

(4) Die Kalziumanreicherung in der Deckschicht flexibler Eischalen einzelner Taxa der Diplodactylidae (Pygopodomorpha) ist zum Eischalenaufbau von Taxa des Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae-Clusters (Gekkonomorpha) monomorph, aber quantitativ geringer und die schalenspezifischen Modifizierungen erfolgten evolutionär zeitversetzt konvergent.

(5) Flexibelschalige und starschalige Geckoeier sind mit dichotom verschiedenen Gelegegrößen (Maxima), postovipar diametral verlaufenden Eigewichtsveränderungen sowie schalenspezifischen signifikant verschiedenen Wasserpotentialen korreliert.

(6) Morphometrische oologische Merkmale der Gekkota sind mit dem Eischalentyp korreliert. Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae und Eublepharidae produzieren größere sowie Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae kleinere Eier.

(7) Größe und Gewicht frisch geschlüpfter Jungtiere der Gekkota sind mit dem Eischalentyp sowie der Anfangsgröße, dem Anfangsgewicht und den postoviparen Gewichtsveränderungen (Wasserdynamik) der Eier korreliert.

(8) Geographische Verbreitung, Klima, Lebensweise, Aktivitätsmuster und Körperbau partizipieren mit einzelnen Fortpflanzungsmerkmalen der Gekkota.

(9) Die Gekkota unterscheiden sich von allen übrigen Evolutionslinien der Squamata durch eine generell invariante Gelegegröße bzw. Wurfgröße, ausgenommen die Dibamidae.

(10) Gemeinsame plesiotypische Fortpflanzungsmerkmale unterstützen die molekulare Monophylie der Pygopodomorpha.

(11) Die molekulare Monophylie der Gekkonomorpha wird durch die Komplexität des reproduktiven Charakters nicht unterstützt. Gemeinsame apotypische Fortpflanzungsmerkmale unterstützen die molekulare Monophylie des Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae-Clusters als jüngerer Zweig der Gekkonomorpha. Basale Familie innerhalb der Gekkonomorpha sind die Eublepharidae mit plesiomorphen Fortpflanzungsmerkmalen.

Die Ergebnisse der globalen Analysen zur Fortpflanzungsbiologie und Fortpflanzungsgeschichte der Gekkota stehen weitgehend im Einklang mit Theorien früherer, auf kleineren und verstreuten Datensätzen basierenden Resultaten. Das deutet auf die Konsistenz der Reproduktionsmuster geografischer und systematischer Einheiten hin.

Summary

Features of the reproductive biology of oviparous geckos (Squamata: Gekkota) – character, evolution, phylogeny

The Gekkota are an ancient lineage of the Squamata. As species rich diverse group (more than 2,200 species and subspecies), geckos differ from other Squamata in ecological, biogeographical, morphological, and life-history attributes. Above all, many special features of their reproductive biology are unique. This study shows the supplement of reproductive characteristics of oviparous geckos with a selection of further reproductive peculiarities, to record them systematically, to characterize them and to statistically analyse the ways in which they differ. For this purpose, a large data set of oological characteristics and characteristics of newly hatched juveniles was compiled. Data from 149 taxa from 58 genera from the families Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae, Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae and Gekkonidae were recorded and used.

The following results on the reproduction of geckos can be derived from the studies and comparisons carried out:

- (1) Oviparity is universal, and viviparity (~1% of recent taxa) is a geographically localized reproduction pattern of the Gekkota.
- (2) Within the Gekkota, two taxonomic groupings differ due to significantly different eggshell types and the associated characteristics of extracorporeal egg development and embryogenesis.
- (3) Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae and Eublepharidae produce eggs with a flexible, calcium-poor eggshell (plesiomorph), Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae and Gekkonidae produce eggs with a rigid, calcium-rich eggshell (apomorphic).
- (4) The calcium accumulation in the covering layer of flexible egg shells of individual taxa of the Diplodactylidae (Pygopodomorpha) is monomorphic to the eggshell structure of taxa of the Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae cluster (Gekkonomorpha), but quantitatively lower and the shell-specific modifications

occurred evolutionarily time-delayed and convergent.

(5) Flexible-shelled and rigid-shelled gecko eggs are correlated with dichotomously different clutch sizes (maxima), postoviparous diametrical egg weight changes, and shell-specific significantly different water potentials.

(6) Morphometric oological characteristics of Gekkota are correlated with eggshell type. Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae and Eublepharidae produce larger eggs, and Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae and Gekkonidae produce smaller eggs.

(7) Size and weight of newly hatched Gekkota juveniles are correlated with eggshell type and initial egg size, weight and post-oviparous weight changes (water dynamics).

(8) Geographical distribution, climate, lifestyle, activity patterns and body type participate with individual reproductive traits of the Gekkota.

(9) The Gekkota differ from all other evolutionary lineages of the Squamata by a generally invariant clutch size, with the exception of the Dibamidae.

(10) Shared plesiotypic reproductive traits support the molecular monophyly of Pygopodomorpha.

(11) The molecular monophyly of Gekkonomorpha is not supported by the complexity of the reproductive characters. Shared apotypic reproductive traits support the molecular monophyly of the Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae cluster as the younger Gekkonomorpha clade. The basal family within the Gekkonomorpha is the Eublepharidae, which express plesiomorphic reproductive traits.

The results of the global analyses of the reproductive biology and history of the Gekkota are broadly consistent with previous hypotheses based on smaller and scattered datasets, suggesting the reproductive patterns are consistent with geographic and systematic units. The study provides new data and insights into the evolution of Gekkota reproductive traits and strategies, which can be used as a basis for further studies of the evolution and life history of Squamata.

Key words: Gekkota, reproduction, characters, systematic, taxonomy, evolution, phylogeny

Gliederung

1.	Einleitung	94
2.	Material und Methoden	94
2.1.	Ressourcen	94
2.2.	Abkürzungen und Beschreibungen der Merkmale	95
2.3.	Abkürzungen und Beschreibungen lebensgeschichtlicher und morphologischer Merkmale	96
2.4.	Datenerfassung	96
2.5.	Statistik	97
3.	Ergebnisse	98
3.1.	Morphologische, meristische und morphometrische, Fortpflanzungsmerkmale	99
3.1.1.	Eischalenmorphologie	99
3.1.2.	Körpergröße Weibchen	99
3.1.3.	Weibchengewicht	99
3.1.4.	Gelegegröße	99
3.1.5.	Eilänge	100
3.1.6.	Eibreite	100
3.1.7.	Eivolumen	100
3.1.8.	Eilänge/Eibreite	101
3.1.9.	Kopf-Rumpflänge/Eilänge	101
3.1.10.	Kopf-Rumpflänge/Eibreite	102
3.1.11.	Kopf-Rumpflänge/Eivolumen	102
3.1.12.	Eianfangsgewicht	103
3.1.13.	Weibchengewicht/Eianfangsgewicht	103
3.1.14.	Eiendgewicht	103
3.1.15.	Schlupfgröße Jungtier	104
3.1.16.	Weibchen Kopf-Rumpflänge/Jungtier Kopf-Rumpflänge	104
3.1.17.	Schlupfgewicht Jungtier	107
3.1.18.	Eianfangsgewicht/Schlupfgewicht Jungtier	107
3.1.19.	Weibchengewicht/Schlupfgewicht Jungtier	108
3.1.20.	Nassgewicht der Eischale	109
3.1.21.	Trockengewicht der Eischale	109
3.1.22.	Wasserpotential der Eischale	109
3.1.23.	Eianfangsgewicht/Nassgewicht Eischale	110
3.1.24.	Eidottergewicht	111
3.1.25.	Eianfangsgewicht/Eidottergewicht	111
3.1.26.	Eidottergewicht/Jungtiergewicht	112
3.1.27.	Gewicht im Ei verbleibender Rückstände	112
3.1.28.	Eiendgewicht/Gewicht im Ei verbleibender Rückstände	113
3.2.	Beziehungen von Fortpflanzungsmerkmalen zu biotischen und anatomischen Komponenten	113
3.2.1.	Zonal-globale Verteilungsmuster	116
3.2.2.	Geografischer Isolationseffekt	116
3.2.3.	Klima	117
3.2.4.	Lebensweise	119
3.2.5.	Aktivitätsmuster	120
3.2.6.	Eiablagestrategie	120
3.2.7.	Extremitäten	121
3.3.	Reproduktionsspezifische Evolution	122

3.3.1.	Interfamiliäre Vergleiche reproduktiver Merkmale	122
3.3.2.	Statistische Analysen	124
4.	Diskussion	129
4.1.	Muster und Raten der reproduktiven Linienvielfalt	129
4.2.	Beziehungen von Fortpflanzungsmerkmalen zur Umwelt	131
4.3.	Reproduktive Evolution	143
Dank	146
Literatur	146
Tabellen	158
Anhang 1	168
Anhang 2	182

1. Einleitung

Die Gekkota sind eine monophyletische Entwicklungslinie der Squamata (TOWNSEND et al. 2004). Es ist die einzige Entwicklungslinie, die alle im Zusammenhang mit Life-history-Evolution der Squamata bekannten reproduktiven Strategien in sich vereinigt. Damit eignen sie sich als Modellgruppe für das vergleichende Studium von Fortpflanzungsmerkmalen kombiniert mit lebensgeschichtlichen und nicht-phylogenetischen Parametern.

Fortpflanzungsmerkmale können der entscheidende Selektionsfaktor in einer Umwelt mit reglementierten Ressourcen sein (reproduktive Allokation). Eine Vielzahl von Untersuchungen analysieren einzelne oder komplexe Gruppen von Fortpflanzungsmerkmalen (z.B. Schalenmorphologie, Körper-, Gelege-, Ei-, Jungtiergröße, Eientwicklung, Embryologie, Viviparität) der Squamata und demonstrieren verschiedene Kovariationsmuster (u. a. TINKLE et al. 1970, SHINE 1983, 1985, SCHLEICH & KÄSTLE 1988, DEEMING & FERGUSON 1991, PACKARD & DeMARCO 1991, SENERVO et al. 1992, COX et al. 2003, 2007, DEEMING 2004, KÖHLER 2004, KRATOCHVÍL & KUBICKA 2007, PYRON & BURBRINK 2014, MEIRI 2019, RÖSLER 2020a, 2021). Viele dieser Gesamtübersichten schließen auch Angaben von Geckos ein und werten diese aus.

Diese Studie verfolgt das Ziel, verschiedene reproduktive Komponenten zu beschreiben und kombiniert mit den einzelnen phylogenetischen Entwicklungslinien der Gekkota vergleichend darzustellen, um dann Verknüpfungen mit verschiedenen Hypothesen der Life-history-Evolution zu prüfen. Dafür war es notwendig (1) Daten geckonider Fortpflanzungsmerkmale zu quan-

tifizieren und zu analysieren, (2) mit den Ergebnissen Beziehungen zu ökologischen Faktoren und lebensgeschichtlichen Merkmalen zu testen und (3) ihre intrafamiliäre Zuordnung für interfamiliäre Vergleiche anzuwenden. Für diesen Ansatz wird ein umfangreicher Datensatz verwendet, der sowohl oologische Merkmale als auch Merkmale von Jungtieren enthält, die mit anderen Faktoren verknüpft analysiert werden.

2. Material und Methoden

2.1. Ressourcen

Die reproduktionsspezifischen Untersuchungen von Geckos basieren überwiegend auf eigenen Aufzeichnungen von im Terrarium gehaltener und vermehrter Taxa. Die Daten wurden in einem Zeitraum von 1974 bis 2021 erfasst und für diese Studie aufbereitet. Verschiedene Synopsen von Squamata und andere Primärliteratur wurde benutzt, um lückenhafte Angaben zu Reproduktionsmerkmalen der verwendeten Taxa zu ergänzen.

Die Gesamtstichprobe umfasst 149 Arten/Unterarten von Geckos aus 59 Gattungen der Familien Diplodactylidae: *Bavayia* ROUX, 1913, *Correlophus* GUICHENOT, 1866, *Dierogecko* BAUER, JACKMANN, SADLIER & WHITAKER, 2006, *Eurydactylodes* WERMUTH, 1965, *Oedura* GRAY, 1842, *Rhacodactylus* FITZINGER, 1843, *Strophurus* FITZINGER, 1843, Carphodactylidae: *Nephrurus* GÜNTHER, 1876, *Saltuarius* COUPER, COVACEVICH & MORITZ, 1993, *Underwoodisaurus* WERMUTH, 1965, *Uvidicolus* OLIVER & BAUER, 2011, Pygopodidae: *Aprasia* GRAY, 1839, *Delma* GRAY, 1831, *Lialis* GRAY, 1835, *Paradelma* KINGHORN, 1926, *Pletholax* COPE, 1864, *Pygopus* MERREM, 1820, Eublepharidae: *Aeluroscalabotes* BOULENGER, 1885, *Coleonyx* GRAY, 1845, *Eublepharis* GRAY, 1827, *Goniurosaurus* BARBOUR, 1908, *Hemitheconyx* STEINER, 1893, Sphaerodactylidae: *Aristelliger* COPE, 1861, *Gonatodes* FITZINGER, 1843, *Pristurus* RÜPPELL, 1835, *Quedenfeldtia* BOETTGER, 1883, *Sphaerodactylus* WAGLER, 1830, *Teratoscincus* STRAUCH, 1863, Phyllodactylidae: *Asaccus* DIXON & ANDERSON, 1973, *Haemodracon* BAUER, GOOD & BRANCH, 1997, *Ho-*

monota GRAY, 1845, *Phyllopezus* PETERS, 1877, *Tarentola* GRAY, 1825 und *Gekkonidae*: *Afroedura* LOVERIDGE, 1944, *Blaesodactylus* BOETTGER, 1893, *Calodactylodes* STRAND, 1926, *Chondrodactylus* PETERS, 1870, *Crossobamon* BOETTGER, 1888, *Cyrtodactylus* GRAY, 1827, *Cyrtopodion* FITZINGER, 1843, *Dravidogecko* SMITH, 1933, *Ebenavia* BOETTGER, 1878, *Gehyra* GRAY, 1834, *Gekko* LAURENTI, 1768, *Hemidactylus* OIKEN, 1817, *Homopholis* BOULENGER, 1885, *Lepidodactylus* FITZINGER, 1843, *Lygodactylus* GRAY, 1864, *Matoatoa* NUSSBAUM & RAXWORTHY, PRONK, 1998, *Mediodactylus* SZCZERBAK & GOLUBEV, 1977, *Nactus* KLUGE, 1983, *Pachydactylus* WIEGMANN, 1834, *Paroedura* GÜNTHER, 1879, *Phelsuma* GRAY, 1825, *Pseudoceramodactylus* HAAS, 1957, *Pseudogekko* TAYLOR, 1922, *Temnidactylus* SZCZERBAK & GOLUBEV, 1984, *Trachydactylus* HAAS & BATTERSBY, 1959, *Uroplatus* DUMÉRIL, 1806.

Die von den Taxa der einzelnen Gattungen zusammengestellten reproduktiven Merkmale und Merkmalskombinationen unterscheiden sich qualitativ und quantitativ, bilden aber in Summe einen informativen Gesamtüberblick zu den Fortpflanzungsleistungen von Geckos. Der gesamte für die statistischen Analysen benutzte Datensatz enthält 37428 artspezifische Einzelwerte zu 27 Fortpflanzungsmerkmalen von 149 gekkoniden Taxa aus den Entwicklungslinien der Pygopodomorpha und Gekkonomorpha (Anhang 1).

2.2. Abkürzungen und Beschreibungen der Merkmale

KRL ♀ (Kopf-Rumpflänge in mm): Länge des Weibchens von der Schnauzenspitze bis zum Kloakalschlitz. Eine Größenangabe der artspezifisch mütterlichen Kopf-Rumpflänge im Adultstadium (in der Regel Mittelwert, wenn abhängig von der Lebenszeit mehrere Messungen durchgeführt wurden). Die Maße der individuellen Kopf-Rumpflängen werden für anschließende morphometrische Vergleichsanalysen benutzt (z.B. KRL/EL, KRL/EB usw.).

G ♀ (Gewicht vom Weibchen in g): Gewicht des adulten Weibchens (d.h. des Muttertieres) außerhalb der Fortpflanzungszeit (in der Regel Mittelwert, wenn abhängig von der Lebenszeit mehrere Messungen durchgeführt wurden). Die proportionale Beziehung vom mütterlichen Gewicht zu anderen Variablen wird äquivalent den morphometrischen Merkmalen verwendet (z.B. G ♀/EGA, G ♀/GJ usw.).

ES (Eischalentyp): Entsprechend der physikalischen Eigenschaften werden die Eier der Geckos zwei Gruppen zugeordnet – flexible (weischalige) und starre (hartschalige) Eischalentypen. Weischalige Eier werden in die Fraktionen (1) relativ kalziumarm und (2) relativ kalziumreich (starr-flexibel) gegliedert. Unabhängig vom Kalziumanteil implizieren die benutzten Termini „weischalig“ Größen- und Gewichtszunahme sowie „hartschalig“ Größenkonstanz und Gewichtsverlust (RÖSLER 2021 und dort zitierte Literatur).

GG (Gelegegröße): Es wird entsprechend den Maxima der bei Geckos vorkommenden Gelegegrößen zwischen Doppelpel-Gelege und Einzel-Gelege unterschieden. Die durch verschiedene Parameter begründete Variabilität wird berücksichtigt, sofern dazu Daten vorliegen (MEIRI et al. 2020, RÖSLER 2020a). Wenn eine artspezifische Variabilität der Gelegegröße nicht ermittelt werden konnte, wird das jeweilig bekannte Maximum aus der Primärliteratur verwendet.

EL (Eilänge in mm): horizontaler Maßabstand zwischen den Polen der Eilängsachse unmittelbar nach der Oviposition.

EB (Eibreite in mm): vertikaler Maßabstand zwischen den Polen der Eiquersachse unmittelbar nach der Oviposition.

EV (Eivolumen in mm³): Volumen des Eis unmittelbar nach der Eiablage,

berechnet nach der Formel: $V = 4/3 \times \pi \times EL/2 \times EB/2 \times EC/2$ (Abkürzungen der linearen Messgrößen: EL = Eilängsachse, EB = Eibreitenachse horizontal, EC = Achse von animalen zu vegetativen Eipol), für statistische Analysen z.T. in cm³ umgerechnet.

EB*EL (in % bzw. Quotient EL/EB): Größenverhältnis als Prozentangabe der Eibreite bezogen auf die Eilänge (Grundwert) unmittelbar nach der Eiablage.

EL*KRL ♀ (in % bzw. Quotient KRL ♀/EL): Größenverhältnis als Prozentangabe der Eilänge bezogen auf die Kopf-Rumpflänge des Weibchens (Grundwert) unmittelbar nach der Eiablage.

EB*KRL ♀ (in % bzw. Quotient KRL ♀/EB): Größenverhältnis als Prozentangabe der Eibreite bezogen auf die Kopf-Rumpflänge des Weibchens (Grundwert) unmittelbar nach der Eiablage.

EV*KRL ♀ (in % bzw. Quotient KRL ♀/EV): Größenverhältnis als Prozentangabe des Eivolumens bezogen auf die Kopf-Rumpflänge des Weibchens (Grundwert) unmittelbar nach der Eiablage.

EGA (Eigewicht in g): Eigewicht unmittelbar nach der Eiablage, für statistische Analysen z. T. in mg umgerechnet.

EGE (Eigewicht in g): Eigewicht am Ende der Inkubation, maximal neun Tage vor dem finalen Schlupf des Jungtieres, für statistische Analysen z. T. in mg umgerechnet.

EGA*G ♀ (in % bzw. Quotient G ♀/EGA): Größenverhältnis als Prozentangabe des Eigewichts unmittelbar nach der Eiablage bezogen auf das Gewicht des Weibchens (Grundwert) außerhalb der Fortpflanzungszeit.

KRLJ (Kopf-Rumpflänge in mm): Länge des Jungtieres von der Schnauzenspitze bis zum Kloakalschlitz unmittelbar nach dem Schlupf.

KRLJ*KRL ♀ (in % bzw. Quotient KRL ♀/KRLJ): Größenverhältnis als Prozentangabe der Kopf-Rumpflänge des Schlüpfings bezogen auf die Kopf-Rumpflänge der Mutter (Grundwert).

GJ (Gewicht vom Jungtier in g): Gewicht vom Jungtier unmittelbar nach dem Schlupf, für statistische Analysen z. T. in mg umgerechnet.

GJ*EGA (in % bzw. Quotient EGA/GJ): Größenverhältnis als Prozentangabe des Gewichts des Schlüpfings bezogen auf das Eigewicht (Grundwert) unmittelbar nach der Eiablage.

GJ*G ♀ (in % bzw. Quotient G ♀/GJ): Größenverhältnis als Prozentangabe des Gewichts des Schlüpfings bezogen auf das Gewicht der Mutter (Grundwert) außerhalb der Fortpflanzungszeit.

ESGn (Gewicht der Eischale in g): Nassgewicht der Eischale nach dem Schlupf des Jungtiers, basierend auf der von einer getrockneten Eischale aufgenommenen Absorptionsmenge von Wasser (d.h. bei Eiern mit flexibler Schale ESGn ≠ ESGt), für statistische Analysen z.T. in mg umgerechnet.

ESGt (Gewicht der Eischale in g): Trockengewicht der Eischale nach dem Schlupf des Jungtiers (d.h. bei Eiern mit starrer Eischale ESGn = ESGt), für statistische Analysen z. T. in mg umgerechnet.

WPES (in % bzw. Quotient ESGn/ESGt): Größenverhältnis als Prozentangabe des Trockengewichts der Eischale bezogen auf das Nassgewicht der Eischale (Grundwert) unmittelbar nach dem Schlupf des Jungtiers. Konkreter Nachweis für die Resorptionsfähigkeit gekkonider Eischalen. Der Wert stellt das real in der Eischale vorhandene Wasserpotenzial (Masse H₂O) dar (d.h. die prozentuale Gewichts Differenz berücksichtigt nicht die im Verlauf der Eientwicklung vom Embryo aus der Eischale herausgelösten Ressourcen).

ESGn*EGA (in % bzw. Quotient EGA/ESGn): Größenverhältnis als Prozentangabe des Nassgewichts der Eischale bezogen auf das Eigewicht (Grundwert) unmittelbar nach der Eiablage.

ED (Gewicht vom Eidotter in g): Nassgewicht des Eidotters unmittelbar nach der Oviposition. Als Eidotter wird der gesamte Einhalt bezeichnet (d.h. die Fraktionen Dotter und Eiweiß werden für die statistischen Analysen als Einheit zusammengefasst), für statistische Analysen z. T. in mg umgerechnet.

ED*EGA (in % bzw. Quotient EGA/ED): Größenverhältnis als Prozentangabe des Nassgewichts des Dotters (siehe oben) bezogen auf das Eigewicht (Grundwert) unmittelbar nach der Eiablage.

GJ*ED (in % bzw. Quotient ED/GJ): Größenverhältnis als Prozentangabe des Nassgewichts des Dotters (siehe oben) bezogen auf das Ge-

wicht des Schlüpfings (Grundwert) (d.h. die vom Embryo im Verlauf der Entwicklung in Wachstum umgesetzte Masse vom Eiinhalt plus aus der Eischale gelösten Stoffmenge).

GM (Rückstände im Ei in g): Im Ei zurückbleibende gelatinöse Substanz (exklusive Dotterreste) nach dem Schlupf des Jungtiers (siehe EMMERT & HOCHSTETTER 1811, 1818). Das Gewicht der Substanz wurde mit der Formal EGE - (GJ+ESGn) ermittelt und für statistische Analysen z.T. in mg umgerechnet. Das relativ große Wasserpotential der Substanz (Restflüssigkeit aus den Bestandteilen Albumin, Allantois und Amnion) wurde nicht ermittelt.

GM*EGE (in % bzw. Quotient EGE/GM): Größenverhältnis als Prozentangabe des Gewichts der zähflüssig-gelatinöse Substanz (siehe oben) bezogen auf das Eigewicht (Grundwert) am Ende der Inkubation.

Die statistischen reproduktionsspezifischen Daten zu den Einzelmerkmalen und Merkmalskombinationen sind im Anhang 2 zusammengefasst dargestellt.

2.3. Abkürzungen und Beschreibungen lebensgeschichtlicher und morphologischer Merkmale

ZGV (zonal-globale Verteilungsmuster): Zwei Fraktionen: Die geographische Verbreitung der Taxa wird nach Breitengraden gegliedert. Es wird (1) zwischen Wendekreis des Krebses und Wendekreis des Steinbocks sowie (2) nördlich bzw. südlich davon vorkommender Taxa unterschieden. Die Koordinatenangaben zu den Lokalitäten entsprechen den Fundorten der Taxa. Wenn der Fundort einer Art/Unterart nicht verifiziert werden konnte wird die Terra typica als Ortsangabe verwendet. Geographischer Breiten- und Längengrad wurde mit <https://www.google.com/maps> ermittelt (WGS84 Koordinaten). Die statistische Analyse von Beziehungsmustern reproduktiver artspezifischer Merkmale zur Verbreitung basiert ausschließlich auf den im Anhang 2 gelisteten Fundortangaben.

GI (geografische Isolationseffekt): Zwei Fraktionen: Es wird zwischen der Verbreitung auf dem Festland oder Inseln unterschieden. Taxa, die nicht endemisch auf Inseln verbreitet sind, sondern auch auf dem Festland vorkommen, sind im Anhang 2 durch * gekennzeichnet. Die statistische Analyse von Beziehungsmustern reproduktiver artspezifischer Merkmale basiert ausschließlich auf der verwendeten geografischen Gliederung.

KL (Klima): Drei Fraktionen: Temperaturbedingungen werden kombiniert mit Feuchtigkeitsbedingungen dargestellt (detaillierte Angaben zu regionalen Klimatypen verknüpft mit den Vegetationstypen von Subzonen siehe TROLL & PAFFEN 1964). Die Taxa sind entsprechend ihrer Herkunft großklimatischen Räumen zugeordnet (Anhang 2). Unterschieden werden: Tropenzone, Warmgemäßigte Subtropenzone und Kühlgemäßigte Zone (Richtwerte der Jahresmitteltemperaturen: 25 °C, >20 °C, <20 °C). Diesen Gliederungsräumen sind entsprechend der Feuchtigkeitsversorgung die Attribute: arid, mesisch und hygrisch zugeordnet (Richtwerte der mittleren jährlichen Niederschlagsmengen: <200 mm, ± 400 mm, >2000 mm pro Jahr). Die statistischen Analysen behandeln die Beziehungen reproduktiver Merkmale der Taxa zur Temperatur und Feuchtigkeit gesondert.

LW (Lebensweise): Drei Fraktionen: Bodenbewohner (terricol), Felsbewohner (saxicol) und Baumbewohner (arboricol), wobei Bodenbewohner teils wühlende Taxa (z.B. *Pletholax*, siehe GREER 2022), Felsbewohner teils auf Steinhalden und Geröllflächen lebende Arten (u.a. *Goniurosaurus*, *Mediodactylus*, *Hemidactylus*, *Tarentola*, siehe SZCZERBAK & GOLUBEV 1996, MORAVEC & BOHME 1997, WRANIK & RÖSLER 2007, GRISMER et al. 2021) und Baumbewohner teils Blatt- und Zweigkletterer (u.a. *Pygopodidae* sp., *Pseudogekko* sp., *Phelsuma* sp., *Strophurus* sp., siehe RÖSLER 1995, HALLMANN et al. 2008, COGGER 2018) einschließen (Anhang 2). Die statistischen Analysen behandeln die Beziehungen reproduktiver Merkmale der Taxa entsprechen dieser Gliederung. In der Diskussion wird darüber hinaus zwischen semiterricol, semifossorial, semisaxicol und semiarboricol differenziert und quantifiziert unterschieden.

AM (Aktivitätsmuster): Zwei Fraktionen: Es wird zwischen tagaktiven (diurnal) und nachtaktiven (nocturnal) Taxa unterschieden, wobei von letzteren auf partielle Tagaktivität im Anhang 2 durch eine Markierung (*) hingewiesen wird. Die angegebenen Aktivitätsmuster der untersuchten Taxa sind weitgehend mit der Pupillenform korreliert (FRANKENBERG 1978, RÖLL 1997, BAUER 2013). Tagaktivität schließt z.T. dämmerungsaktive (crepuscular) Taxa (z.B. *Sphaerodactylus* sp.) ein. Die statistischen Analysen behandeln die Beziehungen reproduktiver Merkmale der Taxa ohne Abstufung in der zweifraktionellen Gliederung.

EA (Eiablage): Zwei Fraktionen: Es wird zwischen Vergraben und Nichtvergraben der Eier unterschieden (Anhang 2). Vergraben setzt das Anlegen eines Nestes voraus (d.h. graben von senkrechten Schächten, Nebengängen in Erdbauten, trichterförmigen Mulden im Boden, Baumhöhlen usw. = aktiver Grabprozess), während das bodennahe Verstecken der Eier unter Steinen, Holz, Laub usw. einen aktiven Nestbau ausschließt. Das Nichtvergraben schließt das Ankleben der Eier ein (RÖSLER 2005, BAUER 2013). Begrenzt auf die Stichprobe mit hartschaligen Eiern (siehe Eischalentyp) wird zwischen drei Eiablagestrategien (Eivergraben, Eiverstecken, Eiankleben) unterschieden. Bei hartschaligen Doppel-Gelege werden die Variablen: (1) Eier werden nicht zusammengeklebt, (2) Eier werden zusammengeklebt und nicht angeklebt sowie (3) Eier werden zusammengeklebt/nicht zusammengeklebt und angeklebt unterschieden und statistisch analysiert. Untypisches Zusammenkleben von zwei Eiern (d.h. ein durch die Platzierung vom zweiten Ei infolge von Klebfähigkeit der Eischale zufälliges Anhaften am zuerst gelegten Ei) wird nicht im Sinn von Zusammenkleben behandelt (z.B. *Mniarogekko chahoua*, *Haemodracon riebeckii*, *Pristurus flavipunctatus*, *Ebenavia af. boetigeri*, *Hemidactylus adensis*, *Hemidactylus homoeolepis*, siehe HENKEL 1986, RÖSLER & WRANIK 2007, RÖSLER 2020a, diese Studie).

EX (Extremitäten): Zwei Fraktionen: Gliedmaßen sind bewegliche, in erster Linie der Fortbewegung dienende Körperteile. Hintergliedmaßen erfüllen kombiniert mit der Eiablage bei Geckos komplexe funktionale Aufgaben im Zusammenhang mit dem Nestbau sowie unmittelbar bei der Oviposition Auffang-, Halte-, Formgebende- und Anklebefunktionen. Unterschieden wird in Taxa mit Vorder- und Hintergliedmaßen, die fünf Finger bzw. Zehen besitzen (Diplodactylidae, Carphodactylidae, Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae, Gekkonidae) und Taxa mit fehlenden Vordergliedmaßen und flossenartig modifizierten Hintergliedmaßen (Pygopodidae), ausführlicher beschrieben in BELLAIRS (1972). Die statistischen Analysen behandeln die Beziehungen reproduktiver Merkmale ohne Abstufungen der Gliedmaßen- und Zehnenlänge quadrupeder Taxa bzw. Größe der rudimentären Gliedmaßen bipeder Taxa in der zweifraktionellen Gliederung (Anhang 2).

2.4. Datenerfassung

Größenangaben: Die Messungen erfolgten in der Regel an lebenden Weibchen. Die Kopf-Rumpflänge (KRL) wurde mit einem Lineal (1 mm Teilung) gemessen. Bei den aus der Primärliteratur übernommenen Größenangaben zu individuellen Kopf-Rumpflängen von Weibchen wird von ähnlichen Praktiken ausgegangen. Abgesichert wurden die angegebenen Größen der Weibchen durch Vergleiche mit Maßangaben in entsprechenden Artbeschreibungen. Alle übrigen Maßangaben (Eier, Jungtiere) beziehen sich auf Messungen, die einschließlich der recherchierten Angaben manuell mit einem Digital-Messschieber (Format, ± 0,01 mm) erfolgten.

Gewichtsangaben: Das Lebendgewicht von Weibchen mit einer Masse >10 g wurde mit einer Laborwaage (Merseburger Waagenfabrik, A. Dresdner, $\pm 0,02$ g) ermittelt. Für alle übrigen Gewichtsmessungen (Weibchen Masse <10 g, Eier, Eischalen, Jungtiere) wurde eine elektrische Analysenwaage (Freiberg, $\pm 0,0002$ g) benutzt. Die Gewichtskontrollen lebender Weibchen erfolgten außerhalb der Fortpflanzungssaison. In der Regel basieren sie auf mindestens zwei Messungen (vgl. RÖSLER 1989). Es wird davon ausgegangen, dass sich die aus der Primärliteratur entnommenen Gewichtsangaben von Weibchen, Eiern und Jungtieren ebenfalls auf die Lebendmasse beziehen.

2.5. Statistik

Die in dieser Studie zur Analyse fortpflanzungsbiologischer Daten verwendeten Taxa wurden a priori den molekular-phylogenetischen Abstammungslinien der Gekko (Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae, Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae, Gekkonidae, siehe GAMBLE et al. 2008, PYRON et al. 2013) zugeordnet (d.h. die Verwendung jeder reproduktiven als Variable betrachtete Merkmalsausprägung erfolgt im Rahmen dieser taxonomischen Gliederung).

Der komplette für die statistischen Analysen verwendete Datensatz umfasst 14 meristische, morphometrische und massespezifische Merkmale sowie 13 aus Kombinationen von zwei Merkmalen gebildete Variablen, entweder als Prozentwert oder Quotient angegeben. Aus den artspezifischen Rohdaten von jedem Merkmal wurden zuerst der Mittelwert, die Standardabweichung und das Streuungsmaß berechnet. Mit den Mittelwerten wurden dann alle nachgelagerten statistischen Analysen auf intra- und interfamilärer Ebene durchgeführt. Die Stichprobengröße der einzelnen für die Untersuchungen verfügbaren Fortpflanzungsmerkmale sind im Anhang 1 tabellarisch aufsummiert dargestellt.

Anschließend wurden alle Familien mit ihren Variablen einer linearen Diskriminanzanalyse (LDA) unterzogen, um die Wahrscheinlichkeit reproduktionsspezifischer Unterschiede zwischen den familiären Entwicklungslinien zu bewerten. Die LDA verwendet Linearkombinationen von nicht transformierten Daten, um die vordefinierten Gruppen (hier Familien) zu charakterisieren und zu trennen, und sie versucht explizit die Unterschiede zwischen ihnen zu modellieren.

Alle Datensätze wurden auf Normalität (Shapiro-Wilk-Test) und Homogenität der Varianzen (Bartlett-Test) geprüft. Nicht alle Datensätze entsprachen der parametrischen Testannahme der Normalität (Shapiro-Wilk-Test, $p < 0,05$) und der Varianzhomogenität (F-Test, $p > 0,05$). Mit normalverteilten Stichproben und gleichen Varianzen wurde ein t-Test durchgeführt. Bei nicht normalverteilten Stichproben wurde ein Mann-Whitney-U-Tests angewendet.

Für interfamiläre Vergleiche wurden die artspezifischen Mittelwerte der Fortpflanzungsmerkmale ($\lg - \text{Logarithmus zur Basis 10}$) transformiert, um die Annahmen parametrischer statistischer Tests zu erfüllen. Taxa blieben von einigen statistischen Analysen (ANOVA, ANCOVA, PCA) ausgespart, wenn keine oder ungenügend Daten von Fortpflanzungsmerkmalen vorlagen.

Einweg-Varianzanalysen (ANOVA) wurden mit morphometrischen und massespezifischen Merkmalen sowie binären Kombinationen von Variablen aus diesen Merkmalen durchgeführt, um nach statistisch signifikanten Mittelwertunterschieden ($p < 0,05$) im gesamten Datensatz eines Fortpflanzungsmerkmals zu suchen.

Charaktere mit statistischen Unterschieden wurden einem Tukey HSD-Post-hoc-Test unterzogen, um festzustellen, welche Familien-Paare sich voneinander unterscheiden. $P < 0,05$ wird als signifikant angesehen und größere F-Verhältnisse weisen auf eine ausgeprägtere Gruppentrennung hin. Eine Ablehnung der Nullhypothese (d.h. die Schwerpunktpositionen und/oder die Streuung der Datenpunkte unterscheiden sich nicht von zufällig) bedeutet einen signifikanten Unterschied zwischen reproduktiven Merkmalen/Eigenschaften und taxonomischen Einheiten.

Violin plots mit eingebetteten Boxplots wurden für diskrete morphometrische und massespezifische Variablen erstellt. Sie visualisieren intrafamiliäre Reichweite, Mittelwert, Median und Grad der Verteilungshäufigkeit eines Fortpflanzungsmerkmals.

Für die Beziehungen gruppenspezifischer Variablen wurden ANCOVAs verwendet. Mit ihnen wurde die Gleichheit der Mittelwerte für zwei univariate Gruppen, adjustiert für die Kovarianz mit einer anderen Variablen, getestet (z.B. das Verhältnis EL/EB zum Eischalentyp). Beziehungen von Fortpflanzungsmerkmalen zu abiotischen Faktoren wurden mit Chi-Quadrat-Tests getestet. Der Test wurde für gepaarte Stichproben (Unabhängigkeit) und mit mehr als zwei Variablen (Homogenität)

verwendet (z.B. Eiablageverhalten). Binäre Ergebnisse von χ^2 -Variablen wurden mit einem Risk/Odds Test überprüft (z.B. Korrelationen beider Eischalentypen zu zonal-globale Verteilungsmustern). Die Methode vergleicht die Anzahl eines binären Ergebnisses anhand zwei verschiedener Statistiken (ähnlich Likelihood-Ratio). Multiple Vergleiche zur Erfolgswahrscheinlichkeit der Binomialverteilung wurden anhand von Konfidenzintervallen nach der Clopper-Pearson-Methode durchgeführt (oberer/unterer 95 %-Konfidenzintervall, siehe CLOPPER & PEARSON 1934). Die Spannweite zwischen dem größten und dem kleinsten Wert in einem Datensatz (lg) wurde nach der Formel $R = \frac{x_{\max} - x_{\min}}{x_{\max}}$ berechnet.

Eine Hauptkomponentenanalyse (PCA) wurde verwendet, um die reproduktionsspezifischen Daten abhängig von phylogenetischen Beziehungen zu analysieren. In der PCA wurden univariate und bivariate Daten (Quotienten) einbezogen. Für die PCA war es notwendig alle Variablen aus dem Datenrahmen zu entfernen, die unvollständig waren (d.h. die Merkmale, zu denen keine Daten vorlagen auszuklammern, ohne dass sich dadurch die Anzahl der Taxa jeder Familie verringerte).

Weiterhin wurde eine Hauptkoordinatenanalysen (PCoA) – konzeptionell ähnlich der PCA – durchgeführt. Die PCoA war unempfindlich gegenüber Nullwerten im Datenrahmen (d.h. fehlende Daten zu unterschiedlich vielen Merkmalen bei einigen Taxa wurden durch die Bildung von Mittelwerten aus den Gruppenvariablen kompensiert), so dass informative Variablen nicht aus der Analyse entfernt werden mussten. Die verwendete PCA- und PCoA-Analysen basieren auf der Berechnung des Abstands zwischen zwei beliebigen Datenpunkten in einer euklidischen Unähnlichkeitsmatrix.

Nicht-parametrische multivariate Permutationsanalysen (PERMANOVA) wurden verwendet, um zu bestimmen, ob die Schwerpunktpositionen jeder Familie in den Datensätzen der PCA und PCoA statistisch unterschiedlich waren. Die Analysen basieren auf der vorherigen Berechnung einer euklidischen Unähnlichkeitsmatrix aus dem PCA-Datensatz unter Verwendung von 9999 Permutationen bzw. Eigenvektoren und bei dem PCoA-Datensatz auf Abstände oder Ähnlichkeiten zwischen den Eigenwerten aller Datenpunkte. Ein paarweiser Post-hoc-Test berechnete die Unterschiede zwischen allen Kombinationen von Familienpaaren

und erzeugte einen Bonferroni-bereinigten p-Wert und ein F-Verhältnis. $P < 0,05$ wird als signifikant angesehen und größere F-Verhältnisse weisen auf eine ausgeprägtere Gruppentrennung hin. Eine Ablehnung der Nullhypothese (d.h. die Schwerpunktpositionen und/oder die Streuung der Datenpunkte unterscheiden sich nicht von zufällig) bedeutet einen signifikanten Unterschied zwischen den Familien.

Mit den Datensätzen aller reproduktionsspezifischen Merkmale wurden final Cluster-Analysen (CA) zur Auffindung von Ähnlichkeitsstrukturen der Datenbestände durchgeführt. Angewendet wurden verschiedene Verfahren (UPGMA, single linkage, Ward-Methode, euklidisch, 1000 Bootstrap-Replikat), die Ähnlichkeitsgruppen (Familien-Cluster) hierarchisch abbildeten.

Alle statistischen Analysen wurden mit der PAST Version 4.08 Software durchgeführt (HAMMER et al. 2001, HAMMER 2010).

3. Ergebnisse

Ausgewertet wurden Reproduktionsdaten von 149 Taxa. Die Mittelwerte der Fortpflanzungsmerkmale sind im Anhang 2 tabellarisch zusammengefasst dargestellt. Sie werden nachfolgend als taxonomische Stichprobengrößen (n) der statistischen Analysen zu den Einzelmerkmalen verwendet.

Der Eischalentyp (weischalig vs. hartschalig) wird benutzt, um intrafamiliäre und interfamiliäre Beziehungsmuster von allen weiteren Fortpflanzungsmerkmalen innerhalb der Gesamtstichprobe aufzuschlüsseln und auszuwerten. Daraus leiten sich regelmäßig zweiseitige Vergleiche ab, in denen die statistischen Daten gegenübergestellt behandelt werden.

Die für ANOVAs und ANCOVAs verwendeten Fortpflanzungsmerkmale basieren auf einer direkten Beziehung von jeweils individuellen Komponenten einer Art/Unterart (d.h. statistisches Basismodul ist das einzelne Ei, auf das sich konkret alle Charaktereigenschaften sowie Maß- und Gewichtsangaben, eingeschlossen dem ihm zugeordneten Daten des Jungtieres und der Mutter beziehen, gleichermaßen gilt das auch für die Angaben zur Proportionalität bzw. des Prozentwertes, siehe Material und Methoden). Für einen Teil der verwendeten Taxa (*Nephrurus*, *Uvidicolus*, *Aprasia*, *Delma*, *Lialis*, *Paradelma*, *Pletholax*, *Pygopus*) wurden Angaben aus

der Primärliteratur verwendet (Anhang 2), bei denen nicht in jedem Fall eine direkte Beziehung der Variablen verifiziert werden konnte.

3.1. Morphologische, meristische und morphometrische, Fortpflanzungsmerkmale

Zwei Gruppen von reproduktionsspezifischen Merkmalen der Geckos wurden verwendet. Eine kleine Anzahl von Fortpflanzungsmerkmalen basiert auf morphologischen Angaben und meristischen Daten, die den Status der Taxa im Kontext zum Eischalentyp indizieren. Die andere, größere Gruppe von Fortpflanzungsmerkmalen basiert auf morphometrischen Daten und Gewichtsangaben.

Oologische Merkmale sowie Größe und Gewicht adulter Weibchen und ihrer Nachkommen sind Komponenten, die für statistische Analysen proportionaler Beziehungen verwendet werden (ANOVAs).

3.1.1. Eischalenmorphologie

Die sieben Familien der Gekkota unterschieden sich im Eischalentyp dichotom. Vier Familien (Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae, Eublepharidae) produzierten weichschalige und drei Familien (Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae, Gekkonidae) hartschalige Eier.

Rund ein Drittel (33,6 %) der für die Untersuchung verwendeten Taxa ($n = 149$) produzierte weichschalige (kalziumarme) und zwei Drittel (66,4 %) hartschalige (kalziumreiche) Eier. Von den Taxa mit der Produktion weichschaliger Eier ($n = 50$) produzierten drei Taxa (6,0%) Eier mit einer kalziumangereicherten Eischale.

3.1.2. Körpergröße Weibchen

Das Größenmittel (KRL) der Weibchen aus der Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 73,6 \pm 35,6$ mm (21,5–270,0 mm, $n = 149$). Die Gruppenmittel entsprechend dem Schalentyp betragen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 95,1 \pm 42,2$ mm (38,0–270,0 mm, $n = 50$) und hartschaligen Eiern $\bar{x} = 62,7 \pm 25,8$ mm (21,5–152,0 mm, $n = 99$). Die Weibchen-KRL mit der Produktion weichschaliger Eier war gegenüber der Weibchen-KRL mit hartschaligen Eiern ~ 33 mm größer. Der maximale Unterschied zwischen den mittleren Kopf-Rumpflängen von Pygopodidae und Sphaerodactylidae betrug ~ 66 mm und der minimale zwischen Phyllodactylidae und Gekkonidae

~ 2 mm (Tabelle 1, alle Tabellen im Anhang). Entsprechend dem Eischalentyp unterschieden sich die Weibchen beider Stichproben in den Kopf-Rumpflängen signifikant (t-Test, $t 6,0961$; $p 9,12E-09$; $p < 0,01$).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Kopf-Rumpflängen (lg) variierten intrafamiliär und war in den Stichproben der Diplodactylidae und Gekkonidae am größten (R 0,85) und in der Stichprobe der Eublepharidae am kleinsten (R 0,30). Interfamiliär unterschieden sich zehn Familien-Paarungen in den Kopf-Rumpflängen signifikant (ANOVA, $F 10,51$; $p 1,24E-09$; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.3. Weibchengewicht

Das Gewichtsmittel aller untersuchten Weibchen betrug $\bar{x} = 12,39 \pm 20,09$ g (0,42–205,78 g, $n = 149$). Die Gruppenmittel entsprechend dem Schalentyp betragen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 17,06 \pm 29,64$ g (1,08–205,78 g, $n = 50$) und hartschaligen Eiern $\bar{x} = 10,03 \pm 12,39$ g (0,42–66,00 g, $n = 99$). Weibchen mit der Produktion weichschaliger Eier waren gegenüber Weibchen mit hartschaligen Eiern ~ 7 g schwerer. Der maximale Gewichtsunterschied zwischen Weibchen der Diplodactylidae und Sphaerodactylidae betrug ~ 16 g und der minimale zwischen Weibchen der Pygopodidae und Sphaerodactylidae $\sim 0,04$ g (Tab. 1). Entsprechend dem Eischalentyp unterschieden sich die Weibchen beider Stichprobengruppen im Gewicht signifikant (t-Test, $t 2,746$; $p 0,0067865$; $p < 0,01$).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Weibchengewichte (lg) variierten intrafamiliär. In der Stichprobe der Diplodactylidae war die Spannweite am größten (R 2,28) und in der Stichprobe der Carphodactylidae am kleinsten (R 0,79). Interfamiliär unterschieden sich vier Familien-Paarungen in den Weibchengewichten signifikant und die Paarungen waren mit den Kopf-Rumpflängen korreliert (ANOVA, $F 4,243$; $p 0,0005829$; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.4. Gelegegröße

Die Gelegegröße der Taxa aus der Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 1,66 \pm 0,36$ (1–2, $n = 149$). Die Gruppenmittel entsprechend dem Schalentyp betragen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 1,88 \pm 0,19$ (1,21–2,00, $n = 50$) und hartschaligen Eiern $\bar{x} = 1,54 \pm 0,38$ (1,00–2,00, $n = 99$). Fähig Doppelei-Gelege zu produzieren waren 131 (87,9 %) Taxa und ausschließlich

Einzelei-Gelege produzierten 18 (12,1 %) Taxa aus der Gesamtstichprobe. In der Gruppe weichschaliger Eier fehlten Taxa mit einer artspezifischen Produktion von Einzelei-Gelegen. Die Stichproben waren normalverteilt (Kolmogorov-Smirnov Test, D 0,46586; p 5,40E-07; $p < 0,01$) hatten aber keine gleiche Varianzhomogenität (F-Test, F 5,2771; p 3,94E-09; $p < 0,01$). Der maximale Unterschied in der Anzahl der Eier pro Gelege zwischen Pygopodidae und Sphaerodactylidae betrug $\sim 0,9$ und der minimale zwischen Diplodactylidae und Eublepharidae $\sim 0,02$ (Tab. 1). Die Gelegegröße unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 5,6147; p 1,97E-08; $p < 0,01$).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Gelegegrößen (lg) variierten intrafamiliär und war in der Stichprobe der Gekkonidae am größten (R 0,30) und in der Stichprobe der Pygopodidae am kleinsten (R 0,06). Interfamiliär unterschieden sich 11 Familien-Paarungen in den Gelegegrößen signifikant (ANOVA, F 30,51; p 2,46E-23; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.5. Eilänge

Die Eilänge der Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 15,08 \pm 6,56$ mm (4,85–37,10 mm, $n = 141$). Die Gruppenmittel der Eilänge entsprechend dem Schalentyp betragen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 21,82 \pm 6,44$ mm (12,80–37,10 mm, $n = 43$) und bei den hartschaligen Eiern $\bar{x} = 12,12 \pm 3,90$ mm (4,85–23,18 mm, $n = 98$). Die Eilänge weichschaliger Eier war gegenüber hartschaligen Eiern ~ 10 mm größer. Der maximale Längenunterschied zwischen Eiern der Carphodactylidae und Sphaerodactylidae betrug ~ 14 mm und der minimale zwischen Eiern der Eublepharidae und Pygopodidae ~ 1 mm (Tab. 1). Die Eilänge unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (t-Test, t 10,485; p 2,60E-19; $p < 0,01$).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Eilängen (lg) variierten intrafamiliär. In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite am größten (R 0,68) und in der Stichprobe der Carphodactylidae am kleinsten (R 0,21). Interfamiliär unterschieden sich neun Familien-Paarungen in der Eilänge signifikant (ANOVA, F 21,85; p 8,25E-18; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.6. Eibreite

Die Eibreite der Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 10,34 \pm 3,40$ mm (4,00–20,50 mm, $n = 141$). Das Gruppenmittel der Eibreite entsprechend dem Schalentyp lag für

die Taxa mit weichschaligen Eiern bei $\bar{x} = 10,86 \pm 3,50$ mm (4,67–19,58 mm, $n = 43$) und bei den hartschaligen Eiern $\bar{x} = 10,10 \pm 3,35$ mm (4,00–20,50 mm, $n = 98$). Die Eibreite weichschaliger Eier war gegenüber hartschaligen Eiern $\sim 0,8$ mm größer. Der maximale Breitenunterschied zwischen Eiern der Carphodactylidae und Pygopodidae betrug ~ 5 mm und der minimale zwischen Eiern der Eublepharidae und Pygopodidae $\sim 0,1$ mm (Tab. 1). Die Stichproben waren nicht normalverteilt (Kolmogorov-Smirnov Test, D 0,16588; p 0,35258; $p > 0,05$), hatten aber gleiche Varianzhomogenität (F-Test, F 1,0735; p 0,75939; $p > 0,05$). Die Eibreite unterschied sich abhängig vom Eischalentyp nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 1,2073; p 0,22733; $p > 0,05$).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Eibreiten (lg) variierten intrafamiliär. In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite am größten (R 0,71) und in der Stichprobe der Carphodactylidae am kleinsten (R 0,22). Interfamiliär unterschieden sich vier Familien-Paarungen in der Eibreite signifikant (ANOVA, F 4,231; p 0,0006212; $p < 0,01$). Die Eibreite der Eier war teilweise mit der Eilänge korreliert. In der Anzahl der Signifikanzschranken ($p < 0,05$ und $p < 0,01$) stimmten zwei von vier Familien-Paarungen überein (Tab. 2).

3.1.7. Eivolumen

Das Eivolumen betrug $\bar{x} = 1121 \pm 1160$ mm³ (41–7505 mm³, $n = 141$). Die Gruppenmittel der Eivolumen entsprechend dem Schalentyp betragen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 1716 \pm 1507$ mm³ (178–7505 mm³, $n = 43$) und bei den hartschaligen Eiern $\bar{x} = 860 \pm 855$ mm³ (41–4699 mm³, $n = 98$). Das Volumen weichschaliger Eier war gegenüber hartschaligen Eiern ~ 860 mm³ größer. Der maximale Unterschied der mittleren Volumina zwischen Eiern der Carphodactylidae und Sphaerodactylidae betrug ~ 1800 mm³ und der minimale zwischen Eiern der Pygopodidae und Phyllodactylidae ~ 120 mm³ (Tab. 1). Das Eivolumen unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (t-Test, t 4,2346; p 4,14E-05; $p < 0,01$).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Eivolumina (lg) variierten intrafamiliär. In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite am größten (R 2,06) und in der Stichprobe der Carphodactylidae am kleinsten (R 0,65). Interfamiliär unterschieden sich

fünf Familien-Paarungen im Eivolumen signifikant (ANOVA, F 6,464; p 5,24E-06; $p < 0,01$). Die Eivolumina waren teilweise mit den Eigrößen korreliert. Im Vergleich der Anzahl von Signifikanzen ($p < 0,05$ und $p < 0,01$) stimmte eine von den fünf Familien-Paarungen in der Eibreite und zwei weitere sowohl in der Eilänge als auch Eibreite überein (Tab. 2).

3.1.8. Eilänge/Eibreite

Für die Analyse der Beziehungen von der Eilänge zur Eibreite wurden die Eimaße unmittelbar nach der Oviposition verwendet. Im Anhang 2 ist die Eibreite als Prozentwert von der Eilänge erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen (EL/EB), Taxa und Stichprobengröße (n) wie oben (3.1.5.). In der Gesamtstichprobe betrug das Verhältnis EL/EB $\bar{x} = 1,48 \pm 0,49$ (1,00–3,63). Schalenspezifisch unterschied sich die Beziehung der beiden Variablen erheblich. Im Vergleich zur Eilänge war die Eibreite weichschaliger gegenüber hartschaligen Eiern kleiner (EL/EB $\bar{x} = 2,08 \pm 0,49$; 1,46–3,63 vs. $\bar{x} = 1,21 \pm 0,12$; 1,00–1,58) und der Unterschied zwischen beiden Schalengruppen war signifikant verschieden (t Test, t 20,461; p 9,09E-44; $p < 0,01$). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg EL$ 1,14* $\lg EB$ 0,99 (r^2 0,54728; t 12,963; p 1,09E-25) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression mit der Eilänge als unabhängige und der Eibreite als abhängige Variable war schalenspezifisch in beiden Fällen größer, bei weichschaligen Eiern $\lg EL$ 1,32* $\lg EB$ 1,01 (r^2 0,62873; t 8,3325; p 2,33E-10) aber schwächer und bei hartschaligen Eiern $\lg EL$ 1,06* $\lg EB$ 0,98 (r^2 0,91772; t 32,722; p 7,28E-54) stärker ausgeprägt (Diagramm 1). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis EL/EB für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt ($p < 0,01$), die Steigungsgleichheit ($p > 0,05$) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Der Prozentanteil der Eibreite von der Eilänge betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 73,4 \pm 17,6$ % (28,0–100 %). Er war bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 50,3 \pm 9,6$; 28,0–68,5 %) um ~33 % geringer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 83,5 \pm 7,9$; 63,3–100 %). Die Beziehung von Eilänge und Eibreite variierte interfamilär (Diagramm 2). Die Eier der Pygopodidae waren walzenförmig mit abgerundeten Eipolen und die Eier der Gekkonidae hatten eine tendenziell mehr sphärische Form (Tab. 1).

Interfamiliär unterschieden sich 15 Familien-Paarungen in der Beziehung der beiden Variablen signifikant (ANOVA, F 110,7; p 1,91E-49; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.9. Kopf-Rumpflänge/Eilänge

Die anfängliche Eilänge war mit der Kopf-Rumpflänge der adulten Weibchen positiv allometrisch korreliert. Im Anhang 2 ist die Eilänge als Prozentwert der Kopf-Rumpflänge erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen (KRL/EL), Taxa und Stichprobengröße (n) wie oben (3.1.5.).

Das Verhältnisses KRL/EL für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 4,99 \pm 1,16$ (2,87–9,44). Bezogen auf die Kopf-Rumpflänge war die Eilänge weichschaliger gegenüber hartschaligen Eiern größer (KRL/EL $\bar{x} = 4,65 \pm 1,27$; 2,87–9,04 vs. $\bar{x} = 5,14 \pm 1,08$; 3,28–9,44). Das Verhältnis KRL/EL unterschied sich schalenspezifisch signifikant (t Test, t 2,7729; p 0,0063181; $p < 0,01$). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg KRL$ 1,83* $\lg EL$ 1,14 (r^2 0,7526; t 20,564; p 5,36E-44) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Der Schalentyp beeinflusste das Verhältnis der Kopf-Rumpflänge zur Eilänge, die Regression zeigte aber in beiden Fällen einen weniger steilen Anstieg. Die lineare Regression der Beziehung beider Variablen war bei weichschaligen Eiern $\lg KRL$ 1,97* $\lg EL$ 1,32 (r^2 0,5221; t 6,693; p 4,48E-08) schwächer und bei hartschaligen Eiern $\lg KRL$ 1,76* $\lg EL$ 1,06 (r^2 0,7397; t 16,517; p 8,24E-30) stärker ausgeprägt (Diagramm 3). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis KRL/EL für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt ($p < 0,01$), die Steigungsgleichheit ($p > 0,05$) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Der Prozentanteil der Eilänge von der Kopf-Rumpflänge betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 21,1 \pm 4,6$ (10,6–34,8%). Abhängig vom Schalentyp war der Prozentanteil der Eilänge von der Kopf-Rumpflänge bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 22,9 \pm 5,4$; 11,1–34,8%) um ~3 % größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 20,2 \pm 3,9$; 10,6–30,5%). Die Beziehung von Eilänge und Kopf-Rumpflänge variierte interfamilär. Bezogen auf die Kopf-Rumpflänge produzierten die Carphodactylidae die längsten und die Pygopodidae die kürzesten Eier (Tab. 1, Diagramm 4). Interfamiliär unterschieden sich fünf Familien-Paarungen in der Beziehung der beiden Variablen signifikant (ANOVA, F 9,994; p 4,15E-09; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.10. Kopf-Rumpflänge/Eibreite

Die anfängliche Eibreite als zweite morphometrische Achsenvariable der Eigröße war stärker mit Kopf-Rumpflänge der Weibchen korreliert als die Eilänge. Bei weichschaligen und hartschaligen Eiern war die Eibreite proportional ähnlich groß, aber bei ersteren in Beziehung zur Kopf-Rumpflänge proportional geringer. Im Anhang 2 ist die Eibreite als Prozentwert der Kopf-Rumpflänge erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen (KRL/EB), Taxa und Stichprobengröße (n) wie oben (3.1.5.).

Das Verhältnisses KRL/EB für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 7,33 \pm 3,37$ (4,28–34,35). Bezogen auf die Kopf-Rumpflänge war die Eibreite weichschaliger Eier gegenüber hartschaligen Eiern kleiner (KRL/EB $\bar{x} = 10,03 \pm 4,96$; 5,14–34,35 vs. $\bar{x} = 6,13 \pm 1,02$; 4,28–9,89). Das Verhältnis KRL/EB unterschied sich schalenspezifisch signifikant (t Test, t 9,3128; 2,63E-16; $p < 0,01$). Unabhängig vom Schalentyp ergab die Regressionsanalyse $\lg KRL$ $1,83 * \lg EB$ 0,99 (r^2 0,5371; t 12,7; 5,16E-25) bezogen auf die Gesamtstichprobe einen geringeren linearen Anstieg gegenüber dem Verhältnis KRL/EL. Die lineare Regression der Beziehung war bei weichschaligen Eiern $\lg KRL$ $1,97 * \lg EB$ 1,01 (r^2 0,2674; t 3,8685; p 0,000384) schwächer und bei hartschaligen Eiern $\lg KRL$ $1,76 * \lg EB$ 0,98 (r^2 0,8369; t 22,193; p 1,40E-39) stärker ausgeprägt (Diagramm 5). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis KRL/EB für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte ($p < 0,01$) und Steigungsgleichheit ($p < 0,01$) abgelehnt wird (Tab. 3).

Im Vergleich beider Eimaße mit der Weibchengröße war die Eibreite wesentlich stärker als die Eilänge mit der Kopf-Rumpflänge korreliert. Der Prozentanteil der Eibreite von der Kopf-Rumpflänge betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 15,1 \pm 3,8\%$ (4,4–23,4%). Abhängig vom Schalentyp war der Prozentanteil der Eibreite von der Kopf-Rumpflänge bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 11,6 \pm 3,7$; 4,4–19,4%) um ~5% kleiner als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 16,7 \pm 2,6$; 10,1–23,4%). Bezogen auf die Kopf-Rumpflänge des Weibchens produzierten die Pygopodidae die schmalsten und die Sphaerodactylidae die breitesten Eier (Tab. 1, Diagramm 6.). Interfamiliär unterschieden sich 13 Familien-Paarungen in der Beziehung beider Variablen zueinander signifikant (ANOVA, F 47,51; p 7,35E-31 09; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.11. Kopf-Rumpflänge/Eivolumen

Für die statistische Analyse wurden die Maße der Kopf-Rumpflängen der Weibchen in Zentimeter und das Eivolumen in Kubikzentimeter umgerechnet. Im Anhang 2 ist das Eivolumen als Prozentwert der Kopf-Rumpflänge erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen (KRL/EV), Taxa und Stichprobengröße (n) wie oben (3.1.5.).

Das Verhältnisses KRL/EV für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 12,98 \pm 8,83$ (1,89–40,61). Bezogen auf die Kopf-Rumpflänge war das Eivolumen von weichschaligen gegenüber hartschaligen Eiern größer (KRL/EV $\bar{x} = 11,11 \pm 10,41$; 2,46–43,04 vs. $\bar{x} = 12,91 \pm 9,09$; 2,78–52,91). Die Beziehung der Kopf-Rumpflänge zum Eivolumen unterschied sich schalenspezifisch signifikant (t Test, t 2,1102; p 0,036631; $p < 0,05$). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg KRL$ $0,83 * \lg EV$ -0,16 (r^2 0,7060; t 18,268; p 9,08E-39) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Schalenspezifisch lag bei der Beziehung vom Eivolumen zur Kopf-Rumpflänge eine größere Affinität zum Merkmal KRL/EB als zum Merkmal KRL/EL vor. Die lineare Regression der Beziehung war bei weichschaligen Eiern $\lg KRL$ $0,97 * \lg EV$ 0,07 (r^2 0,3737; t 4,946; p 1,33E-05) schwächer und bei hartschaligen $\lg KRL$ $0,76 * \lg EV$ -0,26 (r^2 0,8223; t 21,079; p 8,56E-38) stärker ausgeprägt (Diagramm 7). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis KRL/EV für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte ($p < 0,05$) und Steigungsgleichheit ($p < 0,05$) abgelehnt werden (Tab. 3).

Der Prozentanteil des Eivolumens von der Kopf-Rumpflänge betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 13,0 \pm 8,8\%$ (1,9–40,6%). Abhängig vom Schalentyp war der Prozentanteil vom Eivolumen von der Kopf-Rumpflänge bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 16,1 \pm 10,6$; 2,3–40,6%) um ~5% größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 11,6 \pm 7,6$; 1,9–35,9%). Die Pygopodidae produzierten mit der relativ größten Kopf-Rumpflänge (siehe oben) die kleinsten Eier und die Carphodactylidae die größten Eier (Tab. 1, Diagramm 8). Interfamiliär unterschieden sich sechs Familien-Paarungen in der Beziehung der beiden Variablen signifikant (ANOVA, F 8,447; p 8,85E-08; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.12. Eianfangsgewicht

Das Eianfangsgewicht unmittelbar nach der Oviposition in der Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 1,2679 \pm 1,3719$ g (0,0345–8,3849 g, n = 94). Die Gruppenmittel vom Eianfangsgewicht entsprechend dem Schalentyp betragen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 2,0845 \pm 1,7173$ g (0,2667–8,3849 g, n = 37) und bei hartschaligen Eiern $\bar{x} = 0,7377 \pm 0,7092$ g (0,0345–3,1430 g, n = 57). Weichschalige Eier waren gegenüber hartschaligen Eiern $\sim 1,5$ g schwerer. Der maximale Unterschied zwischen den mittleren Eianfangsgewichten der Eier von den Carphodactylidae und Sphaerodactylidae betrug $\sim 2,2$ g und der minimale der Eier von den Gekkonidae und Sphaerodactylidae $\sim 0,02$ g (Tab. 1). Das Eianfangsgewicht unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (t-Test, t 6,0325; p 4,15E-08; p < 0,01).

Die Spannweite zwischen den Maxima der Eianfangsgewichte (lg) variierten intrafamiliär. In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite am größten (R 1,93) und in der Stichprobe der Carphodactylidae am kleinsten (R 0,63). Von den Familien produzierten die Carphodactylidae die schwersten und die Sphaerodactylidae die leichtesten Eier (Tab. 1). Interfamiliär unterschieden sich sechs Familien-Paarungen in den Eianfangsgewichten signifikant (ANOVA, F 8,232; p 4,60E-07; p < 0,01; Tab. 2 ANOVA).

3.1.13. Weibchengewicht/Eianfangsgewicht

Das anfängliche Eigewicht war mit dem Gewicht des Weibchens korreliert. Im Anhang 2 ist das Eianfangsgewicht als Prozentwert vom Weibchengewicht erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Index der Rohdaten ($G\text{♀}/\text{EGA}$).

Die Weibchen mit der Produktion weichschaliger Eier waren etwa doppelt so schwer ($\bar{x} = 20,33 \pm 33,34$; 1,38–205,78 g, n = 37) wie die Weibchen mit der Produktion hartschaliger Eier ($\bar{x} = 9,35 \pm 12,14$; 0,42–56,93 g, n = 57). Weichschalige Eier hatten ein größeres Eianfangsgewicht ($\bar{x} = 2,0845 \pm 1,7173$; 0,2667–8,3849 g, n = 37) als hartschalige Eier ($\bar{x} = 0,7377 \pm 0,7092$; 0,0345–3,1430 g, n = 57).

Das Verhältnisses $G\text{♀}/\text{EGA}$ für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 10,12 \pm 4,97$ (3,35–25,22, n = 94). Im Vergleich zum Weibchengewicht war das Eianfangsgewicht weichschaliger gegenüber hartschaligen Eiern größer ($G\text{♀}/\text{EGA}$ $\bar{x} = 9,13 \pm 4,95$; 3,35–24,54 vs. $\bar{x} =$

10,76 \pm 4,91; 4,63–25,22) und unterschied sich schalenspezifisch signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 1,9889; p 0,046707; p < 0,05). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg G\text{♀}$ 0,84* $\lg \text{EGA}$ -0,12 (r^2 0,85488; t 23,28; p 2,46E-40) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression der Proportion war bei weichschaligen Eiern $\lg G\text{♀}$ 1,09* $\lg \text{EGA}$ 0,18 (r^2 0,73643; t 9,889; p 1,13E-11) schwächer und bei hartschaligen Eiern $\lg G\text{♀}$ 0,68* $\lg \text{EGA}$ -0,32 (r^2 0,89492; t 21,643; p 1,40E-28) stärker ausgeprägt (Diagramm 12). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis $G\text{♀}/\text{EGA}$ für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt (p < 0,01), die Steigungsgleichheit (p > 0,05) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Der Prozentanteil des Eianfangsgewichts vom Weibchengewicht betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 12,1 \pm 5,4\%$ (4,0–29,8%). Abhängig vom Eischalentyp war der Prozentanteil des Eianfangsgewichts vom Weibchengewicht bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 13,7 \pm 6,2$; 4,1–29,8%) um $\sim 3\%$ größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 11,1 \pm 4,5$; 4,0–21,6%). Die Pygopodidae produzierten im Vergleich zum Weibchengewicht die schwersten Eier (18,8% vom $G\text{♀}$) und die Diplodactylidae die leichtesten Eier (8,8% vom $G\text{♀}$) (Tab. 1, Diagramm 13). Interfamiliär unterschieden sich acht Familien-Paarungen in der Beziehung der beiden Variablen signifikant (ANOVA, F 9,558; p 4,66E-08; p < 0,01; Tab. 2).

3.1.14. Eiendgewicht

Das Endgewicht weichschaliger Eier war größer als ihr Anfangsgewicht (d.h. eine Gewichtszunahme durch Absorption von Wasser), umgekehrt kleiner bei hartschaligen Eiern (d.h. ein Gewichtsverlust durch Dehydratation von Wasser). Daraus resultiert ein 100%iger Gewichtsunterschied zwischen beiden Eischalentypen der Eier am Inkubationsende. Die ANOVAs zur Signifikanzprüfung wurden deshalb gesondert in beiden Eischalentypen-Gruppierungen durchgeführt.

Das Eiendgewicht bei Arten mit weichschaligen Eiern betrug $\bar{x} = 3,1082 \pm 2,3678$ g (0,6393–10,8589 g, n = 22). Der maximale Unterschied der Eiendgewichte zwischen weichschaligen Eiern der Carphodactylidae und Pygopodidae betrug $\sim 2,3$ g und der minimale von Eiern der Diplodactylidae und Pygopodidae $\sim 1,4$ g (Tab. 1). Das Eiendgewicht (lg) von weichschaligen Eiern der Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae

und Eublepharidae unterschied sich nicht signifikant (ANOVA, $F_{1,238}$; $p = 0,3251$; $p > 0,05$; Tab. 2).

Das Eiendgewicht bei Arten mit hartschaligen Eiern betrug $\bar{x} = 0,6975 \pm 0,6653$ g ($0,0971$ – $2,8714$ g, $n = 48$). Der maximale Unterschied der Eiendgewichte zwischen hartschaligen Eiern der Phyllodactylidae und Sphaerodactylidae betrug $\sim 0,38$ g und der minimale von Eiern der Gekkonidae und Sphaerodactylidae $\sim 0,09$ g (Tab. 1). Das Eiendgewicht (lg) hartschaliger Eier der drei Familien unterschied sich bei der Familien-Paarung Phyllodactylidae + Sphaerodactylidae signifikant (ANOVA, $F_{3,184}$; $0,0500$; $p < 0,05$; Tab. 2).

Weichschalige Eier nahmen im Verlauf der Inkubation um $\bar{x} = 0,9132 \pm 0,6368$ g ($0,1993$ – $2,4739$ g) zu und hartschalige Eier erlitten einen Gewichtsverlust von $\bar{x} = 0,0791 \pm 0,0957$ g ($0,0016$ – $0,4085$ g) (Diagramm 9). Die absolute Gewichtszunahme weichschaliger Eier war proportional nicht äquivalent zum Gewichtsverlust hartschaliger Eier (ANCOVA, F_{214} ; $p = 1,53E-22$; $p < 0,01$; Homogenität $F_{42,43}$; $p = 1,18E-08$; $p < 0,01$; Diagramm 10).

Geprüft wurden auch die schalenspezifischen Gewichtsveränderungen in Abhängigkeit zum Eivolumen. Die Differenz zwischen den maximalen und minimalen Eianfangsvolumenwerten der Eier betrug bei weichschaligen Eiern 7327 mm³ und bei hartschaligen 2950 mm³, während die entsprechenden Gewichtsveränderungen im Inkubationsverlauf (+) $2,2746$ g bzw. (–) $0,4069$ g betragen. Die Steigungen der beiden Regressionen sind unterschiedlich. Bei weichschaligen Eiern konnte eine von den Größenvariablen abhängige lineare Veränderung der Gewichtsvariablen nachgewiesen werden (d.h. mit zunehmenden Start-Eivolumen nahm bei den Eiern die Resorptionsrate von Wasser im Verlauf der Embryogenese zu). Demgegenüber war bei hartschaligen Eiern kein unmittelbares Abhängigkeitsverhältnis von den Größenvariablen zu den Gewichtsveränderungen festzustellen (d.h. die Dehydratationsrate von Wasser der Eier während der Embryogenese verringerte sich unabhängig vom Start-Eivolumen). Die asymmetrischen Gewichtsveränderungen hartschaliger Eier basierten überwiegend auf anderen Einflussgrößen (Diagramm 11).

3.1.15. Schlupfgröße Jungtier

Die Kopf-Rumpflänge frisch geschlüpfter Jungtiere aus der Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 31,45 \pm 13,47$ mm ($13,25$ – $86,60$ mm, $n = 104$). Die Gruppenmittel der Kopf-Rumpflänge entsprechend dem Schalentyp betru-

gen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 44,10 \pm 16,03$ mm ($23,61$ – $86,60$ mm, $n = 28$) und bei den hartschaligen $\bar{x} = 26,93 \pm 9,12$ mm ($13,25$ – $50,00$ mm, $n = 76$). Die Jungtiere weichschaliger Eier waren gegenüber denen aus hartschaligen Eiern ~ 17 mm größer. Der maximale Unterschied zwischen den mittleren Kopf-Rumpflängen von Jungtieren der Pygopodidae und Sphaerodactylidae betrug ~ 30 mm und der minimale von Jungtieren der Diplodactylidae und Carphodactylidae $\sim 0,5$ mm (Tab. 1). Die Kopf-Rumpflänge der Schlüpflinge unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (t-Test, $t_{6,2695}$; $p = 8,80E-09$; $p < 0,01$).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Kopf-Rumpflängen (lg) variierten intrafamiliär. In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite am größten ($R_{0,58}$) und in der Stichprobe der Carphodactylidae am kleinsten ($R_{0,20}$). Die Pygopodidae produzierten die größten und die Sphaerodactylidae die kleinsten Jungtiere (Tab. 1). Interfamiliär unterschieden sich sieben Familien-Paarungen in den Größen der frisch geschlüpften Jungtiere signifikant (ANOVA, $F_{8,789}$; $p = 1,20E-07$; $p < 0,01$; Tab. 2). Die Kopf-Rumpflänge der Schlüpflinge war am stärksten mit der Kopf-Rumpflänge der Weibchen korreliert (sieben gleiche Signifikanzschranken bei den Familien-Paarungen). Von den morphometrischen Eimaßen (EL, EB, EV) war die Übereinstimmung mit der Eilänge am größten (sechs gleiche Signifikanzschranken bei den Familien-Paarungen).

3.1.16. Weibchen Kopf-Rumpflänge/Jungtier Kopf-Rumpflänge

Trotz beträchtlicher Körper- und Eigrößenunterschiede (siehe oben) war keine Asymmetrie in der Proportion von der Kopf-Rumpflänge des Schlüpflings zur Kopf-Rumpflänge des Weibchens festzustellen. Im Anhang 2 ist die Schlüpflings-KRL als Prozentwert der Weibchen-KRL erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Rohdaten beider Variablen ($KRL_{\text{♀}}/KRL_{\text{J}}$).

In der Gesamtstichprobe betrug die Weibchen-KRL $\bar{x} = 73,3 \pm 36,8$ mm ($27,0$ – $270,0$ mm, $n = 104$) und die Schlüpfling-KRL $\bar{x} = 31,4 \pm 13,5$ mm ($13,3$ – $86,6$ mm, $n = 104$). Abhängig vom Schalentyp betrug bei den Taxa mit weichschaligen Eiern die Weibchen-KRL $\bar{x} = 106,9 \pm 47,6$ mm ($56,0$ – $270,0$ mm, $n = 28$) und die Schlüpfling-KRL $\bar{x} = 43,4 \pm 16,0$ mm ($23,6$ – $86,6$ mm,

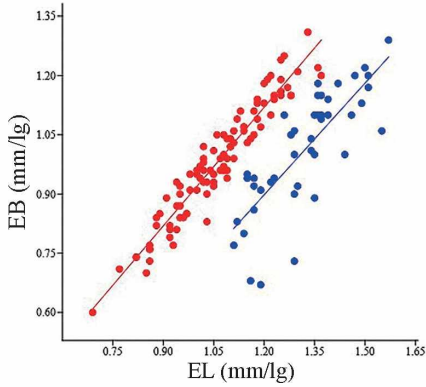


Diagramm 1: Scatter plot mit der Beziehung der Eilänge zur Eibreite abhängig vom Eischalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

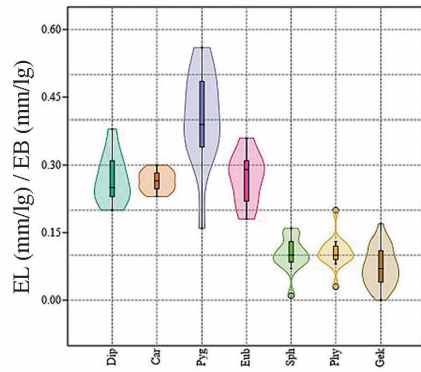


Diagramm 2: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Eilänge/Eibreite von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen: Dip = Diplodactylidae, Car = Carphodactylidae, Pyg = Pygopodidae, Eub = Eublepharidae, Sph = Sphaerodactylidae, Phy = Phyllodactylidae, Gek = Gekkonidae.

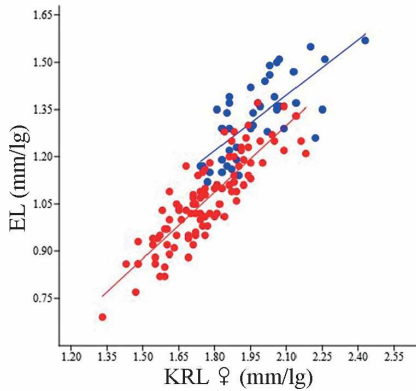


Diagramm 3: Scatter plot mit der Beziehung der Kopf-Rumpflänge von Weibchen zur Eilänge abhängig vom Schalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

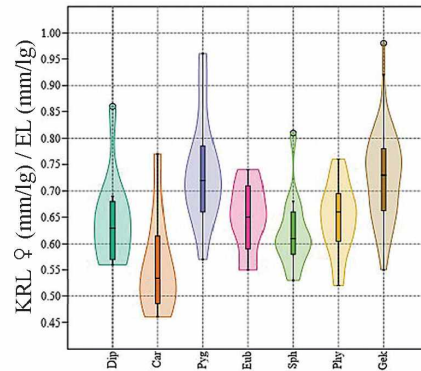


Diagramm 4: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Kopf-Rumpflänge/Eilänge von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

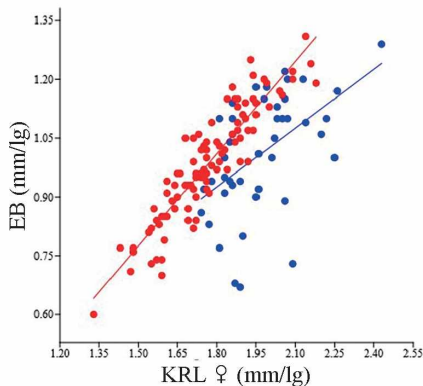


Diagramm 5: Scatter plot mit der Beziehung der Kopf-Rumpflänge von Weibchen zur Eibreite abhängig vom Schalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

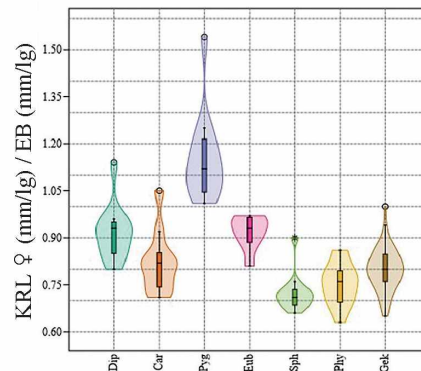


Diagramm 6: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Kopf-Rumpflänge/Eibreite von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

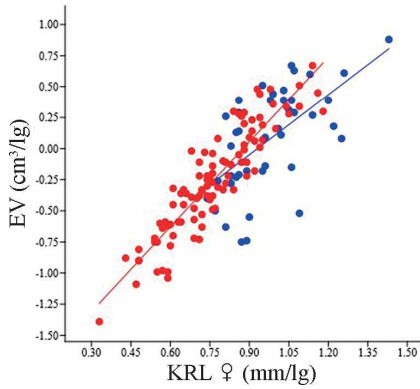


Diagramm 7: Scatter plot mit der Beziehung der Kopf-Rumpflänge von Weibchen zum Eivolumen abhängig vom Schalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

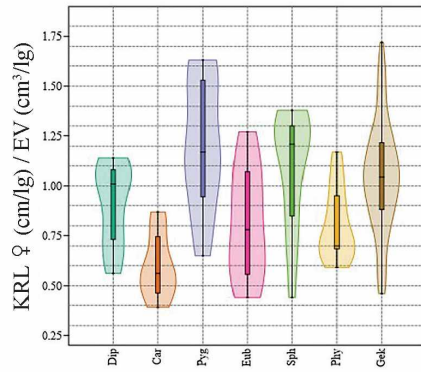


Diagramm 8: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Kopf-Rumpflänge/Eivolumen von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

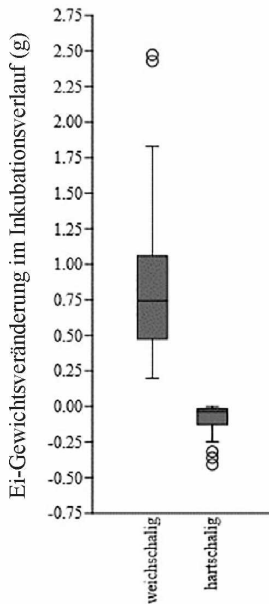


Diagramm 9: Gewichtszunahme weichschaliger Geckoeier vs. Gewichtsverlust hartschaliger Geckoeier im Verlauf der Inkubation. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1.

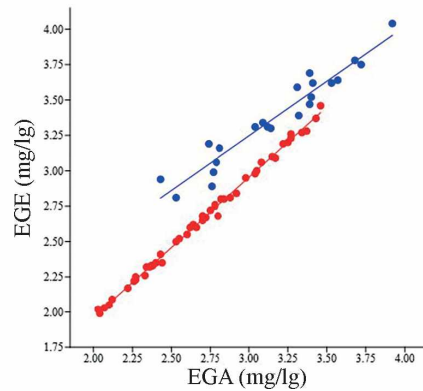
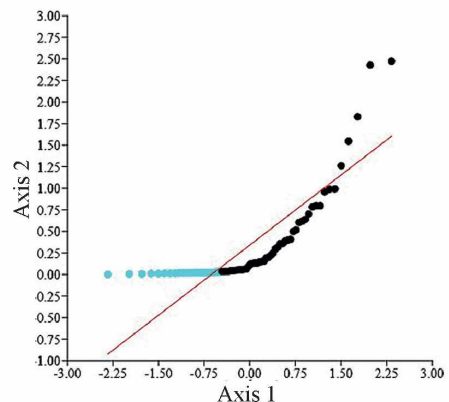


Diagramm 10: Scatter plot mit den massespezifischen Anteilen der Gewichtsveränderungen weichschaliger Geckoeier (blau) und hartschaliger Geckoeier (rot) im Verlauf der Inkubation von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

Diagramm 11 (rechts): Geometrische Darstellung der Gewichtsveränderungen weichschaliger (hellblau) und hartschaliger Geckoeier (schwarz) in Abhängigkeit zum Eivolumen basierend auf der Regression der kleinsten Quadrate. Axis 1 = statistische Mediane normaler Ordnung, Axis 2 = Werte der Ei-Gewichtsveränderung (g) in Abhängigkeit zum Eivolumen (mm³). Die Trendlinie, die durch den bivariaten Schwerpunkt (weichschaliger/hartschaliger Eityp) verläuft, deren Steigung die Summe der Quadrate über den gesamten Datensatz minimiert, stellt die Beziehungen der beiden eischalenspezifischen Variablen dar. Weitere Informationen siehe Text.



n = 28) bzw. bei Taxa mit hartschaligen Eiern entsprechend $\bar{x} = 60,9 \pm 21,6$ mm (27,0–136,5 mm, n = 76) und $\bar{x} = 27,0 \pm 9,1$ mm (13,3–50,0 mm, n = 76).

Das Verhältnis KRL ♀/KRLJ für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 2,34 \pm 0,43$ (1,20–4,20). Bezogen auf die Weibchen-KRL war die Schlüpfings-KRL aus weichschaligen gegenüber hartschaligen Eiern kleiner (KRL ♀/KRLJ $\bar{x} = 2,45 \pm 0,40$; 1,95–4,20 vs. $\bar{x} = 2,30 \pm 0,44$; 1,20–3,19), die beiden Stichproben unterschieden sich aber nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 1,1652; p 0,24393; p > 0,05). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg KRL \text{ ♀ } 1,82 * \lg KRLJ 1,46$ (r^2 0,79054; t 19,62; p 2,10E–36) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression der Beziehung war bei weichschaligen Eiern $\lg KRL \text{ ♀ } 2,00 * \lg KRLJ 1,61$ (r^2 0,87737; t 13,639; p 2,34E–13) stärker und bei hartschaligen Eiern $\lg KRL \text{ ♀ } 1,76 * \lg KRLJ 1,61$ (r^2 0,64912; t 11,700; p 1,69E–18) schwächer ausgeprägt (Diagramm 14). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis KRL ♀/KRLJ für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt (p < 0,01), die Steigungsgleichheit (p > 0,05) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Der Prozentanteil der Schlüpfing-KRL von der Weibchen-KRL betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 44,2 \pm 9,9$ % (23,8–83,0 %). Abhängig vom Schalentyp war der Prozentanteil der Schlüpfing-KRL von der Weibchen-KRL bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 41,6 \pm 4,9$; 23,8–51,3 %) um ~4 % kleiner als bei hartschaligen Eiern (45,2 ± 11,1; 31,3–83,0 %). Im Vergleich zur Weibchen-KRL produzierten die Diplodactylidae die kleinsten (38,5 % von der Weibchen-KRL) und die Carphodactylidae die größten Jungtiere (47,0 % von der Weibchen-KRL) (Tab. 1, Diagramm 15). Interfamiliär unterschied sich keine der Familien-Paarungen in der Beziehung der beiden Variablen signifikant (ANOVA, F 1,073; p 0,3843; p > 0,05; Tab. 2).

3.1.17. Schlupfgewicht Jungtier

Das Gewicht frisch geschlüpfter Jungtiere aus der Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 0,9109 \pm 1,1398$ g (0,0582–7,4034 g, n = 87). Die Gruppenmittel vom Schlupfgewicht der Jungtiere entsprechend dem Schalentyp betrugen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 1,7541 \pm 1,6031$ g (0,2421–7,4034 g, n = 28) und bei den Taxa mit hartschaligen Eiern $\bar{x} = 0,5108 \pm 0,4731$ g

(0,0582–2,5485 g, n = 59). Die Jungtiere weichschaliger Eier waren gegenüber denen aus hartschaligen Eiern ~1,2 g schwerer. Der maximale Unterschied der mittleren Schlupfgewichte zwischen Jungtieren der Carphodactylidae und Sphaerodactylidae betrug ~2 g und der minimale von Jungtieren der Diplodactylidae und Eublepharidae ~0,05 g (Tab. 1). Das Gewicht frisch geschlüpfter Jungtiere unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (t-Test, t 5,984; p 5,01E–08; p < 0,01).

Die Spannweiten zwischen den Maxima der Kopf-Rumpflängen (lg) variierten intrafamiliär. In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite am größten (R 1,36) und in der Stichprobe der Carphodactylidae am kleinsten (R 0,39). Die Carphodactylidae produzierten die schwersten und die Gekkonidae die leichtesten Jungtiere (Tab. 1). Interfamiliär unterschieden sich acht Familien-Paarungen in den Gewichtsmitteln der frisch geschlüpften Jungtiere signifikant (ANOVA, F 7,76; p 1,36E–06; p < 0,01). Das Schlupfgewicht war teilweise mit der Schlupfgröße der Jungtiere korreliert. In der Anzahl der Signifikanz (p < 0,05 und p < 0,01) stimmten sechs von acht Familien-Paarungen überein (Tab. 2).

3.1.18. Eianfangsgewicht/Schlupfgewicht Jungtier

Das Schlupfgewicht der Jungtiere war mit dem Eianfangsgewicht korreliert. Im Anhang 2 ist das Jungtiergewicht als Prozentwert vom Eianfangsgewicht erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Rohdaten (EGA/GJ).

In der Gesamtstichprobe betrug das Eianfangsgewicht $\bar{x} = 1,2376 \pm 1,3927$ g (0,0930–8,3849 g, n = 76) und das Schlupfgewicht der Jungtiere $\bar{x} = 0,9517 \pm 1,2066$ g (0,0582–7,4034 g, n = 76). Die weichschaligen Eier aus der Gesamtstichprobe waren schwerer ($\bar{x} = 2,2281 \pm 1,8326$; 0,2667–8,3849 g, n = 26) als die hartschaligen Eier ($\bar{x} = 0,7225 \pm 0,6811$; 0,0930–3,1430 g, n = 50). Parallel waren die Jungtiere weichschaliger Eier schwerer ($\bar{x} = 1,8367 \pm 1,6328$; 0,2421–7,4034 g) als die Jungtiere aus hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 0,4915 \pm 0,4863$; 0,0582–2,5485 g).

Das Mittel des Verhältnisses EGA/GJ für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 1,42 \pm 0,24$ (0,71–2,44). Im Vergleich zum Eianfangsgewicht war das Schlupfgewicht der Jungtiere weichschaliger gegenüber hartschaligen Eiern größer (EGA/GJ $\bar{x} = 1,28 \pm 0,30$; 0,71–2,44 vs.

$\bar{x} = 1,50 \pm 0,15; 1,21-1,89$). Die Beziehung vom Eianfangsgewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere unterschied sich schalenspezifisch signifikant (t Test, $t = 4,7549; p = 9,55E-06; p < 0,01$). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg EGA - 0,14 * \lg GJ - 0,28$ ($r^2 = 0,97881; t = 58,462; p = 1,09E-63$) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression der Proportion war bei weichschaligen Eiern $\lg EGA 0,21 * \lg GJ 0,11$ ($r^2 = 0,94309; t = 19,943; p = 1,91E-16$) schwächer und bei hartschaligen $\lg EGA - 0,32 * \lg GJ - 0,49$ ($r^2 = 0,98733; t = 61,151; p = 3,40E-47$) stärker ausgeprägt (Diagramm 16). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis EGA/GJ für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt ($p < 0,01$), die Steigungsgleichheit ($p > 0,05$) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Der Prozentanteil des Schlupfgewichts der Jungtiere vom Eianfangsgewicht betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 71,0 \pm 11,0 \%$ (41,0–100,5 %). Abhängig vom Schalentyp war der Prozentanteil des Schlupfgewichts der Jungtiere vom Eianfangsgewicht bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 78,9 \pm 12,4; 41,0-100,5 \%$) um ~12 % größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 66,9 \pm 7,4; 48,4-81,9 \%$). Der Schalentyp beeinflusste das Verhältnis EGA/GJ. Die Jungtiere aus weichschaligen Eiern waren schwerer (>75 % vom Eianfangsgewicht) als die Jungtiere aus hartschaligen Eiern (<71 % vom Eianfangsgewicht). Im Verhältnis zum Eianfangsgewicht schlüpften aus den Eiern der Eublepharidae die schwersten Jungtiere ($\bar{x} = 84,3\%$ vom EGA), wobei *Goniurosaurus araneus*-Schlüpflinge sogar schwerer als das Eianfangsgewicht waren ($\bar{x} = 100,5\%$ vom EGA, siehe Gewichtszunahme weichschaliger Eier). Die leichtesten Jungtiere schlüpften aus den Eiern der Phyllodactylidae ($\bar{x} = 64,6\%$ vom EGA) (Tab. 1, Diagramm 17). Interfamiliär unterschied sich eine Familien-Paarung in der Beziehung der beiden Variablen signifikant (ANOVA, $F = 3,864; p = 0,002211; p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.19. Weibchengewicht/Schlupfgewicht Jungtier

Das Schlupfgewicht der Jungtiere war nicht mit dem Weibchengewicht korreliert. Im Anhang 2 ist das Schlupfgewicht der Jungtiere als Prozentwert vom Weibchengewicht erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen ($G♀/GJ$).

In der Gesamtstichprobe betrug das Weibchengewicht

$\bar{x} = 13,46 \pm 23,81 \text{ g}$ (0,55–205,78 g, $n = 87$) und das Schlupfgewicht der Jungtiere $\bar{x} = 0,9109 \pm 1,1398 \text{ g}$ (0,0582–7,4034 g, $n = 87$). Die für den Vergleich benutzten Weibchen der Taxa aus der Gesamtstichprobe mit der Produktion weichschaliger Eier waren schwerer ($\bar{x} = 22,80 \pm 37,93; 1,38-205,78 \text{ g}$, $n = 28$) als die Weibchen, die hartschalige Eier produzierten ($\bar{x} = 9,03 \pm 10,43; 0,55-43,32 \text{ g}$, $n = 59$). Analog waren die Jungtiere weichschaliger Eier schwerer ($\bar{x} = 1,7541 \pm 1,6031; 0,2421-7,4034 \text{ g}$) als die Jungtiere hartschaliger Eier ($\bar{x} = 0,5108 \pm 0,4731; 0,0582-2,5485 \text{ g}$).

Das Mittel des Verhältnisses $G♀/GJ$ für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 14,63 \pm 7,44$ (4,38–44,97). Weibchen, die weichschalige Eier produzierten investierten mehr in das Schlupfgewicht der Jungtiere als Weibchen mit hartschaligen Eiern ($G♀/GJ \bar{x} = 11,98 \pm 6,43; 4,38-27,80$ vs. $\bar{x} = 15,89 \pm 7,60; 5,98-44,97$). Die Beziehung vom Weibchengewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere unterschied sich schalenspezifisch signifikant (t-Test, $t = 2,9343; p = 0,0042968; p < 0,01$). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg G♀ 0,83 * \lg GJ - 0,29$ ($r^2 = 0,83195; t = 20,513; p = 1,14E-34$) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression vom Verhältnisse $G♀/GJ$ war bei weichschaligen Eiern $\lg G♀ 1,11 * \lg GJ 0,08$ ($r^2 = 0,75167; t = 8,8714; p = 2,41E-09$) schwächer und bei hartschaligen $\lg G♀ 0,70 * \lg GJ - 0,46$ ($r^2 = 0,86491; t = 19,103; p = 1,88E-26$) stärker ausgeprägt (Diagramm 18). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis $G♀/GJ$ für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt ($p < 0,01$), die Steigungsgleichheit ($p > 0,05$) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Der Prozentanteil des Schlupfgewichts der Jungtiere vom Weibchengewicht betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 8,5 \pm 4,1 \%$ (2,2–22,8 %). Abhängig vom Schalentyp war der Prozentanteil des Schlupfgewichts der Jungtiere vom Weibchengewicht bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 10,6 \pm 5,1; 3,6-22,8 \%$) um ~3 % größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 7,6 \pm 3,3; 2,2-17,0 \%$). Im Verhältnis zum Weibchengewicht schlüpften aus den weichschaligen Eiern der Carphodactylidae die schwersten ($\bar{x} = 13,4\%$ vom $G♀$) und aus den Eiern der Diplodactylidae die leichtesten Jungtiere ($\bar{x} = 6,0\%$ vom $G♀$). Aus den hartschaligen Eiern schlüpften die schwersten Jungtiere bei den Sphaerodactylidae ($\bar{x} = 10,0\%$ vom $G♀$) und die leichtesten bei den Gekkonidae ($\bar{x} = 6,5$

% vom G♀) (Tab. 1, Diagramm 19). Interfamiliär unterschieden sich fünf Familien-Paarungen in der Beziehung der beiden Variablen signifikant (ANOVA, F 7,822; p 1,22E-06; p < 0,01; Tab. 2).

3.1.20. Nassgewicht der Eischale

Proben von Eischalen standen nicht von allen Familien zur Verfügung. Von den Pygopodidae konnte das Nass- und Trockengewicht von Eischalen nicht ermittelt werden und von den Carphodactylidae standen dafür lediglich von einer Art (*Underwoodisaurus milii*) Daten zur Verfügung. Der interfamiliäre Vergleich erfolgte unter Ausschluss beider Familien.

Die Eischalen unmittelbar nach dem Ausschlüpfen der Jungtiere aus der Gesamtstichprobe hatten ein Nassgewicht von $\bar{x} = 0,1054 \pm 0,1566$ g (0,0070–1,1790 g, n = 71). Die Gruppenmittel vom Nassgewicht der Eischale entsprechend dem Schalentyp betragen bei den Taxa mit weichschaligen Eiern $\bar{x} = 0,1622 \pm 0,2522$ g (0,0154–1,1790 g, n = 22) und bei den hartschaligen $0,0799 \pm 0,0760$ g (0,0070–0,2513 g, n = 49). Das Nassgewicht der Schale weichschaliger Eier war gegenüber dem von hartschaligen Eiern $\sim 0,08$ g schwerer. Der maximale Unterschied der mittleren Eischalengewichte von Diplodactylidae und Sphaerodactylidae betrug $\sim 0,138$ g und der minimale zwischen Phyllodactylidae und Gekkonidae $\sim 0,005$ g (Tab. 1). Für die statistische Analyse wurden die Schalengewichte in Milligramm umgerechnet und lg-transformiert. Das Nassgewicht der Eischale unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (t-Test, t 2,3939; p 0,019393; p < 0,05).

Beim weichschaligen Eityp hatten die Eier der Diplodactylidae das größte und die Eier der Carphodactylidae das geringste Nassgewicht. Beim hartschaligen Eityp hatten die Eier der Phyllodactylidae das größte und die Eier der Sphaerodactylidae das geringste Nassgewicht (Tab. 1). Die Spannweiten zwischen den Maxima der Eischalengewichte (lg) variierten intrafamiliär (exklusive Carphodactylidae und Pygopodidae). In der Stichprobe der Diplodactylidae war die Spannweite am größten (R 1,88) und in der Stichprobe der Eublepharidae am kleinsten (R 0,74). Interfamiliär unterschieden sich vier von zehn möglichen Familien-Paarungen in den Gewichtsmitteln des Nassgewichts der Eischale signifikant (ANOVA, F 4,629; p 0,002377; p < 0,01; Tab. 2).

3.1.21. Trockengewicht der Eischale

Die taxonomische Zusammensetzung und Stichprobengrößen (n) für die statistischen Vergleiche vom Trockengewicht der Eischalen entsprach der vom Nassgewicht der Eischale.

Die getrockneten Eischalen aus der Gesamtstichprobe hatten im Mittel ein Gewicht von $0,0885 \pm 0,1201$ g (0,0070–0,8630 g). Bei hartschaligen Eiern konnte kein Unterschied zwischen Nass- und Trockengewicht der Eischale ermittelt werden (siehe Material und Methoden). Interfamiliär veränderten sich die Beziehungen vom Trockengewicht proportional zum Nassgewicht der Eischalen infolge des Wasserverlustes ausschließlich bei flexiblen Schalen. Das Trockengewicht der Schale weichschaliger Eier war gegenüber dem von hartschaligen Eiern $\sim 0,03$ g schwerer. Der maximale Unterschied der mittleren Eischalengewichte zwischen Diplodactylidae und Sphaerodactylidae betrug $\sim 0,082$ g und der minimale zwischen Eublepharidae und Gekkonidae $\sim 0,001$ g (Tab. 1). Die Stichproben waren nicht normalverteilt (Kolmogorov-Smirnov Test, D 0,1744; p 0,70223; p > 0,05) aber gleiche Varianzhomogenität war gegeben (F-Test, F 1,0654; p 0,82661; p > 0,05). Im Vergleich des Trockengewichts der Eischalen unterschieden sich beide Eischalentypen-Stichprobengruppen nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 0,2798; p 0,77963; p > 0,05). Interfamiliär ließen sich Unterschiede im Trockengewicht zum Nassgewicht der Eischalen lediglich bei Taxa mit der Produktion weichschaliger Eier ermitteln (Tab. 1). Das Trockengewicht harter Eischalen war mit dem Nassgewicht korreliert (d.h. es war kein quantitativer Masseverlust von Wasser aus der Eischale bezogen auf das Startwasserpotential der Eischale messbar). Zwei von zehn Familien-Paarungen unterschieden sich in den Gewichtsmitteln des Trockengewichts der Eischale signifikant (ANOVA, F 2,978; p 0,02542; p < 0,01; Tab. 2). Der Verschiedenheit der Familien-Paarungen Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae sowie Sphaerodactylidae+Gekkonidae basierte nicht auf einer unterschiedlichen Absorptionsmenge von Wasser in die getrocknete Eischale, sondern aus dem Unterschied der Nassgewichte der Eischalen (äquivalent Trockengewichte).

3.1.22. Wasserpotential der Eischale

Das Verhältnis vom Nassgewicht zum Trockengewicht der Eischale war mit dem Schalentyp korreliert. Die Differenz zwischen beiden Gewichten war das Wasser-

potential (in %) der Eischale am Ende der Eientwicklung. Eischalen standen von sechs Familien zur Verfügung (exklusive Pygopodidae). Messbare Unterschiede zwischen Nass- und Trockengewicht der Eischale wurden bei den weichschaligen Eiern der Diplodactylidae, Carphodactylidae und Eublepharidae ermittelt aber nur die Stichprobengröße in den Familien Diplodactylidae und Eublepharidae war für einen statistischen Vergleich ausreichend groß. Bei hartschaligen Eiern der Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae konnten experimentell keine messbaren Gewichtsunterschiede zwischen Nassgewicht und Trockengewicht der Eischalen ermittelt werden. Aufgrund der Porosität hartschaliger Eier war davon auszugehen, dass Wasserdampf in den Schalenhohlräumen vorhanden war, dessen Menge aber messtechnisch nicht nachgewiesen werden konnte. Es wird davon ausgegangen, dass die Gewichts Differenz der vorhandenen Wassermenge vor und nach dem Schlupf der Jungtiere die Promillegrenze unterschritten hat (d.h. es wird der theoretische Wert 0 eingesetzt). Im Anhang 2 ist das Wasserpotential der Eischale als Prozentwert vom Nassgewicht der Eischale erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen (ESGn/ESGt).

Bei Arten von den Diplodactylidae (n = 14), Carphodactylidae (n = 1) und Eublepharidae (n = 7) betrug das Nassgewicht der Eischalen $\bar{x} = 0,1622 \pm 0,2522$ g (0,0154–1,1790 g, n = 22) und das Trockengewicht $\bar{x} = 0,1078 \pm 0,1853$ g (0,0088–0,8630 g, n = 22). Für die weiteren Analysen wurden nur Arten der Diplodactylidae und Eublepharidae verwendet. Die Eischalen der Diplodactylidae hatten ein größeres Nassgewicht ($\bar{x} = 0,1764 \pm 0,3176$; 0,0154–1,1790 g, n = 14) als die Eischalen der Eublepharidae ($\bar{x} = 0,1405 \pm 0,0524$; 0,0326–0,1806 g, n = 7) und analog größeres Trockengewicht $\bar{x} = 0,1204 \pm 0,2331$ g (0,0088–0,8630 g) bzw. $\bar{x} = 0,0876 \pm 0,0365$ g (0,0141–0,1193 g).

Das Mittel des Verhältnisses ESGn/ESGt von Taxa der Diplodactylidae, Carphodactylidae und Eublepharidae betrug $\bar{x} = 0,22 \pm 0,08$ (0,12–0,40). Diplodactylidae und Eublepharidae unterschieden sich nur schwach im Verhältnis vom Nassgewicht zum Trockengewicht der Eischalen ($\bar{x} = 1,69 \pm 0,39$; 1,33–2,52 bzw. $\bar{x} = 1,70 \pm 0,30$; 1,48–2,32). Für die Berechnung der linearen Regression wurden die Schalengewichte von Gramm in Milligramm umgerechnet. Die lineare Regression

des Verhältnisses ESGn/ESGt war bei Eiern der Diplodactylidae $\lg\text{ESGn} = 1,89 * \lg\text{ESGt} + 1,68$ ($r^2 = 0,96967$; t 19,588; p 1,78E–10) schwächer und bei Eiern der Eublepharidae $\lg\text{ESGn} = 2,10 * \lg\text{ESGt} + 1,87$ ($r^2 = 0,99122$; t 23,757; p 2,46E–06) stärker ausgeprägt (Diagramm 20). Die Stichproben waren nicht normalverteilt (Kolmogorov-Smirnov Test, D 0,42857; 0,271; p > 0,05) aber gleiche Varianzhomogenität war gegeben (F-Test, F 1,7972; p 0,48542; p > 0,05). Im Vergleich des Wasserpotentials der Eischalen unterschieden sich die Stichproben beider Familien nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 0,74971; 0,45343; p > 0,05) aber zu 100 % von allen hartschaligen Eischalen. Die Auswertung der ANCOVA mit Eischalen von den Taxa der Diplodactylidae und Eublepharidae ergab, dass im Proportionsverhältnis ESGn/ESGt für die Variablen beider Familien gleich angepasste Mittelwerte (p > 0,05) und Steigungsgleichheit (p > 0,05) angenommen wird (Tab. 3).

Der Prozentanteil des Wasserpotentials an der Eischale betrug bei den Arten der Diplodactylidae, Carphodactylidae und Eublepharidae $\bar{x} = 38,8 \pm 10,7\%$ (25,0–60,4%). Das Wasserpotential der Eischalen von Arten der Diplodactylidae und Eublepharidae war annähernd gleich groß und dass der Diplodactylidae ($\bar{x} = 38,2 \pm 12,2\%$; 25,0–60,4%) um ~1,5% kleiner als der von Schalen der Eublepharidae ($\bar{x} = 39,9 \pm 4,9\%$; 32,5–56,9%).

3.1.23. Eianfangsgewicht/Nassgewicht Eischale

Für die statistische Analyse des Verhältnisses EGA/ESGn standen Taxa von sechs Familien zur Verfügung (siehe Wasserpotential der Eischale). Das Nassgewicht der Eischale war mit dem Eianfangsgewicht korreliert. Im Anhang 2 ist das Nassgewicht der Eischale als Prozentwert vom Eianfangsgewicht erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen (EGA/ESGn).

In der Gesamtstichprobe betrug das Eianfangsgewicht $\bar{x} = 1,0939 \pm 1,3274$ g (0,1061–8,3849 g, n = 62) und das Nassgewicht der Eischalen $\bar{x} = 0,1009 \pm 0,1557$ g (0,0070–1,1790 g, n = 62). Weichschalige Eier waren schwerer (EGA $\bar{x} = 2,2540 \pm 2,0372$; 0,5460–8,3849 g, n = 16) als hartschalige Eier (EGA $\bar{x} = 0,6904 \pm 0,6003$; 0,1061–2,3349 g, n = 46). Gleichzeitig war das Nassgewicht der Eischale weichschaliger Eier größer ($\bar{x} = 0,1768 \pm 0,2721$; 0,0326–1,1790 g) und das von hartschaligen Eiern geringer ($\bar{x} = 0,0745 \pm 0,0736$; 0,0070–0,2413 g).

Das Mittel des Verhältnisses EGA/ESGn für die Gesamtstichprobe betrug $\bar{x} = 12,43 \pm 5,12$ (3,49–26,59). Schalenspezifisch war der Anteil vom Schalengewicht am Eigewicht von weichschaligen gegenüber hartschaligen Eiern kleiner (EGA/ESGn $\bar{x} = 15,33 \pm 5,40$; 7,11–26,59 vs. $\bar{x} = 11,42 \pm 4,67$; 3,49–23,18). Die Beziehung vom Eianfangsgewicht zum Nassgewicht der Eischale unterschied sich schalenspezifisch signifikant (t-Test, t 2,5863; p 0,012147; p < 0,01). Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse des Verhältnisses vom Eianfangsgewicht (umgerechnet in mg) zum Nassgewicht der Eischale (umgerechnet in mg) $\lg EGA$ $2,82 * \lg ESGn$ 1,76 (r^2 0,82005; t 16,536; p 5,09E-24) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression der Proportion EGA/ESGn war bei weichschaligen Eiern $\lg EGA$ $3,21 * \lg ESGn$ 2,05 (r^2 0,80496; t 7,6014; p 2,47E-06) schwächer und bei hartschaligen $\lg EGA$ $2,68 * \lg ESGn$ 1,66 (r^2 0,8095; t 13,674; p 1,90E-17) geringfügig stärker ausgeprägt (Diagramm 21). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis EGA/ESGn für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt (p < 0,05), die Steigungsgleichheit (p > 0,05) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Interfamiliär (exklusive Pygopodidae) war der Masseanteil vom Schalengewicht am Eigewicht mit dem Schalentyp korreliert. Der Prozentanteil des Schalengewichts am Eigewicht betrug in der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 9,6 \pm 4,1$ % (4,2–25,2 %). Abhängig vom Schalentyp war der Prozentanteil des Schalengewichts am Eigewicht bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 7,4 \pm 2,7$; 4,2–13,0 %) um ~3 % kleiner als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 10,4 \pm 4,3$; 4,9–25,2 %). Im Verhältnis zum Eianfangsgewicht hatten die weichschaligen Eier der Carphodactylidae (*Underwoodisaurus milii*) das geringste und die hartschaligen Eier der Gekkonidae das höchste Schalengewicht (Tab. 1, Diagramm 22). Interfamiliär (exklusive Carphodactylidae und Pygopodidae) unterschied sich von zehn gebildeten Familien-Paarungen nur die Paarung Eublepharidae+Gekkonidae im Verhältnis EGA/ESGn signifikant (ANOVA, F 4,21; p 0,004746; p < 0,01; Tab. 2). Bei *Underwoodisaurus milii* war das Nassgewicht der Eischale im Mittel mit 4,5 % am Eianfangsgewicht beteiligt.

3.1.24. Eidottergewicht

Für die statistische Analyse vom Gewicht des Eidotters standen Taxa von sechs Familien zur Verfügung (siehe Wasserpotential der Eischale).

Dottergewicht und Eianfangsgewicht waren korreliert. Die Dottermasse der Eier aus der Gesamtstichprobe hatte ein Gewicht von $\bar{x} = 1,0540 \pm 1,2526$ g (0,0977–7,9429 g, n=63). Das Gruppenmittel vom Dottergewicht weichschaliger Eier betrug $\bar{x} = 2,2170 \pm 1,8113$ g (0,4891–7,9429 g, n = 17) und hartschaliger Eier $\bar{x} = 0,6242 \pm 0,5434$ g (0,0977–2,1262 g, n=46). Das Dottergewicht weichschaliger Eier war gegenüber dem von hartschaligen Eiern ~2 g schwerer. Der maximale Unterschied der mittleren Dottergewichte zwischen Carphodactylidae und Sphaerodactylidae betrug ~0,2 g und der minimale zwischen Carphodactylidae und Eublepharidae ~0,01 g (Tab. 1). Das Dottergewicht unterschied sich abhängig vom Eischalentyp signifikant (t-Test, t 5,5901; p 5,64E-07; p < 0,01).

Beim weichschaligen Eityp war das Dottergewicht der Carphodactylidae größer als das der Diplodactylidae und Eublepharidae. Beim hartschaligen Eityp war das Dottergewicht der Phyllodactylidae größer als das der Sphaerodactylidae und Gekkonidae (Tab. 1). Die Spannweiten zwischen den Maxima der Eischalengewichte variierten intrafamiliär (exklusive Carphodactylidae und Pygopodidae). In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite (lg) am größten (R 1,34) und in der Stichprobe der Eublepharidae am kleinsten (R 0,81). Fünf von zehn Familien-Paarungen unterschieden sich im Dottergewicht signifikant (ANOVA, F 11,14; p 9,55E-07; p < 0,01; Tab. 2).

3.1.25. Eianfangsgewicht/Eidottergewicht

Taxonomische Zusammensetzung und Stichprobengröße für die durchgeführten statistischen Vergleiche des Verhältnisses des Eianfangsgewichts zum Dottergewicht entsprachen der des Dottergewichts (siehe oben). Im Anhang 2 ist das Dottergewicht als Prozentwert vom Eianfangsgewicht erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen (EGA/ED). Das Dottergewicht war mit dem Eianfangsgewicht korreliert (Gewichtsangaben der Variablen siehe oben). In der Gesamtstichprobe betrug das Verhältnis EGA/ED $\bar{x} = 1,09 \pm 0,07$ (0,83–1,31). Schalenspezifisch unterschied sich die Beziehung der beiden Variablen nur schwach. Im Vergleich zum Eianfangsgewicht war die

Dottermasse weichschaliger gegenüber hartschaligen Eiern etwas größer ($\bar{x} = 1,07 \pm 0,06$; 0,98–1,21 vs. $\bar{x} = 1,10 \pm 0,07$; 0,83–1,31) und der Unterschied war nicht signifikant (t Test, t 1,7627; p 0,082964; p>0,05). Für weitere statistische Analysen wurden Dottergewicht und Eianfangsgewicht in Milligramm umgerechnet. Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg\text{EGA} 2,84 * \lg\text{ED} 2,80$ (r^2 0,99581; t 120,44; p 3,01E-74) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression war bei weichschaligen Eiern $\lg\text{EGA} 3,25 * \lg\text{ED} 3,23$ (r^2 0,99431; t 51,176; p 2,98E-18) und bei hartschaligen $\lg\text{EGA} 2,68 * \lg\text{ED} 2,64$ (r^2 0,99406; t 85,808; p 1,27E-50) nahezu gleichartig (Diagramm 23). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis EGA/ED für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte (p>0,05) und Steigungsgleichheit (p>0,05) angenommen wird (Tab. 3).

Prozentual betrug das Dottergewicht vom Eianfangsgewicht aus der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 90,1 \pm 4,6$ % (74,8–95,8 %). Der Prozentanteil vom Dottergewicht am Eianfangsgewicht war bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 91,34 \pm 5,18$; 79,50–95,85 %) um ~1,7 % größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 89,62 \pm 4,35$; 74,84–95,08 %). Interfamiliär variierten die Werte des Verhältnisses EGA/ED gering (Tab. 1). Statistisch unterschieden sich Taxa von fünf Familien im Masseanteil des Dotters vom Eigewicht nicht signifikant (ANOVA, F 1,455; p 0,2278; p>0,05; Tab. 2, Diagramm 24).

3.1.26. Eidottergewicht/Jungtiergewicht

Für die statistische Analyse standen Taxa von sechs Familien zur Verfügung (exklusive Pygopodidae). Im Anhang 2 ist das Schlupfgewicht der Jungtiere als Prozentwert vom Dottergewicht erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen Dottergewicht (ED) und Schlupfgewicht der Jungtiere (GJ).

Das Schlupfgewicht der Jungtiere war interfamiliär negativ allometrisch, intraspezifisch aber teilweise auch positiv allometrisch mit dem Dottergewicht korreliert (Gewichtsangaben beider Variablen siehe oben).

In der Gesamtstichprobe betrug das Verhältnis ED/GJ $\bar{x} = 1,32 \pm 0,17$ (0,92–2,00, n=60). Schalenspezifisch unterschied sich die Beziehung der beiden Variablen erheblich. Im Vergleich zum Dottergewicht war das Schlupfgewicht der Jungtiere von weichschaligen gegenüber hartschaligen Eiern größer (ED/GJ $\bar{x} = 1,18 \pm$

0,15; 0,92–1,48, n=15 vs. $\bar{x} = 1,36 \pm 0,16$; 1,06–2,00, n=45). Der Unterschied in der Beziehung vom Dottergewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere war signifikant verschieden (t Test, t 4,1697; p 0,00010693; p <0,01). Für weitere statistische Analysen wurde das Gewicht der Jungtiere sowie das Dottergewicht in Milligramm umgerechnet. Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg\text{ED} 2,79 * \lg\text{GJ} 2,69$ (r^2 0,98655; t 65,219; p 5,71E-52) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression war bei weichschaligen Eiern $\lg\text{ED} 3,24 * \lg\text{GJ} 3,17$ (r^2 0,97719; t 23,597; p 4,67E-08) schwächer und bei hartschaligen $\lg\text{ED} 2,64 * \lg\text{GJ} 2,51$ (r^2 0,9841; t 51,586; p 2,61E-36) stärker ausgeprägt (Diagramm 25). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis ED/GJ für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt (p <0,01), die Steigungsgleichheit (p>0,05) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Prozentual betrug das Schlupfgewicht der Jungtiere vom Dottergewicht aus der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 78,6 \pm 11,4$ % (55,7–108,0 %). Der Prozentanteil des Schlupfgewichts der Jungtiere vom Dottergewicht war bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 90,2 \pm 12,3$; 68,0–108,0 %) um ~17 % größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 74,7 \pm 8,0$; 55,7–94,0 %). Interfamiliär (exklusive Pygopodidae) variierten die Werte des Verhältnisses ED/GJ bei weichschaligen Eiern mehr als bei hartschaligen Eiern (Tab. 1). Von fünf Familien unterschieden sich alle mit den Eublepharidae kombinierten Paarungen der Familien mit hartschaligen Eiern signifikant, nicht aber die mit den Diplodactylidae kombinierten (ANOVA, F 4,21; p 0,002649; p <0,01; Tab. 2, Diagramm 26).

3.1.27. Gewicht im Ei verbleibender Rückstände

Für die statistische Analyse der im Ei zurückbleibenden gelatinösen Substanz standen Taxa von sechs Familien zur Verfügung (exklusive Pygopodidae). Von den Carphodactylidae stand nur eine Art zur Verfügung (*Underwoodisaurus milii*).

Die Substanz von allen Eiern der Stichprobe hatte ein Gewicht von $\bar{x} = 0,3972 \pm 0,6460$ g (0,0059–2,6191 g, n=56). Entsprechend dem Schalentyp war das Gewicht der Substanz weichschaliger Eier größer $\bar{x} = 1,4064 \pm 0,6682$ g (0,2689–2,6191 g, n=13) als das hartschaliger Eier $\bar{x} = 0,0921 \pm 0,0921$ g (0,0059–0,3460 g, n=43). Für die statistische Analyse wurde das Gewicht

der Substanz in Milligramm umgerechnet und lg-transformiert. Die Stichproben waren normalverteilt (Kolmogorov-Smirnov Test, D 0,92308; p 1,48E-08; $p < 0,01$) aber Varianzhomogenität war nicht gegeben (F-Test, F 3,0415; p 0,041123; $p < 0,05$). Im Vergleich des Gewichts der Substanzen beider Eischalentypen unterschieden sich beide Stichprobengruppen signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 5,3375; p 9,42E-08; $p < 0,01$).

Der maximale Gewichtsunterschied der nach dem Schlupf der Jungtiere im Ei zurückbleibenden Substanz zwischen Eublepharidae und Sphaerodactylidae betrug $\sim 1,43$ g und der minimale zwischen Gekkonidae und Sphaerodactylidae $\sim 0,05$ g (Tab. 1). Die Spannweiten zwischen den Maxima der Substanzgewichte (lg) variierten intrafamiliär (exklusive Carphodactylidae und Pygopodidae). In der Stichprobe der Gekkonidae war die Spannweite am größten (R 1,76) und in der Stichprobe der Eublepharidae am kleinsten (R 0,45). Sieben der zehn für die Analyse verfügbaren Familien-Paarungen unterschieden sich im Gewicht der im Ei zurückbleibenden Substanz signifikant (ANOVA, F 31,1; p 5,14E-13; $p < 0,01$; Tab. 2).

3.1.28. Eiendgewicht/Gewicht im Ei verbleibender Rückstände

Die für das Verhältnis Eiendgewicht zum Gewicht der gelatinösen Masse benutzte Anzahl der Taxa und Zusammensetzung der Stichproben entsprach dem für die gelatinöse Substanz benutzten Datensatz. Im Anhang 2 ist das Gewicht der gelatinösen Masse als Prozentwert vom Eiendgewicht erfasst. Die statistische Analyse basiert auf dem Quotienten der Variablen Eiendgewicht am Ende der Inkubation (EGE) und Gewicht der gelatinösen Substanz (GM).

In der Gesamtstichprobe betrug das Verhältnis vom Eiendgewicht zum Gewicht der im Ei verbliebenen Rückstände $\bar{x} = 8,04 \pm 11,85$ (1,08–89,80). Im Vergleich zum Eiendgewicht war das Gewicht der gelatinösen Substanz weichschaliger gegenüber hartschaligen Eiern bedeutend größer. Das Verhältnis EGE/GM weichschaliger Eier betrug $\bar{x} = 2,51 \pm 0,91$ (1,08–4,49) und hartschaliger Eier $\bar{x} = 9,71 \pm 13,09$ (2,05–89,80). Die beiden Stichproben unterschieden sich im Verhältnis EGE/GM signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 5,1816; p 2,20E-07; $p < 0,01$). Für die statistische Analyse wurde das Eiendgewicht sowie das Gewicht

der gelatinösen Masse in Milligramm umgerechnet und lg-transformiert. Unabhängig vom Schalentyp ergab eine Regressionsanalyse $\lg EGE$ $2,82 * \lg GM$ $2,06$ (r^2 0,83163; t 16,332; p 1,52E-22) bezogen auf die Gesamtstichprobe. Die lineare Regression war bei weichschaligen Eiern $\lg EGE$ $3,46 * \lg GM$ $3,09$ (r^2 0,7107; t 5,1984; p 0,00029521) stärker und bei hartschaligen $\lg EGE$ $2,63 * \lg GM$ $1,75$ (r^2 0,67831; t 9,2979; p 1,19E-11) schwächer ausgeprägt (Diagramm 27). Die Auswertung der ANCOVA ergab, dass im Proportionsverhältnis EGE/GM für die Variablen beider Eischalentypen gleich angepasste Mittelwerte abgelehnt ($p < 0,01$), die Steigungsgleichheit ($p > 0,05$) dagegen nicht abgelehnt wird (Tab. 3).

Prozentual betrug das Gewicht der gelatinösen Substanz vom Eiendgewicht aus der Gesamtstichprobe $\bar{x} = 22,17 \pm 17,17\%$ (1,26–74,34%). Der Prozentanteil der gelatinösen Substanz vom Eiendgewicht war bei weichschaligen Eiern ($\bar{x} = 46,54 \pm 18,76$; 11,72–74,34%) um $\sim 32\%$ größer als bei hartschaligen Eiern ($\bar{x} = 14,81 \pm 6,79$; 1,26–38,15%). Intrafamiliär variierten die Werte des Verhältnisses EGE/GM bei weichschaligen Eiern weniger als bei hartschaligen Eiern (Tab. 1). Diplodactylidae und Eublepharidae unterschieden sich im Prozentanteil der gelatinösen Substanz vom Eiendgewicht nicht signifikant. Ferner war auch der Prozentanteil der gelatinösen Substanz vom Eiendgewicht bei allen Familien-Paarungen mit hartschaligen Eiern statistisch nicht signifikant verschieden. Die Analyse ergab einen signifikanten Unterschied im massespezifischen Substanzanteil zwischen Familien-Paarungen mit weichschaligen (exklusive Pygopodidae) und hartschaligen Eischalentypen, ausgenommen die Paarung Eublepharidae+Sphaerodactylidae (ANOVA, F 11,47; p 1,11E-06; $p < 0,01$; Tab. 2, Diagramm 28).

3.2. Beziehungen von Fortpflanzungsmerkmalen zu biotischen und anatomischen Komponenten

Weitere statistische Analysen behandeln Beziehungen gekonider Fortpflanzungsmerkmale kombiniert mit Life-history-Strategien und Körperbau.

Wie im vorherigen Abschnitt liegt den statistischen Analysen eine a priori durchgeführte Zuordnung der Taxa entsprechend dem Eischalentyp zugrunde. Zusätzlich den Eischalentyp-Gruppen wurden von den reproduktionsspezifischen Merkmalen Körpergröße (KRL)

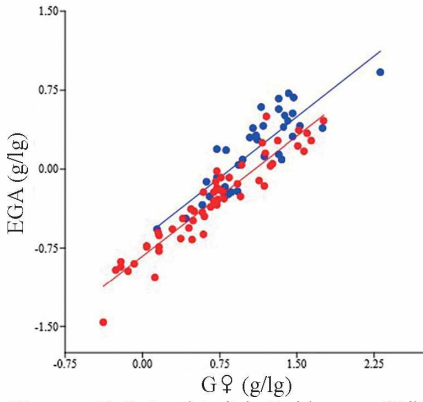


Diagramm 12: Scatter plot mit der Beziehung vom Weibchengewicht zum Eianfangsgewicht abhängig vom Schalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

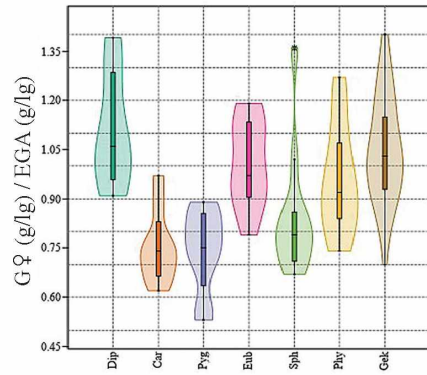


Diagramm 13: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Weibchengewicht/Eianfangsgewicht von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

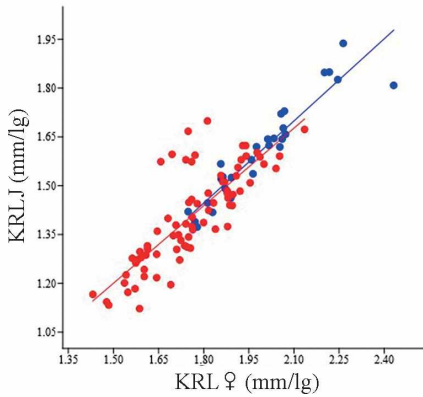


Diagramm 14: Scatter plot mit der Beziehung der Kopf-Rumpflänge vom Weibchen zur Kopf-Rumpflänge vom Jungtier abhängig vom Schalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

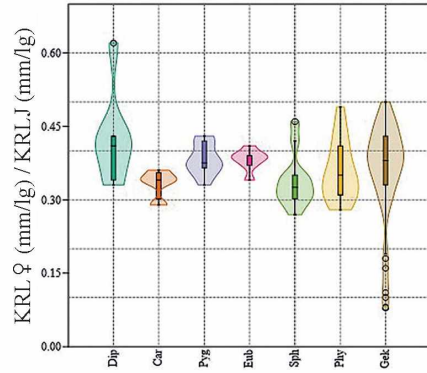


Diagramm 15: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Kopf-Rumpflänge Weibchen/Kopf-Rumpflänge Jungtier von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

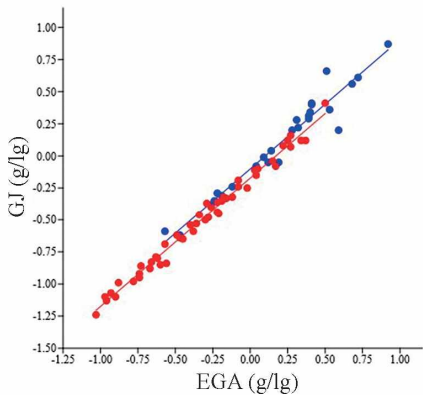


Diagramm 16: Scatter plot mit der Beziehung vom Eianfangsgewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere abhängig vom Schalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

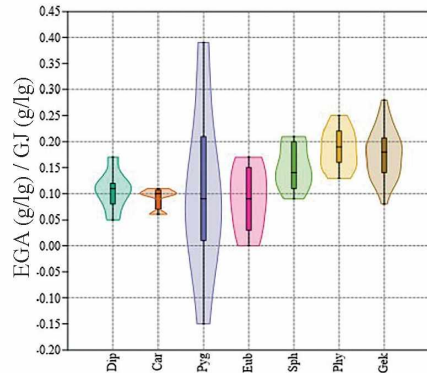


Diagramm 17: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Eianfangsgewicht/Schlupfgewicht Jungtier von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

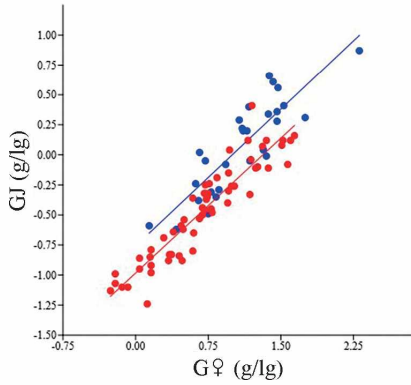


Diagramm 18: Scatter plot mit der Beziehung vom Weibchengewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere abhängig vom Schalentyp von Taxa aus allen Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

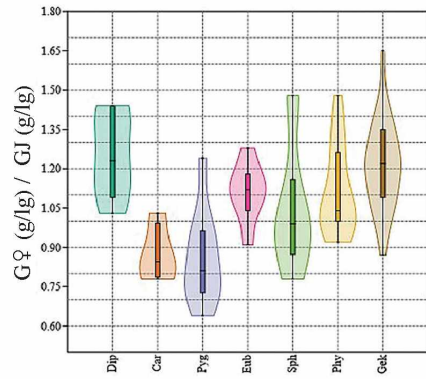


Diagramm 19: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Weibchengewicht/Schlupfgewicht Jungtier von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

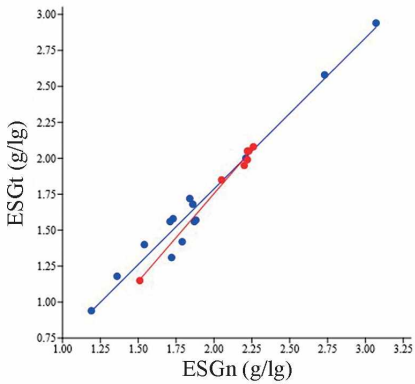


Diagramm 20: Scatter plot mit der Beziehung vom Trockengewicht zum Nassgewicht von Eischalen der Diplodactylidae (blau) und Eublepharidae (rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

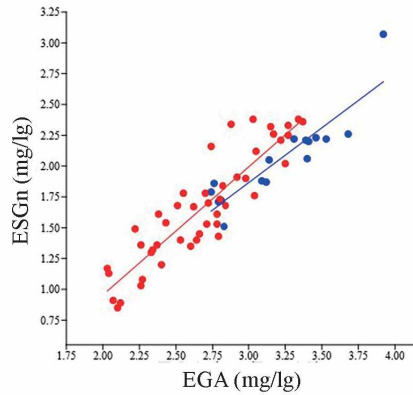


Diagramm 21: Scatter plot mit der Beziehung vom Eianfangsgewicht zum Nassgewicht der Eischale abhängig vom Schalentyp von Taxa aus sechs Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

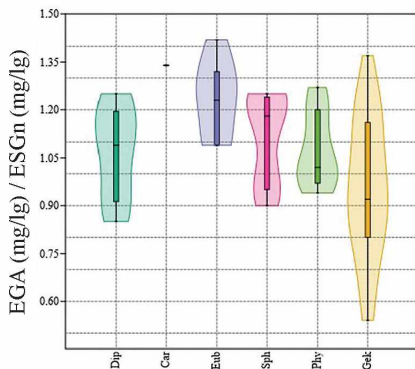


Diagramm 22: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Eianfangsgewicht/Nassgewicht Eischale von Taxa aus sechs Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

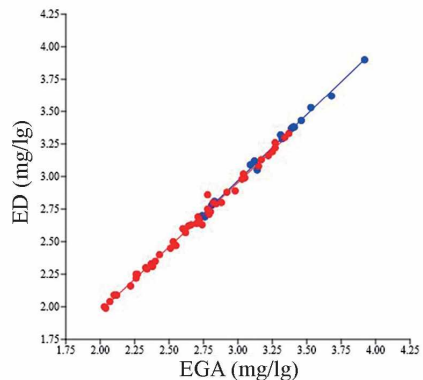


Diagramm 23: Scatter plot mit der Beziehung vom Eianfangsgewicht zum Dottergewicht abhängig vom Schalentyp von Taxa aus sechs Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

und Körpergewicht ($G♀$) der Weibchen, Gelegegröße (GG), Eivolumen (EV) und Jungtiergewicht (GJ) für weitere Analysen von Beziehungsmustern ausgewählt. Wegen nicht uniformen Stichprobengrößen und teils lückenhaften Datensätzen (vgl. Anhang 1) war es notwendig, vor Durchführung der Testverfahren alle Taxa mit unvollständigen Merkmalsangaben aus der Stichprobe zu entfernen, um sicherzustellen, dass keine allometrischen Verzerrungen die statistischen Analysen verfälschten. Für die Signifikanzprüfung wurden zweifractionelle Merkmalskombinationen einem t-Test oder Mann-Whitney-U-Test, mehrfractionelle einer ANAOVA unterzogen.

3.2.1. Zonal-globale Verteilungsmuster

Die Häufigkeit der in beiden geographischen Räumen vertreten Taxa wird als Prozentwert angegeben. Natürliche Grenzüberschneidungen der zonalen Verbreitung sind von den in dieser Studie verwendeten Taxa *Oedura monilis*, *Strophurus williamsi*, *Nephrurus laevis*, *Nephrurus levis*, *Delma tinca*, *Lialis burtonis*, *Pygopus nigriceps*, *Eublepharis macularius*, *Chondrodactylus laevigatus*, *Hemidactylus angulatus*, *Phelsuma quadriocellata* und *Uroplatus phantasticus* bekannt, wurden aber für die statistische Analyse nicht berücksichtigt (siehe Material und Methoden).

Zwischen dem Wendekreis des Krebses und Steinbocks waren von den verwendeten Taxa schalenmorphologisch unspezifiziert 106 (71,1%) sowie in den nördlich und südlich davon angrenzenden Zonen, in einer Stichprobe vereinigt, 43 (28,9%) verbreitet. Entsprechend den beiden Eischalttypen gliedert unterschieden sich die regionalen Verteilungsmuster der Taxa. Zwischen den Wendekreisen waren etwa gleichviele Taxa mit der Produktion weichschaliger Eier verbreitet wie nördlich und südlich davon (24 = 48,0% bzw. 26 = 52,0%). Von den Taxa mit hartschaligen Eiern waren zwischen den Wendekreisen 82 (82,8%) und außerhalb 17 (17,2%) verbreitet. Die geographische Verbreitung der Taxa bezogen auf den Eischalentyp unterschied sich signifikant (Tab. 4).

Die Kopf-Rumpflänge der Weibchen aus der mittleren Zone war gegenüber der Kopf-Rumpflänge der Weibchen aus der nördlichen und südlichen Zone kleiner ($\bar{x} = 71,5 \pm 37,0$; 21,5–270,0 mm vs. $\bar{x} = 78,6 \pm 31,5$; 39,0–183,5 mm), umgekehrt aber ihr Gewicht größer ($\bar{x} = 13,69 \pm 23,23$; 0,42–205,78 g vs. $\bar{x} = 9,07 \pm 7,41$;

1,38–29,58 g). Größen- und Gewichtsunterschiede (lg) beider Stichproben waren nicht signifikant verschieden (Mann-Whitney-U-Test, z 1,8267; p 0,067752; p > 0,05 bzw. z 0,29745; p 0,76612; p > 0,05). Von gleichen Maxima der Eianzahl pro Gelege (artspezifisch fixiert auf Einzelei-Gelege bzw. maximal Doppelei-Gelege) in beiden Stichproben ausgehend war die Gelegegröße der zwischen den Wendekreisen verbreiteten Taxa kleiner ($\bar{x} = 1,62 \pm 0,36$) als die Gelegegröße der nördlich und südlich vorkommenden Taxa ($\bar{x} = 1,74 \pm 0,36$). Der Unterschied in der Gelegegröße (lg) zwischen den Geckos aus der äquatorialen Zone gegenüber den nördlichen und südlichen verbreiteten Geckos war signifikant verschieden (Mann-Whitney-U-Test, z 2,0356; p 0,041794; p < 0,05). Die zwischen den Wendekreisen verbreiteten Taxa produzierten kleinere Eier ($\bar{x} = 1099 \pm 1171$; 41–7505 mm³, n = 100) als die nördlich und südlich verbreiteten ($\bar{x} = 1175 \pm 1143$; 92–4629 mm³, n = 41). Das Eivolumen (lg) beider Stichproben unterschied sich nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 0,78315, p 0,43354; p > 0,05). Eivolumen und Jungtiergewicht waren korreliert. Die zwischen den Wendekreisen verbreiteten Taxa produzierten leichtere Jungtiere ($\bar{x} = 0,7813 \pm 1,0978$; 0,0582–7,4034 g, n = 58) als die nördlich und südlich verbreiteten Taxa ($\bar{x} = 1,1703 \pm 1,1967$; 0,1330–4,5500 g, n = 29). Das Schlupfgewicht der Jungtiere (lg) aus der äquatorialen Zone war gegenüber den nördlichen und südlichen verbreiteten signifikant verschieden (t-Test, 2,4024; p 0,018465; p < 0,05). Das Verhältnis $G♀/GJ$ der Taxa aus der mittleren Zone war gegenüber der Taxa der anschließenden Randzonen größer ($\bar{x} = 16,17 \pm 7,59$; 5,81–44,97 vs. $\bar{x} = 11,56 \pm 6,16$; 4,38–32,29) und die Stichproben beider Gebiete unterschieden sich in den lg-transformierten Werten signifikant (t-Test, t 3,4042; p 0,0010145; p < 0,01).

3.2.2. Geografischer Isolationseffekt

Die Gesamtstichprobe enthielt 63 (42,3%) Taxa die auf Inseln und 86 (57,7%) Taxa, die auf dem Festland verbreitet waren. Von den auf Inseln verbreiteten Taxa produzierten 12 (19,0%) weichschalige und 51 (81,0%) hartschalige Eier und von den festländischen Taxa 38 (44,2%) weichschalige und 48 (55,8%) hartschalige Eier. Bezogen auf den Eischalentyp unterschieden sich die auf Inseln verbreiteten Taxa von den auf dem Festland vorkommenden Taxa signifikant (Tab. 4).

Die Kopf-Rumpflänge der Weibchen vom Festland war gegenüber der Kopf-Rumpflänge der Weibchen von den Inseln rund 10 mm größer ($\bar{x} = 77,3 \pm 33,1$; 21,5–183,5 mm vs. $\bar{x} = 68,4 \pm 38,4$; 30,0–270,0 mm) und der Größenunterschied (lg) zwischen beiden Stichproben war signifikant verschieden (t-Test, $t = 2,031$; $p = 0,044058$; $p < 0,05$). Umgekehrt waren die Insel-Weibchen schwerer als die Festland-Weibchen ($\bar{x} = 14,34 \pm 28,27$; 0,55–205,78 g vs. $\bar{x} = 11,0 \pm 10,7$; 0,4–66,0 g) aber die beiden Stichproben unterschieden sich in den lg-transformierten Werten nicht signifikant (t-Test, $t = 1,079$; $p = 0,28236$; $p > 0,05$). Bezogen auf die Verbreitung bestand kein Unterschied in der maximal möglichen Anzahl der Eier pro Gelege aber die Gelege der Festland-Geckos enthielten mehr Eier als die Gelege der Insel-Geckos ($\bar{x} = 1,67 \pm 0,36$; 1–2 vs. $\bar{x} = 1,65 \pm 0,37$; 1–2). Die unterschiedliche Gelegegröße (lg) der auf dem Festland verbreiteten Taxa gegenüber den ausschließlich auf Inseln vorkommenden Taxa war nicht signifikant verschieden (Mann-Whitney-U-Test, $z = 0,35019$; $p = 0,72619$; $p > 0,05$). Das Eivolumen von Festland-Geckos war größer als das Eivolumen der Insel-Geckos ($\bar{x} = 1193 \pm 1115$, 41–4699 mm³, $n = 83$ vs. $\bar{x} = 1018 \pm 1223$, 103–7505 mm³, $n = 58$). Der Größenunterschied (lg) der Eier zwischen den Stichproben der Taxa vom Festland bzw. den Inseln war nicht signifikant verschieden (Mann-Whitney-U-Test, $z = 1,6529$; $p = 0,098356$; $p > 0,05$). Die Taxa vom Festland produzierten schwerere Jungtiere ($\bar{x} = 0,9876 \pm 1,0190$; 0,0582–4,5500 g, $n = 56$) als die Taxa von Inseln ($\bar{x} = 0,7725 \pm 1,3378$; 0,0738–7,4034 g, $n = 31$). Statistisch war das Schlupfgewicht der Jungtiere (lg) von Festland-Geckos signifikant größer als das Schlupfgewicht (lg) der Insel-Geckos (t-Test, $t = 2,0717$; $p = 0,041324$; $p < 0,05$). Die verschiedenen Schlupfgewichte waren mit dem Weibchengewicht korreliert. Weibchen der Festland-Geckos produzierten schwerere Jungtiere als die Weibchen der Insel-Geckos (G♀/GJ, $\bar{x} = 12,89 \pm 5,65$; 4,38–26,76 vs. $\bar{x} = 17,79 \pm 9,17$; 7,21–44,97). Die Stichproben beider Gebiete unterschieden sich in den lg-transformierten Werten signifikant (Mann-Whitney-U-Test, $z = 2,3708$; $p = 0,017749$; $p < 0,05$).

3.2.3. Klima

Die Auswirkungen klimatischer Einflüsse auf reproduktionsspezifische Merkmale wurde (1) anhand der Temperatur (siehe Material und Methoden) sowie (2)

der Feuchtigkeit (siehe Material und Methoden) beurteilt.

Schwerpunkt der klimatischen Verbreitung der Taxa aus der Gesamtstichprobe waren die Tropen. In der Tropenzone waren 104 (69,8%), in der Warmgemäßigte Subtropenzone 40 (26,8%) und in der Kühlgemäßigte Zone 5 (3,4%) Taxa verbreitet. Von den Taxa mit weichschaligen Eiern waren jeweils 25 (50%) in der Tropenzone und Warmgemäßigten Subtropenzone verbreitet. Die Stichprobe mit weichschaligen Eiern enthielt keine Taxa, die in der Kühlgemäßigten Zone vorkommen. Von den Taxa mit hartschaligen Eiern waren 79 (79,8%) in der Tropenzone, 15 (15,2%) in der Warmgemäßigten Subtropenzone und 5 (5,1%) in der Kühlgemäßigten Zone verbreitet.

Der Risk/Odds Test ergab, dass die Schalenmorphologie mit den höheren mittleren Temperaturen der Tropenzone respektive niedrigeren mittleren Temperaturen der Warmgemäßigten Subtropenzone korreliert war. Der Unterschied zwischen den Taxa bezogen auf den Eischalentyp war signifikant (Tab. 4). Infolge des Fehlens von Taxa mit der Produktion weichschaliger Eier in der Kühlgemäßigten Zone war eine Beurteilung des Temperatureinflusses auf den Schalentyp nicht möglich. Die Bündelung von Eiern aus der Warmgemäßigten Subtropenzone und Kühlgemäßigten Zone in einer Stichprobe und ein anschließender Test mit den Eiern der Tropenzone führte zu einem ähnlichen Ergebnis auf niedrigerem Signifikanzniveau (Tab. 4).

Bezogen auf die unterschiedlichen Temperaturbedingungen unterschieden sich die in den verschiedenen Klimazonen vorkommenden Taxa in den Körpergrößen erheblich. Die Kopf-Rumpflängen der Weibchen betragen: Tropenzone $\bar{x} = 71,2 \pm 36,9$ mm (21,5–270,0 mm, $n = 104$); Warmgemäßigte Subtropenzone $\bar{x} = 81,5 \pm 32,7$ mm (39,0–183,5 mm, $n = 40$); Kühlgemäßigte Zone $\bar{x} = 59,4 \pm 15,2$ mm (44,0–85,0 mm, $n = 5$). Die geringste Größe besaßen die Taxa aus der Kühlgemäßigten Zone, aber die drei Größengruppen unterschieden sich in der Kopf-Rumpflänge (lg) nicht signifikant (ANOVA, $F = 2,765$; $p = 0,06628$; $p > 0,05$). Die Gewichte der Weibchen betragen: Tropenzone $\bar{x} = 13,75 \pm 23,49$ g (0,42–205,78 g); Warmgemäßigte Subtropenzone $\bar{x} = 9,53 \pm 7,40$ g (1,38–29,58 g); Kühlgemäßigte Zone $\bar{x} = 6,97 \pm 5,19$ g (2,12–15,83 g). Das Gewicht der Weibchen aus der Warmgemäßigte Subtropenzone und Kühlgemäßigten Zone war deutlich geringer als das Gewicht

der Weibchen aus der Tropenzone, aber die Stichproben unterschieden sich im Weibchengewicht (lg) nicht signifikant (ANOVA, F 0,2292; p 0,7955; $p > 0,05$). In den Temperaturzonen wurden zu den verwendeten Fortpflanzungsmerkmalen folgende Werte ermittelt: Gelegegröße: Tropenzone $\bar{x} = 1,62 \pm 0,37$ (1-2), Warmgemäßigte Subtropenzone $\bar{x} = 1,79 \pm 0,33$ (1-2), Kühlgemäßigte Zone $\bar{x} = 1,50 \pm 0,15$ (1,25-1,67); Eivolumen: Tropenzone $\bar{x} = 1104 \pm 1222$ mm³ (41-7505 mm³, $n = 98$), Warmgemäßigte Subtropenzone $\bar{x} = 1182 \pm 1010$ mm³ (92-4252 mm³, $n = 38$), Kühlgemäßigte Zone $\bar{x} = 999 \pm 1157$ mm³ (258-3053 mm³, $n = 5$); Schlupfgewicht der Jungtiere: Tropenzone $\bar{x} = 0,8317 \pm 1,1780$ g (0,0582-7,4034 g, $n = 57$), Warmgemäßigte Subtropenzone $\bar{x} = 1,0794 \pm 1,0858$ g (0,1330-4,5500 g, $n = 26$), Kühlgemäßigte Zone $\bar{x} = 0,9454 \pm 1,0694$ g (0,3573-2,5485 g, $n = 4$). Für die ANOVAs wurden die Daten zur Gelegegröße, Eivolumen und Schlupfgewicht der Jungtiere lg-transformiert. Temperaturabhängig unterschieden sich die Taxa in allen drei Merkmalen nicht signifikant (ANOVA Gelegegröße: F 2,961; p 0,0549; $p > 0,05$; ANOVA Eivolumen: F 0,7602; p 0,4695; $p > 0,05$; ANOVA Schlupfgewicht der Jungtiere: F 2,203; p 0,1168; $p > 0,05$). Die Beziehung von Weibchengewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere betrug: Tropenzone $\bar{x} = 16,17 \pm 8,06$ (5,98-44,97), Warmgemäßigte Subtropenzone $\bar{x} = 11,66 \pm 5,17$ (4,38-22,97), Kühlgemäßigte Zone $\bar{x} = 12,00 \pm 4,44$ (6,21-17,02). Temperaturabhängig unterschieden sich im Verhältnis $G♀/GJ$ (lg) die Taxa signifikant (ANOVA F 4,14; p 0,01929; $p < 0,05$). Im Vergleich zum Weibchengewicht produzierten Taxa der Tropenzone leichtere Jungtiere als Taxa der Warmgemäßigte Subtropenzone. Die Tukey HSD-Resultate zu den Variablen sind in der Tab. 5 zusammengestellt. Als zweiter Klimafaktor wurde der Einfluss der verschiedenen Feuchtigkeitsbedingungen in den Lebensräumen hinsichtlich der Beziehung zu Fortpflanzungsmerkmalen getestet. Verbreitungsschwerpunkt waren unberücksichtigt vom Eischalentyp mesische Lebensräume. Aus der Gesamtstichprobe waren in hygri-schen Gebieten 52 (34,9%), in mesischen 79 (53,0%) und in ariden 18 (12,1%) Taxa verbreitet. Entsprechend der Schalenmorphologie zugeordnet kamen von den Taxa mit weichschaligen Eiern 19 (38,0%) in hygri-schen, 24 (48,0%) in mesischen und 7 (14,0%) in ariden Lebensräumen vor. Unter den gleichen Feuchtigkeitsbedingungen waren die Taxa mit hartschaligen Eiern 30

(30,3%), 56 (56,6%) und 13 (13,1%) trigonal ähnlich abgestuft verteilt. Eine Korrelation des Eischalentyps zu regional vorherrschenden Feuchtigkeitsbedingungen bestand nicht (Tab. 4).

Die Kopf-Rumpflängen der Weibchen aus den hygri-schen, mesischen und ariden Lebensräumen unterschieden sich: hygri-sch $\bar{x} = 79,5 \pm 42,8$ mm (29,2-270,0 mm, $n = 50$); mesisch $\bar{x} = 71,5 \pm 33,3$ mm (21,5-183,5 mm, $n = 78$); arid $\bar{x} = 67,1 \pm 21,8$ mm (39,0-117,0 mm, $n = 21$). Taxa aus ariden Gebieten hatten die geringste Körpergröße, aber die drei Größengruppen unterschieden sich in der Kopf-Rumpflänge (lg) nicht signifikant (ANOVA, F 0,5748; p 0,5641; $p > 0,05$). Die Gewichte der Weibchen betragen in den Lebensräumen: hygri-sch $\bar{x} = 19,55 \pm 31,54$ g (0,55-205,78 g); mesisch $\bar{x} = 8,61 \pm 8,64$ g (0,42-40,06 g); arid $\bar{x} = 9,40 \pm 8,31$ g (2,12-29,58 g). Das Gewicht der Weibchen aus mesischen und ariden Lebensräumen war deutlich geringer als das Gewicht der Weibchen hygri-schen Lebensräumen, aber die Stichproben unterschieden sich im Weibchengewicht (lg) nicht signifikant (ANOVA, F 1,832; p 0,1638; $p > 0,05$). In den verschiedenen Feuchtzonen wurden zu den weiteren Fortpflanzungsmerkmalen folgende Werte ermittelt: Gelegegröße: hygri-sch $\bar{x} = 1,66 \pm 0,35$ (1-2), mesisch $\bar{x} = 1,64 \pm 0,38$ (1-2), arid $\bar{x} = 1,74 \pm 0,32$ (1-2); Eivolumen: hygri-sch $\bar{x} = 1330 \pm 1394$ mm³ (82-7505 mm³, $n = 44$), mesisch $\bar{x} = 918 \pm 878$ mm³ (41-4099 mm³, $n = 77$), arid $\bar{x} = 1442 \pm 1430$ mm³ (258-4629 mm³, $n = 20$); Schlupfgewicht der Jungtiere: hygri-sch $\bar{x} = 1,0027 \pm 1,4435$ g (0,0738 -7,4034 g, $n = 27$), mesisch $\bar{x} = 0,7593 \pm 0,8254$ g (0,0582-4,5500 g, $n = 49$), arid $\bar{x} = 1,3610 \pm 1,4581$ g (0,2421-4,1200 g, $n = 11$). Weibchen aus mesischen Gebieten produzierten die wenigsten und kleinsten Eier sowie leichtesten Jungtiere. Für die ANOVAs wurden die Daten zur Gelegegröße, Eivolumen und Schlupfgewicht der Jungtiere lg-transformiert. Bezogen auf die unterschiedlichen Feuchtigkeitsbedingungen unterschieden sich die Taxa in der Gelegegröße (ANOVA, F 0,7207; p 0,4881; $p > 0,05$), dem Eivolumen (ANOVA, F 1,804; p 0,1685; $p > 0,05$) sowie im Schlupfgewicht der Jungtiere (ANOVA, F 1,107; p 0,3352; $p > 0,05$) nicht signifikant. Die Beziehung von Weibchengewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere betragen in den Lebensräumen: hygri-sch $\bar{x} = 17,78 \pm 6,48$ (7,21-30,09); mesisch $\bar{x} = 13,59 \pm 7,89$ (4,38-44,97); arid $\bar{x} = 11,57 \pm 5,01$ (6,08-22,47). Abhängig von den Feuchtigkeitsbedingungen unterschieden

den sich im Verhältnis $G \varphi / GJ$ (lg) die Taxa signifikant (ANOVA F 5,651; p 0,004981; $p < 0,01$). Im Vergleich zum Weibchengewicht produzierten Taxa aus hygri-schen Lebensräumen signifikant leichtere Jungtiere als Taxa mesischen und ariden Lebensräumen. Die Tukey HSD-Resultate zu den Variablen sind in der Tab. 6 zusammenge-stellt.

3.2.4. Lebensweise

Entsprechend der Lebensweise zugeordnet verteilten sich die Taxa der Gesamtstichprobe auf 46 (30,9 %) Bodenbewohner, 35 (23,5 %) Felsbewohner und 68 (45,6 %) Baumbewohner. Von den terricolen Taxa produzierten 29 (58,0 %) weichschalige und 17 (17,2 %) hartschalige Eier, von den saxicolen Taxa produzierten 3 (6,0 %) Taxa weichschalige und 32 (32,3 %) hartschalige Eier und von den arboricolen Taxa produzierten 18 (36,0 %) weichschalige und 50 (50,5 %) hartschalige Eier. Statistisch unterschieden sich die Taxa in der Lebensweise bezogen auf die Eischalenmorphologie signifikant, am geringsten die felsbewohnenden von den baumbewohnenden (Tab. 4).

Die Kopf-Rumpflängen der Weibchen von terricol, saxicol und arboricol lebenden Taxa unterschieden sich: terricol $\bar{x} = 82,4 \pm 38,0$ mm (21,5–183,5 mm, $n = 46$), saxicol $\bar{x} = 67,8 \pm 22,1$ mm (30,5–118,0 mm, $n = 32$), arboricol $\bar{x} = 70,4 \pm 38,1$ mm (27,0–270,0 mm, $n = 71$). Die geringste Größe besaßen felsbewohnende Taxa, aber die drei Gruppen unterschieden sich in den Kopf-Rumpflängen (lg) nicht signifikant (ANOVA, F 2,056; p 0,1316; $p > 0,05$). Die Gewichte der Weibchen betrugen, bezogen auf die Lebensweise: terricol $\bar{x} = 9,24 \pm 8,18$ g (0,42–29,58 g), saxicol $\bar{x} = 11,52 \pm 9,89$ g (0,84–40,06 g), arboricol $\bar{x} = 14,83 \pm 27,46$ g (0,55–205,78 g). Das Gewicht der Weibchen war nicht mit der Körpergröße korreliert. Abhängig von der Lebensweise unterschied sich das Weibchengewicht (lg) aber nicht signifikant (ANOVA, F 0,7469; p 0,4756; $p > 0,05$). Gegenüber kletternden Arten unterschieden sich bodenbewohnende Arten in den Reproduktions-eigenschaften durch größere Gelege (terricol $\bar{x} = 1,73 \pm 0,38$; saxicol $\bar{x} = 1,54 \pm 0,37$; arboricol $\bar{x} = 1,67 \pm 0,34$) wobei in allen drei Gruppen Taxa vorhanden waren, die sowohl Einzelei-Gelege als auch Doppelei-Gelege produzierten, ein größeres Eivolumen: terricol $\bar{x} = 1234 \pm 1208$ mm³ (125–4629 mm³, $n = 43$), saxicol $\bar{x} = 987 \pm 714$ mm³ (92–2739 mm³, $n = 34$), arboricol

$\bar{x} = 1049 \pm 1252$ mm³ (103–7505 mm³, $n = 61$), und schwerere Jungtiere: terricol $\bar{x} = 1,2226 \pm 1,2514$ g (0,0847–4,5500 g, $n = 30$), saxicol $\bar{x} = 0,6605 \pm 0,5846$ g (0,0802–2,5948 g, $n = 28$), arboricol $\bar{x} = 0,8304 \pm 1,3656$ g (0,0582–7,4034 g, $n = 29$). Die unterschiedlichen Lebensweisen hatten keinen Einfluss auf die drei reproduktionsspezifischen Merkmale. Für die ANOVAs wurden die Daten zur Gelegegröße, Eivolumen und Schlupfgewicht der Jungtiere lg-transformiert. Bezogen auf die Lebensweise unterschieden sich die Taxa in der Gelegegröße (ANOVA, F 2,2; p 0,1145; $p > 0,05$), im Eivolumen (ANOVA, F 0,5811; p 0,5607; $p > 0,05$) sowie dem Schlupfgewicht der Jungtiere (ANOVA, F 2,115; p 0,1271; $p > 0,05$) nicht signifikant. Das Verhältnis von Weibchengewicht zu Schlupfgewicht der Jungtiere in Beziehung zur Lebensweise betrug: terricol $\bar{x} = 10,41 \pm 5,47$ (4,38–32,29), saxicol $\bar{x} = 14,88 \pm 5,75$ (5,98–30,36), arboricol $\bar{x} = 18,76 \pm 8,38$ (7,45–44,97). Abhängig von der Lebensweise unterschieden sich im Verhältnis $G \varphi / GJ$ (lg) die Taxa der Gruppenpaarungen signifikant (ANOVA F 15,44; p 1,95E-06; $p < 0,01$). Die Tukey HSD-Resultate zu den drei Variablen sind in der Tab. 7 zusammengestellt.

Zusätzlich wurde überprüft, ob eine Beziehung zwischen Eischalentyp und Lebensweise kombiniert mit der Eiablagestrategie bestand (vgl. 3.2.6.). Von den terricolen Taxa vergruben 42 (91,3 %), saxicolen 26 (74,3 %) und arboricolen 22 (32,4 %) ihre Eier im Boden. Von den 50 Taxa mit der Produktion weichschaliger Eier vergruben 29 (58,0 %) terricole, 3 (6,0 %) saxicole und 15 (30,0 %) arboricole Taxa ihre Eier im Boden. Nicht vergraben haben weichschalige Eier lediglich 3 (6,0 %) arboricole Taxa. Von den 99 Taxa mit der Produktion hartschaliger Eier vergruben 13 (13,1 %) terricole, 23 (23,2 %) saxicole und 9 (9,1 %) arboricole Taxa ihre Eier im Boden sowie 4 (4,0 %) terricole, 9 (9,1 %) saxicole und 41 (41,4 %) arboricole Taxa ihre Eier nicht im Boden. In der Kombination von Lebensweise und Eiablageverhalten besteht schalenspezifisch ein signifikanter Unterschied. Bodenbewohnende und felsbewohnende, weichschalige Eier produzierende Taxa haben ihre Gelege immer vergraben, kontra hartschalige Eier produzierende Taxa. Diese Verschiedenheit berücksichtigend, wurde deshalb die Kombination von Lebensweise und Eiablageverhalten gesondert für den hartschaligen Eityp analysiert. Taxa der Sektionen terricol, saxicol und arboricol mit hartschaligen Eiern

haben sie vergraben oder nicht vergraben. Terricole und arboricole sowie saxicole und arboricole unterschieden sich signifikant, terricole und saxicole nicht signifikant im Eiablageverhalten abhängig von der Lebensweise (Tab. 4).

3.2.5. Aktivitätsmuster

Rund zwei Drittel der erfassten Taxa sind nachtaktiv (104 = 69,8 %) und ein Drittel tagaktiv (45 = 30,2 %). Von den nachtaktiven Taxa produzierten 35 (33,7 %) weichschalige und 69 (66,3 %) hartschalige Eier sowie von den tagaktiven Taxa 15 (33,3 %) weichschalige und 30 (66,7 %) hartschalige Eier. Von den Taxa mit weichschaligen Eiern waren 35 (70,0 %) nachtaktiv und 15 (30,0 %) tagaktiv. Prozentual ähnlich war das Verhältnis bei den Taxa mit hartschaligen Eiern: nachtaktiv 69 (69,7 %) und tagaktiv 30 (30,3 %). Eine Korrelation des Eischalentyps zur Aktivitätszeit der Taxa besteht nicht (Tab. 4).

Die Kopf-Rumpflänge der Weibchen nachtaktiver Taxa war größer als die tagaktiven Taxa: $\bar{x} = 75,2 \pm 33,3$ mm (21,5–270,0 mm, n=104) vs. $\bar{x} = 69,8 \pm 40,5$ mm (27,0–183,5 mm, n=45), aber der Größenunterschied (KRLn lg) war nicht signifikant verschieden (t-Test, t 1,7452; p 0,083037; p > 0,05). Der Gewichtsunterschied zwischen nachtaktiven und tagaktiven Taxa differierte um ~10 g. Die Gewichte der Weibchen betragen: nachtaktiv $\bar{x} = 15,34 \pm 23,04$ g (0,42–205,78 g) und tagaktiv $\bar{x} = 5,57 \pm 6,84$ g (0,61–37,22 g). Abhängig von der Aktivitätszeit unterschieden sich die Weibchengewichte (lg) signifikant (t-Test, t 4,7803; p 4,21E-06; p < 0,01). Unabhängig von der Aktivitätszeit produzierten die Taxa sowohl Einzelei-Gelege als auch Doppelei-Gelege und es bestand kein großer Unterschied in der durchschnittlichen Anzahl der Eier pro Gelege, aber die Gelege der nachtaktiven Taxa enthielten mehr Eier als die Gelege der tagaktiven Taxa ($\bar{x} = 1,66 \pm 0,34$ vs. $\bar{x} = 1,65 \pm 0,42$) und die Gelegegröße (lg) unterschied sich nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 0,44459; p 0,65661; p > 0,05). Das Eivolumen der nachtaktiven Taxa war mehr als doppelt so groß wie das Eivolumen der tagaktiven Taxa: $\bar{x} = 1347 \pm 1239$ mm³ (92–7505 mm³, n=98) vs. $\bar{x} = 605 \pm 737$ mm³ (82–4099 mm³, n=43). Der Größenunterschied vom Eivolumen (lg) zwischen den nachtaktiven Taxa bzw. tagaktiven Taxa ist signifikant verschieden (t-Test, t 4,7873; 4,27E-06; p < 0,01). Eivolumen und Schlupfgewicht der Jungtiere waren kor-

reliert. Die nachtaktiven Taxa produzierten schwerere Jungtiere als die tagaktiven Taxa: $\bar{x} = 0,9755 \pm 1,1728$ g (0,0738–7,4034 g, n=64) vs. $\bar{x} = 0,7312 \pm 1,0456$ g (0,0582–4,5500 g, n=23). Statistisch war das Schlupfgewicht der Jungtiere (lg) nachtaktiver Taxa signifikant größer als das Schlupfgewicht tagaktiver Taxa (t-Test, t 2,0978; p 0,038893; p < 0,05). Entsprechend der Eigröße resultierten die verschiedenen Schlupfgewichte der Jungtiere aus der Korrelation mit dem Weibchengewicht und nachtaktive Taxa hatten relativ leichtere Nachkommen als tagaktive Taxa (G♀/GJ, $\bar{x} = 15,59 \pm 6,60$; 6,08–32,29 vs. $\bar{x} = 11,96 \pm 9,01$; 4,38–44,97). Bezogen auf die Aktivitätsmuster unterschieden sich die nachtaktiven von den tagaktiven Taxa im Verhältnis vom Weibchengewicht (lg) zu Schlupfgewicht der Jungtiere (lg) signifikant (t-Test, t 3,231; p 0,0017552; p < 0,01).

3.2.6. Eiablagestrategie

Von den untersuchten Taxa der Gesamtstichprobe haben 92 (61,7 %) ihre Eier vergraben und 57 (38,3 %) nicht vergraben. Weichschalige Eier haben 47 (94,0 %) Taxa vergraben und 3 Taxa (6,0 %) nicht vergraben. Hartschalige Eier wurden von 45 (45,5 %) Taxa vergraben und von 54 (54,5 %) Taxa nicht vergraben. Die Schalen-eigenschaften waren mit der Eiablage (Nestauswahl) korreliert, unterstützt durch einen starken signifikanten Unterschied (Tab. 4).

Die Kopf-Rumpflänge der Weibchen, die Bodennester für ihre Eier anlegten war gegenüber der Kopf-Rumpflänge der Weibchen, die ihre Eier nicht vergruben ~18 mm größer: $\bar{x} = 80,1 \pm 38,2$ mm (21,5–270,0 mm, n=91) vs. $\bar{x} = 62,5 \pm 27,9$ mm (29,2–152,0 mm, n=58). Die Kopf-Rumpflängen (lg) der Weibchen aus beiden Stichproben unterschieden sich signifikant (t-Test, t 3,394; p 0,00088567; p < 0,01). Das Gewicht von Weibchen, die ihre Eier vergruben bzw. nicht vergruben differierte um ~4 g. Eivergrabende Weibchen wogen $\bar{x} = 14,00 \pm 23,07$ g (0,42–205,78 g, n=91) und Weibchen, die ihre Eier nicht vergraben haben, $\bar{x} = 9,87 \pm 14,04$ g (0,55–66,00 g, n=58). Abhängig von der Eiablagestrategie unterschieden sich die Weibchengewichte (lg) signifikant (t-Test, t 2,4694; p 0,014679; p < 0,05). Vergraben oder nicht vergraben wurden sowohl Einzelei-Gelege als auch Doppelei-Gelege. Die Gelege der im Boden vergrabenen Eier enthielten im Mittel mehr Eier als die nicht vergrabenen Gelege: $\bar{x} = 1,70 \pm 0,35$

vs. $\bar{x} = 1,61 \pm 0,38$. Die Gelegegröße vergrabener und nicht vergrabener Eier unterschied sich nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, $z = 1,5565$; $p = 0,1196$; $p > 0,05$). Das Eivolumen vergrabener Eier war größer als das Eivolumen nicht vergrabener Eier: $\bar{x} = 1337 \pm 1268 \text{ mm}^3$ ($41\text{--}7505 \text{ mm}^3$, $n = 86$) vs. $\bar{x} = 783 \pm 873 \text{ mm}^3$ ($82\text{--}4699 \text{ mm}^3$, $n = 55$). Der Größenunterschied von vergrabenen zu nicht vergrabenen Eiern war signifikant verschieden (t-Test, $t = 3,4499$; $p = 0,00074292$; $p < 0,01$). Das Schlupfgewicht der Jungtiere war mit dem Eivolumen korreliert. Aus den größeren vergrabenen Eiern schlüpften schwerere Jungtiere als aus kleineren vergrabenen Eiern: $\bar{x} = 1,1700 \pm 1,3118 \text{ g}$ ($0,0802\text{--}7,4034 \text{ g}$, $n = 57$) vs. $\bar{x} = 0,4188 \pm 0,3837 \text{ g}$ ($0,0582\text{--}1,4520 \text{ g}$, $n = 30$). Statistisch war das Schlupfgewicht der Jungtiere (lg) aus vergrabenen Eiern signifikant größer als das Schlupfgewicht der Jungtiere (lg) aus nicht vergrabenen Eiern (t-Test, $t = 4,2275$; $p = 5,92\text{E-}05$; $p < 0,01$). Aus dem Vergraben bzw. Nichtvergraben der Eier resultierte ein ungleiches Verhältnis vom Weibchengewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere: $\bar{x} = 13,71 \pm 6,96$ ($4,38\text{--}32,29$) vs. $\bar{x} = 16,38 \pm 8,11$ ($7,21\text{--}44,97$), beide Stichproben unterschieden sich im Merkmal G♀/GJ (lg) aber nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, $z = 1,6029$; $p = 0,10895$; $p > 0,05$).

Abschließend wurden artspezifische Merkmalsausprägungen von Maßnahmen der Eibehandlung unmittelbar nach dem Auspressen der Eier in zwei weiteren Komplexen untersucht. Schalenspezifisch wurde (1) die postovipare Eibehandlung in Beziehung zur Lebensweise und (2) die komplexen Manipulationen der Weibchen im Umgang mit ihren Eiern statistisch analysiert.

Für den ersten Komplex, der das Ankleben bzw. Nichtankleben der Eier behandelt, wurden alle Taxa, die weichschalige oder hartschalige Eier produzierten und diese vergraben haben aus der Stichprobe ausgesondert, da ein gezieltes Ankleben auszuschließen war. Von 55 Taxa haben 24 (43,6%) ihre Eier unter Rinde, Steinen, in Hohlräumen oder Pflanzentrichtern versteckt und 31 (56,4%) ihre Eier angeklebt. Kombiniert mit der Lebensweise waren von den Taxa, die ihre Eier versteckten, 4 (16,7%) terricol, 1 (4,2%) saxicol und 19 (79,2%) arboricol. Von den Taxa, die ihre Eier anklebten, waren 8 (25,8%) saxicol und 23 (74,2%) arboricol. Die Gesamtstichprobe enthielt keine terricolen Taxa, die ihre Eier anklebten. Die Behandlung der

Eier nach dem Auspressen unterschied sich bezogen auf die Lebensweise signifikant (Chi-Quadrat Test, $\text{Chi}^2 = 9,0816$; $p = 0,010665$; $p < 0,01$; Fisher's exact Test, $p = 0,010563$; $p < 0,01$). Die postoviparen Handlungsabfolgen waren nicht von Gelegegröße abhängig. Die relative Häufigkeit des Versteckens bzw. Anklebens der Eier war bei Einzelei-Gelegen etwa gleichverteilt wie bei Doppelei-Gelegen (Chi-Quadrat Test, $\text{Chi}^2 = 0,002857$; $p = 0,95737$; $p > 0,05$; Fisher's exact Test, $p = 1$; $p > 0,05$).

Für den zweiten Komplex, die Analyse der Weiterbehandlung hartschaliger Eier nach dem Auspressen im Zusammenhang mit der Lebensweise, wurden alle Taxa ausgemustert, die entweder keine Doppelei-Gelege produzierten oder ihre Gelege in gegrabenen Bodennestern deponierten. Dadurch reduzierte sich die Anzahl von der für den ersten Komplex verwendeten Stichprobe auf 45 Taxa. Die für den Vergleich benutzten Legestrategien gliedern sich in: (1) Eier wurden nicht zusammengeklebt, (2) Eier wurden zusammengeklebt/nicht zusammengeklebt und angeklebt sowie (3) Eier wurden zusammengeklebt und nicht angeklebt. Eier aus Doppelei-Gelegen waren bei 3 (6,7%) Taxa nicht miteinander verklebt (d.h. gemeinsam in einem oberirdischen Versteck deponiert), 29 (64,4%) Taxa haben ihre Eier angeklebt (d.h. direkt nebeneinander oder mit unterschiedlichen Abständen, alternativ überlappend) und 13 (28,9%) Taxa klebten das zweite ausgepresste Ei an das mittels Hintergliedmaßen aufgefangene und festgehaltene erste Ei. Von vier terricolen Taxa haben drei (75,0%) ihre Eier nicht zusammengeklebt und eine Art (25,0%) ihre Eier zusammengeklebt. Alle sechs saxicolen Taxa der Stichprobe haben ihre Eier wie oben beschrieben angeklebt (100%). Von den 35 arboricolen Taxa haben 23 (65,7%) ihre Eier zusammengeklebt und angeklebt sowie 12 (34,3%) ihre Eier zusammengeklebt und nicht angeklebt. Die Variablen der Eibehandlung waren mit der Lebensweise assoziiert und die Beziehungen unterschieden sich signifikant (Chi-Quadrat Test, $\text{Chi}^2 = 36,621$; $p < 0,000001$; $p < 0,01$; Fisher's exact Test, $p = 8,69\text{E-}05$, $p < 0,01$).

3.2.7. Extremitäten

Die Anzahl der quadrupeden Taxa aus der Gesamtstichprobe betrug 134 (89,9%) und der bipeden Taxa 15 (10,1%). Weichschalige Eier produzieren alle 15 bipeden Taxa (30,0%) und 35 von den quadrupeden Taxa

(70,0%). Der hartschalige Eityp war komplett auf alle 99 quadrupeden Taxa beschränkt (100%). Die Konstellation zeigte, dass die Eischalenmorphologie mit der Anzahl der Gliedmaßen korreliert war (Tab. 4). Allerdings bestand der taxonomische Unterschied nur unter der Prämisse, dass die Pygopodidae als einzige bipede Familie der Gekkota in den Vergleich der Eischalentypen einbezogen wurde. Die Ergebnisse zu den Fortpflanzungsmerkmalen sollten vorsichtig interpretiert werden. Mehrere wichtige methodische Annahmen werden durch die Stichprobengrößen verletzt.

Die Kopf-Rumpflänge der Weibchen bipeder Taxa war im Mittel ~45 mm größer als die quadrupeder Taxa: $\bar{x} = 113,4 \pm 39,3$ mm (65,0–183,5 mm, n = 15) vs. $\bar{x} = 69,1 \pm 32,3$ mm (21,5–270,0 mm, n = 134) und beide Größenklassen (KRL lg) waren signifikant verschieden (t-Test, t 4,7939; p 3,97E-06; p < 0,01). Bipede Weibchen waren im Mittel ~5 g leichter als quadrupede Weibchen: $\bar{x} = 7,61 \pm 6,31$ g (1,38–24,19 g) vs. $\bar{x} = 12,93 \pm 21,03$ g (0,42–205,78 g). Abhängig von der Gliedmaßenanzahl unterschieden sich die Weibchengewichte (lg) nicht signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 0,52994; p 0,59615; p > 0,05). Während die maximale Gelegegröße quadrupeder Taxa zwischen ein bzw. zwei Eiern variierte produzierte kein bipedes Taxon aus der Stichprobe ausschließlich Einzelei-Gelege. Die Gelege der bipeden Taxa enthielten im Mittel mehr Eier als die Gelege quadrupeder Taxa: $\bar{x} = 1,98 \pm 0,06$ (1,8–2) vs. $\bar{x} = 1,62 \pm 0,36$ (1–2). Die Gelegegröße (lg) bipeder und quadrupeder Taxa unterschied sich signifikant (t-Test, t 3,5346; p 0,0005464; p < 0,01). Das Eivolumen bipeder Taxa war kleiner als das quadrupeder Taxa: $\bar{x} = 1074 \pm 1131$ mm³ (178–4099 mm³, n = 13) vs. $\bar{x} = 1126 \pm 1167$ mm³ (41–7505 mm³, n = 128). Der Größenunterschied der Eivolumina (lg) bipeder und quadrupeder Taxa war nicht signifikant verschieden (Mann-Whitney-U-Test, z 0,16747; p 0,867; p > 0,05). Das Schlupfgewicht der Jungtiere war nicht mit dem Eivolumen korreliert. Jungtiere bipeder Taxa waren schwerer als die Jungtiere quadrupeder Taxa: $\bar{x} = 1,4221 \pm 1,2963$ g (0,2600–4,5500 g, n = 10) vs. $\bar{x} = 0,8446 \pm 1,1100$ g (0,0582–7,4034 g, n = 77). Die Schlupfgewichte der Jungtiere bipeder und quadrupeder Taxa unterschieden sich signifikant (Mann-Whitney-U-Test, z 2,1226; p 0,033788; p < 0,05). Bezogen auf die Anzahl der Gliedmaßen betrug das Verhältnis vom Weibchengewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere bipeder Taxa $\bar{x} =$

$7,84 \pm 3,84$ (5,31–10,06) quadrupeder Taxa $\bar{x} = 15,51 \pm 7,35$ (5,98–44,97). Das Gewichtsverhältnis (lg) beider Gliedmaßen-Gruppen unterschied sich signifikant (t-Test, t 4,5101; p 2,06E-05; p < 0,01).

3.3. Reproduktionsspezifische Evolution

3.3.1. Interfamiliäre Vergleiche reproduktiver Merkmale

Einige der verwendeten meristischen, morphologischen und physiologischen Fortpflanzungsmerkmale erwiesen sich als dichotom. Diese Unterschiede grenzten zwei Gruppierungen deutlich voneinander ab. Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae und Eublepharidae bildeten ein Ensemble, das durch vier gemeinsame reproduktionsspezifische Merkmalsausprägungen von der zweiten Gruppe mit den Familien Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae getrennt war.

Die erste Gruppierung enthielt keine Taxa, bei denen sich (1) die artspezifische Gelegegröße auf die Produktion von Einzelei-Gelegen beschränkte, (2) sie enthielt keine Taxa bei denen die Eischale vollständig aushärtete, (3) sie enthielt keine Taxa, bei denen das Eigewicht unmittelbar nach der Oviposition größer war als das Eigewicht unmittelbar vor dem Ausschlüpfen der Jungtiere und schließlich (4) enthielt sie keine Taxa, bei denen nicht ein messbarer Unterschied im Eischalengewicht im trockenen und feuchtem Zustand vorlag. Im Vergleich dazu produzierten die Taxa der zweiten Gruppierung (1) artspezifisch Einzelei- oder Doppelsei-Gelege, (2) die Eischale härtete an der Atmosphäre vollständig aus, (3) das Eigewicht unmittelbar nach der Oviposition war größer als das Eigewicht unmittelbar vor dem Ausschlüpfen der Jungtiere und (4) es bestand kein messbarer Gewichtsunterschied zwischen trockener und feuchter Eischale.

Weitere Untersuchungen zielten darauf ab, die Auswirkungen anderer in den sieben Hauptentwicklungslinien der Gekkota vorhandener reproduktionsspezifischer Unterschiede zu analysieren. Viele artspezifische Fortpflanzungsmerkmale wiesen statistisch unterschiedliche Mittelwerte auf (Tab. 1). Mit der Bündelung von Arten in höherstehenden taxonomischen Einheiten (Familien) reduzierte sich die Anzahl signifikant verschiedener Variablen. Obwohl die Analysen zeigten, dass

viele intrafamiliäre Fortpflanzungsmerkmale statistisch unterschiedliche Mittelwerte aufwiesen, überlappten sich ihre Reichweiten in der Regel beträchtlich (vgl. Diagramme 2, 4, 6, 8, 13, 15, 17, 19, 22, 24, 26, 28), was sie als diskrete diagnostische Merkmale weniger informativ machte. Trotzdem lieferte ein numerischer Ansatz, der interfamiliär statistisch signifikante Unterschiede behandelte, wertvolle Informationen zum evolutiven Charakter von Fortpflanzungsmerkmalen der Gekkota.

Die Binomialverteilung wurde benutzt, um aus den ANOVA-Resultaten der verwendeten Fortpflanzungsmerkmale ($n=27$) anhand von gebildeten Datensätzen die mittleren Konfidenzintervalle festzustellen. Die Analysen schätzten bei einem 95 % Konfidenzintervall den unteren/oberen Bereich signifikant unterschiedlicher Reproduktionsmerkmale (1) einer taxonomischen Gruppierung, in der alle statistisch möglichen Familien-Paarungen die Grundgesamtheit bildete, (2) einer systematischen Gruppierung, in der die gebildete Grundgesamtheit statistisch mögliche Familien-Paarungen jeweils der Pygopodomorpha und Gekkonomorpha umfasst und (3) einer morphologischen Gruppierung, in der sich die Grundgesamtheit der statistisch möglichen Familien-Paarungen auf die beiden Eischalentypen verteilt.

Diplodactylidae: Die Familie unterschied sich durch insgesamt 38 (26,4 %) signifikant verschiedene Fortpflanzungsmerkmale von den anderen Familien (Tab. 8, Diagramm 29). Interfamiliär unterschieden sich allein die Diplodactylidae von den Eublepharidae durch kein signifikant unterschiedliches Merkmal. Als statistisch am stärksten abweichend erwiesen sich durch 14 signifikant unterschiedliche Fortpflanzungsmerkmale die Sphaerodactylidae (Tab. 2, $n=2$ $p < 0,05$; $n=13$ $p < 0,01$). Carphodactylidae: Die Familie unterschied sich durch insgesamt 40 (43,5 %) signifikant verschiedene Fortpflanzungsmerkmale von den anderen Familien (Tab. 8, Diagramm 29). Interfamiliär unterschieden sich die Carphodactylidae am schwächsten von den Eublepharidae durch ein signifikantes Merkmal auf niedrigem Niveau (Tab. 2, G ♀ / EGA, $p < 0,05$) sowie durch 13 Merkmale am stärksten von den Sphaerodactylidae (Tab. 2, alle $p < 0,01$).

Pygopodidae: Die Familie unterschieden sich durch insgesamt 49 (53,3 %) signifikant verschiedene Fortpflanzungsmerkmale von den anderen Familien (Tab.

8, Diagramm 29). Die Pygopodidae unterschieden sich am schwächsten durch 4 signifikante Merkmale (Tab. 2, alle $p < 0,01$) von den Eublepharidae und am stärksten durch 13 Merkmale (Tab. 2, $n=1$ $p < 0,05$; $n=12$ $p < 0,01$) von den Gekkonidae.

Eublepharidae: Die Familie unterschieden sich durch 46 (39,7 %) signifikant verschiedene Fortpflanzungsmerkmale von fünf Familien, exklusive Diplodactylidae (Tab. 8, Diagramm 29). Der interfamiliär größte statistische Unterschied zwischen reproduktionsspezifischen Merkmalen lag in der Beziehung der Eublepharidae zu den Sphaerodactylidae vor. Beide Familien unterschieden sich durch 17 Merkmale, 2 davon auf einem niedrigem Signifikanzniveau (Tab. 2, $p < 0,05$) und 15 auf einem höherem (Tab. 2, $p < 0,01$).

Sphaerodactylidae: Die Familie wies statistisch die häufigsten Merkmalsunterschiede aller Familien-Paarungen auf (Tab. 8, Diagramm 29). Von den insgesamt 63 (57,8 %) signifikant unterschiedlichen Merkmalen unterschieden sich die Sphaerodactylidae durch jeweils mehr als zehn Merkmalen von den Diplodactylidae (Tab. 2, $n=2$ $p < 0,05$; $n=12$ $p < 0,01$), Carphodactylidae (Tab. 2, $n=13$ $p < 0,01$), Pygopodidae (Tab. 2, $n=12$ $p < 0,01$) und Eublepharidae (Tab. 2, $n=2$ $p < 0,05$; $n=15$ $p < 0,01$). Fünf Merkmale, drei auf einem niedrigem Signifikanzniveau (Tab. 2, $p < 0,05$) und zwei auf einem höherem (Tab. 2, $p < 0,01$) trennte sie von den Phyllodactylidae und sieben Merkmale, vier auf einem niedrigem Signifikanzniveau (Tab. 2, $p < 0,05$) und drei auf einem höherem (Tab. 2, $p < 0,01$) von den Gekkonidae.

Phyllodactylidae: Die Familie besaß von allen Familien die geringste Anzahl signifikant unterschiedlicher Merkmale (Tab. 8, Diagramm 29). Neun der insgesamt 37 (31,9 %) signifikanten Merkmale trennten die Phyllodactylidae am stärksten von den Pygopodidae (Tab. 2, alle $p < 0,01$) und drei am schwächsten von den Gekkonidae (Tab. 2, $n=2$ $p < 0,05$; $n=1$ $p < 0,01$).

Gekkonidae: Die Familie unterschied sich durch insgesamt 61 (52,6 %) signifikante Fortpflanzungsmerkmale von den anderen Familien (Tab. 8, Diagramm 29). Den größten Anteil des Unterschieds der Gekkonidae zu den Eublepharidae machten 16 Fortpflanzungsmerkmale aus (Tab. 2, $n=5$ $p < 0,05$; $n=11$ $p < 0,01$). Die drei signifikanten Merkmalsunterschiede zwischen Gekkonidae und Phyllodactylidae hatten zweimal ein niedriges Signifikanzniveau (Tab. 2, KRL/EL, KRL/EV, $p < 0,05$) und einmal ein höheres (Tab. 2, GG, $p < 0,01$).

Die beiden Entwicklungslinien, Pygopodomorpha und Gekkonomorpha, unterschieden sich voneinander in der Anzahl quantitativer (numerisch) und qualitativer (Signifikanzniveau) signifikanter Merkmalsunterschiede. Innerhalb der Pygopodomorpha unterschieden sich die Familien durch 13 signifikant verschiedene Merkmale, die Diplodactylidae und Carphodactylidae durch zwei, aber beide Familien gemeinsam durch 11 signifikante Merkmale von den Pygopodidae (Tab. 2). Innerhalb der Gekkonomorpha unterschieden sich die Familien durch 55 signifikante verschiedene Merkmale, die Eublepharidae durch 41 vom Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae-Cluster (Tab. 2). Die einseitige Lastigkeit der Merkmalsunterschiede bei den Gekkonomorpha resultierte aus der Qualität meristischer, morphometrischer und massespezifischer Datensätze, die am stärksten mit den dichotomen Fortpflanzungsmerkmalen korreliert waren (siehe oben). Die Merkmalsunterschiede innerhalb vom Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae-Cluster waren schwächer ausgeprägt. Phyllodactylidae und Gekkonidae unterscheiden sich durch drei, aber beide Familien gemeinsam durch 12 signifikante Merkmale von den Sphaerodactylidae (Tab. 2). Bei den Pygopodomorpha war der Konfidenzintervall größer als bei den Gekkonomorpha (d.h. es ist davon auszugehen, dass der rechnerische Vertrauensbereich im ersten Fall die wirklichen reproduktiven Merkmalsunterschiede zwischen Familien-Paarungen optimiert einschließt). Tabelle 9 und Diagramm 30 fassen die Ergebnisse des Vergleichs zusammen. Eine abschließend durchgeführte ANOVA mit anschließenden Tukey HSD-Post-hoc-Tests der numerischen auf einem Signifikanzniveau von $p < 0,05$ bzw. $p < 0,01$ verschiedenen Datensätze von Familien-Paaren ergab, dass obwohl erhebliche interfamiliären Differenzen bestanden (30 Merkmalsätze), sich keine Familie durch eine ausreichend gesicherte Anzahl von signifikant verschiedenen Fortpflanzungsmerkmalen von einer anderen signifikant abgrenzen ließ (ANOVA, $F 0,6415$; $p 0,6964$; $p > 0,05$).

Der Vergleich unterschiedlicher Fortpflanzungsmerkmale in Abhängigkeit zum Eischalentyp ergab, dass sich weichschalige Geckoeier prozentual durch weniger signifikant verschiedene Merkmale von hartschaligen unterscheiden (15,0 % vs. 18,7 %). Eine Aufschlüsselung der Unterschiede ergab, dass sich bei den weichschaligen Eiern, die Diplodactylidae und Eublephari-

dae im reproduktiven Charakter am ähnlichsten sind und sich nur schwach von den Carphodactylidae unterschieden, im ersten Fall durch kein und im zweiten Fall durch ein signifikantes Fortpflanzungsmerkmal (Tab. 2). Der dominante Fortpflanzungsunterschied in der Gruppe von weichschalige Eier produzierenden Taxa basierte auf 15 signifikante Merkmalsunterschiede, die die Pygopodidae von den drei übrigen Familien am stärksten im reproduktiven Charakter abgrenzte. Bei den drei Familien mit der Produktion hartschaliger Eier war die Anzahl signifikanter Merkmalsunterschiede der Fortpflanzung relativ homogen verteilt. Die Sphaerodactylidae unterschieden sich etwas stärker von den Phyllodactylidae und Gekkonidae, die letzten beiden Familien durch die wenigsten signifikanten Merkmale (Tab. 2). Der errechnete Konfidenzintervall statistisch signifikant verschiedener Fortpflanzungsmerkmale weichschaliger Eier war gegenüber hartschaligen Eiern kleiner (Tab. 10, Diagramm 31).

3.3.2. Statistische Analysen

Diskriminanzanalyse (DLA): Die Diskriminanzanalyse, mit mehr Variablen als die Hauptkomponentenanalyse, platzierte die sieben Familien verteilt auf drei axialen Positionen im Koordinatensystem. Entlang der vertikalen Koordinatenachse lassen sich als zusammenhängende Gruppen Diplodactylidae, Carphodactylidae und Eublepharidae sowie Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae klassifizieren. Als räumlich am weitesten isoliert stehende Familie platzierte die Diskriminanzanalyse die Pygopodidae. Abstand und Nähe der Familien zueinander waren im Verteilungsmuster in der Diskriminanzanalyse unterschiedlich aber nur Carphodactylidae und Eublepharidae sowie Sphaerodactylidae und Phyllodactylidae überschritten sich schwach (Diagramm 32, Tab. 11).

Hauptkomponentenanalyse (PCA): Für die Hauptkomponentenanalyse wurde ein Datensatz von Fortpflanzungsmerkmalen ($n = 18$) von Taxa aus allen Familien gebildet, von denen vorher die statistischen Mittelwerte erfasst worden waren. Der Datensatz enthielt meristische (GG), morphometrische (KRL♀, EL, EB, EV, KRLJ) und massespezifische (G♀, EGA, EGE, GJ) Variablen, die sich für die PCA-Analyse eigneten (Bartlett-Test, $\chi^2 482,13$; $df 20$; $p 1,60E-85$, $p < 0,01$). Ferner wurden geeignete proportionale Beziehungen verschiedener morphometrischer Parameter (EL/EB,

KRL ♀/EL, KRL ♀/EB, KRL ♀/EV, KRL ♀/KRLJ) sowie massenspezifischer (G ♀/EGA, EGA/GJ, G ♀/GJ) in die PCA-Analyse einbezogen (Bartlett-Test, χ^2 485,48; df 20; p 3,17E-86, p <0,01).

Die PCA ergab eine kollektive Ordination einer von Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae und Eublepharidae gebildeten Gruppe rechtsseitig entlang der vertikalen Koordinatenachse (PC2) sowie innerhalb dieser Gruppierung eine Isolation der Pygopodidae von den übrigen drei Familien entlang der horizontalen Koordinatenachse (PC1). Eine zweite von den Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae gebildete Gruppe zeigte eine ebenfalls kollektive Ordination linksseitig entlang der vertikalen Koordinatenachse (PC2) sowie eine graphische Trennung zwischen Sphaerodactylidae von den übrigen beiden Familien innerhalb dieser Gruppierung entlang der horizontalen Koordinatenachse (PC1) (Diagramm 33).

Die Hauptkomponente (PC1) der PCA machte 79,91 % und die PC2 12,21 % der Variation im Datensatz aus (Tab. 12, 13). PC1 wurde am stärksten durch massenspezifische Merkmale (G ♀, EGA, EGE, GJ) sowie Eivolumen (EV) und PC2 durch proportionale Merkmalskombinationen (KRL ♀/EB, KRL ♀/EV) belastet. PC3 machte weitere 5,60 % der Variation aus und belastete am stärksten das Verhältnis Weibchengewicht zum Eigewicht (G ♀/EGA) sowie Weibchengewicht zum Jungtiergewicht (G ♀/GJ) (Tab. 14, Diagramm 34–36). Die PERMANOVA zeigte, dass sich die meisten Schwerpunktorte in der PCA statistisch nicht signifikant voneinander unterschieden, ausgenommen die Pygopodidae von den Sphaerodactylidae (p <0,01). Allerdings wiesen die relativ hohen F-Werte auf potenziell größere Unterschiede auch bei weiteren Familien-Paarungen hin, die jeweils einer der beiden verschiedenen Gruppierungen angehörten (Tab. 15).

Hauptkoordinatenanalyse (PCoA): Die Hauptkoordinatenanalyse (Diagramm 37) war kongruent mit der PCA hinsichtlich der Trennung zwischen den Familien, obwohl die PERMANOVA-Analysen ergaben, dass die Varianzen in der PCoA stärker streuten (F 1,167; p 0,3444) als in der PCA (F 0,9305; p 0,728).

Die 1. Koordinate machte 82,31 % und die 2. Koordinate 9,18 % der Variation im vergrößerten Datensatz von Fortpflanzungsmerkmalen (n=27) aus (Tab. 16, 17).

Die PERMANOVA der PCoA zeigte, dass sich, wie in der PCA, die meisten Schwerpunktorte statistisch nicht

signifikant voneinander unterschieden. Obwohl ähnlich, klassifizierte die PCoA-PERMANOVA eine andere Familien-Paarung (Eublepharidae+Sphaerodactylidae) als einzige signifikant (p <0,05) verschieden gegen allen übrigen möglichen Paarungen, aber die Familien-Paarung Eublepharidae+Carphodactylidae unterschied sich ebenfalls durch einen hohen F-Wert (Tab. 18).

Cluster-Analyse (CA): Die von der Cluster-Analyse gebildeten Cluster basierten auf den durchschnittlichen Entfernungen zwischen allen Fortpflanzungsmerkmalen der verbundenen Paargruppen (UPGMA). Fehlende Werte in den Datensätzen wurden durch die Bildung von Mittelwerten bereinigt.

Wie die PCA und PCoA generierte auch die Cluster-Analyse eine Baumtopologie mit der strukturellen Kombination von zwei Cluster. Die PCA- und PCoA-Gruppierungen mit den Familien Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae und Eublepharidae bildeten erwartungsgemäß auch in der Cluster-Analyse eine gemeinsame Klade und die Gruppierung der Familien Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae mit einer größeren Heterogenität die zweite Klade.

Die früheste Verzweigung in der ersten Klade, in der die Pygopodidae Schwesterfamilie des Diplodactylidae+Carphodactylidae+Eublepharidae-Clusters sind, bestätigte alle vorherigen zweidimensionalen Analysen. Die Carphodactylidae sind die Schwesterfamilie des Diplodactylidae+Eublepharidae-Clusters. In der zweiten Klade sind die Sphaerodactylidae die Schwesterfamilie des Phyllodactylidae+Gekkonidae-Clusters.

Die Aussagequalität der ausschließlich auf reproduktionsspezifischen Variablen beruhenden Cluster-Analyse (ungewurzelter Baum) leidet unter tiefen Bootstrappwerten. Obwohl die CA-Baumtopologie Cluster aus der phylogenetischen Struktur der Gekkota teilweise hervorhebt (d.h. Duplizität molekularer und reproduktionsspezifischer Verzweigungsmuster in der Clusterung von Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae), war der Prozentsatz der Bootstrap-Replikat, bei denen jeder Knoten noch unterstützt wurde, für allgemein gut abgesicherte Verzweigungen zu niedrig (Diagramm 38).

Eine weitere Cluster-Analyse (nicht abgebildet) in der mit den gleichen Datensätzen die Cluster auf der Basis des kleinsten Abstand zwischen der Gruppen gebildet wurden (single linkage Verfahren) verkürzte die

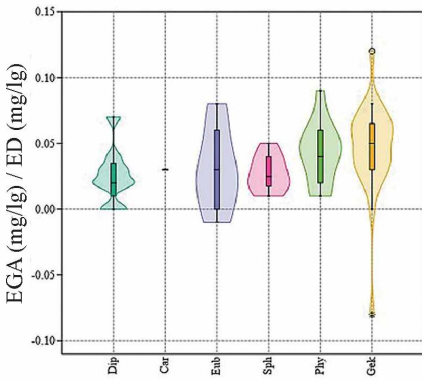


Diagramm 24: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Eianfangsgewicht/Dottergewicht von Taxa aus sechs Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

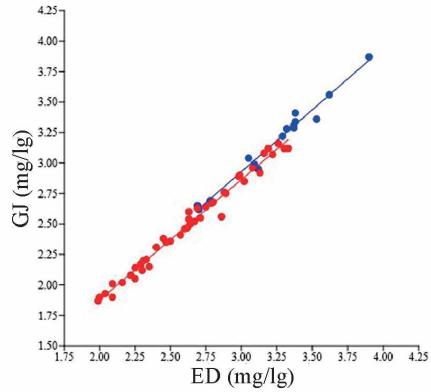


Diagramm 25: Scatter plot mit der Beziehung vom Dottergewicht zum Schlupfgewicht der Jungtiere abhängig vom Schalentyp von Taxa aus sechs Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

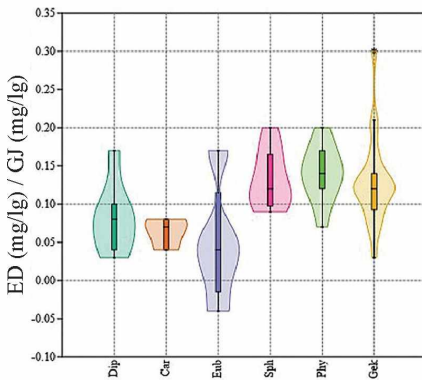


Diagramm 26: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Dottergewicht/Schlupfgewicht Jungtier von Taxa aus sechs Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

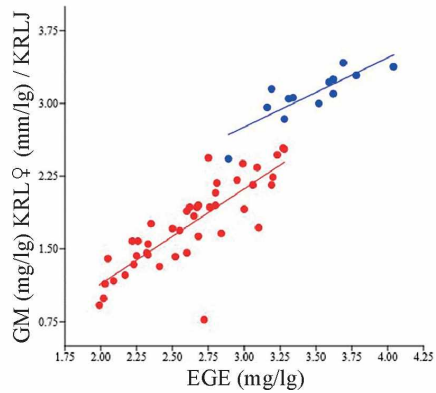


Diagramm 27: Scatter plot mit der Beziehung vom Eiendgewicht zum Gewicht der gelatinösen Substanz abhängig vom Schalentyp von Taxa aus sechs Familien der Gekkota (weichschalige Eier = blau, hartschalige Eier = rot). Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 3. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

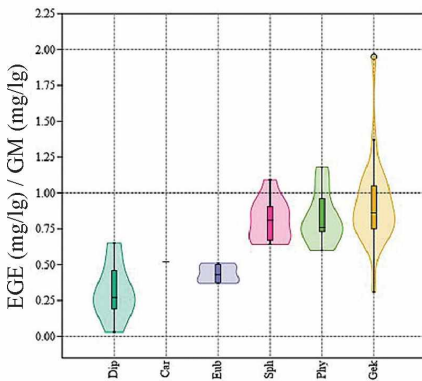


Diagramm 28: Violin plots mit eingebetteten Boxplots der Quotienten Eiendgewicht/Gewicht gelatinöse Substanz von Taxa aus sechs Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 1. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

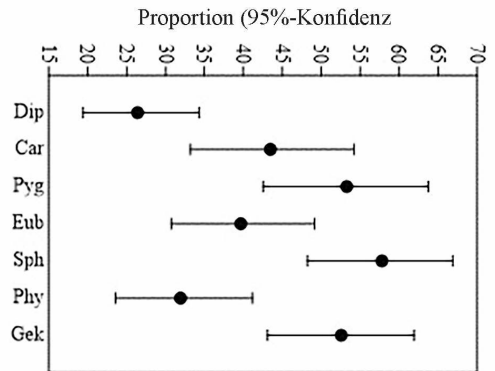


Diagramm 29: Geplottete 95 %-Konfidenzintervalle interfamilärer, signifikant unterschiedlicher Fortpflanzungsmerkmale der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 8. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

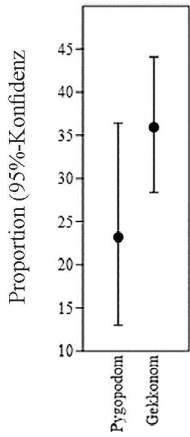


Diagramm 30: Geplottete 95 %-Konfidenzintervalle signifikant unterschiedlicher Fortpflanzungsmerkmale der Pygopodomorpha und Gekkonomorpha. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 9. Abkürzungen: Pygopodom = Pygopodomorpha, Gekkonom = Gekkonomorpha.

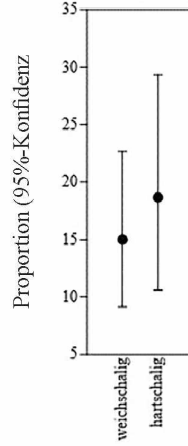


Diagramm 31: Geplottete 95 %-Konfidenzintervalle signifikant unterschiedlicher Fortpflanzungsmerkmale der Gekkota abhängig vom Eischalentyp. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 10.

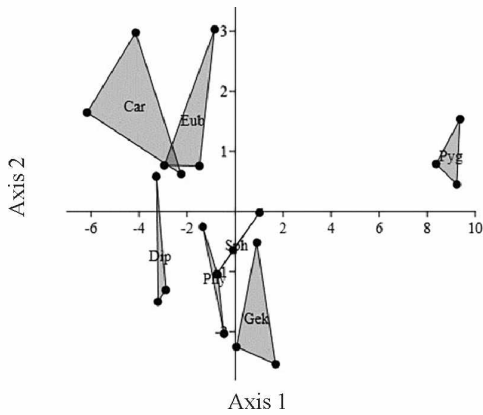


Diagramm 32: Plot der Diskriminanzanalyse basierend auf den Rohdaten meristischer, morphometrischer und massenspezifischer Fortpflanzungsmerkmalen von 149 Taxa aus allen Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 11. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

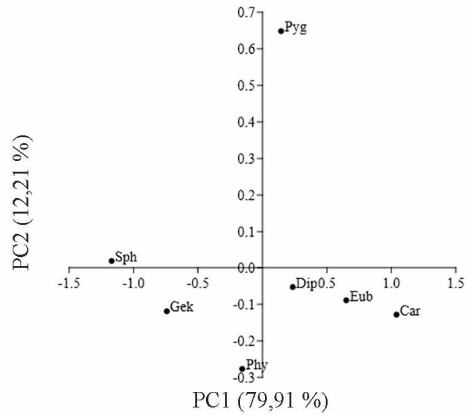


Diagramm 33: Plot der PCA-Analyse basierend auf 18 artspezifischen Fortpflanzungsmerkmalen (lg) von 149 Taxa aus den sieben Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 12, 13. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

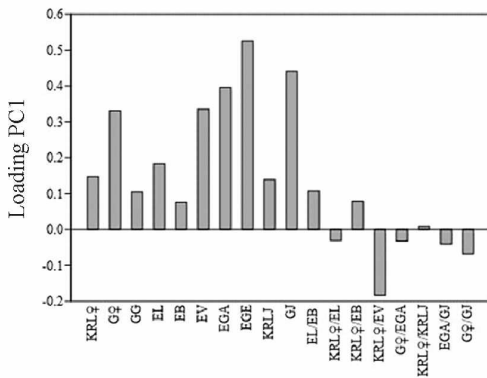


Diagramm 34: Die Balken plots zeigen die Ladungsressourcen der PC1 in der PCA an. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

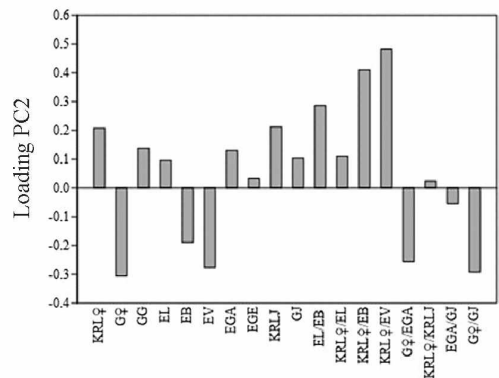


Diagramm 35: Die Balken plots zeigen die Ladungsressourcen der PC2 in der PCA an. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

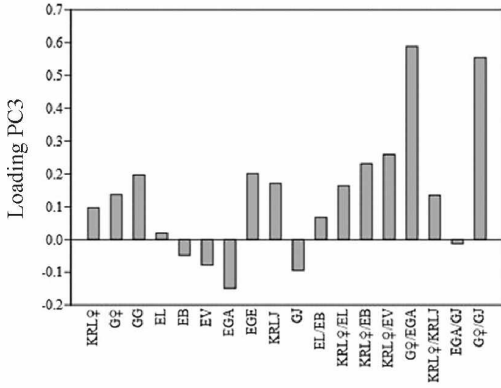


Diagramm 36: Die Balken plots zeigen die Ladungsressourcen der PC3 in der PCA an. Abkürzungen siehe Material und Methoden.

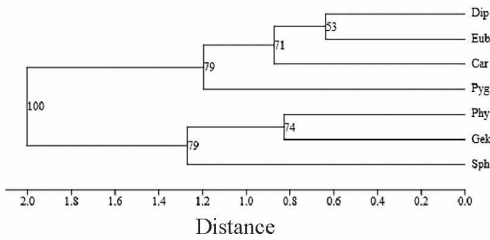


Diagramm 38: Ergebnisse der Cluster-Analyse (UPGMA, euklidisch, 1000 Bootstrap-Replikate) basierend auf meristischen, morphometrischen und massespezifischen Fortpflanzungsmerkmalen (lg) von 149 Taxa aus den Familien Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae, Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae. Weitere Informationen siehe Text. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

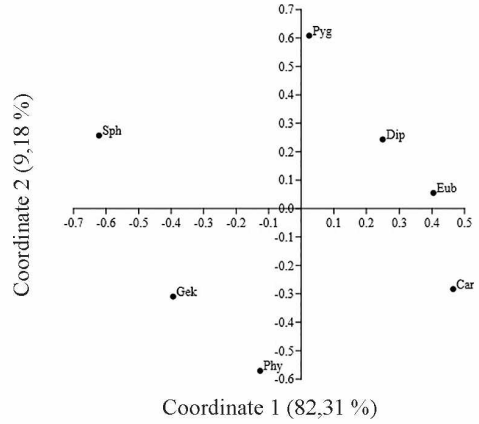


Diagramm 37: Plot der PCoA-Analyse basierend auf 27 artspezifischen Fortpflanzungsmerkmalen (lg) von 149 Taxa aus den sieben Familien der Gekkota. Weitere Informationen siehe Text und Tabelle 16, 17. Abkürzungen siehe Diagramm 2.

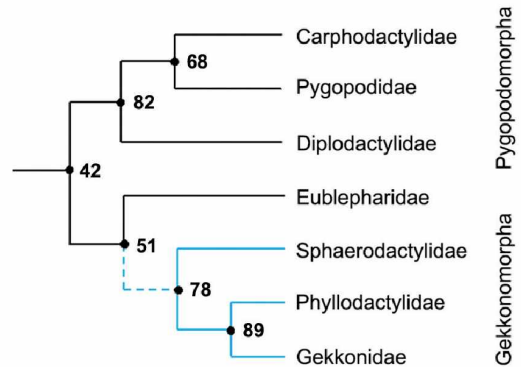


Diagramm 39: Schematische Phylogenie der Gekkota, zusammengesetzt aus einer Maximum-Likelihood-Analyse von 12 Genen (siehe PYRON et al. 2013). Schwarze Zweige zeigen Familien mit plesiotypischen und blaue Zweige Familien mit apotypischen Fortpflanzungsmerkmalen an. Die gestrichelte blaue Linie zeigt den Abschnitt der Modifizierung von Fortpflanzungsmerkmalen innerhalb der Gekkonomorpha an. Die an den Knoten eingetragenen Zahlen sind die Prozentsummen gemeinsamer statistisch nicht signifikant ($p > 0,05$) verschiedener meristischer, morphometrischer und massespezifischer Fortpflanzungsmerkmale.

Distanz (Heterogenität zwischen beiden Kladen) mit ebenso niedrigen Bootstrapwerten erheblich, veränderte aber nicht die Baumstruktur. Die Clusterung der Familien nach der Ward-Methode (nicht abgebildet), bei der die Varianzzunahme von Datensätzen innerhalb der Gruppe minimiert wurde, lieferte eine Baumtopologie, in der die Pygopodidae einen nicht durch Bootstrap-Replikat abgesicherten Zweig der zweiten Klade bildeten (Sphaerodactylidae+((Pygopodidae))+(((Phyllo-dactylidae+Gekkonidae))))).

4. Diskussion

Analysen, die komplexe Vergleiche von Reproduktionsmustern kombiniert mit der Evolution und Systematik der Gekkota behandeln, wurden bislang noch nicht durchgeführt. Getestet werden sollte deshalb anhand einer molekularen Phylogenie der Gekkota, ob sich die Kronengruppen Pygopodomorpha und Gekkonomorpha gradual gleich durch plesiotypische und apotypische Fortpflanzungsmerkmale unterscheiden, was entweder (1) eine gemeinsame Entwicklungsgeschichte reproduktiver Merkmale und phylogenetische Verwandtschaft widerspiegeln würde oder (2) unabhängig molekularer Verwandtschaftsstrukturen, die evolutive Aussicht auf Erfolg reproduktiver Merkmalsmodifizierungen dezidiert eine höhere Entwicklungsstufe in einer Kronengruppe anzeigt. Unter Verwendung eines phylogenetischen Ansatzes konnten die reproduktions-spezifischen Beziehungen in beiden Abstammungslinien tiefgründig untersucht werden, die kombiniert die zweite Hypothese stark unterstützen.

4.1. Muster und Raten der reproduktiven Linienvielfalt

Die Auflösung der Diversität und Beziehungen gekkonider Abstammungslinien erweist sich abhängig von der Auswahl der Merkmale regelmäßig als unterschiedlich (SITES et al. 2011). Studien anhand anatomischer und morphologischer Merkmale (u. a. Osteologie, Ophthalmologie, Histologie, Muskelgruppen, Haftstrukturen) liefern Beziehungsgeflechte, in denen interfamiläre Verwandtschaften wechseln oder sich die Anzahl systematisch höherstufiger Taxa (oberhalb der Gattung) verkleinert oder vergrößert (UNDERWOOD 1954, WERNER

1961, KLUGE 1967, 1976, 1982, 1983a, b, 1987, MOFFAT 1973, HECHT 1976, RUSSELL 1979, BAUER 1990a, LEE & CALDWELL 2000, CONRAD 2008, BOLET et al. 2022). Molekulare Untersuchungen großer Probenserien unter Verwendung von mtDNA und Nukleardatensätzen haben die strukturelle Auflösung von Verwandtschaftsbeziehungen innerhalb der Gekkota durch weitgehend konsistente Schätzungen schrittweise stabilisiert (DONNELLAN et al. 1999, HAN et al. 2004, TOWNSEND et al. 2004, GAMBLE et al. 2008a, b, 2011, JONNIAUX & KUMAZAWA 2008, PYRON et al. 2013, TONINI et al. 2016, ZHENG & WIENS 2016).

Einige Ansätze verbinden morphologische und physiologische oder andere nicht-molekulare Merkmale mit mitochondrialen und/oder nuklearen DNA-Datensätzen für Rekonstruktionen von Phylogenien der Gekkota. Beispielsweise kombinieren WIENS et al. (2010) molekulare und osteologische Daten von Geckos (exklusive Vertreter der Carphodactylidae und Phyllodactylidae) aus CONRAD (2008). Die erhaltene Baumstruktur weist die Eublepharidae als Schwestertaxon der Diplodactylidae und Pygopodidae aus. GAMBLE (2010) und GAMBLE et al. (2015a) kombinieren molekulare Daten mit der temperaturgesteuerten Geschlechtsfestlegung und GAMBLE et al. (2012) benutzen einen molekularen Baum, um die Evolution innerer und äußere Zehenstrukturen gekkonider Taxa aufzudecken. GAMBLE et al. (2015b) rekonstruierten die Evolution von Aktivitätsmustern von Geckos unter Verwendung einer zeitkalibrierten Phylogenie. Methodisch gleich verfahren in einem taxonomisch auf die Squamata ausgedehnten Rahmen auch MESQUITA et al. (2016) sowie D'ALBA et al. (2021). Sie kombinieren Phylogenien mit Daten der Gelegegröße bzw. Daten der Eischalenmorphologie.

Mehrere Komponenten der reproduktionsspezifischen Analysen von Geckos belegen eine Diversität zwischen den Abstammungslinien der Squamata. Die konstante geringe Gelegegröße der Gekkota stellt eine evolutionäre Reduzierung einer ursprünglich größeren Anzahl von Eiern pro Gelege dar und unterscheidet sie von den meisten übrigen Entwicklungslinien der Squamata (MEIRI et al. 2020, RÖSLER 2020a). Nach HEDGES & VIDAL (2009) sind die Eublepharidae die älteste Entwicklungslinie der Gekkota. Daraus kann geschlussfolgert werden, dass die Eublepharidae wahrscheinlich die elementaren Merkmale von Fortpflanzungseigenschaften in ihrer ursprünglichsten Ausprägung repräsentieren (KRATOCHVIL & FRYNTA 2002, 2005a, 2006, STAROSTO-

VÁ et al. 2005). Von den übrigen, evolutionär jüngeren Familien der Gekkota besitzt ein Teil weitgehend im Charakter mit den Eublepharidae übereinstimmende reproduktive Eigenschaften (Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae), aber eine alte monophyletische Entwicklungslinie (Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae, Gekkonidae) modifizierte eine Anzahl von Fortpflanzungsmerkmalen.

Aus der integrativen taxonomischen Analyse von Fortpflanzungsmerkmalen der sieben Familien der Gekkota geht hervor, dass die beiden basalen, molekular divergierenden Evolutionslinien nicht den normierten systematischen Gruppierungen gleichgestellt sind, da ihnen als gemeinsames phylogenetisches Merkmal homomorphe Schalenstrukturen fehlen (RÖSLER 2005, BAUER 2013). Verantwortlich für die Unterscheidbarkeit der zwei anhand reproduktiver Charaktereigenschaften gebildeten taxonomischen Gruppierungen ist in erster Linie die Umwandlung einer ursprünglich kalziumarmen in eine vollständig kalzifizierte Eischale (BUSTARD 1968a, PIKE et al. 2012, CHOI et al. 2018). In beiden Gruppierungen sind nachweislich weitere Reproduktionsmerkmale vorhanden, die mit den Schaleneigenschaften korrespondieren (siehe unten). Hauptmerkmal der aus Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae und Eublepharidae bestehenden Gruppierung ist die Produktion plesiomorph weichschaliger Eier und der aus Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae bestehenden Gruppierung die Produktion apomorph hartschaliger Eier (siehe oben). Erstere Familien unterscheiden sich von letzteren durch größere Kopf-Rumpflängen und Körpergewichte der Weibchen, fehlenden Taxa mit der Produktion von Einzelei-Gelegen, in der Längsachse längeren Eiern und daraus abgeleitet größerem Eivolumen, ein größeres Eianfangs-, Eiend- und Dottergewicht sowie durch größere und schwerere Jungtiere, ein größeres Nassgewicht der Eischale, einschließlich ihre Fähigkeit zur Absorption von Wasser, sowie einer größeren Masse im Ei zurückbleibender gelatinöser Substanz nach dem Schlupf der Jungtiere.

Wenngleich nicht alle, so spiegeln doch die meisten der als ursprünglich klassifizierten Merkmale von Geckos auch Auswirkungen in der Proportionalität der Variablen wider. Von den Eiportionen (EL/EB) der Geckos ist bekannt, dass sie in zwei Fraktionen zerfallen (KRATOCHVIL & FRYNTA 2005b, RÖSLER 2021 und dort zit. Lit.). Statistisch unterstützen das die im Rahmen dieser

Studie durchgeführten Analysen, einschließlich der positiv allometrischen Eilänge der Pygopodidae. Affinitäten, die die Dichotomie beider Eischalentyp-Gruppierungen unterstützen, sind die mit dem Wasserhaushalt der Eischale korrelierten Eigenschaften (EGA/ESGn) sowie das ungleiche Verhältnis der im Ei zurückbleibenden Rückstände nach dem Schlupf der Jungtiere (EGE/GM). Die proportionalen Beziehungen der weiblichen Körpergröße und ihrem Körpergewicht zu Eigröße, -symmetrie und -gewicht (KRL/EL, KRL/EB, KRL/EV) sowie zum Gewicht der Schlüpflinge (G♀/GJ) bestätigen ebenfalls gegenseitige Abhängigkeiten in beiden mit dem Schalentyp assoziierten Gruppierungen, wie sie auch von anderen oviparen Squamata bekannt sind (MEIRI et al. 2014 und darin zit. Lit.). Das Schlupfgewicht der Jungtiere ist bei Geckos generell mit den mütterlichen Investitionen in den Eiinhalt korreliert. Es ist weniger von exogenen Faktoren abhängig (RÖSLER 2021 und darin zit. Lit.). Namentlich die Wasserdynamik des Dotters im intakten Geckoei beeinflusst das Gewicht der Nachkommen nur schwach (ED/GJ). Die Analysen ergaben, dass die Eublepharidae am meisten in die Dottermasse investieren und damit den größten Umsatz in das Schlupfgewicht der Jungtiere erzielen. In diesem Merkmal unterscheiden sie sich von den phylogenetisch nächstverwandten Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae substantiell.

Verschiedene Übersichten zu artspezifischen Gelegegrößen zeigen, dass die Gelege der Squamata unterschiedlich viele Eier enthalten können (KÖHLER 2004, SCHWARZ & MEIRI 2017, MEIRI et al. 2020). Die evolutionäre Reduzierung einer multiplen Anzahl von Eiern, teilweise kombiniert mit der Fixierung auf ein einzelnes Ei, sind Ausnahmen, beispielsweise bekannt von Arten der Dactyloidae (Iguanidae, *Anolis* s. str., siehe ANDREWS & RAND 1974, COX & CALSBECK 2009). Die Gekkota sind die einzige Entwicklungslinie der Squamata mit einer Gelegegröße von maximal zwei Eiern (UNDERWOOD 1954, KLUGE 1967, BUSTARD 1968a), unterboten nur von den Dibamidae, die wahrscheinlich ausschließlich Einzelei-Gelegen produzieren (GREER 1985). Die Reduzierung der Gelegegröße auf Doppelei-Gelege bei den Geckos ist ein vom Schalentyp unabhängig erfolgter Evolutionsschritt. Die spätere Verkleinerung der Eianzahl auf Einzelei-Gelege erfolgte vermutlich abhängig vom Schalentyp konvergent (siehe unten), entweder durch die Reduzierung bei einem generischen

Vorfahren oder intraspezifisch. Eine einmal erworbene Produktion von Einzelei-Gelegen kann unabhängig von evolutionären Veränderungen der Körpergröße durch phylogenetische Trägheit beibehalten werden (Engpass-Hypothese, SHINE & GREER 1991, KRATOCHVIL & KUBIČKA 2007). Aus der Produktion größerer Gelegen (>2 Eier) resultieren bei vielen Squamata meist negative Größenallometrien anderer Fortpflanzungsmerkmale relativ proportional ansteigend zu Körpergröße und Körpergewicht der Weibchen, u. a. Verkleinerung der Eigröße, Maße und Masse der Jungtiere (PETZOLD 1984, MEIRI et al. 2014, MEIRI 2019, SHINE & GREER 1991, KRATOCHVIL & KUBIČKA 2007). Die konstante Gelegegröße aller Familien der Gekkota schließt interfamiliär homogene Größenallometrien weiterer Reproduktionsmerkmale ein. Zu diesen zählen die Beziehungen des Eigewichts proportional zum Dottergewicht sowie zum Gewicht der Schlüpflinge (EGA/ED, EGA/GJ), die weitgehend positiv allometrisch korreliert sind. Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae, Sphaerodactylidae und Phyllodactylidae unterscheiden sich in der Proportionalität von Eigewicht und Schlupfgewicht der Nachkommen nicht, aber die Jungtiere der Gekkonidae sind im Vergleich zum Eianfangsgewicht wesentlich leichter als die der Eublepharidae. Als eindeutiges Ergebnis des Kompromisses zwischen Gelegegröße und relativer Größe der Nachkommen sind bei den Geckos die kollektiven Beziehungen von artspezifischen weiblichen Kopf-Rumpflängen zu den Schlupfgrößen der Nachkommen ($KRL_{\text{♀}}/KRL_{\text{J}}$) zu bewerten. Berücksichtigt man die aus den statistischen Analysen von Fortpflanzungsmerkmalen erhaltenen Ergebnisse unterscheiden sich die Pygopodidae innerhalb der aus den Taxa mit der Produktion weichschaliger gebildeten Gruppierung von den übrigen drei Familien durch die meisten signifikanten Merkmale (siehe oben). Außer den als Hilfsmittel für bestimmte im Zusammenhang mit oologischen Handlungen nicht nutzbaren reduzierten Gliedmaßen ist es vor allem der gestreckte, schlangenähnliche Körper, der diese Unterschiede auf der taxonomisch interfamiliären Ebene ausmacht. Die Eiform der Pygopodidae ist wie bei Schlangen (Serpentes) mit der Körperform korreliert (HEDGES 2008). Aus der zylindrischen Eiform leiten sich viele der weiteren proportional zur weiblichen Körpergröße und ihrem Gewicht auf hohem Niveau signifikant verschiedene reproduktive Merkmalsbeziehungen ab.

Zusammenfassend ergeben die Analysen der Fortpflanzungsmerkmale von Geckos, dass das Niveau (d.h. die Anzahl der signifikanten Merkmale $p < 0,01$) der Unterschiede zwischen den Familien Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae und Eublepharidae wesentlich größer ist als zwischen den Familien Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae. Gemeinsam teilen sich die Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae apomorph eine gleiche Eischalenmorphologie sowie die Fähigkeit, die Gelegegröße generisch oder artspezifisch auf die regelmäßige Produktion von Einzelei-Gelegen zu begrenzen. Die Sphaerodactylidae, als ancestrale Entwicklungslinie des hartschaligen Ei-Clusters, unterscheiden sich von den beiden anderen Entwicklungslinien, Phyllodactylidae und Gekkonidae, in proportionalen Beziehungen von Fortpflanzungsmerkmalen schwach. Lediglich Eiabmessungen und/oder Eigewichte im Verhältnis zu Körpergröße und Körpergewicht der Sphaerodactylidae sind nach den ermittelten Werten der Phyllodactylidae und Gekkonidae statistisch verschieden (Tab. 2).

Alle Befunde zum Abhängigkeitsverhältnis reproduktiver Einzelmerkmale vom Eischalentyp werden von den durchgeführten Tests unterstützt. Die LDA zeigt ein deutliches Beziehungsmuster von Pygopodomorpha und Eublepharidae konträr zum Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae-Cluster als reproduktionsspezifisch isolierte monophyletische Gruppe der Gekkonomorpha. Die PCA und PCoA platzieren in übereinstimmender taxonomischer Konstellation anhand plesiotypischer und apotypischer Reproduktionsmerkmale beide Gruppierungen in räumlich axial (vertikal) getrenntseitig verteilten Positionen im Koordinatensystem. Ebenso bestätigt werden die reproduktiven Merkmalsbeziehungen zum Eischalentyp bei den Gekkota durch die von der CA gebildeten Cluster.

4. 2. Beziehungen von Fortpflanzungsmerkmalen zur Umwelt

Veränderungen von Elementen der Fortpflanzungsstrategie sind Teil der Life-history-Evolution und Naturgeschichte aller Entwicklungslinien der Squamata (HENLE 1990, MESQUITA et al. 2016, MEIRI 2019 und darin zitierte Literatur). Abhängigkeiten der Fortpflanzungsmuster von Geckos erweisen sich in den Beziehungen zu Verbreitung, Klima, Lebensweise, Verhaltensmuster

und Körperbau anhand der Analysen als qualitativ und quantitativ unterschiedlich.

Zonal-globale Verteilungsmuster: Geckos sind eine zirkumglobal verbreitete Echsengruppe (UNDERWOOD 1954, KLUGE 1967, BAUER 2013). Die im Zusammenhang mit der Verbreitung zur Fortpflanzung durchgeführten Analysen in dieser Studie berücksichtigen nicht die natürliche Diversität von Geckos. Ausgehend von der größten Artichte liegt der geographische Schwerpunkt von Geckos subäquatorial in der südlichen Hemisphäre, mit Zentren in Südafrika und in Australien (RÖSLER 2017, MEIRI 2019).

Australien weist die größte Konzentration von Arten auf, die weichschalige Eier produzieren. Zurückzuführen ist das auf die Diversifizierung der Pygopodomorpha mit einer hohen Speziation ausschließlich in der Australis. Die Eublepharide als weitere Gruppe mit weichschaligen Eiern sind mit weniger Arten vornehmlich in der äquatorialen Zone verbreitet aber einige Arten (*Coleonyx*, *Eublepharis*) leben auch nördlich vom Wendekreis des Krebses (GRISMER 1988, SEUFER et al. 2005). Generell scheint das Verbreitungsmuster von Geckos mit der Produktion unterschiedlich beschalteter Eier zu korrespondieren, was die Ergebnisse dieser Studie nur partiell belegen. Das Beibehalten der ursprünglichen Produktion weichschaliger Eier ist ein starkes phylogenetisches Merkmal, korrespondierend mit dem ursprünglichen Evolutionszentrum und nicht abhängig von erdgeschichtlichen geodynamischen Veränderungsprozessen bzw. Wanderbewegungen der geckoniden Vorfahren (ESTES 1983).

Eine Modifizierung von Eischalen durch größere Kalziumeinlagerungen wurde von Arten der Gattungen *Correlophus*, *Eurydactyloides*, *Mniarogekko* und *Rhacodactylus* beschrieben (RÖLL 2001a, ANDREWS 2017, SCHÖNECKER 2018, CIGLER et al. 2019, RÖSLER 2019, 2021). Dabei dürfte es sich um einen noch nicht abgeschlossenen Evolutionsprozess (die Eischale härtet nicht vollständig aus) von nördlich des Wendekreises des Steinbocks vorkommenden Arten handeln (d.h. innerhalb des hier definierten äquatorialen Gürtels), der wahrscheinlich, weil regional streng isoliert, nicht durch das geographische Verteilungsmuster erklärt werden kann, sondern eher auf den „Inseleffekt“ zurückzuführen ist (siehe unten).

Auf die umrissenen Verbreitungsstrukturen gegründet, lässt sich die Diversität weiterer reproduktiven Merkmale

zurückführen, jedoch sind die Befunde stark von räumlichen Grenzen, der Probengröße und Auswahl der Taxa abhängig. Die Radiationen von Geckos in beiden Randgebieten unterschieden sich von den innerhalb des bis zu den Wendekreisen reichenden äquatorialen Gürtels verbreiteten Taxa in Körpergröße, Körpergewicht, Gelegegröße und oologischen Merkmalen sowie den daraus abgeleiteten Eigenschaften der Nachkommen.

Mit zunehmender Entfernung vom Äquator nimmt die Körpergröße der Weibchen von Geckos zu, dabei verringert sich jedoch gleichzeitig ihr Gewicht. Berücksichtigt man den geographischen Effekt der zunehmenden Körpergröße, resultiert daraus eine höhere Fortpflanzungsrate, eine Zunahme der Eigröße sowie ein größeres Schlupfgewicht der Nachkommen. Insgesamt wirken geographische Aspekte für die Evolution von Fortpflanzungseigenschaften der Geckos nur in Kombination mit biotischen und abiotischen Faktoren. Geografische Isolationseffekte: Lebensgeschichte und Populationsökologie kontinental und insular verbreiteter Vertebrata sind über systematische Grenzen hinaus grundlegend verschieden (WHITTAKER et al. 2017, BAECKENS & VAN DAMME 2020). Das bekannteste morphometrische Phänomen sind Inselgigantismus oder Verzweigung auf ozeanischen und kontinentalen Inseln, allgemein als „Inseleffekt“ bezeichnet. Beispiele des Phänomens von diversen Squamata publizierten MERTENS (1934) und MEIRI (2007).

Geckos liefern einige althergebrachte Beweise für extreme Anpassungen der Körpergröße auf Inseln. Beispiele für maximale Größen- und Gewichtsentwicklung bei Insel-Geckos sind die subrezent Arten *Hoplodactylus delcourti* (KRL 370 mm) und *Phelsuma gigas* (KRL 218 mm) sowie die rezenten *Rhacodactylus leachianus* (KRL 280 mm) und *Phelsuma guentheri* (KRL 160 mm) in geographisch nicht zusammenhängenden Refugien (VINSON & VINSON 1969, BAUER & RUSSELL 1986, BAUER & SADLER 2000) und für eine Miniaturisierung von Körpergröße und Körpergewicht, die phylogenetisch enger verwandten Arten *Sphaerodactylus ariasae*, *Sphaerodactylus elasmorhynchus* und *Sphaerodactylus parthenopion* (alle drei Arten KRL \leq 18 mm) von den Antillen (MEIRI 2008, GLAW et al. 2012).

Die für den Insel-Festland-Vergleich von Fortpflanzungsmerkmalen benutzte Stichprobe berücksichtigt fast das gesamte Spektrum von Größenkategorien von Taxa verschiedener Familien der Gekkota (Anhang

2). Sie enthält kleinwüchsige Arten der artenreichen Gattungen *Pristurus* und *Sphaerodactylus* (Sphaerodactylidae) und *Ebenavia* und *Matoatoa* (Gekkonidae) sowie großwüchsige Arten der Gattungen *Aristelliger* (Sphaerodactylidae) und *Rhacodactylus* (Diplodactylidae) verschiedener Inseln bzw. kleinwüchsige Taxa der Gattungen *Hemidactylus* und *Lygodactylus* (Gekkonidae) sowie großwüchsige Taxa von *Lialis* und *Pygopus* (Pygopodidae) sowie *Goniurosaurus* (Eublepharidae) vom Festland. Intragenerisch tritt der klassische „Inseleffekt“ bedeutend differierenden Kopf-Rumpflängen bei Arten der Gattungen *Haemodracon*, *Phelsuma* und *Uroplatus* hervor (RÖSLER & WRANIK 2003, GEHRING 2020, HALLMANN et al. 2008).

Inseltypische Veränderungen oder spezielle Anpassungen von Fortpflanzungsmerkmalen sind in situ bei einigen Entwicklungslinien der Gekkota vorhanden. Generell überwiegen aber reproduktionsspezifisch starke phylogenetische Merkmale auf taxonomischer Familienebene in Kontinent-Insel-Systemen.

TEJERO-CICUÉNDEZ et al. (2021) vergleichen Arten der Gattung *Pristurus* vom kontinentalen Afrika und Arabien mit Arten der Insel Sokotra (Jemen). Sie stellen fest, dass eine insulare gegenüber einer kontinentalen Artengruppe allgemein keine höheren Konzentrationen oder Raten morphologischer Diversifizierung aufweist und die Entwicklung der Körpergröße und Körperform vorrangig von der Habitatspezialisierung abhängt. Anwendbar sind diese Resultate auch für die Gattungen *Tarentola* und *Gekko* mit ebenfalls insularen und festländischen Arten (diese Studie).

Nach physikalischen Eigenschaften in flexibel und starr beschaltete Eiern gegliedert, zeigt die taxonomische Zusammensetzung von Inselfaunen eine Beziehung zu den phylogenetischen Entwicklungslinien der Gekkota. Ovipare Squamata besiedeln unabhängig vom Eischalentyp zahlreiche kontinentale und ozeanische Inseln (MERTENS 1934). Inseln erreichten Reptilien normalerweise durch marines Driften, entweder mittels lebender Individuen oder ihrer Eier. Die Entwicklung einer harten Eischale hat die Dispersion gekkonider Taxa gefördert. Auf entlegenen ozeanischen Inseln fehlen weichschalige Eier produzierende Geckoarten, obwohl Squamata mit diesem Schalentyp auf ihnen vorkommen (vgl. Sauria-Radiationen und taxonomische Struktur pazifischer Inseln, ZUG 2013). Wahrscheinlich ist, dass sich in Verbindung mit den drastischen Ver-

änderungen des Eiablageverhaltens von Taxa, die hartschalige Eier produzierten (siehe unten), die Häufigkeit einer Verdriftung gekkonider Eier erhöhte, während der zufällige Floßtransport lebender Individuen abhängig von der Lebensweise selektiv größeren negativen Einflüssen unterlag.

Auf eine intrafamiliäre Modifizierung der Eischale einiger Taxa der Diplodactylidae wurde schon mehrfach hingewiesen (siehe oben). Aufbau und Zusammensetzung der Eischalen, insbesondere die darin enthaltene Menge anorganischer Grundstoffe, von Arten der Gattungen *Correlophus*, *Eurydactyloides*, *Mniarogekko* und *Rhacodactylus* korrespondiert streng mit einer insularen Verbreitung. Weitgehend handelt es sich um intragenerische Schalenmerkmale aber mindestens *Rhacodactylus* weicht von diesem Muster ab (RÖSLER 2020b und darin zitierte Literatur). Keine der phylogenetisch nächstverwandten in Australien verbreiteten oviparen Arten von *Amalasia*, *Crenadactylus*, *Diplodactylus*, *Hesperoedura*, *Lucasium*, *Nebulifera*, *Oedura*, *Pseudothecadactylus*, *Rhynchoedura* und *Strophurus* entwickelte Schalentypen mit ähnlich erhöhten Kalziumkonglomeraten (GREER 1989, 2022, SWAN 2008). Es gibt Anzeichen, dass andere auf Inseln verbreitete Geckos eine den oben genannten insularen Taxa der Diplodactylidae ähnliche Strategie verfolgen. D'ALBA et al. (2021) ermitteln einen Kalziumanteil von 74 % in der flexiblen Eischale von *Goniurosaurus kuroiwae*, einer auf den Ryūkyū-Inseln vorkommenden Art der Eublepharidae, aber der Befund muss für eine abschließende Beurteilung der Inselfpezifität noch mit Eisschalen congenerischer kontinentaler Taxa verglichen werden. Unabhängig davon lässt sich die lokal auftretende progressive Anreicherung der Eischale mit Kalzium vorläufig als „Inseleffekt“ bezeichnen.

Obwohl viele insulare Geckos ausnahmslos Einzelei-Gelege produzieren ist die Reduzierung der Gelegegröße nicht allein auf Isolationsmechanismen, sondern auf mehrere Faktoren zurückzuführen, die einen evolutionären Druck ausübten. Die Entwicklung von Doppelsei-Gelegen zu Einzelei-Gelege kann artspezifisch sowohl auf dem Festland als auch einer Insel erfolgt sein. Intragenerisch verschiedene Gelegegrößen-Standards bei Geckos sind u. a. von Arten der Gattungen *Gehyra*, *Gymnodactylus*, *Phyllodactylus*, *Saurodactylus* und *Tarentola* bekannt (MEIRI et al. 2020, RÖSLER 2020). *Gymnodactylus* und *Saurodactylus* sind fest-

ländisch verbreitet, von allen übrigen Gattungen sind zusätzlich auch Arten von Inseln bekannt. *Haemodracon* ist die einzige Gattung, bei der die Veränderung der Gelegegröße mit einer in situ insularen Speziation zusammenfällt. Verantwortlich für die Reduzierung der Gelegegröße auf Einzelei-Gelegen bei *Haemodracon trachyrhinus* war aber vermutlich nicht die insulare Isolation. Als biotische Selektionsfaktoren haben bei dieser Art möglicherweise Räuber-Beute-Beziehungen und Nahrungsnetzmuster zur Miniaturisierung der invarianten Gelegegröße von einem Ei beigetragen.

Das allgemeine bekannte reproduktionsspezifische Muster der Squamata, wonach Taxa kontinentaler und ozeanischer Inseln kleinere Gelege und wenige große Nachkommen sowie umgekehrt auf dem Festland größere Gelege und mehr kleine Nachkommen erzeugen (NOVOSOLOV et al. 2013, NOVOSOLOV & MEIRI 2013), bestätigen die auf Geckos begrenzten Ergebnisse dieser Studie nicht. Life-history-Parameter können wie auf dem Festland gleichermaßen auch auf Inseln zu Veränderungen reproduktiver Merkmale führen. Von den Sphaerodactylidae und Phyllodactylidae produzieren Einzelei-Gelege gleichermaßen insulare und kontinentale Arten oder Gattungen (RÖSLER 2020b und dort zitierte Literatur). Auf Inseln vorkommende Taxa der Gekkota sind kleiner (KRL) als die vom Festland, aber ihr Körpergewicht ist größer. Insulare Taxa unterscheiden sich in der Gelegegröße nicht von festländischen und sie produzieren kleinere Eier aus denen leichtere Jungtiere schlüpfen.

Es können sehr feine Fortpflanzungsunterschiede existieren, wie beispielsweise bei *Aristelliger* (Sphaerodactylidae). Ausgenommen der in Belize, Honduras und Mexiko festländisch sowie auf einigen Inseln im Küstenvorfeld von Kolumbien verbreiteten *Aristelliger georgeensis* sind alle übrigen *Aristelliger*-Arten Inselbewohner der Antillen (BAUER & RUSSELL 1993). *Aristelliger georgeensis*, *Aristelliger lar* und *Aristelliger praesignis* gehören einer monophyletischen Entwicklungslinie an (BAUER & RUSSELL 1993), produzieren relativ kleine Eier und damit korrespondierend kleinere Nachkommen (diese Studie). *Aristelliger barbouri*, *Aristelliger cochranæ* und *Aristelliger reyesi* gehören zu einer anderen monophyletischen Entwicklungslinie (Subgenus *Aristelligella*, siehe NOBLE & KLINGEL 1932, CLOUD 2013) und sie produzieren relativ größere Eier und Nachkommen (SCHWARTZ & HENDERSON 1991, DIAZ

& HEDGES 2009). Möglicherweise sind ökologische Faktoren (z.B. Nahrungskonkurrenz, Prädationsdruck), wie sie bei Taxa vom Festland unterschiedlich große reproduktive Aufwendungen erzeugen, auch bei den insularen *Aristelliger*-Arten verantwortlich (vgl. PAFILIS et al. 2011), unabhängig von den phylogenetischen Beziehungen.

Klima: Abiotischen Faktoren haben die Lebensgeschichte von Tieren entscheidend beeinflusst. PIE et al. (2017) stellen fest, dass bei den Squamata klimatische Anforderungen eine entscheidende Rolle bei ihrer Diversifizierung gespielt haben. Untersuchungen unter Verwendung großer Datensätze zeigen, dass einige Taxa verschiedener Entwicklungslinien der Squamata auf langfristig stabile großräumige Klimaveränderungen durch spezielle Anpassungen von Fortpflanzungsmerkmalen reagierten (MESQUITA et al. 2016, MEIRI et al. 2020). Für den Übergang von der Oviparie zur Viviparie einzelner Squamata werden hauptsächlich kühle Temperaturen während der Fortpflanzungszeit verantwortlich gemacht, wobei man davon ausgeht, dass sich niedrige Nesttemperaturen negativ auf die Eientwicklung und Nachkommen auswirken (TINKLE & GIBBONS 1977, BLACKBURN 1982, SHINE 1983). Innerhalb der Gekkota ist das bekannteste Beispiel dafür das Lebendgebären von zwei vollständig entwickelten Jungtieren aller neuseeländischer Geckos (CREE & HARE 2016). Viviparie entwickelte sich aus einer verlängerten Uterusretention der Eier und soll nach SHINE (1995) die Leistungsfähigkeit von Nachkommen steigern. Das Argument stützt die Viviparie der neukaledonischen Arten *Rhacodactylus trachycephalus* und *Rhacodactylus trachyrhynchus*.

Die globale klimaräumliche Verteilung von Geckos umfasst feuchtwarme Waldgebiete bis trockenheiße Wüstengebiete einschließlich vieler thermischer und hygri-schen Übergänge (RÖSLER 2017). Die in dieser Studie behandelten Beziehung der Reproduktion oviparer Taxa zum Klima berücksichtigt drei Klimazonen mit unterschiedlichen Artendichten. Der Hauptteil der ausgewählten Taxa ist in den Tropen und Subtropen verbreitet und nur wenige kommen in kühleren Bereichen vor. Das entspricht der natürlichen Zusammensetzung von Verbreitungsmustern der Geckos, auch wenn die Lebensräume weiterer hier nicht behandelter Arten und Gattungen in relativ trockenen Gebieten der kühl-gemäßigten Klimazone liegen (vgl. Verbreitung

paläarktischer Taxa in SINDACO & JEREMČENKO 2008 und neotropischer Taxa in CEI 1979, DEMANGEL 2016). Taxa der Gekkota mit der Produktion weichschaliger Eier fehlen in kühlgemäßigten Regionen komplett. Am weitesten nach Norden vorgedrungen, einschließlich montaner Bereiche, sind Taxa der Gekkonidae (BAUER et al. 2013, RÖSLER 2017). Sie produzieren hartschalige Eier aber ihre nördliche Ausbreitung reicht nicht so weit nach Norden wie die anderer Squamata, die sich in nördlichen Teilen der Paläarkis und Nearktis durch weichschalige Eier fortpflanzen (ENGELMANN et al. 1993, SMITH 1995). Im Süden der Neotropis besiedeln dagegen einzelne Taxa der Phyllodactylidae mit der Produktion hartschaliger Eier auch Gebiete mit gemäßigt ozeanischem Klima (DEMANGEL 2016).

Einzelei-Gelege in Verbindung mit einer geringeren saisonalen Gelegeproduktion in relativ kühlen Habitaten erhöhen das Aussterberisiko (MEIRI et al. 2020). Die Gelege gekkonider Taxa kühlgemäßigter Regionen enthalten weniger Eier als die tropischer und subtropischer Taxa aber eine Verringerung der Gelegegröße von zwei auf ein einzelnes Ei pro Gelege kommt bei den in der nördlichen Kühlgemäßigten Zone verbreiteten Geckos nicht vor. Überraschend weichen aber einige Geckos, die auf der Südhalbkugel der Erde vorkommen, von dem geographischen Gelegegrößen-Schema ab. Im Randbereich der Neotropis (bis $<46^\circ$ südl. Br.), in Räumen mit Winterkaltem Trockensteppenklima, produzieren *Homonota*-Arten (Phyllodactylidae) Einzelei-Gelege. IBARGÜENGOYTÍA & CASALINS (2007) stellen fest, dass niedrige Durchschnittstemperaturen für eine geringe Fortpflanzungsleistung bei *Homonota darwini* sorgen und es kann vorkommen, dass der jährliche durch einen zweijährigen Fortpflanzungszyklus ersetzt wird. Allerdings dürfte die Reduzierung der Gelegegröße auf ein einzelnes Ei nicht temperaturbedingt erfolgt sein, sondern mit der aus anderen Gründen erworbenen Eigenschaft weiter nördlich lebender Vorfahren zusammenhängen.

MEIRI et al. (2012) stellen fest das Umgebungstemperaturen den Fortpflanzungsmodus und damit die Produktivität der Squamata stark beeinflussen. Die Auswertung der statistischen Analysen zeigt, dass thermische Verhältnisse der Lebensräume von Geckos einige Fortpflanzungsmerkmale bestimmen. Temperaturabhängige Auswirkungen auf Körpergröße und Gewicht der Weibchen, Gelegegrößen und Schalenstrukturen sind artspezifisch

erheblich, in Summe abhängig von den Temperaturzonen auch zwischen und innerhalb phylogenetischer Abstammungslinien relativ unähnlich. Es scheint aber, dass neben ökologischen und anderen Faktoren auch thermische Bedingungen der Subtropen ein zunehmendes Größenwachstum bei Geckos gefördert haben. Seitens des Abhängigkeitsverhältnisses zur mütterlichen Größe und ihrem Gewicht korrespondieren damit viele Fortpflanzungsmerkmale. Ein direkter Einfluss der Umgebungstemperatur auf reproduktive Strategien von Geckos, insbesondere die kausale Beziehung zwischen Eigröße und Schlupfgröße der Nachkommen besteht offenbar nicht. Anzeichen einer natürlichen Selektion von Fortpflanzungsmerkmalen in unterschiedlichen Temperaturzonen unabhängig von Größe und Gewicht der Weibchen fehlen. Speziell oologische Merkmale, abhängig von der Konstitution der Weibchen, weisen keine im Einklang mit der Temperatur stehende Differenzierungen auf.

Die Geschlechtsbestimmungssysteme von Squamata sind komplex und genetische vorbestimmte Festlegungen (Geschlechtschromosomen) können durch Umweltfaktoren umgewandelt werden (vgl. Karyotypanalysen in RADDER et al. 2008). Noch wenig erforscht sind die für die Nachkommen wirksamen geschlechtsbestimmende Faktoren bei Geckos. Im Besonderen fehlen ausreichende Datenmengen von Taxa, die zur genotypischen Geschlechtsbestimmung (GSD = genetic sex determination) vs. temperaturabhängigen Geschlechtsbestimmung (TSD = temperature-dependent sex determination) für eine vergleichende Analyse der Beeinflussung durch mesoklimatische Klimabedingungen genutzt werden könnten. Aus den zusammenfassenden Übersichten in VIETS (1993) und GAMBLE (2010) lassen sich vorläufig noch keine aussagekräftigen Rückschlüsse auf eine durch räumliche Klimaeinflüsse beruhende Verbindung zu beiden Mechanismen ziehen. Bei den in dieser Studie behandelten Taxa war keine Beeinflussung der geschlechtsbestimmenden Faktoren von Nachkommen durch geographisch unterschiedliche Temperaturen festzustellen. Anhand der Daten von GAMBLE (2010) sind von den in dieser Studie verwendeten Taxa mit genotypischer Geschlechtsbestimmung *Lialis burtonis*, *Coleonyx elegans*, *Gehyra australis*, *Lepidodactylus lugubris*, *Lygodactylus picturatus* und *Paroedura picta* tropisch sowie *Coleonyx brevis* und *Coleonyx variegatus* subtropisch verbreitet. Von den Taxa mit temperaturab-

hängiger Geschlechtsbestimmung sind *Rhacodactylus auriculatus*, *Rhacodactylus leachianus*, *Hemitheconyx caudicinctus*, *Phelsuma grandis* und *Phelsuma madagascariensis* tropisch sowie *Eublepharis macularius* und *Tarentola annularis* subtropisch verbreitet. Ferner enthält auch die von GAMBLE (2010) zusammengestellte Gruppe von Geckos mit chromosomaler Geschlechtsfixierung viele Taxa aus relativ warmen Regionen, ausgenommen *Christinus* aus Südastralien (d.h. vorläufig sind zur Evolution von GSD und TSD noch keine erkennbaren Beziehungen zu mesoklimatischen Temperaturbedingungen vorhanden).

Als weiterer Klimafaktor eines Lebensraumtyps hat auch die Feuchtigkeit keinen unmittelbaren Einfluss auf die Reproduktionsstrategien von Geckos. Mesoklimatisch entscheidet die Humidität, insbesondere ein lokaler Feuchtegrad des Bodens und der Luft über bestimmte Zeiträume hinweg, aber ganz entscheidend über den Fortpflanzungserfolg.

Die Niederschläge in den Lebensräumen von Geckos verteilen sich auf verschiedene Monate und unterliegen in Menge und Dauer bedeutenden Abweichungen (vgl. TROLL & PAFFEN 1964, GRÜNEWALD et al 1982a, b, 1983a, b). Global sind Geckos mit zeitlich begrenzten langen ariden und humiden Jahreszeiten in ihrem Lebenszyklus konfrontiert und die Fortpflanzungssaisonalität ist Teil von reproduktiven Anpassungen an diese exogenen Faktoren (FITCH 1970, 1982, PETZOLD 1984). Fortpflanzungsmerkmale, die in Verbindung mit thermischen und hygri-schen Bedingungen aufgezeichnet wurden (KRL, G♀, GG, EV, GJ, G♀/GJ), weisen einen hohen Übereinstimmungsgrad auf (siehe oben). Es scheint aber ein Abhängigkeitsverhältnis zwischen Feuchtigkeit und Körpergröße zu bestehen. Die Kopf-Rumpflänge der Weibchen von Geckos nimmt linear mit zunehmender Trockenheit ab. Die geringere Größe der Taxa aus niederschlagsarmen Gebieten ist umgekehrt proportional mit einer Zunahme der Gelegegröße korreliert. Taxa hygri-scher und mesischer Klimabereiche produzieren kleinere Eier und damit verbunden kleinere und leichtere Jungtiere.

Umweltfeuchtigkeit und ihre saisonale Zyklizität beeinflussen Diversität und Populationsdichte von Squamata (HEATWOLE 1976, VITT & PIANKA 1994). Nach ROLL et al. (2017) besitzen trocken-heiße Klimazonen (u. a. Karakum Rub al-Chali, Sahara, Taklamakan) eine geringere Artendiversität als feucht-ware Zonen (u. a. Amazonas-Regen-

wald, äquatoriales Afrika und Asien). Geckos weichen von diesem Muster grundsätzlich ab. Sie erreichen größere Artendichten in niederschlagsarmen Trockengebieten, z.B. im östlichen Südafrika und Zentral-Australien (siehe oben). Geographische Adaptationen der Schalenmorphologie im Verlauf der Speziation an aride Umweltbedingungen erfolgten offenbar nicht, aber Trockenheit könnte ein Auslöser für die Bildung hartschaliger Eier bei dem gemeinsamen Vorfahren der Sphaerodactylidae, Phyllo-dactylidae und Gekkonidae gewesen sein. Ovipare Arten der Pygopodomorpha und Eublepharidae besiedeln graduell unterschiedlich feuchte Lebensräume (SEUFER et al 2005, RIEDEL et al. 2020, NORRIS et al. 2021). Der Feuchtigkeitsbedarf ihrer weichschaligen Eier ist für eine erfolgreiche Embryogenese von eminenter Bedeutung (RÖSLER 2005, 2021 und darin zit. Lit.) und Populationen von Taxa dieser Entwicklungslinien in ariden Lebensräumen (*Coleonyx*, *Delma*, *Diplodactylus*, *Eublepharis*, *Holodactylus*, *Lialis*, *Nephurus*, *Rhynchoedura*) sind nur dann fähig zu überleben, wenn eine ausreichende Anzahl von genügend feuchten Eiablageplätzen vorhanden ist. Zum Schrumpfen historisch größerer Siedlungsgebiete und Populationsdichten, der rezent teils kleinräumig verbreiteten Eublepharidae könnte ein sich verschlechterndes Angebot an lokal günstigen Nest- und Brutbedingungen beigetragen haben.

Lebensweise: GAMBLE et al. (2012) schätzen den Anteil von Arten mit einem funktionalen Haftapparat auf der Zehenunterseite auf rund 60 % der rezenten Taxa. Die Haftfunktion ist teilweise mit der Lebensweise korreliert aber nicht zwingend eine Voraussetzung für das Klettern (d.h. auch Arten mit Zehen ohne Hafteigenschaften können vertikale Felsformationen besiedeln und auf rauh-rindigen Bäumen vorkommen).

MEIRI (2008, 2010) lieferte umfangreiche Übersichten zu den Kopf-Rumpflängen rezenter und subrezenter Echsen. Gekkota repräsentieren danach einen Evolutionszweig der Sauria mit kleinen bis mittelgroße Körperlängen. Viele saxicole Geckos mit oder ohne funktionalem Haftapparat sind klein bis mittelgroß (u. a. *Agamura*, *Asaccus*, *Cnemaspis*, *Cyrtopodion*, *Lakigecko*, *Lygodactylus*, *Mediodactylus*, *Narudasia*, *Temnidactylus*, *Pachydactylus*, *Pristurus*, *Rhoptropella*, *Rhoptropus*) (ARNOLD 1993, SZCZERBAK & GOLUBEV 1996, BRANCH 1998, ANDERSON 1999, GARDNER 2013, TORKI 2020). Ausnahmen haftkletternder felsbewohnender Taxa mit

Kopf-Rumpflängen >100 mm finden sich u.a. in den Gattungen *Gekko*, *Phyllopezus* und *Pseudothecadactylus* (GROSSMANN & ULBER 1990, KOCH et al. 2006, COGGER 2018) und einige der größten und schwersten quadrupeden Geckos (u.a. *Aristelliger*, *Gekko*, *Phelsuma*, *Rhacodactylus*) sind arboricol (SCHWARTZ & HENDERSON 1991, BAUER & SADLER 2000, GROSSMANN 2008, HALLMANN et al. 2008).

Wenn für Geckos eine schrittweise Entwicklung von Boden- zu Felsbewohnern und final oder parallel die Besiedlung von Bäumen angenommen wird, dann war der Übergang von der horizontalen zur vertikalen Lebensweise mit Modifizierungen einiger Fortpflanzungsmerkmale in den neu erworbenen Lebensräumen verbunden. Auswirkungen der Lebensweise auf reproduktive Merkmale verdeutlichen die Veränderungen von Eiablagestrategien (siehe unten). Verbunden mit der Besiedlung vertikaler Lebensräume reduzierten Geckos die Reproduktionsrate, während parallel dazu die Beziehungen morphometrischer oologischer Merkmale und damit kombiniert Größe sowie Gewicht der Nachkommen funktional zur Konstitution der Weibchen erhalten blieben. Funktion und Leistung der Reproduktion baumbewohnender Geckos gegenüber felsbewohnenden sind möglicherweise weniger eingeschränkt. Die bereitgestellten Daten zeigen, dass die Gelege arboricoler Taxa gegenüber saxicolen mehr und größere Eier enthalten und weitere Studien müssen diese Hypothese absichern.

Aktivitätsmuster: Mehrere Studien belegen, dass sich nacht-, dämmerungs- und tagaktive Geckos durch spezielle Anpassungen der Retina und Pupillenform von einer ancestrally diurnalen Stammform ableiten (WALLS 1942, UNDERWOOD 1951, 1970, RÖLL 2001b). Die Form der Pupillen (d.h. rund/senkrecht elliptisch induziert Tagaktivität vs. senkrecht/schlitzförmig Nachtaktivität) ist vielfach, aber nicht grundsätzlich ein sicherer Indikator für die Aktivitätszeit (BRATTSTROM 1952). Einige Geckos mit einer schlitzförmigen Pupille sind vollständig (z.B. *Naultinus*, Diplodactylidae) oder partim (z.B. *Asaccus*, Phyllodactylidae) tagaktiv. Nachtaktive bodenbewohnende Geckos besitzen größere Augen als kletternde tagaktive Arten (WERNER 1969).

Die Fortpflanzungsmerkmale von Geckos in Beziehung zur Aktivitätszeit unterscheiden sich gravierend. Die Ähnlichkeit bei Allometrien von Eiproportionen und Schlupfmerkmalen der Jungtiere weisen artübergrei-

end darauf hin, das Aktivitätsmuster konstante Faktoren bei der Reproduktion darstellen.

Körpergröße und Gewicht nocturnalen Taxa sind größer und sie produzieren größere Eier. Nachkommen nocturnaler Geckos besitzen damit eine größere Fitness, was sich auf verschiedene Life-history-Parameter auswirkt, beispielsweise das Spektrum an Beutetieren erweitert und die für Schlüpflinge große Anzahl potenziell gefährlicher Arthropoden verringert (HENLE 1988, 1990, 1991, BAUER 1990b).

In der taxonomischen Familiengruppierung von Taxa mit der Produktion weichschaliger Eier nehmen die Pygopodidae, als einzige nach WALL & SHINE (2013) teilweise tag- und nachtaktive, nach GREER (2022) hauptsächlich tagaktive Verwandtschaftsgruppe, gegenüber den ansonsten nocturnalen Taxa eine Sonderstellung ein. Grund für die Modifizierungen oologischer Merkmale (u.a. Eigröße und Eiform) sowie die damit zusammenwirkenden Merkmale von Schlupfgröße und Gewicht der Jungtiere war die Anpassung an die anatomische Veränderung der Körperform im Evolutionsprozess der Pygopodidae, unabhängig einer möglicherweise parallel erfolgten Umwandlung ihrer Aktivitätsmuster.

Die Rückkehr zur Tagaktivität von Geckos (dazu zählen u. a. die Mehrzahl der Gattungen von den Sphaerodactylidae sowie von den Gekkonidae *Lygodactylus*, *Narudasia*, *Phelsuma* [partim], *Rhoptropella*, siehe GAMBLE et al. 2015b) ist in einigen Abstammungslinien mit einer drastischen Verringerung der Körpergröße verknüpft (*Chatogekko*, *Coleodactylus*, *Gonatodes*, *Lepidoblepharis*, *Pristurus*, *Pseudogonatodes*, *Sphaerodactylus*, siehe MEIRI 2008, 2010). Reproduktive Strategien dieser Taxa zeichnen sich durch eine Verringerung der Gelegegröße (Einzelei-Gelege) und eine Produktion im Verhältnis zur Körpergröße relativ großer und schwerer Eier aus. An diese sind die Schlupfmerkmale der Jungtiere gekoppelt. Von den Phyllodactylidae sind keine "real" tagaktive Taxa bekannt (d.h. Arten mit runder Pupille), aber einige Vertreter von *Asaccus* und *Ptyodactylus* sind in Steinspalten oder schattenspendenden Felsabschnitten ihres Lebensbereiches tagsüber aktiv. Spezielle Anpassungen von Fortpflanzungsmustern an die Aktivitätszeit von Taxa beider Gattungen erfolgten nicht.

Eiablagestrategie: Zu den elementaren Voraussetzungen, die gleichermaßen für alle Squamata-Eier gelten,

gehören eine für die Embryonalentwicklung notwendige wasser- und gasdurchlässige Eischale (ACKERMAN 1991, DEEMING & THOMPSON 1991, VLECK 1991, ANDREWS 2004, KÖHLER 2004, THOMPSON & SPEAKE 2004). Eine früher erfolgte Zusammenstellung und Auswertung von Angaben aus der Primärliteratur zum Einfluss thermischer und hygrischer Nestbedingungen auf die Wasserdynamik von Geckoeiern im Verlauf der extrakorporalen Eientwicklung weist sowohl fördernde als auch schädigende Wirkungsweisen nach (RÖSLER 2021).

Zahlreiche Merkmale des Eiablageverhaltens von Geckos sind dokumentiert (RÖSLER 2005 und darin zitierte Literatur). Zusammengefasst sind einfache Verhaltensmuster bei der Eiablage für weichschalige und komplexere für hartschalige Eier charakteristisch. Letzteres umfasst das Verstecken bzw. Ankleben der Gelege sowie ein finales Zusammenkleben der Eier. Die durchgeführten intra- und interspezifischen Analysen zum Legeverhalten von Geckos zeigen, dass eine evolutionär verringerte Gelegegröße (überwiegend Taxa der Phyllodactylidae und Sphaerodactylidae, siehe MEIRI et al. 2020, RÖSLER 2020a) keinen Einfluss darauf hat, ob Eier versteckt oder angeklebt werden.

Die Strategie des Eivergrabens ist ein ancestrales Evolutionsmerkmal der Gekkota. Biophysikalisch notwendig ist das Eivergraben generell für weichschalig-kalziumarme Geckoeier. Die unumgängliche Abhängigkeit vom Vergraben der Eier in Bodennestern wurde durch biochemische Modifizierungen der Eischale (Kalziumanreicherung) im Verlauf der Evolution aufgehoben. Die Entwicklung einer flexibel-kalziumreichen bzw. starren, vollständig kalzifizierten Eischale ermöglichte es einzelnen Taxa bzw. kompletter Gattungen der Gekkota ihre Eier in geeigneten Verstecken oberirdisch zu deponieren. Mit dieser Möglichkeit konnten die energetischen Kosten, die anfallen, wenn ein Nest angelegt wird, verringert werden (RÖSLER 2020b, 2021) und führten gleichzeitig zu Entwicklung neuer Methoden und Funktionen in der Eiablage.

Abiotische und biotische Faktoren beeinflussten die Evolution des Eiablageverhaltens. Abhängigkeiten zu regionalen Gegebenheiten, z.B. ein unterschiedliches Gefahrenpotenzial durch Ei-Prädatoren (z.B. intra- und interspezifisch LOVERIDGE 1947, BENYR 1994, RÖSLER 1998, HUANG & PIKE 2012, KUSUMINDA et al. 2013 oder durch Wirbellose, z.B. Diptera, KRÜGER 1999, M. GAULKE pers. Mitt.) könnten bei diversen geckoniden

Taxa mit der Produktion hartschaliger Eier dazu geführt haben, die plesiotypische Legestrategie des Eivergrabens beizubehalten.

Das Vergraben hartschaliger Eier ist generisch oder artspezifisch teilweise mit der Lebensweise und den Zehenstrukturen korreliert, generell jedoch eine davon unabhängige ursprüngliche Legestrategie von Taxa des Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkoniidae-Clusters. Allgemeine im Zusammenhang mit dem Eivergraben gebräuchliche Verhaltensmuster, die Suche und Auswahl geeigneter Eiablageplätze, Grabhandlungen und Grabtiefe, Einebnen der Oberfläche oder Anlegen eines Nesthügels, sind genetisch fixiert. Normalerweise erfolgt beim Eivergraben der Nestbau durch Ausscharen einer sich nach unten verjüngender Grube bzw. schachtartigen unten erweiterten Vertiefung. Bodenbewohnende Geckos, die subterrestrische Erdbauten bewohnen (u. a. *Chondrodactylus angulifer*, *Ptenopus* sp., *Teratoscincus* sp.), deponieren ihre Gelege in Nebengängen in einem verzweigten Tunnelsystem (HAACKE 1975, POLAKOW 1997, SZCZERBAK & GOLUBEV 1996). Wühlgraben ist in der Regel das typische Grabverhalten von Taxa mit gut entwickeltem Haftapparat (u. a. *Blaesodactylus*, *Chondrodactylus*, *Dixonius*, *Elasmodactylus*, *Haemodracon*, *Paroedura*, *Tarentola*). Ein subterrestrisches Deponieren der Eier mittels Verdrängungsgraben (d.h. ein Eindringen in den Boden erfolgt nicht durch Grabhandlungen, sondern durch Druck über koordiniertes Krümmen und Strecken des Körpers, passiv unterstützt durch Gliedmaßenbewegungen) wurde bei *Ebenavia* af. *boettgeri* beobachtet (diese Studie). Schwer zu beurteilen ist, inwieweit ein Zusammenhang zwischen evolutiven Veränderungen von Körpergröße und Eiablagestrategien besteht. Bei den in dieser Studie verwendeten Arten war die Anzahl eivergrabender an einen linearen Anstieg von Größe und Gewicht der Weibchen gekoppelt, jedoch streuten die Werte stark und Arten eines breiten Größenspektrums (KRL <30 – >110 mm) haben ihre Eier nicht vergraben. Insgesamt waren die Nachkommen von Geckos, die aus vergrabenen Eiern schlüpfen, kräftiger und robuster. Von einer größeren körperlichen Fitness der Nachkommen wird ein Anstieg der Überlebensrate erwartet, die wiederum Auswirkungen auf die Populationsdichte und Demographie hat.

Allgemein werden alle Handlungen, die bei den Squamata im Zusammenhang mit der Eiablage erfolgen,

von der Lebensweise beeinflusst. Für bodenbewohnende Geckos bestand kein lokomotorischer oder ökologischer Zwang, der sie dazu veranlasste, ihre Eier anzukleben. Mit der Besiedlung von Fels- und Baumlebensräumen erhöhte sich der lokomotorische und ökologische Druck, was selektiv zur Entwicklung neuer Eiablagestrategien führte. Andererseits könnte auch phylogenetische Trägheit ein Grund dafür sein, dass saxicole und arboricole Taxa ihre Eier vergraben, wenn ausreichend optimale Nestplätze in ihrem Lebensraum vorhanden sind.

Eine fortgeschrittene Entwicklungsstufe des Eiablageverhaltens ist das Eiankleben. Diese Legestrategie, kopiert in die Lebensweise, entwickelten hartschalige Eier produzierende Taxa der Sphaerodactylidae, Phylodactylidae und Gekkonidae konvergent. Charakteristisch für Eiankleben sind kommunale Masseneiablageplätze, die entweder durch wiederholte Eiablagen eines einzelnen Weibchens oder gemeinschaftliches Ablegen von Eiern mehrere Weibchen (auch interspezifisch) entstehen (RÖSLER 2005 und dort zit. Lit.). Eier aus Doppelei-Gelegen können einzeln (d.h. sich berührend unmittelbar nebeneinander bzw. isoliert mit variierendem Abstand) oder sich überlappend angeklebt werden (d.h. die Eiform vom zweiten gelegten Ei ist infolge des Anklebens an das erste an der Nahtstelle nach innen gewölbt, RÖSLER 2005).

Eine vermutlich noch höhere Entwicklungsstufe des Eiablageverhaltens, das durch komplexe digitale Haltefunktionen erzeugte Zusammenkleben von zwei Eiern und anschließende Verstecken (SCHLEICH 1984, HALLMANN 2008), entwickelten Geckos konvergent. Die Strategie des Eizusammenklebens kann sich im Zusammenhang mit ökologischen oder lebensgeschichtlichen Faktoren mehrmals unabhängig entwickelt haben und ging möglicherweise auch mehrmals verloren. Beim Eizusammenkleben könnte es sich um einen evolutionären Zwischenschritt handeln, der final zum Eiankleben führte. Beispielsweise verklebt *Matoatoa brevipes* die Eier von Doppelei-Gelege regelmäßig zumeist direkt an den Eipolen (diese Studie). Die beim Eiankleben auftretende physische Belastung für das Weibchen ist verhältnismäßig größer als beim Eiverstecken (d.h. die nutzbare Haftleistung der Zehen auf einer vertikalen Fläche reduziert sich mindestens um die Hälfte, wenn die Hintergliedmaßen das Ei nach dem Auspressen aufzufangen, bevor es angeklebt wird, vgl. OSADNIK 1984).

Möglicherweise haben deshalb einzelne Taxa über ein Eiankleben das Ablageverhalten wieder auf ein Zusammenkleben der Eier reduziert. Eizusammenkleben findet sich vor allem bei einer größeren Anzahl tagaktiver Arten der phylogenetisch nah verwandter Gattungen *Lygodactylus* und *Phelsuma* (ROCHA et al. 2010, MEZASALMA et al. 2016). Das Zusammenkleben von zwei Eiern eines Geleges dokumentiert BARTS (2020b) auch von *Afroedura marleyi*. Wie bei beiden zuvor genannten Gattungen praktizieren *Afroedura*-Arten sowohl das Ankleben als auch Verstecken der Eier.

Das Potenzial von Umwelteinflüssen auf Ökosystemebene ist groß und die nachgelagerten Änderungen von Lebensweisen und den Wechselwirkungen zum Eiablageverhalten sind bei den Gekkota im Vergleich zu den übrigen Entwicklungslinien der Squamata am stärksten ausgeprägt. SALVIDIO & ONETO (2008), INEICH (2010) und ROESCH et al. (2021) weisen darauf hin, dass die Verfügbarkeit von qualitativ und quantitativ ausreichend vielen Nistplätzen (d.h. eine thermisch und hygisch optimale Umgebung, Substratpräferenz und Schutzfaktor) für ovipare Geckos ein stark einschränkender Faktor für das Überleben der Population ist (vgl. auch CASTILLA & SWALLOW 1995). Der Suche und Auswahl eines geeigneten Nistplatzes schließen sich bei Geckos nachfolgend Praktiken des Eiablageverhaltens an, die sich im Kontext zu taxonomischen Kategorien auf unterschiedliche Stufen erstrecken. Die im Verlauf der Life-history-Evolution erfolgte Diversifizierung von Eiablagestrategien innerhalb der Gekkota fand hinsichtlich ihrer systematischen Beziehungen bislang wenig Beachtung.

Diplodactylidae, Carphodactylidae und Eublepharidae vergraben ihre Eier unabhängig von ökologischen Faktoren, der Zehenmorphologie und Lebensweise in Erd- oder Baumhöhlen, ausgenommen *Euryodactyloides* (siehe oben). Pygopodidae besiedeln verschiedene Mikrohabitate (dichte Gras- und offene Strauchlandschaften, lichte Waldgebiete mit hoher Laubschicht, Flächen mit von Wirbellosen oder Wirbeltieren angelegten Erdtunneln, Ameisen- und Termitennester) und sind Boden-, Gras- und Strauchbewohner, wenige auch fossorial (z.B. *Aprasia*, *Ophidiocephalus*, siehe COGGER 2018, GREER 2022). Es gibt keine Belege, dass Pygopodidae aktiv Bodennester mit ihren reduzierten Gliedmaßen für ihre Gelege graben (PORTER 2008). Eine substratgebundene Platzierung ihrer Eier ist andererseits

unveränderter Bestandteil ihrer Fortpflanzungsstrategie und für einen finalen Schlupferfolg unumgänglich notwendig (HOSER 1983, PATCHELL & SHINE 1986, MARYAN, 1987, 1998, GREER 1989, 2020, BUSH 1992, DALY 1992, PORTER 2008, SCHLÜTER 2011a). HUSBAND (1980) beschreibt ein Grabverhalten, bei dem von *Pygopus lepidopodus* ein röhrenförmiger Gang mittels oralen Substrattransport angelegt wird (vgl. *Lialis burtonis* in LUCAS & FROST 1986, NEILL 1957). Vermutlich mittels eines Kriechtunnels angelegt fand ORMSBY (1961) ein einzelnes Ei von *Pygopus lepidopodus* unter einem Stein platziert (vgl. WELLS & HUSBAND 1979). Das deckt sich mit Beobachtungen, die bei einer Vermehrung dieser Art im Terrarium gewonnen wurden. PORTER (2009) berichtet, dass Weibchen ihre Gelege in gedeckelten Legeboxen oberflächlich in Vertiefungen ablegen. Exakte Beschreibungen vom Eiablageverhalten anderer Taxa der Pygopodidae wurden in der Primärliteratur nicht gefunden, aber das beschriebene Graben von Erdtunneln sowie eine teilweise fossoriale Lebensweise würden auch eine subterrestrische Eiablage gestatten.

Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae entwickelten konvergent alternativ zum Eivergraben evolutionär fortgeschrittene Eiablagevarianten. Eiverstecken ist eine Vorstufe vom Eiankleben. Für das Ankleben der Eier/Gelege sind Nistplatzbedingungen maßgeblich von Bedeutung. Die Eier können auf natürliche Substrate, verborgen in Fels- und Baumhöhlungen oder offen auf Rinde und Blätter, aber auch auf künstlichen Baustoffen (Beton, Metall usw.), wenn diese im Lebensraum vorhanden sind und mikroklimatische und schutzbietende Anforderungen erfüllen, angeklebt werden (u. a. *Gehyra* sp., *Gekko* sp., *Hemidactylus* sp., *Phelsuma* sp., *Pseudogekko* sp., RÖSLER 2005, GROSSMANN 2008, HALLMANN 2008, SANCHEZ 2012, KOWALSKI et al. 2021). Ob intraspezifisch organische oder anorganische Stoffe für das Ankleben der Eier benutzt werden hängt vorzugsweise vom Lebensraumtyp ab (COLE 2009, CHOEUR 2021, ROESCH et al. 2021), wobei das auf chemisch-physikalischer Basis beruhende Bindungssystem noch unbekannt ist (vgl. GROB 2008).

Von den Sphaerodactylidae besitzen die Arten der Gattungen *Aristelliger*, *Chatogekko*, *Coleodactylus*, *Euleptes*, *Gonatodes*, *Lepidoblepharis*, *Pristurus*, *Pseudogonatodes*, *Quedenfeldtia* und *Sphaerodactylus* funktionsfähige Haftstrukturen auf der Zehenunterseite (d.h. verschiedenförmige Lamellen mit morphologisch qua-

litativ unterschiedlichen Setae, siehe RUIBAL & ERNST 1965), sie fehlen Arten der Gattungen *Saurodactylus* und *Teratoscincus* (GAMBLE et al. 2012, HAGEY et al. 2017). Neuweltliche Sphaerodactylidae sind überwiegend terrestrisch/semiarboricol und wenige streng arboricol (SCHWARTZ & HENDERSON 1991, AVILA-PIRES 1995, Tab. 19). Altweltliche Sphaerodactylidae sind in Trockenlandschaften hauptsächlich terricol oder saxicol (RIEPEL & SCHNEIDER 1981, SCHLEICH et al. 1996, SZCZERBAK & GOLUBEV 1996, VÖGLER 2020) und nur *Pristurus* hat generisch eine breite ökologische Nischendiversität (ARNOLD 1993, RÖSLER & WRANIK 2006, LARGEN & SPAWLS 2010, GARDNER 2013).

Intrafamiliär haben die Sphaerodactylidae das energieaufwendige Eivergraben weitgehend durch ein energiesparendes Eiablageverhalten ersetzt. Generisch sind sie fast komplett vom Eivergraben zum Eiverstecken übergegangen. Als intragenerisches Merkmal der Sphaerodactylidae ist Eivergraben für 17 %, Eiverstecken für 58 % und Eiankleben für 8 % charakteristisch. Weitere 17 % entfallen auf die Kombinationen Eivergraben/Eiankleben bzw. Eiverstecken/Eiankleben. Artsspezifisch können einige *Gonatodes*-Arten untypisch ihre Eier vergraben (RÖLL 2009). LANGNER (2022) bildet ein Ei von *Gonatodes daudini* mit anhaftenden Sandkörnern ab, in loco auf anderen Abbildungen ohne Substratauflagen. *Sphaerodactylus torrei torrei* kann individuell seine Eier in flache Bodenvertiefungen ablegen und zuscharren und Eiankleben wird auf zu frühes Loslassen des klebfähigen Eies zurückgeführt (RÖSLER 2020c). Variationen intraspezifischer Verhaltensweisen im Zusammenhang mit der Deponierung von Eiern können in Einzelfällen vorkommen. Alternativ zum Vergraben wurde ein Ankleben der Eier von *Pristurus flavipunctatus*, *Pristurus obsti* und *Pristurus* sp. beschrieben (LOVERIDGE 1947, RÖSLER & WRANIK 2001, RÖSLER & HOFMANN 2015). Unberücksichtigt untypischer Abweichungen der Eiablage sind intragenerisch zwei Varianten des Eiablageverhaltens innerhalb der Sphaerodactylidae von *Aristelliger*-Arten bekannt. Eiankleben ist typisch für *Aristelliger georgeensis* und kommt neben dem üblichen Eiverstecken gelegentlich auch bei *Aristelliger lar* vor (diese Studie). Eivergraben blieb bei allen *Saurodactylus*- und *Teratoscincus*-Arten erhalten und permanentes Eiankleben entwickelte nur eine streng felsbewohnende Gattung (*Quedenfeldtia*) (Tab. 19).

Neuweltliche Gattungen der Phyllodactylidae sind *Garthia*, *Gymnodactylus*, *Homonota*, *Phyllodactylus*, *Phyllopezus*, *Tarentola* (partim) und *Thecadactylus*. Sie besiedeln unterschiedliche ökologische Lebensräume (DIXON 1973, LANZA 1973, CEI 1986, AVILA-PIRES 1995, TEIXEIRA 2002, COLLI et al. 2003, CACCIALI et al. 2016, DEMANGEL 2016). Von ihnen besitzen bodenbewohnende Arten der ersten drei genannten Gattungen keine funktionstüchtigen Haftlamellen, die bei den partiell oder permanent kletternden Arten der übrigen Gattungen vorhanden sind (Lit. loc. cit., siehe Sphaerodactylidae). *Asaccus*, *Haemodracon*, *Ptyodactylus* und *Tarentola* (partim) sind altweltliche Gattungen, die überwiegend saxicole Arten, teils aber auch terricole und arboricole Arten enthalten (FRITZ & SCHÜTTE 1987, SCHLEICH et al. 1996, BISCHOFF 2000, RAZZETTI et al. 2011, GARDNER 2013, NAZAROV et al. 2013). Alle Taxa (einschließlich der terricolen *Tarentola chazaliae* mit schlanken Zehen, siehe RUSSELL 1976) besitzen einen funktionstüchtigen Haftapparat (Lit. loc. cit., siehe Sphaerodactylidae).

Innerhalb der Phyllodactylidae ist das Eiverstecken generisch dominant. Als generisches Merkmal ist Eivergraben für 10%, Eiverstecken für 30% und Eiankleben für 20% bei den Phyllodactylidae charakteristisch und zwei Varianten des Eiablageverhaltens ist von vier Gattungen (40%) bekannt (Tab. 19). Die terricolen Taxa verstecken ihre Eier überwiegend, aber zumindest *Homonota horrida* hat sie im Terrarium vergraben (RÖSLER 1998). Eiverstecken (partim Eiankleben) ist auch für saxicole oder arboricole *Phyllopezus*-Arten charakteristisch (RIGHI et al. 2004, ÁVILA & CUNHA-AVELLAR 2005, LIMA et al. 2011, DOMINGOS et al. 2017). Eivergraben von *Phyllopezus przewalskii*, beobachtet im Verlauf einer mehrjährigen Terrariumhaltung, wurde von RÖSLER (2020d) beschrieben. *Haemodracon riebeckii* ist ein Fels- und Baumbewohner und die Schwesterart *Haemodracon trachyrhinus* ein Bodenbewohner (RÖSLER & WRANIK 2005, TAMAR et al. 2019). Ersterer bildet und verteidigt in beiden Lebensräumen feste Reviere, letzterer klettert in niedriger Vegetation bei der Nahrungssuche (eigene Befunde). Beide Arten vergraben ihre Eier im Boden und die Grabtiefe der senkrechten Schächte ist mit der Länge der Hintergliedmaßen korreliert. *Phyllodactylus*-Arten sind in der Lebensweise flexibel und intraspezifische Übergänge von terrestrisch zu semisaxicol bzw. semiarboricol sind häufig

mit Eiverstecken und Eiankleben kombiniert. AURICH et al. (2015) bilden ein Ei von *Phyllodactylus thompsoni* mit deutlichen Substratverkrustungen ab, wie sie für zumindest teilweise vergrabene bzw. unter Steinen im Substrat versteckte Eier typisch sind. *Thecadactylus*-Arten sind Baumbewohner (HOOGMOED 1973, KÖHLER & VESELY 2011) und, soweit bekannt, alle Eiversteckend. Von den altweltlichen Phyllodactylidae sind *Asaccus*- und *Ptyodactylus*-Arten Felsbewohner, die ihre Eier ankleben.

Die Gattung *Tarentola* besetzt viele ökologische Nischenräume mit boden-, fels- und baumbewohnen Arten (SCHWARTZ & HENDERSON 1991, SCHLEICH et al. 1996, WRANIK, & RÖSLER 2007, KOPPETSCH & BÖHME 2022) und Eivergraben in Bodennestern ist die vorherrschende Legestrategie. Die früheste Verzweigung von *Tarentola* bilden die Arten der neotropischen Unterfamilie *Neotarentola* (CARRANZA et al. 2002, DÍAZ & HEDGES 2008). Partielles Grabverhalten ist Teil ihrer Legestrategie. Oberirdische kommunale Nester in der Vegetation (Palmenstümpfe, Baumstubben, vertrocknete Agaven) sind von *Tarentola americana* und *Tarentola crombiei* beschrieben (RODRIGUEZ 1985, DÍAZ & HEDGES 2008). Zumindest von letzterer waren die Eier von toten Pflanzenteilen umgeben (DÍAZ & HEDGES 2008: Fig. 4D), was ein koordiniertes Scharen beim Herrichten des Nistplatzes annehmen lässt. Die jüngeren *Tarentola*-Entwicklungslinien (zur subfamiliären Gliederung von *Tarentola* siehe JOGER 1984) vergaben ihre Eier vollständig.

Die Gekkonidae repräsentieren numerisch (Gattungen und Arten) die größte Entwicklungslinie der Gekkotia (alle Gattungen altweltlich, siehe RÖSLER 2017 und dort zit. Lit., geringe neotropische Speziation in *Hemidactylus*, siehe KLUGE 1969 und *Lygodactylus*, siehe GIPPNER et al. 2021). Die digitalen Morphologien vieler Gekkonidae interagieren mit ihrer Umgebung und weisen einen hohen spezifischen Grad funktionaler Haftstrukturen auf. Zehenstrukturen und Lokomotion sind stärker mit der Lebensweise und schwächer mit Eiablagestrategien korreliert. Als konstantes generisches Merkmal ist innerhalb der Gekkonidae ein Eivergraben für 21%, Eiverstecken für 21% und Eiankleben für 18% charakteristisch. Intragenerisch zwei oder mehr Varianten des Eiablageverhaltens ist von 40% der Gattungen bekannt, darin eingeschlossen ein Übergewicht vom Nichtvergraben der Eier (Tab. 19). Von den Gekkotia weisen die Gekkonidae die höchste Speziationsrate

(1510 Arten, UETZ et al. 2022) auf und die Evolution der Eiablagestrategien ist mit der intrafamiliären Speziation korreliert, lediglich von 3 % der Arten ist das energetisch aufwendige Eivergraben nachgewiesen.

Von den Gekkonidae besitzen die Arten der Gattungen *Agamura*, *Alsophylax*, *Altiphylax*, *Ancylodactylus*, *Bunopus**, *Cnemaspis*, *Crossobamon**, *Cyrtodactylus*, *Cyrtopodion*, *Heteronotia**, *Lakigecko*, *Mediodactylus*, *Microgecko**, *Nactus*, *Narudasia*, *Parsigecko*, *Pseudoceramodactylus** *Ptenopus**, *Rhinogekko*, *Stenodactylus**, *Temidactylus*, *Trachydactylus**, *Trigonodactylus** und *Tropicolotes** keine, einfache (d.h. morphologisch unverzweigte Setae) oder zurückgebildete digitale Haftstrukturen (RUSSELL 1972, GAMBLE et al. 2012, SAFAEI-MAHROO et al. 2017, TORKI 2020, MALONZA & BAUER 2022). Von diesen sind die mit einem Sternchen (*) gekennzeichneten gänzlich oder weitgehend unfähig zu klettern und konzentriert in Trockengebieten verbreitet. *Cyrtodactylus brevipalmatus* haftet an senkrechten Glasscheiben (eigene Befunde) und wahrscheinlich besitzen die Zehen anderer Arten der Gattung ebenfalls qualitativ unterschiedliche adhäsive Eigenschaften (vgl. PEATTIE 2008).

Mit der Besiedlung vertikaler Lebensräume entwickelte eine Vielzahl von Arten der Gekkonidae ohne funktionalen Haftapparat die Fähigkeit zum Krallenklettern, intragenerisch mit diversen Substrat- und Nischenpräferenzen kombiniert (RÖSLER 1995, SCHLEICH et al. 1996, SZCZERBAK & GOLUBEV 1996, BRANCH 1998, ANDERSON 1999, SPAWLS et al. 2002, MORADI et al. 2011, GARDNER 2013, WERNER 2016, COGGER 2018, SAFAEI-MAHROO et al. 2017, TORKI 2020, MALONZA & BAUER 2022). Die Evolution spezieller Zehenstrukturen (z.B. laterale Fransenbildung) und Lebensgewohnheiten (z.B. psammophil) streng terricoler Gattungen ist mit dem Eiablageverhalten korreliert und bei einigen ist der komplette Artenbestand auf das Eingraben der Eier in Bodennestern angewiesen (u.a. *Crossobamon*, *Pseudoceramodactylus*, *Ptenopus*, *Trachydactylus*). Intragenerisch überwiegt mehrheitlich die Konstellation aus einem artspezifischen Eivergraben oder Eiverstecken und beide Legegewohnheiten wurden auch intraspezifisch nachgewiesen (z.B. *Alsophylax pipiens* = *Altiphylax levitoni*, siehe SEUFER 1979, *Heteronotia binoei*, siehe FRITZ & WIEWEL 2022, *Stenodactylus sthenodactylus*, siehe REMY & REMY 1990). Eiankleben krallenkletternder Arten der Gekkonidae stellt eine Ausnahme dar, aber zumindest

einige *Cnemaspis*-Arten kleben ihre Eier an (vgl. NGO et al 2018: Fig. 4a,b). *Cyrtodactylus*-Arten in mit *Cnemaspis* vergleichbaren Lebensräumen und ähnlichen Lebensgewohnheiten vergraben oder verstecken ihre Eier. Ob Eiankleben als artspezifisches Merkmal auch innerhalb der Gattung *Cyrtodactylus* vorkommt (siehe Abbildung eines Geleges von *Cyrtodactylus samroyot* in PAUWELS & SUMONTHA 2014) ist unklar. *Mediodactylus*-Arten verstecken ihre Eier regelmäßig (SZCZERBAK 1981, BEUTLER 1981, PULEV et al. 2014) aber mindestens von *Mediodactylus kotschyi skopjensis*, *Mediodactylus orientalis orientalis* und *Mediodactylus russowii russowii* ist ein wechselweises Legeverhalten (d.h. vergraben oder verstecken der Eier) nachgewiesen (WERNER 1966, SEUFER & GLEICH 1981). Von *Lakigecko* (monotypisch) sind keine Angaben zur Fortpflanzung bekannt (TORKI 2020) und von *Parsigecko* (monotypisch, Holo- und Paratypus Weibchen, gravid, ein Ei im rechten Eileiter) ist das Eiablageverhalten unbekannt (SAFAEI-MAHROO et al. 2017). Ökologie und Lebensweise beider Arten weisen viele Gemeinsamkeiten mit anderen überwiegend bodenbewohnenden Taxa auf und ein Eivergraben oder Eiverstecken wird für beide vermutet. Die Tab. 19 zeigt, dass viele Taxa der Gekkonidae ohne leistungsfähige Haftstrukturen ein progressives Eiablageverhalten entwickelt haben. Die Vorteile ihrer vollkalzifizierten Eischalen gestatten ihnen ein energetisch günstigeres Verstecken der Eier (d.h. geringere Reproduktionskosten), ohne dass davon die Nachkommenrate negativ beeinflusst wird.

Haftlamellen bzw. verschiedenförmige Haftpolster besitzen die Arten der Gattungen *Afroedura*, *Afrogecko*, *Aihuronyx*, *Bauerius*, *Blaesodactylus*, *Calodactylodes*, *Chondrodactylus*, *Christinus*, *Cryptactites*, *Dixonius*, *Dravidogecko*, *Ebenavia*, *Elasmodactylus*, *Geckolepis*, *Gehyra*, *Gekko*, *Goggia*, *Hemidactylus*, *Hemiphyllodactylus*, *Homopholis*, *Kolekanos*, *Lepidodactylus*, *Luperosaurus*, *Lygodactylus*, *Matoatoa*, *Pachydactylus*, *Paragehyra*, *Paroedura*, *Perochirus*, *Phelsuma*, *Pseudogekko*, *Ramigecko*, *Rhoptropella*, *Rhoptropus*, *Urocotyledon* und *Uroplatus* (GAMBLE et al. 2012, HEINICKE et al. 2014, CHAITANYA et al 2019). Einzelne Arten der Gattungen *Chondrodactylus* und *Pachydactylus* haben die Haftstrukturen zurückgebildet (HAACKE 1976a, b, c).

Ein Vergleich, in dem die Lebensweise von Taxa der Gekkonidae mit funktionalem Haftapparat quantitativ aufgeschlüsselt wurde, ergab, dass (1) die meisten streng

einen Lebensraumtyp beanspruchenden Gattungen relativ wenige Arten enthalten (saxicol, <10: *Afrogecko*, *Bauerius*, *Calodactyloides*, *Kolekanos*, *Paragehyra*, *Ramigekko*, *Rhoptropella*, *Rhoptropus*; arboricol <10: *Ailuroonyx*, *Christinus*, *Homopholis*, *Luperosaurus*, *Perochirus*), (2) intragenerisch überwiegt eine Kombination, die sich aus Arten mit saxicolen und arboricolen Habitatpräferenzen zusammensetzt, sowie (3) große Gattungen (u. a. *Cyrtodactylus*, *Hemidactylus*, *Paroedura*) boden-, fels- und baumbewohnende Taxa enthalten (im Detail siehe Tab. 19). Ferner ist von einzelnen haftkletternden Taxa verschiedener Gattungen bekannt, dass sie unspezialisiert unterschiedliche vertikale Lebensräume besetzen (u. a. *Gehyra lazelli*, siehe COGGER 2018, *Gekko gekko gekko*, siehe GAULKE 2011, *Phelsuma guentheri*, siehe GERNER 2008).

Das Eiablageverhalten haftkletternden Arten der Gekkonidae umfasst alle drei möglichen Verhaltensweisen. Als generische Legestrategien sind Eivergraben und Eiankleben gegenüber dem Eiverstecken schwächer vertreten. Intragenerisch zwei Varianten des Eiablageverhaltens resultieren entweder aus dichotomen Legestrategien von Arten einer Gattung oder intraspezifisch variierenden Behandlungsweisen der Eier. Intragenerisch sind die Legestrategievarianten Eivergraben und Eiverstecken von *Dravidogekko*, *Ebenavia*, *Paroedura* und *Uroplatus* sowie Eiverstecken+Eiankleben von *Afroedura*, *Lygodactylus* und *Phelsuma* nachgewiesen. Alle drei Varianten der Eiablage kommen in den artenreichen Gattungen *Gehyra*, *Hemidactylus* und *Pachydactylus* vor (Tab. 19).

Extremitäten: Die Pygopodidae sind auf dem gesamten australischen Festland sowie auf einigen Inseln des Küstenvorfeldes verbreitet. Eine endemische Art (*Lialis jicari*) ist von Neuguinea bekannt (KLUGE 1974, RÖSLER 2017). Für die Rückbildung der Gliedmaßen werden allgemein Gründe im Zusammenhang mit der Lebensweise und Beuteerwerbsstrategie angenommen, primär die Besiedlung von Mikrolebensräumen in dichten Graslandschaften mit extenziell hohem Angebot an Arthropoden (GANS 1975, SHINE 1986, GREER 1991, 2022). Mit der morphologischen Umformung der Extremitäten verloren die Pygopodidae funktionale, für die Reproduktion gebräuchliche, Hilfsmittel.

Es ist offensichtlich, dass der Wissensstand zur Reproduktionsbiologie der Pygopodidae quantitativ und qualitativ noch lückenhaft ist. Von den analysierten

Fortpflanzungsmerkmalen erweist sich die auf maximal zwei Eier begrenzte Gelegegröße als einzige intrafamiliäre Gemeinsamkeit, in der die Pygopodidae mit allen anderen Entwicklungslinien der Gekkota übereinstimmen. Eine artspezifische auf Einzelei-Gelege genetisch fixierte Gelegegröße scheint allen Taxa der Pygopodidae zu fehlen (RÖSLER 2020a) und sie verfolgen damit praktisch die gleiche Produktionsstrategie wie Diplodactylidae, Carphodactylidae und Eublepharidae (MEIRI et al. 2014, 2020).

Pygopodidae unterscheiden sich von den Carphodactylidae, ihren phylogenetisch nächsten lebenden Verwandten (GAMBLE et al. 2011, DAZA & BAUER 2012), in wenigen oologischen Merkmalen (siehe oben). Die Modifizierung der Eiform (d.h. Vergrößerung der Eilänge proportional zur Eibreite) von Taxa der Pygopodidae ist wesentlich mit einer Zunahme des Eivolumens verbunden, wodurch final von ihnen im Verhältnis zur Kopf-Rumpflänge größere Nachkommen erzeugt werden. Davon unbeeinflusst stimmen Pygopodidae und Carphodactylidae in massespezifischen Korrelationen von Fortpflanzungsmerkmalen (u.a. Eigewicht und Schlupfgewicht der Jungtiere proportional zum Weibchengewicht) weitgehend überein.

Gliedmaßenrückbildung und Körperform der Pygopodidae durchliefen zweifellos eine gekoppelte Evolution und letzteres dürfte für Veränderungen reproduktions-spezifischer Merkmale hauptverantwortlich gewesen sein. Vorhandensein und Schnittmenge affiner Fortpflanzungsmerkmale bestätigen eindeutig, dass die Pygopodidae in die anzestrale Klade der Gekkota einzu-reihen ist.

4.3. Reproduktive Evolution

Die Auflösung der Diversität sowie die Beziehungen der Abstammungslinien der Gekkota zueinander erweisen sich unter Verwendung morphologischer Merkmale, mtDNA und Nukleardatensätzen als weitgehend konsistent (GAMBLE et al. 2008, VIDAL & HEDGES 2009, WIENS et al. 2006, 2010, JONES et al. 2013, WATANABE et al. 2019). Taxonomisch klassifiziert werden die Gekkota danach in die Suprafamilien Pygopodomorpha mit den Familien Diplodactylidae, Carphodactylidae und Pygopodidae sowie Gekkonomorpha mit den Familien Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae.

Innerhalb der Squamata besitzen die Gekkota-Abstammungslinien viele unabhängig abgeleitete Merkmale. Zahlreiche, in unterschiedlichen evolutionären Zeiträumen mit Gewinn und Verlust verbundene Modifikationen dieser Merkmale, wurden beschrieben. GAMBLE et al. (2012) weisen mehrere unabhängige Ursprünge und wechselweise Modifizierungen von Haftstrukturen nach. Veränderungen in zeitlichen Aktivitätsmustern mit Übergängen von der ursprünglichen Nachtaktivität zur Tagaktivität, einschließlich im abgeleiteten Modus umgekehrt, fanden GAMBLE et al. (2015b) in verschiedenen Gekkota-Kladen. Die Plastizität lebensgeschichtlicher Merkmale der Squamata werden von Umweltfaktoren (u. a. hygische und thermische Bedingungen, Nahrungsverfügbarkeit und Nahrungserwerbsstrategien, Habitatveränderungen, Photoperiode) sowie genetischen Faktoren beeinflusst (DUNHAM & MILES 1985, DUNHAM et al 1988, NIEWIAROWSKI 1994, MESQUITA & COLLI 2010, MESQUITA et al. 2016). Einige mit dem Eischalentyp assoziierten Fortpflanzungsmerkmale der geckoniden Abstammungslinien sind, obwohl vieler unabwägbarer Einflussfaktoren, bemerkenswert beständig (u. a. von den oologischen Merkmalen die Veränderlichkeit vs. Unveränderlichkeit der Eiform, Gewichtszunahme vs. Gewichtsverlust der Eier) und betonen die starke phylogenetische Bedeutung. Reproduktive Modifikationen, insbesondere gehäuft bei Taxa, die hartschalige Eier produzieren, sind spezifisch oder generisch ausgeprägt (u. a. Legestrategie, Eibehandlung) und können Bestandteile von Beziehungen zu morphologischen oder lebensgeschichtlichen Eigenschaften sein, die evolutionär erworben wurden.

Wie nachgewiesen, sind innerhalb der oviparen Gekkota verschiedene Fortpflanzungsstrategien integriert, die zwei evolutionäre differente Entwicklungsmuster der Eier, abhängig vom Schalentyp, umfassen. Aus der oologischen Parataxonomie (einschließlich Gekkota) sind erhellende Erkenntnisse zur historischen Aufspaltung des Umwandlungsprozesses des modernen Schalentyps zu gewinnen. Molekulargenetisch verzweigten sich die Gekkonomorpha in der Unterkreide (Valanginium 133,9–139,3 Mill. Jahre) in Eublepharide und den Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae-Vorfahren (HEDGES & VIDAL 2009, GAMBLE et al. 2011). Auf der evolutionären Zeitskala liegt die Wurzel vom Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae-Cluster im Aptium (112,9–126,3 Mill. Jahre)

(GAMBLE et al. 2011) oder Albium (100,5–112,9 Mill. Jahre) (GAMBLE et al. 2015b). In dem Zeitabschnitt zwischen Valanginium und Albium haben Geckos wahrscheinlich eine Eischale mit kristallographischen Konfigurationen entwickelt.

Kalzifizierte Eischalen sind von verschiedenen Tiergruppen bekannt. Außer von Geckos zählen dazu Vögel (Aves) und Schnecken (Mollusca). In Spanien wurden in Schichten der Unterkreide (Barremium 126,3–130, Mill. Jahre) Schalenfragmente gefunden, die den frühesten fossilen Nachweis einer kalzifizierten Geckoeischale repräsentieren (KOHRING 1991). Alle weiteren, weltweit verstreuten Nachweise von Geckoeischalen stammen aus jüngeren Epochen: USA, Oberkreide (Campanium 72–83,6 Mill. Jahre, HIRSCH & QUINN 1990); Peru, Oberkreide (Campanium 72–83,6 Mill. Jahre/Maastrichtium 66–72 Mill. Jahre, Bagua-Formation = Chota-Formation, MOURIER et al. 1988), Indien, Oberkreide (Maastrichtium 66–72 Mill. Jahre, SAHNI et al. 1984, BAJPAI et al. 1990, 1998), USA, Eozän (Ypresium 47,8–56 Mill. Jahre, Wind River Formation, HIRSCH et al. 1987, HIRSCH 1996), Frankreich, Eozän (Lutetium 41,3–47,8 Mill. Jahre, SCHLEICH & KÄSTLE 1988, HIRSCH, 1994), Kenia, Neogen (Miozän 7,25–3,03 Mill. Jahre, HIRSCH & HARRIS 1989). Die von VIANEY-LIAUD & LÓPEZ-MARTÍNEZ (1997) beschriebenen und klassifizierten Eierschalenfragmente der Oospezies *Pseudogeckoolithus nodosus* aus der Oberkreide (Maastrichtium 72–66 Mill. Jahre) haben CHOI et al. (2020) kürzlich an einer vergrößerten Stichprobe nachuntersucht und festgestellt, dass die hochkalzifizierten *Pseudogeckoolithus*-Eischalen zu den Theropoda (Vogel-Saurischia) und nicht zu den Gekkota gehören. Das unterstreicht, wie schwierig eine Klassifizierung fossiler Eischalen ist.

Ein Vergleich der Ergebnisse der reproduktiven Merkmale dieser Studie kann für eine erste phylogenetische Analyse zeitlicher Veränderungen von Fortpflanzungsmustern innerhalb der Gekkota benutzt werden. Die Befunde bestätigen den ancestralen Ursprung der hochflexiblen Eischalenmorphologie an der Wurzel des Gekkota-Baums unter der Prämisse, dass die Eublepharidae den frühesten Nachweis der geckoniden Entwicklungslinie darstellen (UNDERWOOD 1954, KLUGE 1967). Der weichschalige Eischalentyp könnte wesentlich älter sein (Obertrias, Norium, 208,5–228 Mill. Jahre), wenn er auch für die Stamm-Gekkota angenommen wird

(BOLET et al. 2022). Zum Zeitpunkt der Verzweigung in Eublepharidae-Vorfahren und Pygopodomorpha-Vorfahren produzierten die Taxa beider Entwicklungslinien weichschalige Eier. Die Modifizierungen der Eischale in beiden Linien erfolgten unabhängig konvergent. Intragenerisch können bei einzelnen Taxa der Diplodactylidae mehrere Übergänge zum starschaligen Eityp in einem evolutionär jungen Zeitabschnitt identifiziert werden (ca. 60-18 Mill. Jahre, der geschätzte Zeitraum zwischen dem Höchstalter der Kronen-Diplodactylidae und dem Mindestalter der Kronen-*Euryodactylodes*, SKIPWITH et al. 2019), jedoch keine Übergänge auf der evolutionären Zeitskala vom früh erworbenen starschaligen zurück zum weichschalen Eityp (ca. 137-25 Mill. Jahre, der geschätzte Zeitraum zwischen dem Höchstalter der Kronenklade-Sphaerodactylidae+Phyllodactylidae+Gekkonidae und dem Mindestalter vom Kronen-*Crossobamon*, GAMBLE et al. 2015b).

Eine hochkalzifizierte aber noch flexible Eischale innerhalb der Diplodactylidae hat sich offenbar teilweise de novo entwickelt. Neomorphe Schalenstrukturen verdeutlichen die Prävalenz von intermittierenden Übergängen bei Eischalentypen (u.a. geringerer Fortpflanzungsaufwand, größere Widerstandsfähigkeit gegen Umwelteinflüsse, geringeres Prädationsrisiko). Ganz anders erscheint der Entwicklungsverlauf in dem von Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonide gebildeten Cluster, für die ein einzigartiger Ursprung des Schalentyps angenommen wird. Wahrscheinlich interagierten anfänglich integumentäre Klaziumablagerungen auf der Schalenaußenseite mit externen Umwelteinflüssen und förderten den Prozess der vollständigen Schalenumwandlung bis zum final völligen Aushärten der Eischale (LEGENDRE et al. 2022 und dort zitierte Literatur). Es war die wahrscheinlich wichtigste anfängliche Eischalenmodifikation vom gemeinsamen Vorfahren des hartschaligen Eityp-Clusters. Sie war als Voraussetzung notwendig, um die Funktion eines selektiven Vorteils zu erfüllen. Als funktionsintegriertes Strukturmodul wurde der Schalentyp von allen Taxa der Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonide beibehalten, währenddessen einige Elemente (u. a. Schalendicke, Klebefähigkeit, Porosität) teilweise reduziert bzw. an Umweltgegebenheiten angepasst wurden (D'ALBA et al. 2021).

Das Vorhandensein einer direkten Beziehung zwischen Eischalentypen und Diversifikationsraten bei Geckos unterstreicht die komplizierte Beziehung zur Evolution

komplexer Merkmale bei der Speziation sowie zum Austerberisiko. Die Diversifikationsraten der Gecko-Linien mit hartschaligem Eityp sind höher als bei vielen Linien mit weichschaligem Eityp. Das zeigt, dass neben anderen Faktoren auch die Eischalenevolution die Speziation innerhalb der Gekkota direkt beeinflusst hat.

Phylogenetisch unterscheiden sich Reproduktionsmuster der Abstammungslinien Pygopodomorpha und Gekkonomorpha elementar (BUSTARD 1969, PACKARD et al. 1991, KRATOCHVIL & FRYNTA 2005b, RÖSLER 2005, SEXTON et al. 2005, BAUER 2013). Als Schlüsselmerkmal für den evolutionären Erfolg von Geckos wird die Verkalkung der Eischale wiederholt kategorisiert und diskutiert (KÖHRING 1995, D'ALBA et al. 2021 und darin zit. Lit.). Obwohl darauf basierende Klassifikationen der Gekkota dieses Element beachten, ergeben sich im phylogenetischen Kontext abweichende Beziehungsstrukturen. Dabei kann die Reproduktion der Diplodactylidae, Carphodactylidae und Pygopodidae weitgehend als konform charakterisiert werden, während sie bei den Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae als bimodal ohne Zwischenmodi definiert werden muss. Die Eublepharidae sind dichotom von den Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae getrennt, da sie nur in knapp der Hälfte von den analysierten Reproduktionsmerkmalen übereinstimmen. Damit ist die Konformität von Fortpflanzungsmerkmalen innerhalb der Gekkonomorpha ähnlich niederschwellig, wie die des Vergleiches zwischen Pygopodomorpha und Gekkonomorpha. Alle relevanten Fortpflanzungsmerkmale (s.str. Eischalenmorphologie und die daran gekoppelte extrakorporale Weiterentwicklung der Eier) der Eublepharidae sind plesiotypisch und unterstützen nachdrücklich nicht die molekulare Synapomorphie der Gekkonomorpha (Diagramm 39). Die modularen Eigenschaften (spezialisierter) hartschaliger Geckoeier werden offensichtlich, wenn sie mit Komponenten der vorstufigen (unspezialisierten) weichschaligen Geckoeier verglichen werden. Die Analyse der Fortpflanzungsmerkmale unterstützt im Allgemeinen die Assoziationen zwischen Schalenmorphologie und Konstitution von Weibchen als hauptsächliche Einflussfaktoren auf die reproduktive Leistung von Geckos. Insgesamt können die bereitgestellten Einblicke in die Fortpflanzungsbiologie von Geckos, basierend auf einem großen Datensatz, der eine phylogenetische Perspektive kombiniert mit

lebensgeschichtlichen Komponenten enthält, auch zukünftige Forschungen zur Ökologie, Physiologie, Morphologie in Bezug auf Veränderungen zeitlicher Evolutionsmuster unterstützen und sich für phylogenetische Analysen nützlich erweisen.

Dank

Feldstudien in den Lebensräumen von Geckos ermöglichten mir durch vielfältige Unterstützung Fritz Jürgen Obst (†), Nikolai N. Szczerbak (†) und Wolfgang Wranik (Universität Rostock). Lebende Tiere und Eischalen diverser Taxa stellten mir liebenswürdigerweise Sebastian Frank, Maren Gaulke (Philippine Endemic Species Conservation Projekt), Thomas Hofmann (IG Phelsuma), Hans Kubus, Robert Porter (Livefoods Unlimited), Gerd Trautmann (IG Phelsuma) und Bernd-Michael Zwanzig zur Verfügung. Aaron M. Bauer (Villanova University, Villanova), Wolfgang Böhme (Zoologisches Forschungsmuseum Alexander Koenig, Bonn), Frank Glaw (Zoologische Staatssammlung München), Lee L. Grismer (La Sierra University, Riverside), Ivan Ineich (Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris), Roman A. Nazarov (Moscow State University, Moscow), Beate Röhl (Tierärztliche Hochschule Hannover), Peter Uetz (Virginia Commonwealth University, Richmond) Thomas Ziegler (AG Zoologischer Garten Köln) und Gabriele Lehmann (Bibliothek Thale) unterstützten mich dankenswerterweise durch Auskünfte sowie bei der Recherche und Bereitstellung von Literatur. Maxwell V. L. Barclay (British Museum, London) übernahm freundlicherweise die Überprüfung der englischen Zusammenfassung. Besonders bedanken möchte ich mich bei Konrad Kürbis (Naturkundemuseum Erfurt) für die Durchsicht des Manuskripts und eine sich daran anschließende anregende Diskussion.

Literatur

ACKERMAN, R. A. (1991): Physical factors affecting the water exchange of buried reptile eggs. Pp. 193–211. – In: D. C. DEEMING & M. W. J. FERGUSON (eds.): Egg incubation its effects on embryonic development in birds and reptiles. – Cambridge (University Press).

ACKERMANN, T. (2018): Von Rollern und Wedlern. Zur Haltung und Vermehrung verschiedener *Pristurus* cf. *rupestris* im Terrarium. – *Sauria* **40** (2): 43–64.

ACKERMANN, T. & B.-M. ZWANZIG (2018): *Pristurus minimus* – kleine Geckos mit großem Ego. Zur Haltung und Vermehrung im Terrarium. – *Sauria* **40** (4): 1–12.

ACKERMANN, T. & B.-M. ZWANZIG (2019): Zur Haltung und Vermehrung von *Pristurus gallagheri* (Arnold, 1986) im Terrarium. – *Sauria* **41** (4): 41–51.

ACKERMANN, T. & B.-M. ZWANZIG (2021): *Pristurus celerrimus* – schöne Skeptiker mit Zebraschwanz. Zur Haltung und Vermehrung im Terrarium. – *Sauria* **43** (2): 3–12.

ALLISON, A. (1982): Distribution and ecology of New Guinea lizards. Pp. 803–813. – In: J. L. GRESSTT (ed.): Biogeography and Ecology of New Guinea. – Monographiae Biologicae, Volume **42**, Dordrecht (Springer).

ANANJEVA, N. B. & N. N. ORLOW (2011): Communal clutches in *Alsophylax pipiens* in southern Mongolia. – *Russian Journal of Herpetology* **2** (2): 142–147.

ANDERSON, S. C. (1999): The lizards of Iran. – *Contributions to Herpetology* **15**: i–vii, 1–441.

ANDREWS, R. M. (2004): Patteritis of embryonic development. Pp. 77–100. – In: D. C. DEEMING (ed.): Reptilian incubation. Environment, evolution and behaviour. – Nottingham (Nottingham University Press).

– (2017): Novel eggshell of the New Caledonian diplodactylid gecko Species *Correlophus ciliatus* (= *Rhacodactylus ciliatus*). – *Journal of Herpetology* **51** (2): 173–177.

ANDREWS, R. M. & A. S. RAND (1974): Reproductive effort in anoline lizards. – *Ecology* **55**: 1317–1327.

ANDREWS, R. M.; M. B. THOMPSON & V. GREENE (2013): Does low gas permeability of rigid-shelled gekkotan eggs affect embryonic development? – *Journal of Experimental Zoology, Part A, Ecological, Genetics and Physiology* **319**: 259–267.

ANNABLE, T. J. (2004): Reproductive biology of *Nephrurus* and *Underwoodisaurus* geckos (Reptilia: Gekkonidae: Carphodactylini). – PhD thesis, University of Sydney, Sydney, 326 pp.

ANONYMUS (2011): GGA care for *Agamura persica*. – *Chit Chat Newsletter* **23**: 8–10.

ARNOLD, E. N. (1993): Histological changes and behaviour of semaphore geckos (*Pristurus*, Gekkonidae) and their relatives. – *Journal of Zoology (London)* **229** (3): 353–384.

ARTEAGA, A.; L. BUSTAMANTE, J. VIEIRA & J. M. GUAYASAMIN (2022): Reptiles of Ecuador. – <https://www.reptilesofecuador.com/index.html>

AUFFENBERG, K.; K. L. KRYSKO & W. AUFFENBERG (2004): Studies on Pakistan lizards: *Cyrtopodion stoliczkae* (Steindachner, 1876) (Gekkonidae: Gekkoninae). – *Asiatic Herpetological Research* **10**: 151–160.

AURICH, J.; C. KOCH & W. BÖHME (2015): Reproduction in a gecko assemblage (Squamata: Phyllodactylidae) in the Marañon Region (Peru) and comments on the largest gecko in the New World. – *Phyllomedusa* **14** (1): 53–62.

ÁVILA, R. W. & L. R. CUNHA-AVELLAR (2005): *Phyllopezus pollicaris*. Reproduction. – *Herpetological Review* **36** (4): 453–454.

AVILA-PIRES, T. C. S. (1995): Lizards of Brazilian Amazonia (Reptilia: Squamata). – *Zoologische Verhandlungen* **299**: 1–706.

BAECKENS S. & R. VAN DAMME (2020): The island syndrome. – *Current Biology* **30**, R338–R339. doi:10.1016/j.cub.2020.03.029

BAJPAL, S.; A. SAHNI & H. H. SCHLEICH (1998): Late cretaceous gekkonid egg shells from the Deccan intertrappeans of Kutch (India). – *Veröffentlichungen Fuhlrott-Museum* **4**: 301–306.

BAJPAL, S.; A. SAHNI, A. JOLLY & S. SRINIVASAN (1990): Kachchh intertrappean biotas: affinities and correlation. Pp. 101–105. – In: A. SAHNI & A. JOLLY (eds): Cretaceous event stratigraphy and the correlation of the Indian nonmarine strata. A seminar cum workshop IGCP 216 and 245. Panjab University Chandigarh (Panjab University Press).

BAMFORD, M. J. (1998): Field observations on the semi-arboreal pygopodids *Aclys concinna* (Klugé 1974) and *Pletholax gracilis* (Cope 1864). – *Herpetofauna* **28** (2): 2–4.

- BANKS, C.; T. HAWKES, J. BIRKETT & M. VINCENT (1999): Captive management and breeding of the striped legless lizard, *Delma impar*, at Melbourne Zoo. – Herpetofauna **29** (2): 18–30.
- BANZIEN, J. (1965): Eine geglückte Zucht von *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnés). – Zoologische Garten (N.F.) **31** (5): 265–266.
- BARRAGÁN-RAMÍREZ, J. L.; O. E. REYES-LUIS, J. J. ASCENCIO-ARRAYGA, J. L. NAVARRETE-HEREDIA & M. VÁSQUEZ-BOLAÑOS (2015): Diet and reproductive aspects of the exotic gecko *Gehyra mutilata* (Wiegmann, 1834) (Sauria: Gekkonidae) in the urban area of Chapala, Jalisco, Mexico. – Acta Zoológica Mexicana (n.s.) **31** (1): 67–73.
- BARTS, M. (1992): Zur Haltung und Zucht von *Tarentola deserti* (Boulenger, 1891). – Sauria **14** (2): 23–26.
- (2002a): Die Dickfingergeckos des südlichen Afrikas. Teil II: Die Haltung und Vermehrung des Gebänderten Dickfingergeckos, *Pachydactylus fasciatus* Boulenger, 1888. – Sauria **24** (1): 3–8.
- (2002b): Die Dickfingergeckos des südlichen Afrikas. III. Teil: *Pachydactylus haackeri* Branch, Bauer & Good, 1996. – Sauria **24** (3): 13–18.
- (2004a): Dickfingergecko - *Pachydactylus turneri* & *Pachydactylus bibronii*. – Münster (Natur und Tier - Verlag GmbH), 61 pp.
- (2004b): Der Gebänderte Samtgecko & Wahlbergs Gecko, *Homopholis fasciata* & *Homopholis wahlbergii*. – Münster (Natur und Tier-Verlag), 61 pp.
- (2005a): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil IV: Der Tigergecko *Pachydactylus tigrinus* van Dam, 1921. – Sauria **27** (2): 3–11.
- (2005b): *Homopholis fasciata* (Boulenger 1890). – Sauria, Supplement **27** (3): 649–652.
- (2007): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil VII: Webers Dickfingergecko *Pachydactylus weberi* Roux, 1907. – Sauria **29** (1): 47–53.
- (2008): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil VIII: Serval-Dickfingergecko *Pachydactylus serval* Werner, 1910. – Sauria **30** (1): 35–41.
- (2009): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil IX: *Pachydactylus montanus* Methuen & Hewitt, 1914. – Sauria **31** (4): 3–8.
- (2010): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XI: Zur Haltung und Vermehrung von *Pachydactylus rugosus* Smith, 1849. – Sauria **32** (1): 3–12.
- (2011): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XII: Monicas Dickfingergecko *Pachydactylus monicae* Bauer, Lamb & Branch, 2006. – Sauria **33** (2): 9–14.
- (2012): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XIII: Karoo Dickfingergecko *Pachydactylus formosus* Smith, 1849. – Sauria **34** (1): 37–42.
- (2013): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XVI: *Pachydactylus sansteynae* Steyn & Mitchell, 1967. – Sauria **35** (4): 31–36.
- (2016): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XX: Der Brandberg-Gecko *Pachydactylus gaisensis* Steyn & Mitchell, 1967. – Sauria **38** (4): 41–46.
- (2019): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XXII: *Pachydactylus caraculicus* FitzSimons, 1959. – Sauria **41** (4): 52–56.
- (2020a): Erste Erfahrungen bei der Haltung und Vermehrung des Federschwanzgecko (*Kolekanus plumicaudus*). – Reptilia **25** (2): 36–41.
- (2020b): Afrikanische Felsengecko: Feldnotizen und Terrarienhaltung von Arten der Gattung *Afroedura* Loveridge, 1944. Teil IV: *Afroedura marleyi* (FitzSimons, 1930). – Sauria **42** (1): 28–32.
- (2020c): Die Haltung und Vermehrung des Rauhen Dickfingergecko (*Pachydactylus rugosus*). – Reptilia **25** (2): 28–35.
- BARTS, M. & F. COLACICCO (2015a): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XVII: *Pachydactylus vansoni* FitzSimons, 1933. – Sauria **37** (1): 41–48.
- (2015b): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XVIII: *Pachydactylus visseri* Bauer, Lamb & Branch, 2006. – Sauria **37** (2): 53–57.
- (2017): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XXI: *Pachydactylus mclachlani* Bauer, Lamb & Branch, 2006 mit Anmerkungen zu *Pachydactylus griffini* Bauer, Lamb & Branch, 2006. – Sauria **39** (1): 41–46.
- (2019): Afrikanische Felsengecko: Feldnotizen und Terrarienhaltung von Arten der Gattung *Afroedura* Loveridge, 1944. Teil III: *Afroedura bogerti* (Loveridge, 1944). – Sauria **41** (3): 31–36.
- BARTS, M. & W. HAACKE (2009a): Gekkonidae. *Afrogecko plumicaudus* (Haacke, 2009), Reproduction. – African Herp News **50**: 38.
- (2009b): Gekkonidae. *Afroedura bogerti* Loveridge, 1944 Bogert's Flat Gecko, Reproduction. – African Herp News **50**: 39.
- BARTS, M. & T. KOWALSKI (2006): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil V: *Pachydactylus bicolor* Hewitt, 1926. – Sauria **28** (1): 5–10.
- BARTS, M. & M. NAUMBURG (2007): Der Sandgecko *Chondrodactylus angulifer*. – Münster (Natur und Tier - Verlag GmbH), 62 pp.
- BARTS, M. & T. PING (2013): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XV: *Pachydactylus barnardi* FitzSimons, 1941. – Sauria **35** (2): 51–58.
- BARTS, M.; J. BOONE & F. COLACICCO (2015): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil XIX: *Pachydactylus atorquatus* Bauer, Barts & Hulbert, 2006, der Augrabies-Gecko. – Sauria **37** (4): 3–9.
- BARTS, M.; J. BOONE & F. HULBERT (2001): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas. Teil I: Die Haltung und Vermehrung des Tsodilo-Gecko, *Pachydactylus tsodiloensis* Haacke, 1966. – Sauria **23** (3): 15–19.
- BARTS, M.; J. BOONE & F. MÜLLER (2013): Die Dickfingergecko des südlichen Afrikas – Teil XIV: Der Kap-Dickfingergecko *Pachydactylus capensis* (Smith, 1846). – Sauria **35** (1): 31–44.
- BAUER, A. M. (1990): Phylogenetic systematics and biogeography of the Carphodactylini (Reptilia: Gekkonidae). – Bonner Zoologische Monographien **30**: 1–217.
- (1990): Gekkonid lizards as prey of invertebrates and predators of vertebrates. – Herpetological Review **21** (4): 83–87.
- (2013): Geckos: The animal answer guide. – Baltimore (Johns Hopkins University Press), i–xiv, 1–159.
- BAUER, A. M. & I. DAS (2000): A review of the gekkonid genus *Calodactylodes* (Reptilia: Squamata) from India and Sri Lanka. – Journal of South Asian Natural History **5** (1): 25–35.
- BAUER, A. M. & A. P. RUSSELL (1986): *Hoplodactylus delcourti* n. sp. (Reptilia: Gekkonidae) the largest know gecko. – New Zealand Journal of Zoology **13**: 141–148.
- (1993): *Aristelliger* Cope Caribbean geckos. – Catalogue of American Amphibians and Reptiles **1993**: 565.1–565.4.
- BAUER, A. M. & I. DAS (2000): A review of the gekkonid genus *Calodactylodes* (Reptilia: Squamata) from India and Sri Lanka. – Journal of South Asian Natural History **5** (1): 25–35.
- BAUER, A. M. & R. A. SADLER (2000): The herpetofauna of New Caledonia. – Contributions to Herpetology **17**: i–xii, 1–310.
- BAUER, A. M.; V. GIRI, S. KEHIMKAR & I. AGARWAL (2005): Notes on *Hemidactylus gracilis* Blanford 1870, a poorly known Indian gecko. – Gecko **4** (2): 2–7.
- BAUER, A. M.; R. MASROOR, J. TITUS-MCQUILLAN, M. P. HEINICKE, J. D. DAZA & T. R. JACKMAN (2013): A preliminary phylogeny of the palearctic naked-toed geckos (Reptilia: Squamata: Gekkonidae) with taxonomic implications. – Zootaxa **3599** (4): 301–324.
- BAUER, A. M.; K. KUNYA, M. SUMONTHA, P. NYOMWAN, N. PANTIVONG, O. S. G. PAUWELS, L. CHANHOME & T. KUNYA (2009): *Cyrtodactylus erythrops* (Squamata: Gekkonidae), a new cave-dwelling gecko from Mae Hong Son Province, Thailand. – Zootaxa **2124**: 51–62.
- BEEBE, W. (1944): Field notes on the lizards of Kartabo, British Guiana, and Caripato, Venezuela. Part I. Gekkonidae. – Zoologica **29**: 145–160.
- BELLAIRS, A. d' A. (1972): Die Reptilien. Pp. 135–384. In: H. W. PARKER & A. d' A. BELLAIRS (eds.): Die Enzyklopädie der Natur. Band 10. Die Amphibien und Reptilien. – Wiesbaden (Editions Recontre Lausanne).

- BENYR, G. (1994): Gekkoniden – Besonderheiten und neue Beobachtungen. – Dokumentation zum 17. Internationalen Symposium für Vivaristik. Wiener Volksbildungswerk **1994**: 21–25.
- BERNSTEIN, J. M.; A. H. GRIFFING, J. D. DAZA, T. GAMBLE & A. M. BAUER (2016): Using alien resources: Caribbean dwarf geckos nesting communally in invasive flora. – *Reptiles & Amphibians: Conservation and Natural History* **23**: 40–43.
- BEUTLER, A. (1981): *Cyrtodactylus kotschy* (Steindachner 1870) – Ägäischer Bogenfingergecko. Pp. 53–74. In: W. BÖHME (ed.): Handbuch der Reptilien und Amphibien Europas. Band 1, Echsen 1. – Wiesbaden (Akademische Verlagsgesellschaft).
- BISCHOFF, W. (2000) [ed.]: Die Reptilien der Kanarischen Inseln, der Selvagens-Inseln und des Madeira-Archipels. – Wiebelsheim (Quelle & Meyer Verlag), 448 pp.
- BLACKBURN, D. G. (1982): Evolutionary origins of viviparity in the reptilia. I. Sauria. – *Amphibia-Reptilia* **3** (2/3): 185–205.
- BOCK, B. C. (1996): Interclutch interval and egg aggregations in the tropical house gecko, *Hemidactylus mabouia*. – *Herpetological Review* **27** (4): 181–183.
- BOLET, A.; T. L. STUBBS, J. A. HERRERA-FLORES & M. J. BENTON (2022): The Jurassic rise of squamates as supported by lepidosaur disparity and evolutionary rates. – *eLife* **11**: 1–41. e66511.
- BOONE, J. & M. BARTS (2006): Die Dickfingergeckos des südlichen Afrikas. Teil VI: Freilandbeobachtungen und Terrarien-Nachzucht des Rauhschuppen-Dickfingergeckos *Pachydactylus scutatus* Hewitt, 1927. – *Sauria* **28** (2): 45–51.
- BRATTSTROM, B. H. (1952): Diurnal activities of a nocturnal animal. – *Herpetologica* **8** (1): 61–63.
- BRANCH, B. (1998): Field guide to snakes and other reptiles of southern Africa. – Third edition, Cape Town (Struik Publishers (Pty) Ltd), 399 pp.
- BRANCH, W. R. & G. V. HAAGNER (1996): *Afroedura pondolia marleyi* – pond flat gecko – reproduction. – *African Herp News* **25**: 38.
- BRANCH, W. R.; R. R. BRANCH & M. S. BRANCH (1990): Life history notes, *Afroedura amatolica* Amatola flat gecko reproduction. – *Journal of the Herpetological Association of Africa* **37**: 49.
- BROWN, T. W.; M. P. VAN DEN BURG, D. F. MARYON & C. ARRIVILLAGA (2018): Arboreality and diet in Pacific long-tailed Snakes, *Emilius flavitorques* (Squamata: Dipsadidae), and a potential adaptive hypothesis for egg attendance in Honduran leaf-toed Geckos, *Phyllodactylus palmatus* (Squamata: Phyllodactylidae). – *IRCF: Reptiles & Amphibians* **25** (1): 31–34.
- BROWN, W. C. & A. C. ALCALA (1978): Philippine lizards of the family Gekkonidae. – *Silliman University Natural Science Monograph Series* **1**: 1–146.
- BUSH, B. (1983): A record of reproduction in captive *Delma australis* and *D. fraseri* (Lacertilia: Pygopodidae). – *Herpetofauna* **15** (1): 11–12.
- (1992): Some records of reproduction in captive lizards and snakes. – *Herpetofauna* **22** (1): 26–30.
- BUSTARD, H. R. (1968a): The egg-shell of gekkonid lizard: a taxonomic adjunct. – *Copeia* **1968** (1): 162–164.
- (1968b): The ecology of the Australian gecko *Heteronotia binoei* in northern New South Wales. – *Journal of Zoology* **156**: 483–497.
- CABRERA, P.; J. C. STAZZONELLI & G. J. SCROCCHI (2018): Ututo, chelco o sierra morena *Homonota horrida*. Pp. 3–10. – In: G. J. SCROCCHI & C. SZUMIK (eds.): *Universo Tucumano*, 12. – Tucumán, República Argentina.
- CACCIALI, P.; N. J. SCOTT, A. L. A. ORTIZ, L. A. FITZGERALD & P. SMITH (2016): The reptiles of Paraguay: literature, distribution, and an annotated taxonomic checklist. – *Special Publication* **11**, Museum of Southwestern Biology, University of New Mexico, 373 pp.
- CAJADE, R.; E. D. ETCHEPARE, C. FALCONE, D. A. BARRASSO & B. B. ALVAREZ (2013): A new species of *Homonota* (Reptilia: Squamata: Gekkota: Phyllodactylidae) endemic to the hills of Paraje Tres Certos, Cortientes Province, Argentina. – *Zootaxa* **3709** (2): 162–176.
- CARRANZA, S.; E. N. ARNOLD, J. A. MATEO & P. GENIEZ (2002): Relationships and evolution of the North African geckos, *Gekkonina* and *Tarentola* (Reptilia: Gekkonidae), based on mitochondrial and nuclear DNA sequences. – *Molecular, Phylogenetics & Evolution* **23**: 244–256.
- CASTILLA, A. M. & J. G. SWALLOW (1995): Artificial egg-laying sites for lizards: a conservation strategy. – *Biological Conservation* **72** (3): 387–391.
- CASTILLA, A. M.; D. J. AL-KUBASI, C. DAVIES, A. MUSHTAK, W. J. AL-MARRI, S. AL-NAIMI, E. A. AL-OBAYDI, A. VALDEÓN, E. O. H. SAIFELNASSR, M. AL-YAFEL, A. J. ALKUWARI & A. A. M. AL HEMADI (2016): General Biology and Ecology of lizards. Pp. 99–165. In: HEMADI, A. A. M. A.; S. A. HAJARI, K. A. SUBAI, R. H. MOHTAR, A. H. MUTAWA & A. M. CASTILLA (eds.): *The lizards living in Qatar*. – Qatar Ministry of Environment.
- CEI, J. M. (1979): The Patagonian herpetofauna. Pp. 309–340. In: W. E. DUELLMANN (ed.): *The South American Herpetofauna: Its origin, evolution, and dispersal*. – University of Kansas Museum of Natural History Monograph, 7.
- (1986): Reptiles del centro, centro-oeste y sur de la Argentina herpetofauna de las zonas aridas y semiaridas. – *Museo Regionale di Scienze Naturali Torino Monographs* **4**: 1–527.
- CHATANYA, R.; V. GRI, V. DEEPAR & A. DUTTA-ROY (2019): Diversification in the mountains: a generic reappraisal of the Western Ghats endemic gecko genus *Draavidogecko* Smith, 1933 (Squamata: Gekkonidae) with descriptions of six new species. – *Zootaxa* **4688** (1): 1–56.
- CHOEUR, A. (2021): Conservation du gecko vert de Manapany (*Phelsuma inexpectata*) et du puffin du Pacifique (*Ardenna pacifica*). Approche multispecificque pour la conservation des falaises littorales du sud de l'île de La Réunion. – PhD thesis, Université de La Réunion, Saint-Denis, 340 pp.
- CHOI, S.; S. HAN, N.-H. KIM & Y.-N. LEE (2018): A comparative study of eggshells of Gekkota with morphological, chemical compositional and crystallographic approaches and its evolutionary implications. – *PLoS ONE* **13** (6): 1–31. e0199496. <https://doi.org/10.1371>.
- CHOI, S.; M. MORENO-AZANZA, Z. CSIKI-SAVA, E. PRONDVAI & Y.-N. LEE (2020): Comparative crystallography suggests maniraptoran theropod affinities for latest Cretaceous European 'geckoid' eggshell. – *Papers in Palaeontology* **6** (2): 265–292.
- CIGLER, P.; M. GUMPENBERGER & D. S. KASHI (2019): Regelmäßige tierärztliche Gesundheitsuntersuchungen bei Neukaledonischen Riesengeckos (*Rhacodactylus leachianus*) und Flechtengeckos (*Mniarogekko chahoua*) – Schwerpunkt Fortpflanzung. Pp. 105–112. – In: S. ÖRNER & F. WEINZIEL (eds.): 51. Arbeitstagung der AG Amphibien- und Reptilienkrankheiten (Arbeitsgemeinschaft der Deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde), Hürth, 12.–14. April 2019, Tagungsband.
- CLOPPER, C. & E. S. PEARSON (1934): The use of confidence or fiducial limits illustrated in the case of the binomial. – *Biometrika* **26**: 404–413.
- CLOUD, T. L. (2013): Cryptic diversity, evolution, and biogeography of Caribbean croaking geckos (genus: *Aristelliger*). – MSc thesis, Pennsylvania State University, 44 pp.
- COGGER, H. G. (2018): *Reptiles & amphibians of Australia*. – 7th ed., Clayton South (CSIRO Publishing), i–xxxii, 1–1060.
- COLACICCO, F. (2015): Anmerkungen zur Haltung und Nachzucht von *Tarentola ephippiata ephippiata* O'Shaughnessy, 1875. – *Sauria* **37** (3): 23–28.
- (2016): Afrikanische Felsengeckos: Feldnotizen und Terrarienhaltung von Arten der Gattung *Afroedura* Loveridge, 1944 (Gekkonidae). Teil I: *Afroedura namaquensis* (FitzSimons, 1938). – *Sauria* **38** (1): 15–21.
- (2017): Afrikanische Felsengeckos: Feldnotizen und Terrarienhaltung von Arten der Gattung *Afroedura* (Loveridge, 1944). Teil II: *Afroedura karroica* (Hewitt, 1925). – *Sauria* **39** (4): 35–40.

- COLE, N. (2009): Herpetofaunal observations on Eagle Island, Middle Brother, North Brother and Diego Garcia, with an overview of previous records in the Chagos Archipelago. – *Phelsuma* **17**: 40–48.
- COLLI, G. R.; D. M. MESQUITA, P. V. V. RODRIGUES & K. KITAYAMA (2003): Ecology of the gecko *Gymnodactylus geckoides amarali* in a Neotropical savanna. – *Journal of Herpetology* **37** (4): 694–706.
- CONRAD, J. L. (2008): Phylogeny and systematics of squamata (Reptilia) based on morphology. – *Bulletin of the American Museum of Natural History* **310**: 1–182.
- COX, R. M.; M. A. BUTLER & H. B. JOHN-ALDER (2007): The evolution of sexual size dimorphism in reptiles. Pp. 38–49. – In: FAIRBAIRN, D. J.; W. U. BLANCKENHORN & T. SZÉKELY (eds): Sex, size and gender roles: evolutionary studies of sexual size dimorphism. – New York (Oxford University Press).
- COX, R. M. & R. CALSBECK (2009): Sever costs of reproduction persist in anolis lizards despite the evolution of a single egg clutch. – *Evolution* **64** (5): 1321–1330.
- COX, R.M.; S. L. SKELLY & H. B. JOHN-ALDER (2003): A comparative test of adaptive hypotheses for sexual size dimorphism in lizards. – *Evolution* **57** (7): 1653–1669.
- CREE, A. & K. M. HARE (2016): Reproduction and life history of New Zealand lizards. Pp. 169–206. – In: D. G. CHAPPLE (ed.): New Zealand lizards. – Switzerland (Springer).
- CYRIAC, V. P. & P. K. UMESH (2014): Description of a new ground-dwelling *Cnemaspis* Strauch, 1887 (Squamata: Gekkonidae), from Kerala, allied to *C. wynadensis* (Beddome, 1870). – *Russian Journal of Herpetology* **21** (3): 187–194.
- D'ALBA, L.; J. GOLDENBERG, A. NALLAPANENI, D. Y. PARKINSON, C. ZHU, B. VANTHOUNOUT & M. D. SHAWKEY (2021): Evolution of egg-shell structure in relation to nesting ecology in non-avian reptiles. – *Journal of Morphology* **2021**: 1–14. <https://doi.org/10.1002/jmor.21347>
- DALY, G. (1992): Reproductive biology of the scaly foot, *Pygopus lepidodopus*. – *Herpetofauna* **22** (2): 40–42.
- DAVEY, H. W. (1924): Marbled geckos hatched in captivity. – *Victorian Naturalist* **41**: 51.
- DAVIDGE, C. (1980): Reproduction in the herpetofaunal community of a Banksia woodland near Perth, Western. – *Australian Journal of Zoology* **28** (3): 435–443.
- DAZA, J. D. & A. M. BAUER (2012): Temporal bones of the Gekkota support molecular relationships within the Pygopodoidea. – *Journal of Herpetology* **46** (3): 381–386.
- DEEMING, D. C. (2004): Reptilian incubation. Environment, evolution and behaviour. – Nottingham (Nottingham University Press), 349 pp.
- DEEMING, D. C. & M. B. THOMPSON (1991): Gas exchange across reptilian eggshells. Pp. 277–284. – In: D. C. DEEMING & M. W. J. FERGUSON (eds.): Egg incubation its effects on embryonic development in birds and reptiles. – Cambridge (University Press).
- DEMANGEL, D. (2016): Reptiles en Chile. – Fauna Natives Ediciones, 619 pp.
- DEWITT, C. (1996): Captive husbandry and breeding of the Madagascar Gecko *Homopholis boivini*. – *Dactylus* **3** (1): 36–39.
- DÍAZ, L. M. & S. B. HEDGES (2008): A new gecko of the genus *Tarentola* (Squamata: Gekkonidae) from Eastern Cuba. – *Zootaxa* **1743**, 43–52.
- (2009): First record of the genus *Aristelliger* (Squamata: Sphaerodactylidae) in Cuba, with the description of a new species. – *Zootaxa* **2028**: 31–40.
- DISI, A. M.; D. MODRÝ, P. NEČAS & L. RIFAÍ (2001): Amphibians and reptiles of the Hashemite Kingdom of Jordan. – Frankfurt am Main (Edition Chimaira), 408 pp.
- DIZIER, H. S. (2013): Captive care and breeding of the Tanzanian diamond gecko, *Hemidactylus tanganicus* Loveridge, 1929. – *Gekko* **6** (2): 26–28.
- DIXON, J. R. (1973): *Phyllodactylus* GRAY, leaf-toed geckos. – *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* **1973**: 141.1–141.2.
- DOMINGOS, F. M. C. B.; I. C. ARANTES, R. J. BOSQUE & M. G. SANTOS (2017): Nesting in the lizard *Phylllopezus pollicaris* (Squamata: Phyllodactylidae) and a phylogenetic perspective on communal nesting in the family. – *Phyllomedusa* **16** (2): 255–267.
- DONNELLAN, S. C.; M. N. HUTCHINSON & K. M. SAINT (1999): Molecular evidence for the phylogeny of Australian gekkonid lizards. – *Biological Journal of the Linnean Society* **67**: 97–118.
- DUELLMAN, W. E. (2005): Cusco Amazónico: The lives of amphibians and reptiles in an Amazonian rainforest. – London (Comstock Publishing Associates), 433 pp.
- DUNHAM, A. E. & D. B. MILES (1985): Patterns of covariation in life history traits of squamate reptiles: the effects of size and phylogeny reconsidered. – *The American Naturalist* **126** (2): 231–257.
- DUNHAM, A. E.; D. B. MILES & D. N. REZNICK (1988): Life history patterns in squamate reptiles. Pp. 441–522. – In: C. GANS & R. B. HUEY (eds): Biology of the Reptilia, Volume 16, Ecology B, Defense and Life History. – London, New York (Academic Press).
- ECK, M. (2004): Studien zur Fortpflanzungsbiologie der Gattung *Paroedura* (Klasse Reptilia, Ordnung Squamata. – MSc thesis, Ludwig-Maximilians-Universität München, München, 148 S.
- EHMANN, H. (1981): The natural history and conservation of the bronze-back (*Ophiodocephalus taeniatus* Lucas and Frost) (Lacertilia, Pygopodidae). Pp. 7–13. – In: C. B. BANKS & A. A. MARTIN (eds.): Proceedings of the Melbourne Herpetological Symposium, Zoology Board Victoria, Melbourne.
- ELLIS, M. & O. S. G. PAUWELS (2012): The bent-toed geckos (*Cyrtodactylus*) of the caves and karst of Thailand. – *Cave and Karst Science* **39** (1): 16–22.
- EMMERT, A. G. F. & K. W. HOCHSTETTER (1811): Untersuchung über die Entwicklung der Eidechsen in ihren Eiern. – *Archiv für die Physiologie* **10**: 84–122.
- EMMERT, A. G. F. & K. W. HOCHSTETTER (1818): Untersuchung über die Entwicklung der Eidechsen in ihren Eiern. – *Isis von Oken* **1** (1): 102–114.
- ENGELMANN, W. E.; J. FRITZSCHE, R. GÜNTHER & F. J. OBST (1993): Lurche und Kriechtiere Europas. – 2. Auflage, Radebeul (Neumann Verlag GmbH), 440 pp.
- ESTES, R. (1983): Sauria terrestria, Amphisbaenia. In: O. KUHN & P. WELLNHOFFER (eds.): *Handbuch der Paläoherpetologie*. – Stuttgart (Gustav Fischer Verlag), Teil **10** A: i–xxii, 1–249.
- FAST, F. M. (1996): The husbandry and breeding of a species of *Afroedura*, the african flat geckos. – *Dactylus* **3** (1): 9–12.
- FELKA, J. (2020): Anmerkungen zur Haltung (un)bekannter Gecko-Arten im Terrarium. – *Denkendorf* (Mausi Verlag), 56 pp.
- FITCH, H. S. (1970): Reproductive cycles of lizards and snakes. – The University of Kansas Museum of Natural History, Miscellaneous Publication **52**: 1–247.
- (1982): Reproductive cycles in tropical reptiles. – Occasional papers of the Museum of Natural History, University of Kansas **96**: 1–53.
- FITZGERALD, M. (1983): Some observations on the reproductive biology of the common scaly-foot *Pygopus lepidodopus*. – *Herpetofauna* **14** (2): 79–80.
- FITZSIMONS, V. (1938): Transvaal Museum Expedition to South-West Africa and Little Namaqualand, May to August 1937. Reptiles and amphibians. – *Annals of the Transvaal Museum* **19**: 153–209.
- FRANKENBERG, E. (1978): Pupillary response to light in gekkonid lizards having various times of daily activity. – *Vision Research* **19**: 235–245.
- FRITZ, J. P. & F. SCHÜTTE (1987): Geckos der Gattungen *Pygodactylus* und *Hemidactylus* aus der Arabischen Republik Jemen. – *Bonner Zoologische Beiträge* **38** (2): 115–128.
- FRITZ, P. & J. WIEWEL (2022): *Heteronotia binoei* – ein parthenogonischer Gecko im Terrarium. – *Sauria* **44** (1): 9–12.
- GAMBLE, T. (2010): A review of sex determining mechanisms in geckos (Gekkota: Squamata). – *Sexual Development* **4**: 88–103.

- GAMBLE, T.; A. M. BAUER, E. GREENBAUM & T. R. JACKMANN (2008a): Out of the blue: a novel, trans-Atlantic clade of geckos (Gekkota, Squamata). – *Zoologica Scripta* **37**: 355–366.
- GAMBLE, T.; A. M. BAUER, E. GREENBAUM & T. R. JACKMANN (2008b): Evidence for Gondwanan vicariance in an ancient clade of gecko lizards. – *Journal of Biogeography* **35**: 88–104.
- GAMBLE, T.; E. GREENBAUM, T. JACKMANN & A. M. BAUER (2015b): Into the light: diurnality has evolved multiple times in geckos. – *Biological Journal of the Linnaean Society* **115**: 896–910.
- GAMBLE, T.; E. GREENBAUM, T. R. JACKMANN, A. P. RUSSELL & A. M. BAUER (2012): Repeated origin and loss of adhesive toe pads in geckos. – *PLoS ONE* **7** (6): 1–10. e39429
- GAMBLE, T.; J. CORYELL, T. EZAZ, J. LYNCH, D. SCANTLEBURY & D. ZARKOWER (2015a): Restriction site-associated DNA sequencing (RAD-seq) reveals an extraordinary number of transitions among gecko sex-determining systems. – *Molecular Biology and Evolution* **32**: 1296–1309.
- GAMBLE, T.; A. M. BAUER, G. R. COLLI, E. GREENBAUM, T. R. JACKMAN, L. J. VITT & A. M. SIMONS (2011): Coming to America: multiple origins of New World geckos. – *Journal of Evolutionary Biology* **24**: 231–244.
- GANS, C. (1975): Tetrapod limblessness: evolution and functional corollaries. – *American Zoologist* **15**: 455–467.
- GARDNER, A. S. (2013): The amphibians and reptiles of Oman and the UAE. – Frankfurt am Main (Edition Chimaira), 480 pp.
- GASC, J. P. (1990): Les lézards de Guyane. – Paris (Editions Raymond Chabaud), 76 pp.
- GATES, B. C. (2010): Day geckos of Damaraland: *Rhoptropus barnardi* Hewitt, 1926, *Rhoptropus boultoni* Schmidt, 1933, and *Rhoptropus diporosus* Haacke, 1965. – *Gekko* **6** (1): 56–60.
- GAULKE, M. (2011): The Herpetofauna of Panay Island, Philippines. – Frankfurt / Main (Edition Chimaira), 390 pp.
- GEHRING, P.-S. (2020): Plattschwanzgeckos. Die Gattung *Uroplatus*. – Frankfurt am Main (Chimaira), 383 pp.
- GERLACH, J. (2006): The vertebrates of Seychelles – a field guide. – Cambridge (published by the author), 79 pp.
- GERNER, T. (2008): Home range, habitat use and social behaviour of the endangered Mauritan gecko *Phelsuma guentheri*. – MSc thesis, University of Zurich, Zürich, 43 pp.
- GIBBONS, J. R. H. & G. R. ZUG (1987): *Gehyra*, *Hemidactylus* and *Nactus* (pacific geckos) eggs and hatchlings. – *Herpetological Review* **18** (2): 35–36.
- GIPPNER, S.; S. L. TRAVERS, M. D. SCHERZ, T. J. COLSTON, M. L. LYRA, A. V. MOHAN, M. MULTZSCH, S. V. NIELSEN, L. RANCIHAC, F. GLAW, A. M. BAUER & M. VENCES (2021): A comprehensive phylogeny of dwarf geckos of the genus *Lygodactylus*, with insights into their systematics and morphological variation. – *Molecular Phylogenetics and Evolution* **165**: 1–12. PMID 34530117 DOI: 10.1016/j.ympev.2021.107311
- GLAW, F. & M. VENCES (2007): A Field Guide to the Amphibians and Reptiles of Madagascar. – Third Edition, Köln (Vences & Glaw Verlags GbR), 495 pp.
- GLAW, F.; J. KOHLER, T. M. TOWNSEND & M. VENCES (2012): Rivaling the world's smallest reptiles: discovery of miniaturized and microendemic new species of leaf chameleons (*Brookesia*) from northern Madagascar. – *PLoS ONE* **7** (2): 1–24. e31314 doi:10.1371/journal
- GONZÁLEZ-ROMERO, A. & C. A. LÓPEZ-GONZÁLEZ (2002): Hallazgo un nido del gecko pestanas *Aristelliger georgensis* (Squamata: Gekkonidae) en las ruinas Mayas de San Geravacio, Isla Cozumel, Quintana Roo. – *Boletín de la Sociedad Herpetologica Mexicana* **10** (1): 12.
- GREER, A. (1985): The relationships of the lizard genus *Anelytropis* and *Dibamus*. – *Journal of Herpetology* **19** (1): 116–156.
- (1989): The biology & evolution of Australian lizards. – Hong Kong (Surrey Beatty & Sons PTY Lim.), 264 pp.
- (1991): Limb reduction in squamates: identification of the lineages and discussion of the trends. – *Journal of Herpetology* **25** (2): 166–173.
- (2022): Encyclopedia of Australian reptiles. Version: 1. June 2022 – Sydney, 4643 pp. https://www.researchgate.net/publication/360996897_Encyclopedia_of_Australian_Reptiles_Version_1_June_2022
- GRIESSHAMMER, K. (2004): Engfingergeckos, *Stenodactylus sthenodactylus* (Lichtenstein, 1823), im Terrarium. – *Draco* **18**: 45–51.
- GRISMER, L. L. (1988): Phylogeny, taxonomy, classification, and biogeography of eublepharid geckos. Pp. 369–469. – In: R. ESTES & G. PREGILL (eds.): Phylogenetic relationships of the lizard families. Essays commemorating Charles L. Camp. – Stanford, California (Stanford Univ. Press).
- GRISMER, L. L.; H. N. NGO, S. QI, Y.-Y. WANG, M. D. LE & T. ZIEGLER (2021): Phylogeny and evolution of habitat preference in *Goniurosaurus* (Squamata: Eublepharidae) and their correlation with karst and granite-stream-adapted ecomorphologies in species groups from Vietnam. – *Vertebrate Zoology* **71**: 335–352.
- GROSSMANN, W. (2008): Die Geckos der Gattung *Gekko* – ein Überblick. – *Terraria* **3** (3): 4–13.
- GROSSMANN, W. & T. ULBER (1990): Ein neuer Gecko aus Zentral-Thailand: *Gekko siamensis* sp. nov. (Reptilia: Sauria: Gekkonidae). – *Sauria* **12** (3): 9–18.
- GROSSMANN, W.; C. SCHÄFER & P. HARBIG (1996): *Phyllodactylus siamensis* Boulenger. – *Sauria*, Supplement **18** (3): 357–360.
- GRÜNEWALD, G.; E. HÖLLER & D. STRANZ (1982a): Länder und Klima: Nord- und Südamerika. – Wiesbaden (F. A. Brockhaus), 172 pp.
- (1982b): Länder und Klima: Asien und Australien. – Wiesbaden (F. A. Brockhaus), 240 pp.
- (1983a): Länder und Klima: Europa / UdSSR. – Wiesbaden (F. A. Brockhaus), 240 pp.
- (1983b): Länder und Klima: Afrika. – Wiesbaden (F. A. Brockhaus), 130 pp.
- GVOZDIK, L. & M. VESELÝ (1998): A contribution to the biology of *Draavidogecko anamallensis* (Günther, 1875) in captivity. – *Dactylus* **3** (2): 63–68.
- HAGEY, T. J.; J. C. UYEDA, K. E. CRANDELL, J. A. CHENEY, K. AUTUMN & L. J. HARMON (2017): Tempo and mode of performance evolution across multiple independent origins of adhesive toe pads in lizards. – *Evolution* **71** (10): 2344–2358.
- HAILEY, A. (2016) (Ed.): The online guide to the animals of Trinidad and Tobago. – <https://docplayer.net/43604870-Ogatt-the-online-guide-to-the-animals-of-trinidad-and-tobago-edited-by-adrian-hailey.html>
- HAACKE, W. D. (1975): The burrowing geckos of southern Africa, 1 (Reptilia: Gekkonidae). – *Annals of the Transvaal Museum* **29**: 197–243.
- (1976a): The burrowing geckos of southern Africa, 2 (Reptilia: Gekkonidae). – *Annals of the Transvaal Museum* **30**: 13–28.
- (1976b): The burrowing geckos of southern Africa, 3 (Reptilia: Gekkonidae). – *Annals of the Transvaal Museum* **30**: 29–30.
- (1976c): The burrowing geckos of southern Africa, 4 (Reptilia: Gekkonidae). – *Annals of the Transvaal Museum* **30** (5): 53–70.
- HALLMANN, G. (1997): *Phelsuma ocellata* (Boulenger, 1885). Pp. 163–164. – In: HALLMANN, G.; J. KRÜGER & G. TRAUTMANN (eds.): Faszinierende Taggeckos – Die Gattung *Phelsuma*. – Münster (Natur und Tier-Verlag).
- (2008): Fortpflanzung und Zucht. Pp. 62–72. – In: HALLMANN, G.; J. KRÜGER & G. TRAUTMANN (eds.): Faszinierende Taggeckos – Die Gattung *Phelsuma*. – 2. überarbeitete und erweiterte Auflage, Münster (Natur und Tier-Verlag).
- HALLMANN, G.; J. KRÜGER & G. TRAUTMANN (1997): Faszinierende Taggeckos – Die Gattung *Phelsuma*. – Münster (Natur und Tier-Verlag), 229 pp.

- HALLMANN, G.; J. KRÜGER & G. TRAUTMANN (2008): Faszinierende Taggeckos – Die Gattung *Phelsuma*. – 2. überarbeitete und erweiterte Auflage, Münster (Natur und Tier-Verlag), 253 pp.
- HAMMER, Ø. (2010): Morphometrics in Past: Integrating morphometrics with general data analysis software. Pp. 357–362. – In: A. ELEWA (ed.): Morphometrics for nonmorphometricians. Lecture notes in earth sciences, **124**. – Berlin (Springer). https://doi.org/10.1007/978-3-540-95853-6_18
- HAMMER, Ø.; D. A. T. HARPER & P. D. RYAN (2001): Past: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. – *Palaeontologia Electronica* **4** (1): 1–9.
- HAN, D.; K. ZHOU & A. M. BAUER (2004): Phylogenetic relationships among gekkotan lizards inferred from *C-mos* nuclear DNA sequences and a new classification of the Gekkota. – *Biological Journal of the Linnean Society* **83**: 353–368.
- HEATWOLE, H. (1976): Reptile ecology. – St. Lucia (University of Queensland Press), 178 pp.
- HECHT, M. K. (1976): Phylogenetic inference and methodology as applied to the vertebrate record. Pp. 335–363. – In: HECHT, M. K.; W. C. STEERE & B. WALLACE (eds.): *Evolutionary biology*. – London (Plenum Press).
- HEDGES, S. B. (2008): At the lower size limit in snakes: two new species of threadsnake (Squamata: Leptotyphlopidae: *Leptotyphlops*) from the Lesser Antilles. – *Zootaxa* **1841**: 1–30.
- HEDGES, S. B. & N. VIDAL (2009): Lizards, snakes and amphisbaenians (Squamata). Pp. 383–389. – In: S. B. HEDGES & S. KUMAR (eds.): *The timetree of life*. – New York (Oxford University Press).
- HENNICKE, M. P.; J. D. DAZA, E. GREENBAUM, T. R. JACKMAN & A. M. BAUER (2014): Phylogeny, taxonomy and biogeography a circum-Indian Ocean clade of leaf-toed geckos (Reptilia: Gekkota), with a description of two new genera of two new genera. – *Systematics and Biodiversity* **12** (1): 23–42.
- HENKEL, F.-W. (1986): *Rhacodactylus chahoua* (Bavay). – *Sauria, Supplement* **8** (3): 51–52.
- HENKEL, F.-W. & W. SCHMIDT (2003): Geckos – Biologie, Haltung, Zucht. – 2. Auflage, Datz Terrarienbücher, Stuttgart (Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co.), 175 pp.
- HENKEL, F.-W. & R. ZOBEL (1987): Zur Kenntnis des Bronzegeckos, *Ailuronyx seychellensis* (Duméril & Bibron, 1836). – *herpetofauna* **9** (51): 12–14.
- HENLE, K. (1988): Population ecology and life history of a lizard community in arid Australia. – PhD thesis, Australian National University, Canberra, Canberra, 197 pp, A 1–6.
- (1990): Life history – Evolution bei Echsen. Pp. 183–198. – In: B. STREIT (ed.): *Evolutionsprozesse im Tierreich*. – Basel (Birkhäuser).
- (1991): Life history patterns in lizards of the arid and semiarid zone of Australia. – *Oecologia* **88**: 347–358.
- HERMANN, R.; A. SIEGEL, & M. BARTS (2003): Herpetologische Beobachtungen auf der Kapverden-Insel Boavista. – *Sauria* **25** (2): 17–21.
- HIELEN, B. (1991): Untersuchung zur temperaturabhängigen Geschlechtsbestimmung und Fortpflanzungsbiologie bei Geckos der Gattungen *Tarentola* und *Cyrtopodion*. – MSc thesis, Universität Bremen, 110 pp.
- HIKIDA, T. (1990): Bornean gekkonid lizards of the genus *Cyrtodactylus*. – *Japanese Journal of Herpetology* **13** (3): 91–107.
- HIRSCH, K. F. (1994): The fossil record of vertebrate eggs. Pp. 269–294. – In: S. K. DONOVAN (ed.): *The palaeobiology of trace fossils*. – Baltimore (Johns Hopkins University Press).
- HIRSCH, K. F. (1996): Parataxonomic classification of fossil chelonian and gecko eggs. – *Journal of Vertebrate Paleontology* **16** (4): 752–762.
- HIRSCH, K. F. & J. HARRIS (1989): Fossil eggs from the lower miocene legetet formation of Koru, Kenya: snail or lizards? – *Historical Biology* **3** (1): 61–78.
- HIRSCH, K. F. & B. QUINN (1990): Eggs and eggshell fragments from the Upper Cretaceous two medicine formation of Montana. – *Journal of Vertebrate Paleontology* **10** (4): 491–511.
- HIRSCH, K. F.; L. KRISHITALKA & R. K. STUCKY (1987): Revision of the Wind River faunas, early eocene of central Wyoming. Part 8. First fossil lizard egg (? Gekkonidae) and list of associated lizards. – *Annals of Carnegie Museum* (12) **56**: 223–230.
- HOLDEN, M.; F. GIRARD & I. INEICH (2014): Eggs and hatchlings of *Hemiphyllodactylus typus* Bleeker, 1860 (Gekkonidae) on a small islet in New Caledonia. – *Herpetological Notes* **7**: 509–513.
- HOOGMOED, M. S. (1973): Notes on the herpetofauna of Surinam. IV. The lizards and amphisbaenians of Surinam. – In: J. SCHMITHÜSEN (ed.): *Biogeographica*, 4. – Den Haag (Dr. W. Junk b. v. Publishers), i–ix, 1–419.
- HOSER, R. (1983): Notes on egg laying in the scalyfoot (*Pygopus lepidopus*) and other reptiles. – *Herpetile* **8** (4): 134–136.
- HODSON, P. (1981): Observations on egg laying by the marbled gecko *Phyllodactylus marmoratus* (Fitzinger). – *Herpetofauna* **13** (1): 32–33.
- HULBERT, F. (1995): *Tarentola boehmei* Joger. – *Sauria, Supplement* **17** (3): 341–344.
- HUSBAND, G. (1980): A note on egg laying by *Hemidactylus frenatus* (house gecko) in Darwin. – *Herpetofauna* **12** (1): 36.
- IBARGUENGOYTIA, N. R. & L. M. CASALINS (2007): Reproductive biology of the southernmost gecko *Homonota darwini*: convergent life-history patterns among southern hemisphere reptiles living in harsh environments. – *Journal of Herpetology* **41** (1): 72–80.
- INEICH, I. (2008): A new arboreal *Lepidodactylus* (Reptilia: Gekkonidae) from Espiritu Santo Island, Vanuatu: from egg to holotype. – *Zootaxa* **1918**: 26–38.
- (2010): How habitat disturbance benefits geckos: Conservation implications. – *Comptes Rendus Biologies* **333** (1): 76–82.
- JAMES, B. H.; S. C. DONNELLAN & M. N. HUTCHINSON (2001): Taxonomic revision of the Australian lizard *Pygopus nigriceps* (Squamata: Gekkonidae). – *Records of the South Australian Museum* **34** (1): 37–52.
- JÖGER, U. (1984): Taxonomische Revision der Gattung *Tarentola* (Reptilia: Gekkonidae). – *Bonner Zoologische Beiträge* **35**: 129–174.
- JÖGER, U.; T. SLIMANI, E. H. E. MOUDEN, P. GENIEZ & I. MARTÍNEZ-SOLANO (2009): *Saurodactylus mauritanicus*. – The IUCN Red List of Threatened Species 2009: e.T61569A12517583. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2009.RLTS.T61569A12517583.en13219>.
- JONES, M. E. H.; C. L. ANDERSON, C. A. HIPSLEY, J. MÜLLER, S. E. EVANS & R. R. SCHOCH (2013): Integration of molecules and new fossils supports a Triassic origin for Lepidosauria (lizards, snakes, and tuatara). – *BMC Evolutionary Biology* **13**: 1–21. <http://www.biomedcentral.com/1471-2148/13/208>
- JONNIAUX, P. & Y. KUMAZAWA (2008): Molecular phylogenetic and dating analysis using mitochondrial DNA sequences of eyelid geckos. – *Gene* **407**: 105–115.
- JONO, T.; A. M. BAUER, I. BERENNAN & A. MORI (2015): New species of *Blaesodactylus* (Squamata: Gekkonidae) from Tsingy karstic outcrops in Ankarana National Park, northern Madagascar. – *Zootaxa* **3980** (3): 406–416.
- KARUNARATHNA, D. M. S. S. & A. A. T. AMARASINGHE (2011): Natural history and conservation of *Calodactylodes illingworthorum* Deraniyagala, 1953 (Reptilia: Gekkonidae: Gekkoninae) in south-eastern Sri Lanka. – *Herpetotropics* **6** (1–2): 5–10.
- KELJCH, W. (1974): Der indische Hautgecko (*Hemidactylus flaviviridis*). – *Die Aquarien- und Terrarienzeitschrift* **27** (5): 175–177.
- KHAN, M. S. (2008): Review of the morphology, ecology, and distribution of geckos of the genus *Cyrtopodion*, with a note on generic placement of *Cyrtopodion brachykolon* Krysko et al., 2007. – *Caspian Journal of Environmental Science* **6** (1): 79–86.
- (2014): Herpetology of Pakistan. Field guide series. Eublepharidae & Gekkonidae. – e.fieldguides Series, unpagin. https://www.academia.edu/6467526/e_fieldguides_Series_Herpetology_of_Pakistan_FIELD_GUIDE_SERIES

- KLUGE, A. G. (1967): Higher taxonomic categories of gekkonid lizards and their evolution. – Bulletin of the American Museum of Natural History **135**: 1–59.
- (1969): The evolution and geographical origin of new world *Hemidactylus mabouia-brookii* complex (Gekkonidae, Sauria). – Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan **138**: 1–78.
- (1974): A taxonomic revision of the lizard family Pygopodidae. – Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan **147**: 1–221.
- (1976): A reinvestigation of the abdominal musculature of gekkonid lizards and its bearing on their phylogenetic relationships. – Herpetologica **32**: 295–298.
- (1982): Cloacal bones and sacs as evidence of gekkonid lizard relationships. – Herpetologica **38** (3): 348–354.
- (1983a): Cladistic relationships among gekkonid lizards. – Copeia **1983** (2): 465–475.
- (1983b): Epidermal gland evolution in gekkonid lizards. – Journal of Herpetology **17** (1): 89–90.
- (1987): Cladistic relationships in the Gekkonoidea (Squamata, Sauria). – Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan **173**: 1–54.
- (1995): Cladistic relationships of spherodactyl lizards. – American Museum Novitates **3139**: 1–23.
- KOCH, C.; P. J. VENEGAS & W. BÖHME (2006): A remarkable discovery: description of a big-growing new gecko (Squamata: Gekkonidae: *Phyllopezus*) from northwestern Peru. – Salamandra **42** (2/3): 145–150.
- KÖHLER, G. (2004): Inkubation von Reptilieneiern. – 2. erweiterte Auflage, Offenbach (Herpeton), 254 pp.
- KÖHLER, G. & M. VESELY (2011): A new species of *Thecadactylus* from Sint Maarten, Lesser Antilles (Reptilia, Squamata, Gekkonidae). – ZooKeys **118**: 97–107.
- KOHRING, R. (1991): Lizard egg shells from Lower Cretaceous of Cuenca Province, Spain. – Paleontology **34**: 237–240.
- KOHRING, R. R. (1995): Reflections on the origin of the amniote egg in the light of reproductive strategies and shell structure. – Historical Biology **10**: 259–275.
- KOPPETSCH, T. & W. BÖHME (2022): On the identity of West Saharan geckos of the *Tarentola ephippiata* complex (Squamata: Phyllo-dactylidae), with comments on an extreme case of syntopy with their close relative *T. annularis*. – African Journal of Herpetology **71** (1): 1–20.
- KOWALSKI, T. (2004): Erfahrungen bei der Haltung und Vermehrung von *Pristurus carteri* (Gray, 1863). – Sauria **26** (2): 31–36.
- KOWALSKI, T.; W. GROSSMANN, B.-M. ZWANZIG & H.-J. ZILGER (2021): *Hemidactylus alkiyumi* Carranza & Arnold, 2012 – ein häufig anzutreffender, aber wenig erforschter Halbfinger im südlichen Oman. – Sauria **43** (1): 85–103.
- KRATOCHVIL, L. & D. FRYNTA (2002): Body size, male combat and the evolution of sexual dimorphism in eublepharid geckos (Squamata: Eublepharidae). – Biological Journal of the Linnean Society **76**: 303–314.
- KRATOCHVIL, L. & D. FRYNTA (2005a): Body size effect on egg size in eublepharid geckos (Squamata: Eublepharidae), lizards with invariant clutch size: negative allometry for egg size in ectotherms is not universal. p. 65. – In: Fifth World Congress of Herpetology. Abstracts and programme. – 19–24 June 2005, Stellenbosch, South Africa.
- KRATOCHVIL, L. & D. FRYNTA (2005b): Egg shape and size allometry in geckos (Squamata: Gekkota), lizards with contrasting eggshell structure: why lay spherical eggs? – Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research **44**: 217–222.
- KRATOCHVIL, L. & D. FRYNTA (2006): Body-size effect on egg size in eublepharid geckos (Squamata: Eublepharidae), lizards with invariant clutch size: negative allometry for egg size in ectotherms is not universal. – Biological Journal of the Linnean Society **88**: 527–532.
- KRATOCHVIL, L. & L. S. KUBICKA (2007): Why reduce clutch size to one or two eggs? Reproductive allometries reveal different evolutionary causes of invariant clutch size in lizards. – Functional Ecology **21**: 171–177.
- KRAUSE, P. (2010): Erste Erfahrungen bei der Haltung und Zucht des Madagassischen Spreifingergeckos *Blaesodactylus antongilensis* (Böhme & Meier, 1980). – Sauria **32** (2): 57–62.
- KRÜGER, J. (1999): Neue Erkenntnisse zur Faunistik einiger Reptilien Madagaskars. – Salamandra **35** (2): 65–76.
- KRYSKO, K. L.; C. M. SHEEHY & A. N. HOOPER (2003): Interspecific communal oviposition and reproduction of four species of lizards (Sauria: Gekkonidae) in the lower Florida Keys. – Amphibia-Reptilia **24** (3): 390–396.
- KUKUSHKIN, O. V. (2005): Data on reproductive biology of Kotschy's gecko – *Cyrtopodion kotschyi danilevskii* (Strauch, 1887) in the Crimea. – Current Studies in Herpetology **2005** (3/4): 84–92. (in Russisch)
- KURITA, T.; A. NAKANISHI, N. KOMADA, S. SHIMANO, R. SATRIA, U. SHIMIZU-KAYA, M. SHINODA, A. IKU, T. ITIOKA, M. Y. HOSSMAN & K. NISHIKAWA (2019): Observation of the eggs of parachute gecko, genus *Ptychozoon* (Squamata: Gekkonidae), on an epiphytic fern growing in the forest canopy. – Herpetology Notes **12**: 1077–1080.
- KUSUMINDA, T. G. T.; D. A. A. D. ATHUKORALA & D. M. S. S. KARUNARATHNA (2013): Egg-predation of *Hemidactylus frenatus*. – Tabrobanica **5** (2): 152–153.
- LANGNER, C. (2022): *Paroedura androyensis* (Grandidier, 1867). Pp. 137–142. – In: LANGNER, C.; B. PFAU, M. BERNARDES, U. GERLACH, F. HULBERT, M. VAN SCHINGEN-KHAN, U. SCHEFF, C. ARRANZ, M. RIEDLING & A. KWET (eds.): Evaluation der Züchtbarkeit von ausgewählten, auf der CITES CoP18 in Anhang I und II gelisteten Amphibien- und Reptilientaxa. Ergebnisse des gleichnamigen F+E-Vorhabens (FKZ: 3520 53 2054). – Bonn, Bundesamt für Naturschutz.
- LANZA, B. (1973): On some *Phyllo-dactylus* from the Galapagos Islands (Reptilia: Gekkonidae). Pp. 149–182. In: Galapagos, Studi e Ricerche. – Spedizione „L. Mares-G.R.S.T.S.“ Firenze, Gruppo Ricerche Scientifiche e Tecniche, Firenze.
- LARGEN, M. & S. SPAWLS (2010): The amphibians and reptiles of Ethiopia and Eritrea. – Frankfurt am Main (Edition Chimaira), 693 pp.
- LEBEDEVA, A. M. (2002): Keeping and breeding of green-eyed gehyra gecko, *Gehyra marginate* (Boulenger, 1887). – Scientific Research in Zoological Parks **14** (14): 13–16. (in Russisch)
- LEE, M. S. & M. W. CALDWELL (2000): *Adriosaurus* and the affinities of mosasaurs, dolichosaurs, and snakes. – Journal of Paleontology **75** (5): 915–937.
- LEGENDE, L. J.; S. CHOI & J. A. CLARKE (2022): The diverse terminology of reptile eggshell microstructure and its effect on phylogenetic comparative analyses. – Journal of Anatomy **241**: 641–666.
- LEHTINEN, R. M. (2002): The use of screw pines (*Pandanus* spp.) by amphibians and reptiles in Madagascar. – Herpetological Bulletin **82**: 20–25.
- LENORT, J. (2004): Haltung und Nachzucht des philippinischen Smaragd-geckos *Pseudogekko smaragdinus* (Taylor, 1922). – Sauria **26** (3): 7–12.
- LEPTIEN, R. (1993): Observations on the Arab desert gecko *Bunopus tuberculatus* Blanford, 1874 from the United Arab Emirates. – Dactylus **2** (2): 56–58.
- (1996): Descriptions of natural history, behavior and husbandry of two geckos in the genus *Asaccus* from the United Arab Emirates. – Dactylus **3** (1): 18–23.
- LEPTIEN, R.; T. KOWALSKI & J. ZILGER (1994): Über *Asaccus gallagheri*, seine Haltung und Erst-Nachzucht im Terrarium. – Salamandra **30** (4): 241–245.
- LEVRAT-CALVIAC, V. (1986): Reproduction de *Tarentola mauritanica* (Squamata, Gekkonidae) en captivité. – Bulletin de la Societe Herpetologique de France **37**: 18.

- LIMA, D. C.; D. C. PASSOS & D. M. BORGES-NOJOSA (2011): Communal nests of *Phyllopezus periosus*, an endemic gecko of the Caatinga of northeastern Brazil. – *Salamandra* **47** (4): 227–228.
- LOVERIDGE, A. (1947): Revision of the African lizards of family Gekkonidae. – *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* **98**: 1–469.
- LUCAS, A. H. S. & C. FROST (1896): Reptilia. 1. Lacertilia. Pp. 112–151. In: B. SPENCER (ed.): The report of the work of the Horn Scientific Expedition to Central Australia, Volume 2, Zoology. – London (Dulau).
- LUU, V. Q. (2016): The taxonomy, zoogeography and ecology of amphibians and reptiles of Hin Nam No National Protected Area (Laos) in comparison with data from Phong Nha – Ke Bang National Park (Vietnam). – PhD thesis, Universität Köln, Köln, 320 pp.
- MALONZA, P. K. & A. M. BAUER (2022): Resurrection of the African gecko genus *Ancylodactylus* Müller, 1907 (Squamata: Gekkonidae) and description of six new species from Kenya. – *Zootaxa* **5141** (2): 101–139.
- MARONDE, M. (1986): *Cyrtodactylus pulchellus*. – *Sauria*, Supplement **8** (4): 57–60.
- MARYAN, B. (1987): Notes of reproduction in captive *Lialis burtonis*. – *Western Australian Naturalist* **16** (8): 190–191.
- (1998): Notes on reproduction in captive *Delma grayii* (Lacertilia: Pygopodidae). – *Herpetofauna* **28** (2): 47.
- MCCOY, M. J. (1994): Eggs, Hatchlings, and oviposition sites of lizards on Guam, Mariana Islands. – *Herpetological Review* **25** (3): 98–100.
- MCCOY, M. J. & R. A. HENSLEY (1994): Distribution and abundance of *Perocichrus ateles* (Gekkonidae) in the Mariana Islands. – *Herpetological Review* **25** (3): 97–98.
- MCGRATH, J. (2008): Geckos, Family Gekkonidae. Pp. 73–213. – In: M. SWAN (ed.): *Keeping & Breeding Australian Lizards*. – Lilydale (Mike Swan Herp. Books).
- MEIRI, S. (2007): Size evolution in island lizards. – *Global Ecology and Biogeography* **16**: 702–708.
- (2008): Evolution and ecology of lizard body sizes. – *Global Ecology and Biogeography* **17**: 724–734.
- (2010): Length-weight allometries in lizards. – *Journal of Zoology* **281**: 218–226.
- (2019): What geckos are – an ecological-biogeographic perspective. – *Israel Journal of Ecology & Evolution* **2019**: 1–11.
- MEIRI, S.; J. H. BROWN & R. M. SIBLY (2012): The ecology of lizard reproductive output. – *Global Ecology and Biogeography* **21** (5): 592–602.
- MEIRI, S.; A. FELDMAN & L. KRATOCHVIL (2014): Squamate hatchling size and the evolutionary causes of negative offspring size allometry. – *Journal of Evolutionary Biology* **28** (2): 1–9.
- MEIRI, S.; L. AVILA, A. M. BAUER, D.G. CHAPPELLE, I. DAS; T. M. DOAN, P. DOUGHTY, R. ELLIS, L. GRISMER, F. KRAUS, M. MORANDO, P. OLIVER, D. PINCHEIRA-DONOSO, M. A. RIBEIRO-JUNIOR, G. SHEA, O. TORRES-CARVAJAL, A. SLAVENKO & U. ROLL (2020): The global diversity and distribution of lizard clutch sizes. – *Global Ecology and Biogeography* **2020**: 1–16. <https://doi.org/10.1111/geb.13124>
- MEYER, M. (2004): *Agamura persica* – der Spinnengecko aus dem Mittleren Osten. – *Draco* **18**: 59–63.
- MERTENS, R. (1934): Die Insel-Reptilien, ihre Ausbreitung, Variation und Artbildung. – *Zoologica* **84**: 1–209.
- (1966): Zur Kenntnis der australischen Eidechsenfamilie der Pygopodidae. – *Verhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Wien* **105/106**: 56–66.
- MESQUITA, D. O. & G. R. COLLI (2010): Life history patterns in tropical South American lizards. Pp. 45–71. – In: GALLEGOS, O. H.; F. R. M. CRUZ & J. F. M. SÁNCHEZ (eds.): *Reproducción en Reptiles: Morfología, Ecología y Evolución*. – Universidad Autónoma del Estado de México.
- MESQUITA, D. O., G. C. COSTA, G. R. COLLI, T. B. COSTA, D. B. SHEPARD, L. J. VITT & E. R. PIANKA (2016): Life-history patterns of lizards of the World. – *The American Naturalist* **187**: 689–705.
- MEZZASALMA, M.; F. ANDREONE, G. APREA, F. GLAW, G. ODIERNA & F. M. GUARINO (2016): Molecular phylogeny, biogeography and chromosome evolution of malagasy dwarf geckos of the genus *Lygodactylus* (Squamata, Gekkonidae). – *Zoologica Scripta* **46**: 42–54.
- MOFFAT, L. A. (1973): The concept of primitiveness and its bearing on the phylogenetic classification of the Gekkota. – *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales* **97**: 275–301.
- MOLLOV, I. (2011): Comparison of the eggs size between two subspecies of the Kotschy's gecko *Mediodactylus kotschyi* (Steindachner, 1870) (Reptilia: Gekkonidae) in Bulgaria. – *ZooNotes* **19**: 1–4.
- MORADI, N.; S. A. SHAFIEI, H. FAHIMI & S. BROMAND (2011): Additional information on Misonne's swollen-nose gecko, *Rhinogecko misonnei* de Witte, 1973 (Squamata: Gekkonidae) in Iran. – *Amphibian and Reptile Conservation* **5** (1): 54–60.
- MORAVEC, J. & W. BÖHME (1997): A new subspecies of the mediterranean gecko, *Hemidactylus turcicus* from Syrian lava desert. – *Herpetozoa* **10** (3/4): 121–128.
- MOURIER, T.; P. BENGTSON, M. BONHOMME, E. BUGE, H. CAPPETTA, J.-Y. CROCHET, M. FEIST, K. F. HIRSCH, E. JAILLARD, G. LAUBACHER, J. P. LEFRANC, M. MOULADE, C. NOBLET, D. PONS, J. REY, B. SIGÉ, Y. TAMBAREAU & P. TAQUET (1988): The Upper Cretaceous – Lower Tertiary marine to continental transition in the Bagua basin, northern Peru. – Paleontology, biostratigraphy, radiometry, correlations. – *Newsletters on Stratigraphy* **19** (3): 143–177.
- NAND, H. D. (1998): Breeding biology of common house lizard *Hemidactylus flaviviridis* Rüppell in Mizoram, India. – *Journal of the Bombay Natural History Society* **95** (3): 512.
- NAZAROV, R.; D. MELNIKOV & E. MELNIKOVA (2013): Three new species of *Pyrodactylus* (Reptilia; Squamata; Phyllodactylidae) from the Middle East. – *Russian Journal of Herpetology* **20** (2): 147–162.
- NELL, W. T. (1957): Notes on the pygopodid lizards, *Liasis burtonis* and *L. jicari*. – *Copeia* **1957** (3): 230–232.
- NETTMANN, H. K. & S. RYKENA (1979): Mauergeckos (*Tarentola mauritanica*), die ihre Eier im Sand vergraben (Reptilia: Sauria: Gekkonidae). – *Salamandra* **15** (1): 53–57.
- (1985): Verhaltens- und fortpflanzungsbiologische Notizen über kanarische und nordafrikanische *Tarentola*-Arten. – *Bonner Zoologische Beiträge* **36** (3/4): 287–305.
- NGO, H. N.; T. Q. NGUYEN, T. V. NGUYEN, M. VAN SCHINGEN & T. ZIEGLER (2018): Microhabitat selection and communal nesting in the insular psychedelic rock gecko, *Cnemaspis psychedelica*, in Southern Vietnam with updated information on trade. – *Nature Conservation* **31**: 1–16.
- NICOLAU, G. K.; M. PETTFORD, S. EDWARDS, T. BUSSCHAU, K. LYNCH, L. KEMP, J. BALMER, C. KEATES, C. R. HUNDERMARK, J. WEEBER & W. CONRADIE (2021): New insights into the geographical distribution, ecology and conservation status of South Africa's endemic coastal leaf-toed gecko, *Cryptactites peringueyi* (Boulenger, 1910). – *Herpetology Notes* **14**: 439–450.
- NIEMIAROWSKI, P. H. (1994): Understanding geographic life-history variation in lizards. Pp. 31–49. – In: L. J. VITT & E. R. PIANKA (eds.): *Lizard ecology, historical and experimental perspectives. Part I. Reproductive ecology*. – Princeton, New Jersey (Princeton University Press).
- NOBLE, G. K. & G. C. KLINGEL (1932): The reptiles of Great Inagua Island, British West Indies. – *American Museum Novitates* **1932** (549): 1–25.
- NORRIS, J.; R. TINGLEY, S. MEIRI & D. G. CHAPPELLE (2021): Environmental correlates of morphological diversity in Australian geckos. – *Global Ecology and Biogeography* **30** (5): 1086–1100.
- NOVOSOLOV, M. & S. MEIRI (2013): The effect of island type on lizard reproductive traits. – *Journal of Biogeography* **40**: 2385–2395.
- NOVOSOLOV, M.; P. RAJA & S. MEIRI (2013): The island syndrome in lizards. – *Global Ecology and Biogeography* **22**: 184–191.
- NUSSBAUM, R. A. & C. J. RANWORTHY (1994): The genus *Paragehyra* (Reptilia: Sauria: Gekkonidae) in southern Madagascar. – *Journal of Zoology* **232**: 37–59.

- ODA, W. Y. (2004): Communal egg laying by *Gonatodes humeralis* (Sauria, Gekkonidae) in Manaus primary and secondary forest areas. – *Acta Amazonica* **34** (2): 331–332.
- OTTAVEN, L. P. C.; F. S. RIBEIRO, L. B. RIBEIRO G. J. B. DE MOURA (2019): *Gymnodactylus darwini* (Darwin's gecko). Eggs and Hatchlings. – *Herpetological Review* **50** (1): 140–141.
- OLIVER, P.; F. PARKER & O. TALLOWIN (2015): Further records of reptiles and amphibians utilising ant plant (Rubiaceae) domatia in New Guinea. – *Herpetology Notes* **8**: 239–241.
- ORMSBY, A. I. (1961): A curious breeding record of a legless lizard (*Pygopus lepidopodus*). – *Proceedings of the Royal Society of New South Wales for the Year 1958–1959*: 59.
- OSADNIK, G. (1984): An investigation of egg laying in *Phelsuma* (Reptilia: Sauria: Gekkonidae). – *Amphibia Reptilia* **5** (2): 125–134.
- PACKARD, M. J. & V. G. DEMARCO (1991): Eggshell structure and formation in eggs of viviparous reptiles. Pp. 53–69. – In: D. C. DEEMING & M. W. J. FERGUSON (eds.): *Egg incubation its effects on embryonic development in birds and reptiles*. – Cambridge (University Press).
- PAFILIS, P.; J. FOFOPOULOS, K. SAGONAS, A. RUNEMARKE. SVENSSON & E. D. VALAKOS (2011): Reproductive biology of insular reptiles: marine subsidies modulate expression of the „Island Syndrome“. – *Copeia* **2011** (4): 545–552.
- PANTIVONG, N.; V. LAUACHINDA, S. SAITHONG & T. TEMCHAI (2012): Ecology of *Cyrtodactylus sumonthai* Bauer, Pawels & Chanhome, 2002 (Reptilia: Squamata: Gekkonidae) from South-Eastern Thailand. – *Raffles Bulletin of Zoology* **60** (2): 569–582.
- PASHLY, A. I. (1981): Some observations on the care and captive breeding of brook's gecko *Hemidactylus brooki*. – *Herpfile* **6** (2): 18–22.
- PATCHELL, F. C. & R. SHNE (1986): Food habits and reproductive biology of the Australian legless lizards (Pygopodidae). – *Copeia* **1986** (1): 30–39.
- PAUWELS, O. S. G. & M. SUMONTHA (2014): *Cyrtodactylus samroyot*, a new limestone-dwelling bent-toed Gecko (Squamata: Gekkonidae) from Prachuap Khiri Khan Province, peninsular Thailand. – *Zootaxa* **3755** (6): 573–583.
- PEATIE, A. M. (2008): Subdigital setae of narrow-toed geckos, including a eublepharid (*Aeluroscalabotes felinus*). – *The Anatomical Record* **291**: 869–875.
- PENDLEBURY, G. B. (1972): Nesting sites, eggs, and young of *Hemidactylus maboia* from Carriacou, West Indies. – *Herpetological Review* **4** (6): 203.
- PETZOLD, H.-G. (1984): Aufgaben und Probleme bei der Erforschung der Lebensäußerungen der Niederen Amnioten. – *Mitu* **5** (4/5): 485–786.
- PIE, M. R.; L. L. F. CAMPOS, A. L. S. MEYER & A. DURAN (2017): The evolution of climatic niches in squamate reptiles. – *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* **284**: 1–10. <http://dx.doi.org/10.1098/rspb.2017.0268>
- PIKE, D. A.; R. M. ANDREWS & W.-G. DU (2012): Eggshell morphology and gekkotan life-history evolution. – *Evolutionary Ecology* **26** (1): 847–861.
- PINTO, P. V.; W. CONRADIE, F. S. BECKER & J. LOBÓN-ROVIRA (2021): Updated distribution of *Kolekanos plumicaudus* (Sauria: Gekkonidae), with some comments on its natural history. – *Herpetology Notes* **14**: 1207–1212.
- POLAKOW, D. A. (1997): Communication and sexual selection in the barking gecko (*Ptenopus kochi*). – MSc thesis, University of Cape Town, Cape Town 207 pp.
- PONGSAPITATANA, S. (1975): Deposition and approximate incubation period of some reptiles eggs from northeastern Thailand. – *Herpetologica* **31** (3): 360–364.
- PORTER, R. (1998): Observations on a large population of the vulnerable pygopodid, *Delma torquata*. – *Memoirs of the Queensland Museum* **42** (2): 565–572.
- (2008): Flap-footed Lizards, Pygopodidae. Pp. 214–257. In: M. SWAN (ed.): *Keeping & Breeding Australian Lizards*. – Lilydale (Mike Swan Herp. Books).
- (2009): Lessons from the legless lizard. Captive husbandry of the scaly-foot sub-species (*Pygopus* spp.). – *Scales and Tails* **3**: 8–13.
- PULEV, A.; L. DOMOZETSKI & L. SAKELARIEVA (2014): Distribution of Kotschy's gecko *Mediodactylus kotschyi* (Steindachner, 1870) (Reptilia: Gekkonidae) in South-West Bulgaria. – *Ecologia Balkanica* **6** (2): 75–81.
- PYRON, R. A. & F. T. BURBRINK (2014): Early origin of viviparity and multiple reversions to oviparity in squamate reptiles. – *Ecology Letters* **17**: 13–21.
- PYRON, R. A., F. T. BURBRINK & J. J. WIENS (2013): A phylogeny and revised classification of Squamata, including 4161 species of lizards and snakes. – *BioMed Central Evolutionary Biology*, **2013** (13:93): 1–53. DOI: 10.1186/1471-2148-13-93.
- RAUH, J. (2007): Der Dünningfingergecko *Stenodactylus sthenodactylus*. – Münster (Natur und Verlag GmbH), 62 pp.
- RAUL, F. D.; R. F. D. SALES, O. S. FURTADO, D. L. SANTOS-JUNIOR, V. T. C. SILVA, A. F. V. DUARTE & E. M. X. FREIRE (2020): Communal egg-laying and hatching size in the pygmy gecko *Coleodactylus natalensis* (Squamata: Sphaerodactylidae) in an Atlantic Forest site of Brazil. – *Herpetology Notes* **13**: 377–383.
- RAXWORTHY, C. J.; C. M. INGRAM, N. RABIBISOA & R. G. PEARSON (2007): Applications of ecological niche modelling for species delimitation: a review and empirical evaluation using day geckos (*Phelsuma*) from Madagascar. – *Systematic Biology* **56** (6): 907–923.
- RAZZETTI, E.; R. SINDACO, C. GRECO, F. PELLA, U. ZILIANI, F. PUPIN, E. RISERVATO, D. PELLITTERI-ROSA, L. BUTIKOFER, A. S. SULEIMAN, B. A. AL-ASELY, C. CARUGATI, E. BONCOMPAGNI & M. FASOLA (2011): Annotated checklist and distribution of the Socotran Arcipelago Herpetofauna (Reptilia). – *Zootaxa* **2826**: 1–44.
- REMY, A. & A. REMY (1990): Zur Haltung und Zucht von *Stenodactylus sthenodactylus* (Lichtenstein, 1823). – *herpetofauna* **12** (65): 6–9.
- RIEDEL, J.; E. NORDBERG & L. SCHWARZKOPF (2020): Ecological niche and microhabitat use of Australian geckos. – *Israel Journal of Ecology and Evolution* **2020**: 1–8. <http://dx.doi.org/10.1163/22244662-20191074>
- RIEPEL, O. & B. SCHNEIDER (1981): *Phyllodactylus europaeus* Gene 1838 – Europäischer Balfingergecko. Pp. 108–118. – In: W. BÖHME (ed.): *Handbuch der Reptilien und Amphibien Europas*. Band 1, Echsen 1. – Wiesbaden (Akademische Verlagsgesellschaft).
- RIGHI, A. F.; C. A. B. GALDINO L. B. NASCIMENTO (2004): *Phyllopezus pollicaris* (rock gecko). Clutch size and oviposition sites. – *Herpetological Review* **35** (4): 395–396.
- ROCHA, S.; D. J. HARRIS, A. PEREIRA, A. SILVA, R. VASCONCELOS & M. A. CARRETERO (2009): Recent data on the distribution of lizards and snakes of the Seychelles. – *Herpetological Bulletin* **110**: 20–32.
- ROCHA, S.; H. RÖSLER, P. S. GEHRING, F. GLAW, D. POSADA, D. J. HARRIS & M. VENCES (2010): Phylogenetic systematics of day geckos, genus *Phelsuma*, based on molecular and morphological data (Squamata: Gekkonidae). – *Zootaxa* **2429**: 1–28.
- RODDA, G. H. (2020): *Lizards of the world*. – Baltimore (Johns Hopkins University Press), 801 pp.
- RODRIGUEZ, J. N. (1985): Datos reproductivos sobre *Tarentola americana* (Sauria: Gekkonidae) en Cuba. – *Miscelanea Zoologica, Instituto de Zoologia, Academia de Ciencias de Cuba* **28**: 2–3.
- ROESCH, M. A.; D. M. HANSEN & N. C. COLE (2021): Understanding demographic limiting factors to species recovery: Nest-site suitability and breeding ecology of *Phelsuma guentheri* on Round Island, Mauritius. – *Global Ecology and Conservation* **30**: 1–10.
- ROLL, U.; A. FELDMAN, M. NOVOSOLOV, A. ALLISON, A. M. BAUER, R. BERNARD, M. BÖHM, F. CASTRO-HERRERA, L. CHIRIO, B. COLLEN, G. R. COLLI, L. DABOOL, I. DAS, T. M. DOAN, L. L. GRISMER, M. HOOGMOED, Y. ITESCU, F. KRAUS, M. LeBRETON, A. LEWIN, M. MARTINS, E. MAZA, D. MEIRTE, Z. T. NAGY, C. DE C. NOGUEIRA, O. S. G. PAUWELS, D. PINCHEIRA-DONOSO, G. D. POWNY, R. SINDACO, O. J. S. TALLOWIN, O. TORRES-CARVAJAL, J.-F. TRAPE, E. VIDAN,

- P. UETZ, P. WAGNER, Y. WANG, C. D. L. ORME, R. GRENYER & S. MEIRI (2017): The global distribution of tetrapods reveals a need for targeted reptile conservation. – *Nature Ecology & Evolution* **1**: 1677–1682.
- RÖLL, B. (1997): Photoreceptors of diurnal and nocturnal geckos. P. 502. – In: N. ELSNER & H. WÄSSE (eds.): *Göttingen Neurobiology Report 1997*. – Proceedings of the 25th Göttingen Neurobiology Conference 1997, Volume 2, Stuttgart (Georg Thieme Verlag).
- (2001a): Mikrostrukturen der Eischalen von Geckos (Sauria: Gekkonidea). – *Gekkota* **3**: 74–98.
- (2001b): Multiple origin of diurnality in geckos: evidence from eye lens crystallins. – *Naturwissenschaften* **88**: 293–296.
- (2006): Kugelfingergeckos, *Sphaerodactylus elegans* & *Sphaerodactylus torrei*. – Münster (Natur und Tier-Verlag GmbH), 62 pp.
- (2007): Barnards Namib-Taggecko *Rhopropus barnardi*. – Münster (Natur und Tier – Verlag GmbH), 61 pp.
- (2009): Neotropische Taggeckos *Gonatodes albogularis*, *Gonatodes fuscus* & *Gonatodes vittatus*. – Münster (Natur und Tier-Verlag GmbH), 63 pp.
- (2018): Tagaktive, kleine Geckos – die Gattung *Lygodactylus*. – *Reptilia* **23** (4): 16–23.
- RÖSLER, H. (1980): Fang, Haltung und Eiablage des Kammzehengeckos *Crossobamon evermanni* (Wiegmann, 1834). – *elaphe* **1980** (3): 33–36.
- (1982): Zum verwechseln ähnlich: *Pachydactylus bibronii bibronii* (Smith, 1846) und *Pachydactylus laevigatus laevigatus* Fischer, 1888 – zwei Geckos aus der Republik Südafrika. – *Aquaria* **29** (12): 189–197.
- (1983): Die gelungene Vermehrung einer australischen Gecko-Art, *Gehyra australis* (Gray, 1842). – *elaphe* **1983** (4): 49–51.
- (1989): Fortpflanzungsdaten von *Rhacodactylus auriculatus* (Bavay, 1869). – *elaphe* **11** (4): 67–70.
- (1993): Mitteilungen zur Biologie von *Tarentola annularis* (Geoffroy Saint-Hillaire, 1809) (Sauria: Gekkonidae). – *Sauria* **15** (3): 11–16.
- (1995): Geckos der Welt – Alle Gattungen. – Leipzig (Urania Verlag), 256 pp.
- (1996): Die Reproduktion bei Plattgeckos (*Afroedura* Loveridge, 1944), mit Beschreibung der Haltung und Vermehrung von *Afroedura t. transvaalica* (Hewitt, 1925) im Terrarium. – *herpetofauna* **18** (102): 14–18.
- (1998): Bemerkungen zur Fortpflanzungsbiologie von Geckonen – Aufzeichnungen aus den Jahren 1993 bis 1996 (Sauria: Gekkonidae). – *Gekkota* **1**: 64–175.
- (2005): Vermehrung von Geckos. – Offenbach (Herpeton, Verlag Elke Köhler), 270 pp.
- (2017): Gecko-Chorologie (Squamata: Gekkota). – *Gekkota*, Supplement **4**: 1–160.
- (2019): Vergleichende Untersuchungen zur extrakorporalen Entwicklung weich- und hartschaliger Eier von Geckos (Squamata: Gekkota): 3. *Eurydactylodes agricolae* Henkel & Böhme, 2001 (Diplodactylidae). – *Sauria* **41** (3): 3–8.
- (2020a): Gelegegröße und ihre Variabilität bei Geckos (Squamata: Gekkota). – *Vernate* **39**: 113–132.
- (2020b): Vergleichende Untersuchungen zur extrakorporalen Entwicklung weich- und hartschaliger Eier von Geckos (Squamata: Gekkota): 8. Auswertung der Befunde zu den Fortpflanzungsmerkmalen der sieben Geckoarten. – *Sauria* **42** (4): 21–41.
- (2020c): Vergleichende Untersuchungen zur extrakorporalen Entwicklung weich- und hartschaliger Eier von Geckos (Squamata: Gekkota): 5. *Sphaerodactylus torrei torrei* Barbour, 1914 (Sphaerodactylidae). – *Sauria* **42** (1): 21–27.
- (2020d): Vergleichende Untersuchungen zur extrakorporalen Entwicklung weich- und hartschaliger Eier von Geckos (Squamata: Gekkota): 6. *Phyllopezus przewalskii* Koslowsky, 1895 (Phylodactylidae). – *Sauria* **42** (2): 45–50.
- (2021): Oologische Studien an Geckos (Squamata: Gekkota): Morphometrie und Wasserhaushalt im Entwicklungsverlauf weich- und hartschaliger Geckoeier. – *Vernate* **40**: 135–213.
- RÖSLER, H. & M. GAULKE (2007): Der Gelbe Pandanusgecko in der Natur und im Terrarium. – *Die Aquarien- und Terrarienzeitschrift* **60** (7): 20–24.
- RÖSLER, H. & T. HOFMANN (2015): Bemerkenswertes Eiablageverhalten von *Pristurus* spec. (Squamata: Sphaerodactylidae). – *Sauria* **37** (3): 56–58.
- RÖSLER, H. & W. WRANIK (2001): Bemerkungen zur Fortpflanzungsbiologie von Geckonen – 2. Untersuchungen zur Reproduktion von *Pristurus obsti* Rösler & Wraniak, 1999 und *Pristurus sokotranus* Parker, 1938 im Vergleich zu anderen Geckos (Sauria: Gekkonidae). – *Gekkota* **3**: 125–182.
- (2003): Reptilia (Reptiles). Pp. 121–151, Plates 63–92. – In: W. WRANIK (ed.): *Fauna of the Socotran Archipelago field guide*. – Rostock (Universitätsdruckerei Rostock).
- (2005): Die „Gecko-Inseln“. 1. Teil: Die nachtaktiven Geckos der Gattungen *Haemodracon* Bauer, Good, Branch, 1997 und *Hemidactylus* Gray, 1825 vom Sokotra Archipel, Jemen (Reptilia: Sauria: Gekkonidae). – *Sauria* **27** (4): 15–26.
- (2006): Die „Gecko-Inseln“. 2. Teil: Die tagaktiven Geckos der Gattung *Pristurus* Rüppell, 1835 vom Sokotra Archipel, Jemen (Reptilia: Sauria: Gekkonidae). – *Sauria* **28** (4): 17–26.
- (2007): Bemerkungen zur Biologie sowie Haltung und Vermehrung des Sokotra-Riesengeckos, *Haemodracon riebeckii* (Peters, 1882). – *Zoologische Garten (NF)* **77** (2): 59–83.
- RUSSELL, A. P. (1972): The food of gekkonid lizards: a study in comparative and functional anatomy. – PhD thesis, University London, London, 367 pp.
- (1976): Some comments concerning interrelationships amongst gekkoninae geckos. Pp. 217–244. – In: A. d’A. BELLAIRS & C. B. COX (eds.): *Morphology and biology of reptiles*. – Linnean Society London, Linnean Society Symposium Series **3**.
- (1979): Parallelism and integrated design in the foot structure of gekkoninae and diplodactylinae geckos. – *Copeia* **1979** (1): 1–21.
- RUBAL, R. & V. ERNST (1965): The structure of digital setae of lizards. – *Journal of Morphology* **117**: 271–294.
- SADEGHI, R. & F. TORKI (2011): Notes on the natural history and distribution of *Carinatio Gecko stevenandersoni* Torki, 2011 – Amphibian & Reptile Conservation **5** (1): 34–36.
- SAFAEI-MAHROO, B. & H. GHAFARI & S. C. ANDERSON (2017): A new genus and species of gekkonid lizard (Squamata: Gekkota: Gekkonidae) from Hormozgan Province with a revised key to gekkonid genera of Iran. – *Zootaxa* **4109** (4): 428–444.
- SAHNI, H. H.; R. S. RANA & G. V. R. PRASAD (1984): SEM studies of thin egg shell fragments from the intertrapeans (Cretaceous-Tertiary transition) of Nagpur and Asifabad, peninsular India. – *Journal of the Paleontological Society of India* **29**: 26–33.
- SALVADOR, A. (1981): *Hemidactylus turcicus* (LINNAEUS, 1758) – Europäischer Halbfingergecko. Pp. 84–107. – In: W. BÖHME (ed.): *Handbuch der Reptilien und Amphibien Europas*. Band 1, Echten 1. – Wiesbaden (Akademische Verlagsgesellschaft).
- SALVIDIO, S. & F. ONETO (2008): Density regulation in the Mediterranean leaf-toed gecko *Euleptes europaea*. – *Ecological Research* **23** (6): 1051–1055.
- SANCHEZ, M. (2012): Mitigating habitat loss by artificial egg laying sites for Reunion day gecko *Phelsuma borbonica*, Sainte Rose, Reunion Island. – *Conservation Evidence* **9**: 17–21.
- SCHÖNECKER, P. (2018): Biologie, Haltung und Nachzucht des Neukaledonischen Haftschwanzgeckos *Eurydactylodes vieillardii*. – *Terraria/elaphe* **2018** (1): 36–42.
- SCHLEICH, H. H. (1984): Bemerkungen zur Gefangenschaftsbiologie und zum Eiablageverhalten des madagassischen Taggeckos *Phelsuma madagascariensis*. – *herpetofauna* **6** (32): 28–30.

- SCHLEICH, H. H. & W. KÄSTLE (1988): Reptile egg-shells. SEM Atlas. – Stuttgart (Gustav Fischer), 123 pp.
- SCHLEICH, H.; W. KÄSTLE & K. KABISCH (1996): Amphibians and reptiles of North Africa. – Koenigstein (Koeltz Scientific Publishers), 630 pp.
- SCHLÜTER, U. (1997): Blattfingergeckos. – Das Aquarium **341**: 27–28.
- (2001): *Homopholis boivini* (Duméril, 1856) im Terrarium. – Reptilia **6** (2): 60–63.
- (2002): Haltung und Zucht einiger Blattfingergeckos aus Peru. – Aquaristik Fachmagazin **164**: 82–85.
- (2004): Zwerggeckos (*Tropicolotes* PETERS, 1880) aus Nordafrika – Lebensräume, Verhalten, Pflege und Nachzucht. – Draco **18**: 52–58.
- (2007): Pflege und Nachzucht des peruanischen Blattfingergeckos *Phyllodactylus reissii* Peters, 1862. – Reptilia **12** (2): 80–83.
- (2011a): Burtons Spitzkopf-Flossenfuß (*Lialis burtonis* Gray, 1835) im Terrarium. – elaphe **19** (4): 41–45.
- (2011b): Haltung und Nachzucht von Kofords Blattfingergecko (*Phyllodactylus kofordi* Dixon & Huey, 1970). – elaphe **19** (2): 39–43.
- (2015): Der Taggecko Südwest-Marokkos *Quedenfeldtia moerens* (Chabanaud, 1916). – Terraria/elaphe **2015** (1): 64–68.
- SCHÖNECKER, P. (2004): Plattschwanzgeckos, die Gattung *Uroplatus*. – Münster (Natur und Tier-Verlag), 62 pp.
- SCHÖNECKER, P. & A. BÖHLE (2004): Die Geckogattungen Madagaskars. – Draco **5** (19): 56–67.
- SCHWARTZ, A. & R. W. HENDERSON (1991): Amphibians and reptiles of the West Indies. Descriptions, distributions, and natural history. – Gainesville (University of Florida Press), i–xvi, 1–720.
- SCHWARZ, R. & S. MEIRI (2017): The fast-slow life-history continuum in insular lizards: a comparison between species with invariant and variable clutch sizes. – Journal of Biogeography **44** (12): 1–8. DOI: 10.1111/jbi.13067
- SEUFER, H. (1979): Der Kaspische Geradfinger-Gecko (*Alsophylax pipiens* Pallas). – herpetofauna **1** (1): 10–14.
- SEUFER, H. & J. GLEICH (1981): Beobachtungen im Lebensraum von *Cyrtodactylus kotschyii bibroni* (Beutler & Gruber 1977) auf Kasandra, Griechenland. – herpetofauna **3** (14): 33–34.
- SEUFER, H.; Y. KAVERKIN & A. KIRSCHNER (2005): Die Lidgeckos. Pflege, Zucht und Lebensweise. – Karlsruhe (Kirschner & Seufer Verlag), 238 pp.
- SEXTON, O. J.; J. E. BRAMBLE, L. L. HEISLER, C. A. PHILLIPS & D. L. COX (2005): Eggshell composition of squamate reptiles: relationship between eggshell permeability and amino acid distribution. – Journal of Chemical Ecology **31** (10): 2391–2401.
- SHEA, G. M. & M. PETERSON (1993): Notes on the biology of the genus *Pletholax* Cope (Squamata: Pygopodidae). – Records of the Western Australian Museum **16** (3): 419–425.
- SHINE, R. (1983): Reptilian viviparity in cold climates: testing the assumption of an evolutionary hypothesis. – Oecologia **57**: 397–405.
- (1985): The evolution of viviparity in reptiles: an ecological analysis. Pp. 605–694. – In: C. GANS & F. BILLET (eds.): Biology of Reptilia. Volume 15, Development B. – New York (John Wiley & Sons).
- (1986): Evolutionary advantages of limblessness: evidence from the pygopodid lizards. – Copeia **1986** (2): 525–529.
- SHINE, R. (1995): A new hypothesis for the evolution of viviparity in reptiles. – The American Naturalist **145** (5): 809–823.
- SHINE, R. & A. E. GREER (1991): Why are clutch sizes more variable in some species than in others? – Evolution **45** (7): 1696–1706.
- SINDACO, R. & V. K. JEREMČENKO (2008): The reptiles of the Western Palearctic. – Latina (Ed. Belvedere), 579 pp.
- SINERVO, B.; P. DOUGHTY, H. P. HUEY & K. ZAMUDIO (1992): Allometric engineering: a causal analysis of natural selection on offspring size. – Science **258**: 1927–1930.
- SITES, J. W.; T. W. REEDER & J. J. WIENS (2011): Phylogenetic insights on evolutionary novelties in lizards and snakes: sex, birth, bodies, niches, and venom. – Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics **42**: 227–244.
- SKIPWITH, P. L.; K. BR & P. M. OLIVER (2019): Relicts and radiations: phylogenomics of an Australasian lizard clade with east Gondwanan origins (Gekkota: Diplodactyloidea). – Molecular Phylogenetics and Evolution **140**: 1–14. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2019.106589>
- SPAWLS, S.; K. HOWELL, R. DREWES & J. ASHE (2002): A field guide to the reptiles of East Africa. – London (Academic Press), 543 pp.
- STAROSTOVÁ, Z.; L. KRATOCHVIL., P. MUNCLINGER & D. FRYNTA (2005): Multiple approaches to phylogeny of eublepharid geckos (Squamata: Eublepharidae) based on mitochondrial genes and morphological data. P. 148. In: Fifth World Congress of Herpetology. Abstracts and programme. – 19–24 June 2005, Stellenbosch, South Africa.
- SVATEK, S. & S. VAN DUIN (2002): Plattschwanzgeckos. Die Gattung *Uroplatus*. – Banteln, Brähler-Verlag, 161 pp.
- SWAN, M. (2008): Keeping and breeding Australian lizards. – Lilydale (Mike Swan Herp. Books), 615 pp.
- SZCZERBAK, N. N. (1981): *Cyrtodactylus russowii* (Strauch 1887) – Transkaspischer Bogenfingergecko. Pp. 75–83. – In: W. BÖHME (ed.): Handbuch der Reptilien und Amphibien Europas. Band 1, Echsen I. – Wiesbaden (Akademische Verlagsgesellschaft).
- SZCZERBAK, N. N. & M. L. GOLUBEV (1996): Gecko fauna of the USSR and contiguous regions. – Contributions to Herpetology **13**: i–ix, 1–233.
- TAMAR, K.; M. SIMÓ-RIUDALBAS, J. GARCIA-PORTA, X. SANTOS, G. LLORENTE, R. VASCONCELOS & S. CARRANZA (2019): An integrative study of island diversification: Insights from the endemic *Hemidracon* geckos of the Socotra Archipelago. – Molecular Phylogenetics and Evolution **133**: 166–175.
- TEIXEIRA, R. L. (2002): Aspectos ecológicos de *Gymnodactylus darwini* (Sauria: Gekkonidae) em Pontual Ipiranga, Linhares, Espírito Santo, Sudeste do Brasil. – Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (N. Sér.) **14**: 21–31.
- TEJERO-CICUÉNDEZ, H.; M. SIMÓ-RIUDALBAS, I. MENÉNDEZ & S. CARRANZA (2021): Ecological specialization, rather than the island effect, explains morphological diversification in an ancient radiation of geckos. – Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences **288**: 1–10. <https://doi.org/10.1098/rspb.2021.1821>
- THOMPSON, M. B. & B. K. SPEAKE (2004): Egg morphology and composition. Pp. 45–71. In: D. C. DEEMING (ed.): Reptilian incubation. Environment, evolution and behaviour. – Nottingham (Nottingham University Press).
- TINKLE, D. W.; H. W. WILBUR & S. G. TILLEY (1970): Evolutionary strategies in lizard reproduction. – Evolution **24**: 55–74.
- TINKLE, D. W. & J. W. GIBBONS (1977): The distribution and evolution of viviparity in reptiles. – Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan **154**: 1–55.
- TONINI, J. F. R.; K. H. BEARD, R. B. FERREIRA, W. JETZ & R. A. PYRON (2016): Fully-sampled phylogenies of squamates reveal evolutionary patterns in threat status. – Biological Conservation, **204**, Part A: 23–31. <http://dx.doi.org/10.1016/j.biocon.2016.03.039>
- TORKI, F. (2020): A new gecko genus from Zagros Mountains, Iran. – Amphibian & Reptile Conservation **14** (1) [General Section]: 55–62.
- TORKI, F. & M. SHARIFI (2007): Einige biologische Aspekte von *Asaccus kurdistanensis* Restegar-Pounyani, Nilson & Faizi, 2006 (Reptilia: Gekkonidae). – Sauria **29** (4): 19–25.
- TOWNSEND, T. M.; A. LARSON, E. LOUIS & J. R. MACEY (2004): Molecular phylogenetics of Squamata: the position of snakes, amphisbaenians, and dibamids, and the root of the squamate tree. – Systematic Biology **53**: 735–757.
- TRAUTH, S. E. (1985): Nest, eggs and hatchlings of mediterranean gecko, *Hemidactylus turcicus* (Sauria: Gekkonidae), from Texas. – Southwestern Naturalist **30** (2): 309–310.

- TREMUL, P. R. (2000): Breeding, feeding and arboreality in *Paradelma orientalis*: a poorly known, vulnerable pygopodid from Queensland, Australia. – *Memoirs of the Queensland Museum* **45**: 599–609.
- TROLL, C. & K. H. PAFFEN (1964): Karte der Jahreszeiten-Klimate der Erde. – *Erdkunde* **18**: 5–28.
- UETZ, P.; P. FREED, R. AGUILAR & J. HOŠEK (eds.) (2022): The Reptile Database. – <http://www.reptile-database.org>, accessed 22.08.2022.
- ULBER, T. & C. SCHÄFER (1989): *Cyrtodactylus peguensis*. – *Sauria, Supplement* **11** (3): 145 (33)–148 (36).
- UNDERWOOD, G. (1951): Pupil shape in certain geckos. – *Copeia* **1951** (3): 211–212.
- (1954): On the classification and evolution of geckos. – *Proceedings of the Zoological Society of London* **124**: 469–492.
- (1970): The eye. Pp. 1–97. In: C. GANS & T. S. PARSONS (eds.): *Biology of the Reptilia*. Volume 2, Morphology B. – London, New York (Academic Press).
- VIANEY-LAUD, M. & N. LÓPEZ-MARTÍNEZ (1997): Late Cretaceous dinosaur eggshells from the Trepmp basin, southern Pyrenees, Lleida, Spain. – *Journal of Paleontology* **71**: 1157–1171.
- VIDAL, N. & S. B. HEDGES (2009): The molecular evolutionary tree of lizards, snakes, and amphisbaenians. – *Comptes Rendus Biologies* **332**: 129–139.
- VIETS, B. E. (1993): Lizard reproductive ecology: sex determination and parental investment. – PhD thesis, Indiana University, Bloomington, 402 pp.
- VINSON, J. & J. M. VINSON (1969): The saurian fauna of Mascarene Islands. – *Mauritius Institute Bulletin* **4**: 203–320.
- VITT, L. J. & E. R. PIANKA (1994): Lizard ecology, historical and experimental perspectives. – Princeton, New Jersey (Princeton University Press), 403 pp.
- VITT, L. J. & P. A. ZANI (1997): Ecology of the nocturnal lizard *Thecadactylus rapicauda* (Sauria: Gekkonidae) in the Amazon region. – *Herpetologica* **53** (2): 165–179.
- VITT, L. J.; P. A. ZANI, A. A. MONTEIRO DE BARROS (1997): Ecological variation among populations of the gekkonid lizard *Gonatodes humeralis* in the Amazon Basin. – *Copeia* **1997** (1): 32–43.
- VLECK, D. (1991): Water economy and solute regulation of reptilian and avian embryos. Pp. 245–259. – In: D. C. DEEMING & M. W. J. FERGUSON (eds.): *Egg incubation its effects on embryonic development in birds and reptiles*. – Cambridge (University Press).
- VOGLER, S. (2020): Tafaout revisited – nach 25 Jahren wieder auf Geckosuche im Anti-Atlas. – *elaphe* **2020** (3): 26–33.
- WALL, M. & R. SHINE (2013): Ecology and behaviour of Burton's legless lizard (*Lialis burtonis*, Pygopodidae) in tropical Australia. – *Asian Herpetological Research* **4** (1): 9–21.
- WALL, M.; M. B. THOMSON & R. SHINE (2013): Does foraging mode affect metabolic responses to feeding? A study of pygopodid lizards. – *Current Zoology* **59** (5): 618–625.
- WALLS, G. L. (1942): The vertebrate eye and its adaptive radiation. – Michigan (The Cranbrook Institute of Science), i–xiv, 1–785.
- WATANABE, A.; A. C. FABRE, R. N. FELICE, J. A. MAISANOE, J. MÜLLER, A. HERREL & A. GOSWAMI (2019): Ecomorphological diversification in squamates from conserved pattern of cranial integration. – *PNAS* **116** (29): 1–10. www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.1820967116
- WATKINS-COLWELL, G. J. & S. C. CHRISTMAN (2000): Captive husbandry and propagation of two species of Tanzanian rough-skinned gecko *Pachydactylus tuberculatus* & *Hemidactylus tanganicus*. – *Gekko* **1** (2): 14–19.
- WEBB, J. K. & R. SHINE (1994): Feeding habits and reproductive biology of Australian pygopodid lizards of the genus *Aprasia*. – *Copeia* **1994**: 390–398.
- WELLS, R. & G. HUSBAND (1979): Comments on the reproduction of *Pygopus lepidopodus* (Lacépède). – *Herpetofauna* **11** (1): 22–25.
- WERNER, Y. L. (1961): Remarks on the evolution of geckos (Reptilia: Gekkonidae). – *Bulletin of the Research Council of Israel* **9** B (4): 198–199.
- (1965): Über die israelischen Geckos der Gattung *Pytodactylus* und ihre Biologie. – *Salamandra* **1** (1): 15–25.
- (1966): *Cyrtodactylus kotschyi orientalis* in Israël. – *Iacerta* **24** (12): 94–96.
- (1969): Eye size in geckos of various ecological types (Reptilia: Gekkoninae and Sphaerodactylinae). – *Israel Journal of Zoology* **18**: 291–316.
- (2016): Reptile life in the land of Israel. – Frankfurt am Main (Edition Chimaira), 494 pp.
- WERNER, Y. L. & L. M. CHOU (2002): Observations on the ecology of the arrhythmic equatorial gecko *Cnemaspis kendallii* in Singapore (Sauria: Gekkonidae). – *Raffles Bulletin of Zoology* **50** (1): 185–196.
- WERNER, Y. L. & T. SEIFAN (2006): Eye size in geckos: asymmetry, allometry, sexual dimorphism, and behavioral correlates. – *Journal of Morphology* **267**: 1486–1500.
- WHITTAKER, R. J.; J. M. FERNANDEZ-PALACIOS, T. J. MATTHEWS, M. K. BORREGAARD & K. A. TRIANTIS (2017): Island biogeography: taking the long view of nature's laboratories. – *Science* **357** (6354): 1–33. [doi: 10.1126/science.aam8326](https://doi.org/10.1126/science.aam8326). PMID: 28860356.
- WIENS, J. J.; BRANDLEY, M. C. & REEDER, T. W. (2006): Why does a trait evolve multiple times within a clade? Repeated evolution of snake-like body form in squamate reptiles. – *Evolution* **60** (1): 123–141.
- WIENS, J. J.; C. A. KUCZYNSKI, T. TOWENSEND, T. W. REEDER, D. G. MULCAHY & J. W. SITES (2010): Combining phylogenomics and fossils in higher-level squamate reptile phylogeny: molecular data change the placement of fossil taxa. – *Systematic Biology* **59** (6): 674–88.
- WRANIK, W. & H. RÖSLER (2007): Reptilia (Reptiles). Pp. 155–284. In: *Final Report. Faunistic Survey Serra Malagueta Natural Park (Santiago Island), Monte Gorodo Natural Park (São Nicolau Island), Republica de Cabo Verde*. Part I: Vertebrates. 19 October–9 November 2006. – Universität Rostock.
- ZHENG, Y. & J. J. WIENS (2016): Combining phylogenomic and supermatrix approaches, and a time-calibrated phylogeny for squamate reptiles (lizards and snakes) based on 52 genes and 4162 species. – *Molecular Phylogenetics and Evolution* **94** (B): 537–547.
- ZHAO, E. & K. ADLER (1993): *Herpetology of China*. – *Contributions to Herpetology* **10**: 1–521.
- ZUG, G. R. (1991): The lizards of Fiji: natural history and systematics. – *Bishop Museum Bulletin in Zoology* **2**: i–xii, 1–136.
- (2013): *Reptiles and amphibians of the Pacific Islands*. A comprehensive guide. – Berkeley (University of California Press), 306 pp.
- ZWANZIG, B. M. & W. GROSSMANN (2013): Halbfingergeckos: *Hemidactylus*. Die verkannte Gattung. – *Terraria/elaphe* **2013** (2): 14–27.

Anschrift des Autors:

Herbert Rösler
Naturkundemuseum Erfurt
Große Arche 14
D-99084 Erfurt

und

Ferdinand-Freiligrath-Str. 51
D-06502 Thale a. H.
E-mail: herbertroesler@aol.com

Tabelle 1: Rohdaten reproduktionsspezifischer Größen- und Gewichtsmerkmale sowie binäre Relationen von Variablen der in dieser Studie behandelten geckoniden Taxa. Angegeben sind Mittelwert \pm Standardabweichung, Varianz (in Klammern) und Anzahl der verwendeten Taxa (n). Anzahl der intraspezifischen Probengröße von jedem Merkmal siehe Anhang 1, Abkürzungen und Maßangaben siehe Text, ein Querstrich (—) symbolisiert fehlende Daten.

Merkmal	Diplodactylidae	Carpodactylidae
KRL♀	79,4 \pm 55,1 (38,0 – 270,0) n = 16	91,7 \pm 27,9 (64,3 – 138,0) n = 10
G♀	23,30 \pm 50,59 (1,08 – 205,78) n = 16	18,23 \pm 10,02 (6,40 – 39,45) n = 10
GG	1,80 \pm 0,23 (1,21 – 200) n = 16	1,92 \pm 0,17 (1,50 – 2,00) n = 10
EL	20,00 \pm 7,54 (14,04 – 37,10) n = 11	24,62 \pm 3,67 (19,50 – 31,70) n = 10
EB	10,59 \pm 3,49 (7,20 – 19,58) n = 11	13,43 \pm 2,14 (10,10 – 16,70) n = 10
EV	1619 \pm 2069 (399 – 7505) n = 11	2478 \pm 1145 (1042 – 4629) n = 10
EL/EB	1,87 \pm 0,24 (1,58 – 2,37) n = 11	1,84 \pm 0,09 (1,69 – 1,99) n = 10
KRL♀/EL	4,50 \pm 1,03 (3,66 – 7,29) n = 11	3,70 \pm 0,91 (2,87 – 5,86) n = 10
KRL♀/EB	8,42 \pm 2,03 (6,32 – 13,86) n = 11	6,82 \pm 1,81 (5,14 – 11,21) n = 10
KRL♀/EV	0,09 \pm 0,04 (0,04 – 0,14) n = 11	0,04 \pm 0,02 (0,02 – 0,07) n = 10
EGA	1,6825 \pm 2,4334 (0,4591 – 8,3849) n = 10	2,8302 \pm 1,4010 (1,2300 – 5,2300) n = 9
G♀/EGA	13,84 \pm 5,95 (8,17 – 24,54) n = 10	5,84 \pm 1,63 (4,18 – 9,23) n = 9
EGE	2,8731 \pm 3,2375 (0,7774 – 10,8589) n = 9	3,7411 \pm 1,2575 (2,4600 – 5,6300) n = 5
KRLJ	37,76 \pm 14,05 (23,61 – 64,33) n = 7	37,26 \pm 8,42 (33,20 – 52,60) n = 4
KRL♀/KRLJ	2,71 \pm 0,69 (2,13 – 4,20) n = 7	2,14 \pm 0,14 (1,95 – 2,27) n = 4
GJ	1,8102 \pm 2,5308 (0,4170 – 7,4034) n = 7	2,4754 \pm 1,1154 (1,6700 – 4,1200) n = 4
EGA/GJ	1,28 \pm 0,11 (1,13 – 1,47) n = 7	1,24 \pm 0,05 (1,16 – 1,28) n = 4
G♀/GJ	19,01 \pm 7,03 (10,70 – 27,80) n = 7	7,72 \pm 2,10 (6,08 – 10,72) n = 4
ESGn	0,1764 \pm 0,3176 (0,0154 – 1,1790) n = 14	0,1147 \pm 0 (0,1147 – 0,1147) n = 1
ESGt	0,1204 \pm 0,2331 (0,0088 – 0,8630) n = 14	0,0724 \pm 0 (0,0724 – 0,0724) n = 1
WPES	1,69 \pm 0,39 (1,33 – 2,52) n = 14	1,85 \pm 0 (1,85 – 1,85) n = 1
EGA/ESGn	12,16 \pm 3,91 (7,11 – 17,70) n = 8	21,99 \pm 0 (21,99 – 21,99) n = 1
ED	2,0822 \pm 2,3194 (0,4891 – 7,8429) n = 9	2,3792 \pm 0 (2,3792 – 2,3792) n = 1
EGA/ED	1,06 \pm 0,05 (1,18 – 9,00) n = 9	1,06 \pm 0 (1,06 – 1,06) n = 1
ED/GJ	1,21 \pm 0,14 (1,07 – 1,48) n = 7	1,16 \pm 0,06 (1,10 – 1,21) n = 3
GM	1,4184 \pm 0,8329 (0,2689 – 2,6191) n = 7	0,9984 \pm 0 (0,9984 – 0,9984) n = 1
EGE/GM	2,23 \pm 1,14 (1,08 – 4,49) n = 7	3,31 \pm 0 (3,31 – 3,31) n = 1
KRL♀	113,4 \pm 39,3 (65,0 – 183,5) n = 15	96,6 \pm 21,8 (59,0 – 118,0) n = 9
G♀	7,61 \pm 6,31 (1,38 – 24,19) n = 15	20,45 \pm 11,85 (2,65 – 34,07) n = 9
GG	1,98 \pm 0,06 (1,75 – 2,00) n = 15	1,82 \pm 0,21 (1,33 – 2,00) n = 9
EL	21,06 \pm 7,04 (12,80 – 35,50) n = 13	22,02 \pm 6,48 (13,23 – 32,70) n = 9
EB	8,45 \pm 3,14 (4,67 – 14,7) n = 13	11,83 \pm 3,22 (6,78 – 15,72) n = 9
EV	1074 \pm 1131 (178 – 4099) n = 13	1916 \pm 1311 (318 – 4252) n = 9
EL/EB	2,60 \pm 0,58 (1,46 – 3,63) n = 13	1,87 \pm 0,24 (1,51 – 2,28) n = 9
KRL♀/EL	5,61 \pm 1,44 (3,72 – 9,04) n = 13	4,50 \pm 0,67 (3,51 – 5,46) n = 9
KRL♀/EB	15,04 \pm 6,28 (10,30 – 34,35) n = 13	8,33 \pm 0,95 (6,42 – 9,36) n = 9
KRL♀/EV	0,22 \pm 0,15 (0,06 – 0,49) n = 13	0,08 \pm 0,05 (0,03 – 0,19) n = 9
EGA	1,7919 \pm 1,2270 (0,2667 – 3,9000) n = 9	2,0782 \pm 1,4889 (0,3420 – 4,8037) n = 9
G♀/EGA	5,75 \pm 1,55 (3,35 – 7,75) n = 9	10,59 \pm 3,19 (6,16 – 15,45) n = 9
Merkmal	Sphaerodactylidae	Phyllodactylidae
EGE	1,4601 \pm 0,8342 (0,8703 – 2,0500) n = 2	3,4829 \pm 1,9020 (0,6393 – 6,0652) n = 6
KRLJ	51,64 \pm 21,00 (28,00 – 86,60) n = 10	41,48 \pm 9,66 (24,50 – 53,61) n = 7
KRL♀/KRLJ	2,41 \pm 0,18 (2,12 – 2,68) n = 10	2,41 (2,18 – 2,59) n = 7
GJ	1,4221 \pm 1,2963 (0,2600 – 4,5500) n = 10	1,7601 \pm 1,2179 (0,2421 – 3,6491) n = 7
EGA/GJ	1,34 \pm 0,53 (0,71 – 2,44) n = 8	1,24 \pm 0,17 (0,99 – 1,47) n = 7
G♀/GJ	7,84 \pm 3,84 (4,38 – 17,50) n = 10	13,28 \pm 3,47 (8,11 – 19,22) n = 7
ESGn	—	0,1405 \pm 0,0524 (0,0326 – 0,1806) n = 7

Merkmal	Sphaeroactylidae	Phylloactylidae
ESGt	—	0,876 ± 0,0365 (0,0141 – 0,1193) n = 7
WPES	—	1,70 ± 0,30 (1,48 – 2,32) n = 7
EGA/ESGn	—	18,00 ± 5,11 (12,25 – 26,59) n = 7
ED	—	2,3671 ± 1,2322 (0,6495 – 4,2051) n = 7
EGA/ED	—	1,08 ± 0,08 (0,98 – 1,21) n = 7
ED/GJ	—	1,13 ± 0,20 (0,92 – 1,47) n = 5
GM	—	1,4712 ± 0,5017 (0,6990 – 1,9705) n = 5
EGE/GM	—	2,75 ± 0,41 (2,35 – 3,26) n = 5
KRL ♀	47,7 ± 26,4 (27,0 – 112,8) n = 13	66,6 ± 20,5 (38,0 – 109,7) n = 13
G ♀	7,57 ± 12,81 (0,61 – 43,32) n = 13	12,48 ± 10,93 (1,41 – 40,06) n = 13
GG	1,04 ± 0,15 (1,00 – 1,54) n = 13	1,20 ± 0,28 (1,00 – 1,71) n = 13
EL	10,81 ± 4,02 (7,17 – 18,29) n = 13	14,76 ± 2,68 (9,96 – 18,65) n = 13
EB	8,72 ± 3,95 (5,74 – 17,84) n = 13	11,73 ± 2,62 (6,73 – 15,03) n = 13
EV	680 ± 919 (125 – 3053) n = 13	1190 ± 633 (257 – 2181) n = 13
EL/EB	1,27 ± 0,11 (1,03 – 1,46) n = 13	1,28 ± 0,12 (1,06 – 1,58) n = 13
KRL ♀/EL	4,24 ± 0,76 (3,36 – 6,38) n = 13	4,51 ± 0,70 (3,28 – 5,81) n = 13
KRL ♀/EB	5,35 ± 0,83 (4,60 – 7,88) n = 13	5,73 ± 0,88 (4,28 – 7,27) n = 13
KRL ♀/EV	0,15 ± 0,07 (0,03 – 0,26) n = 13	0,07 ± 0,03 (0,04 – 0,16) n = 13
EGA	0,6481 ± 0,9688 (0,1182 – 3,1430) n = 11	1,0525 ± 0,6401 (0,2508 – 2,1760) n = 11
G ♀/EGA	7,93 ± 5,27 (4,63 – 23,11) n = 11	9,77 ± 4,24 (5,52 – 18,41) n = 11
EGE	0,5598 ± 0,7741 (0,1064 – 2,3500) n = 11	0,9400 ± 0,5587 (0,2250 – 1,8581) n = 11
KRLJ	21,20 ± 9,65 (13,59 – 42,00) n = 12	27,74 ± 7,02 (18,72 – 42,00) n = 13
KRL ♀/KRLJ	2,18 ± 0,30 (1,84 – 2,89) n = 12	2,30 ± 0,34 (1,91 – 3,07) n = 13
GJ	0,5176 ± 0,7549 (0,0802 – 2,5485) n = 12	0,7283 ± 0,4179 (0,1419 – 1,3240) n = 12
EGA/GJ	1,43 ± 0,14 (1,23 – 1,64) n = 11	1,53 ± 0,14 (1,33 – 1,77) n = 11
G ♀/GJ	12,75 ± 8,43 (5,98 – 10,09) n = 12	14,40 ± 6,76 (8,35 – 30,36) n = 12
ESGn	0,0388 ± 0,0624 (0,0070 – 0,2122) n = 10	0,0941 ± 0,0669 (0,0157 – 0,2393) n = 11
ESGt	0,0388 ± 0,0624 (0,0070 – 0,2122) n = 10	0,0941 ± 0,0669 (0,0157 – 0,2393) n = 11
WPES	0 ± 0 (0 – 0) n = 10	0 ± 0 (0 – 0) n = 11
EGA/ESGn	13,58 ± 4,16 (7,85 – 17,97) n = 10	12,26 ± 3,48 (8,63 – 18,80) n = 11
ED	0,3779 ± 0,5158 (0,1106 – 1,8156) n = 10	0,9467 ± 0,5734 (0,2227 – 1,9872) n = 11
EGA/ED	1,07 ± 0,03 (1,03 – 1,13) n = 10	1,11 ± 0,06 (1,03 – 1,23) n = 11
ED/GJ	1,36 ± 0,12 (1,22 – 1,57) n = 10	1,38 ± 0,11 (1,17 – 1,57) n = 11
GM	0,0367 ± 0,0266 (0,0137 – 0,0852) n = 9	0,1479 ± 0,1050 (0,0461 – 0,3460) n = 11
EGE/GM	6,85 ± 2,59 (4,41 – 12,40) n = 9	7,26 ± 3,53 (3,95 – 15,15) n = 11

Merkmal	Gekkonidae
KRL ♀	64,6 ± 25,9 (21,5 – 152,0) n = 73
G ♀	10,03 ± 12,62 (0,42 – 66,00) n = 73
GG	1,69 ± 0,30 (1,00 – 2,00) n = 73
EL	11,88 ± 3,90 (4,85 – 23,18) n = 72
EB	10,05 ± 3,27 (4,00 – 20,50) n = 72
EV	833 ± 873 (41 – 4699) n = 72
EL/EB	1,19 ± 0,11 (1,00 – 1,49) n = 72
KRL ♀/EL	5,41 ± 1,06 (3,56 – 9,44) n = 72
KRL ♀/EB	6,36 ± 0,99 (4,49 – 9,89) n = 72
KRL ♀/EV	0,13 ± 0,09 (0,03 – 0,53) n = 72
EGA	0,6670 ± 0,6260 (0,0345 – 2,9090) n = 35
G ♀/EGA	11,96 ± 4,68 (4,97 – 25,22) n = 35
EGE	0,6532 ± 0,6568 (0,0971 – 2,8714) n = 26
KRLJ	27,70 ± 9,20 (13,25 – 50,00) n = 51

Merkmal	Gekkonidae
KRL ♀/KRLJ	2,33 ± 0,49 (1,20 – 3,19) n = 51
GJ	0,4339 ± 0,3437 (0,0582 – 1,3307) n = 35
EGA/GJ	1,51 ± 0,16 (1,21 – 1,89) n = 28
G ♀/GJ	17,48 ± 7,34 (7,45 – 4497) n = 35
ESGn	0,0890 ± 0,0808 (0,0135 – 0,2513) n = 28
ESGt	0,0890 ± 0,0808 (0,0135 – 0,2513) n = 28
WPES	0 ± 0 (0 – 0) n = 28
EGA/ESGn	10,18 ± 5,04 (3,49 – 23,18) n = 25
ED	0,5807 ± 0,4918 (0,0977 – 2,1262) n = 25
EGA/ED	1,12 ± 0,09 (0,83 – 1,31) n = 25
ED/GJ	1,35 ± 0,19 (1,06 – 2,00) n = 24
GM	0,0871 ± 0,0899 (0,0059 – 0,3412) n = 23
EGE/GM	12,00 ± 17,53 (2,05 – 89,80) n = 23

Tabelle 2 (a-c): Tukey HSD p-value reproduktionsspezifischer Merkmale (lg) der durchgeführten ANOVAs (weitere Informationen siehe Text). Signifikante Unterschiede zwischen den Familien-Paarungen sind farblich markiert (gelbe Zelle p <0,05, grüne Zelle p <0,01). Für die Berechnung des Wasserpotentials der Eischale (WPES) beziehen sich die Angaben zu den Carphodactylidae auf eine Art (*Underwoodisaurus milii*, n=42 Eischalen). Einige Angaben zum Signifikanzniveau der Unterschiede verschiedener Familien-Paarungen beruhen auf empirische Schätzungen (p < oder >0,05 bzw. p < oder >0,01). Abkürzungen: Dipl = Diplodactylidae, Car = Carphodactylidae, Pyg = Pygopodidae, Eub = Eublepharidae, Sph = Sphaerodactylidae, Phy = Phyllodactylidae, Gek = Gekkonidae, andere siehe Text. Ein Querstrich (—) symbolisiert fehlende Daten.

Tabelle 2a

Merkmal	Dip+Car	Dip+Pyg	Dip+Eub	Dip+Sph	Dip+Phy	Dip+Gek	Car+Pyg
KRL ♀	0,67030	0,02218	0,44550	0,01009	0,99560	0,80880	0,85890
G ♀	0,66210	0,97830	0,72710	0,08190	1,00000	0,93750	0,22150
GG	0,95410	0,62200	1,00000	3,04E-14	1,17E-08	0,72190	0,99870
EL	0,47120	0,99900	0,98240	3,36E-05	0,32480	1,01E-05	0,72940
EB	0,47820	0,47270	0,98470	0,57250	0,97070	0,99650	0,00337
EV	0,46230	0,91510	0,98380	0,07080	1,00000	0,30710	0,03544
EL/EB	1,00000	4,13E-08	1,00000	7,84E-12	2,65E-11	0,00000	2,97E-08
KRL ♀/EL	0,22150	0,10010	1,00000	0,99470	1,00000	0,04536	2,20E-05
KRL ♀/EB	0,09491	6,27E-10	1,00000	4,66E-07	3,22E-05	0,00016	0,00000
KRL ♀/EV	0,11120	0,08707	0,98750	0,65870	0,96750	0,65560	3,94E-06
EGA	0,27610	0,98830	0,94790	0,06434	0,99970	0,16640	0,76530
G ♀/EGA	0,00011	6,63E-05	0,81020	0,00591	0,32760	0,94490	1,00000
EGE	0,48640	0,89950	0,78710	p <0,01	p <0,01	p <0,01	0,39730
KRLJ	0,97780	0,41380	0,94840	0,02610	0,87650	0,47920	0,98750
KRL ♀/KRLJ	0,60410	0,95100	0,96460	0,33580	0,66320	0,42160	0,95650
GJ	0,76920	1,00000	0,99930	0,02487	0,86150	0,03265	0,69530
EGA/GJ	0,99980	1,00000	0,99900	0,80930	0,20490	0,19810	1,00000
G ♀/GJ	0,01432	0,00028	0,72190	0,15140	0,69140	0,99720	1,00000
ESGn	—	—	0,82260	0,00974	0,99970	0,88930	—
ESGt	—	—	0,85050	0,24270	0,81280	0,96270	—
WPES	0,55320	p >0,05	0,92200	p <0,01	p <0,01	p <0,01	p >0,05
EGA/ESGn	—	—	0,30950	0,97700	0,99990	0,56340	—
ED	—	—	0,88970	0,00014	0,48700	0,00281	—
EGA/ED	—	—	0,99810	1,00000	0,68090	0,37510	—
ED/GJ	0,99490	—	0,85950	0,30200	0,16340	0,27620	—
GM	—	—	0,99730	1,10E-09	2,47E-05	1,26E-09	—
EGE/GM	—	—	0,88500	1,10E-03	4,27E-04	2,54E-06	—

Tabelle 2b

Merkmal	Car+Eub	Car+Sph	Car+Phy	Car+Gek	Pyg+Eub	Pyg+Sph	Pyg+Phy
KRL ♀	0,99980	0,00013	0,35080	0,04018	0,97850	1,80E-08	0,00508
G ♀	1,00000	0,00158	0,82890	0,07822	0,28100	4,51E-01	0,94020
GG	0,99260	5,07E-14	3,99E-09	0,18630	0,87310	0,00000	3,19E-12
EL	0,94810	4,40E-09	0,00138	1,22E-10	0,99970	1,25E-06	0,09225
EB	0,94530	0,00561	0,92770	0,04246	0,12260	1,00000	0,05609
EV	0,94160	8,55E-05	0,36470	0,00019	0,47570	0,54970	0,92680
EL/EB	1,00000	8,85E-11	2,81E-10	0,00000	3,07E-07	0,00000	0,00000
KRL ♀/EL	0,22230	0,53790	0,14370	4,20E-07	0,18520	0,00997	0,09995
KRL ♀/EB	0,12660	0,05790	0,39420	0,97220	5,51E-09	0,00000	0,00000
KRL ♀/EV	0,55250	0,00047	0,49600	2,93E-05	0,01400	0,89490	0,00311
EGA	0,88990	3,25E-05	0,11180	2,75E-05	1,00000	0,00880	0,90690

Merkmal	Car+Eub	Car+Sph	Car+Phy	Car+Gek	Pyg+Eub	Pyg+Sph	Pyg+Phy
G♀/EGA	0,01881	0,84590	0,07861	0,00007	0,01259	0,77380	0,05513
EGE	0,95260	p <0,01	p <0,01	p <0,01	0,59640	p <0,01	p <0,01
KRLJ	1,00000	0,00872	0,44860	0,16470	0,97070	0,000001008	0,00559
KRL♀/KRLJ	0,96900	1,00000	0,99800	0,99840	1,00000	0,88430	0,99540
GJ	0,93550	0,00097	0,13050	0,00119	0,99820	0,00979	0,81850
EGA/GJ	1,00000	0,73210	0,22210	0,24090	0,99990	0,63900	0,10110
G♀/GJ	0,33100	0,64960	0,18940	0,00783	0,06035	0,18480	0,01096
ESGn	—	—	—	—	—	—	—
ESGt	—	—	—	—	—	—	—
WPES	0,62730	p <0,01	p <0,01	p <0,01	p >0,05	p <0,01	p <0,01
EGA/ESGn	—	—	—	—	—	—	—
ED	—	—	—	—	—	—	—
EGA/ED	—	—	—	—	—	—	—
ED/GJ	—	—	—	—	—	—	—
GM	—	—	—	—	—	—	—
EGE/GM	—	—	—	—	—	—	—

Tabelle 2c

Merkmal	Pyg+Gek	Eub+Sph	Eub+Phy	Eub+Gek	Sph+Phy	Sph+Gek	Phy+Gek
KRL♀	3,58E-06	4,89E-05	0,19530	0,01532	0,09327	0,03696	0,99900
G♀	1,00E+00	2,94E-03	0,86980	0,12360	0,06341	0,16650	0,86000
GG	0,00678	3,72E-11	4,77E-07	0,78390	0,41880	0,00000	4,34E-09
EL	6,99E-08	2,54E-06	0,06580	6,29E-07	0,05149	0,91510	0,09540
EB	0,44810	0,16860	1,00000	0,70110	0,08429	0,58320	0,49310
EV	0,98390	0,00963	0,96940	0,04483	0,06385	0,72170	0,28150
EL/EB	0,00000	6,83E-11	2,10E-10	0,00000	1,00000	0,58200	0,38680
KRL♀/EL	0,99940	0,98970	1,00000	0,12680	0,98400	0,00115	0,03750
KRL♀/EB	0,00000	2,07E-06	9,88E-05	0,00071	0,96090	0,03761	0,52230
KRL♀/EV	0,40870	0,23120	1,00000	0,17450	0,11190	0,99930	0,04595
EGA	0,02004	0,00365	0,78420	0,00738	0,14290	0,93150	0,35730
G♀/EGA	0,00004	0,29510	0,99290	0,99180	0,67260	0,00777	0,64440
EGE	p <0,01	p <0,01	p <0,01	p <0,01	0,04213	0,46580	0,19060
KRLJ	0,00004	0,00056	0,20880	0,02485	0,20910	0,20550	0,99650
KRL♀/KRLJ	0,97270	0,93100	0,99780	0,98890	0,99540	0,99410	1,00000
GJ	0,00912	0,00519	0,56100	0,00554	0,24070	0,99080	0,34750
EGA/GJ	0,08218	0,47910	0,06192	0,04872	0,89930	0,94780	0,99970
G♀/GJ	4,30E-06	0,98030	1,00000	0,79770	0,91410	0,06426	0,72110
ESGn	—	0,00236	0,76500	0,33870	0,02615	0,02944	0,96900
ESGt	—	0,06610	1,00000	0,97640	0,03281	0,03671	0,97200
WPES	p <0,01	p <0,01	p <0,01	p <0,01	p >0,05	p >0,05	p >0,05
EGA/ESGn	—	0,58330	0,31070	0,00343	0,98890	0,13760	0,34210
ED	—	1,55E-05	0,11290	0,00025	0,01354	0,36540	0,23390
EGA/ED	—	0,99960	0,89250	0,69750	0,72680	0,41090	0,99790
ED/GJ	—	0,03303	0,01423	0,02329	0,99950	0,99970	0,98240
GM	—	5,14E-09	4,73E-05	1,13E-08	0,01143	0,54600	0,10410
EGE/GM	—	0,05452	0,03312	0,00135	0,99990	0,75770	0,79520

Tabelle 3: Zusammenfassende Übersicht der statistischen Ergebnisse von binären Merkmalen (1. Komponente Kovariate, 2. Komponente Variable) reproduktionsspezifischer Daten von Geckos. Weitere Informationen siehe Text. Abkürzungen: n = Anzahl der Taxa, andere siehe Text.

Merkmal	n	ANCOVA		F-Test	
		F	p	F	p
EL/EB	141	223,300	1,24E-30	0,4412	0,5077
KRL ♀/EL	141	51,970	3,37E-11	1,7460	0,1885
KRL ♀/EB	141	39,200	4,53E-09	7,9830	0,0054
KRL ♀/EV	141	5,137	0,02498	5,8980	0,0165
G ♀/EGA	94	24,430	3,50E-06	0,0149	0,9032
KRL ♀/KRLJ	104	0,500	0,48120	0,2552	0,6146
EGA/GJ	76	14,180	0,00033	0,0058	0,9393
G ♀/GJ	87	33,870	1,04E-07	0,0204	0,8868
ESGn/ESGt	22	0,256	0,61930	1,6090	0,2217
EGA/ESGn	62	4,850	0,03156	0,9558	0,3323
EGA/ED	62	3,235	0,07711	1,2320	0,2715
ED/GJ	60	13,810	0,00046	0,3709	0,5450
EGE/GM	58	26,250	4,29E-06	1,1750	0,2835

Tabelle 4: Statistische Ergebnisse der Risk/Odds Tests zum Vergleich beider Eischalentypen von Geckos in Beziehung zu ordinalskalierten Merkmalen. Die statistischen Werte zur Beziehung von Lebensweise und Eiablageverhalten sind auf den hartschaligen Eityp begrenzt. Farblich unterlegte Zellen bezeichnen einen signifikanten Unterschied (gelbe Zelle $p < 0,05$, grüne Zelle $p < 0,01$). Weitere Angaben siehe Text. Abkürzungen: siehe Anhang 2.

Merkmal	Risk difference	z (pooled)	Risk p	p
Zonal-globale Verbreitung	-0,3782	-4,4304	9,41E-06	<0,01
Geografische Isolationseffekte	-0,2514	-3,2103	0,00133	<0,01
Klima Temperatur TZ/WZ	-0,4029	-4,5132	6,38E-06	<0,01
Klima Temperatur TZ/WZ+KZ	-0,3301	-3,8926	9,92E-05	<0,01
Klima Feuchtigkeit (h/m)	0,0623	0,6894	0,49055	>0,05
Klima Feuchtigkeit (h/a)	-0,0009	-0,0082	0,99342	>0,05
Klima Feuchtigkeit (m/a)	-0,0423	-0,5027	0,61515	>0,05
Lebensweise (ter/sax)	0,5447	4,9677	6,77E-07	<0,01
Lebensweise (ter/arb)	0,3657	3,8919	9,95E-05	<0,01
Lebensweise (sax/arb)	-0,1790	-2,1356	0,032711	<0,05
Lebensweise (ter/sax)/Eiablage (v/nv)	0,0460	0,3468	0,72872	>0,05
Lebensweise (ter/arb)/Eiablage (v/nv)	0,5847	4,4347	9,22E-06	<0,01
Lebensweise(sax/arb)/Eiablage (v/nv)	0,5388	4,8786	1,07E-06	<0,01
Aktivitätsmuster	0,0032	0,0380	0,96965	>0,05
Eiablagestrategie	0,4582	5,7572	8,55E-09	<0,01
Extremitäten	0,7388	5,7467	9,10E-09	<0,01

Tabelle 5: Zusammenfassende Übersicht der Tukey HSD-Resultate aus den durchgeführten ANOVAs mit den Beziehungen von drei gekoniden Fortpflanzungsmerkmalen zur Temperatur. Farblich unterlegte Zellen bezeichnen einen signifikanten Unterschied (gelbe Zelle $p < 0,05$, grüne Zelle $p < 0,01$). Abkürzungen siehe Anhang 2.

Merkmal	Komponente	Tukey HSD Q statistic	
Gelegegröße	TZ/WZ	3,2670	>0,05
Gelegegröße	TZ/KZ	0,7035	>0,05
Gelegegröße	WZ/KZ	1,9620	>0,05
Eivolumen	TZ/WZ	1,7410	>0,05
Eivolumen	TZ/KZ	0,1059	>0,05
Eivolumen	WZ/KZ	0,5973	>0,05
Schlupfgewicht	TZ/WZ	2,9070	>0,05

Merkmal	Komponente	Tukey HSD Q statistic	p
Schlupfgewicht	TZ/KZ	1,0140	>0,05
Schlupfgewicht	WZ/KZ	0,3044	>0,05
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	TZ/WZ	3,9730	<0,05
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	TZ/KZ	1,4420	>0,05
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	WZ/KZ	0,3618	>0,05

Tabelle 6: Zusammenfassende Übersicht der Tukey HSD-Resultate aus den durchgeführten ANOVAs mit den Beziehungen von drei gekkoniden Fortpflanzungsmerkmalen zur Feuchtigkeit. Farblich unterlegte Zellen bezeichnen einen signifikanten Unterschied (gelbe Zelle $p < 0,05$, grüne Zelle $p < 0,01$). Abkürzungen siehe Anhang 2.

Merkmal	Komponente	Tukey HSD Q statistic	p
Gelegegröße	h/m	0,6003	>0,05
Gelegegröße	h/a	1,1830	>0,05
Gelegegröße	m/a	1,6940	>0,05
Eivolumen	h/m	1,9950	>0,05
Eivolumen	h/a	0,7199	>0,05
Eivolumen	m/a	2,2760	>0,05
Schlupfgewicht	h/m	0,5944	>0,05
Schlupfgewicht	h/a	1,5640	>0,05
Schlupfgewicht	m/a	2,1040	>0,05
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	h/m	4,2290	<0,01
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	h/a	3,7870	<0,05
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	m/a	1,0220	>0,05

Tabelle 7: Zusammenfassende Übersicht der Tukey HSD-Resultate aus den durchgeführten ANOVAs mit den Beziehungen von drei gekkoniden Fortpflanzungsmerkmalen zur Lebensweise. Farblich unterlegte Zellen bezeichnen einen signifikanten Unterschied (gelbe Zelle $p < 0,05$, grüne Zelle $p < 0,01$). Abkürzungen siehe Anhang 2.

Merkmal	Komponente	Tukey HSD Q statistic	p
Gelegegröße	ter/sax	2,9080	>0,05
Gelegegröße	ter/arb	0,9428	>0,05
Gelegegröße	sax/arb	2,3060	>0,05
Eivolumen	ter/sax	0,1955	>0,05
Eivolumen	ter/arb	1,4010	>0,05
Eivolumen	sax/arb	1,0970	>0,05
Schlupfgewicht	ter/sax	2,1830	>0,05
Schlupfgewicht	ter/arb	2,7420	>0,05
Schlupfgewicht	sax/arb	0,5298	>0,05
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	ter/sax	4,9810	<0,01
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	ter/arb	7,7340	<0,01
Weibchengewicht/Schlupfgewicht	sax/arb	2,6620	>0,05

Tabelle 8: 95 %-Konfidenzintervalle interfamilärer, signifikant unterschiedlicher Fortpflanzungsmerkmale der Gekkota. Abkürzungen: n = Anzahl der Datensätze der verglichenen Familien-Paarungen (Grundgesamtheit).

Familie	n	95 % CPK, lower	95 % CPK, upper
Diplodactylidae	144	0,1940	0,3438
Carphodactylidae	92	0,3317	0,5422
Pygopodidae	92	0,4256	0,6374
Eublepharidae	116	0,3150	0,5003
Sphaerodactylidae	116	0,4481	0,6359
Phyllodactylidae	116	0,2046	0,3757
Gekkonidae	116	0,3890	0,5774

Tabelle 9: 95 %-Konfidenzintervalle signifikant unterschiedlicher Fortpflanzungsmerkmale der Pygopodomorpha und Gekkonomorpha. Abkürzungen: n = Anzahl der Datensätze der verglichenen Familien-Paarungen (Grundgesamtheit).

Superfamilie	n	95 % CPK, lower	95 % CPK, upper
Pygopodomorpha	56	0,1298	0,3642
Gekkonomorpha	153	0,2836	0,4409

Tabelle 10: 95 %-Konfidenzintervalle signifikant unterschiedlicher Fortpflanzungsmerkmale der Gekkota abhängig vom Eischalentyp. Abkürzungen: n = Anzahl der Datensätze der verglichenen Familien-Paarungen (Grundgesamtheit).

Eischalentyp	n	95 % CPK, lower	95 % CPK, upper
weischalig	120	0,0914	0,2267
hartschalig	75	0,1060	0,2933

Tabelle 11: Konfusionsmatrix der LDA mit den prognostizierten Ergebnissen der Merkmalsklassifizierung. Die diagonal angeordneten Punktzahlen (grün unterlegt) in der Matrix zeigen die wahren Prognosen des statischen Vergleichs der meristischen, morphometrischen und massespezifischen Fortpflanzungsmerkmale zwischen den Familien an. Zahlen außerhalb der Diagonalen (gelb unterlegt) zeigen den Grad des Scheiterns der Klassifizierung an. Abkürzungen: siehe Tabelle 2.

Konfusionsmatrix								
	Dip	Car	Pyg	Eub	Sph	Phy	Gek	Total
Dip	3	0	0	0	0	0	0	3
Car	0	2	0	1	0	0	0	3
Pyg	0	0	3	0	0	0	0	3
Eub	0	0	0	3	0	0	0	3
Sph	0	0	0	0	2	1	0	3
Phy	0	0	0	0	0	3	0	3
Gek	0	0	0	0	1	0	2	3
Total	3	2	3	4	3	4	2	21

Tabelle 12: Ladung der sechs PCs in der PCA für den aus Diplodactylidae, Carphodactylidae, Pygopodidae, Eublepharidae, Sphaerodactylidae, Phyllodactylidae und Gekkonidae bestehenden Datensatz.

PC	Eigenvalue	% Varianz
1	0,587401	79,91200
2	0,089755	12,21100
3	0,041129	5,59540
4	0,012265	1,66860
5	0,002748	0,37387
6	0,001763	0,23985

Tabelle 13: Orthogonale Score-Gewichte der PCA der sieben Familien von den Gekkota. Abkürzungen siehe Tabelle 11.

Familie	PC 1	PC 2	PC 3	PC 4	PC 5	PC 6
Dip	0,234980	-0,053057	0,273100	-0,170740	0,006206	0,037864
Car	10,398000	-0,128460	-0,285140	-0,018139	-0,050091	0,018855
Pyg	0,144440	0,648210	-0,012714	0,053181	0,017596	0,011792
Eub	0,650100	-0,089230	0,151960	0,034433	0,009550	-0,080146
Sph	-1,170000	0,018383	-0,199620	-0,120670	-0,002207	-0,033876
Phy	-0,157120	-0,276660	-0,075960	0,089661	0,091193	0,027415
Gek	-0,742230	-0,119190	0,148360	0,132270	-0,072248	0,018096

Tabelle 14: Zusammenfassende Statistiken und Ergebnisse der angepassten Fortpflanzungsmerkmale in der PCA von Taxa aus allen Familien der Gekkota. Abkürzungen: siehe Material und Methoden.

Merkmal	PC 1	PC 2	PC 3	PC 4	PC 5	PC 6
KRL♀	0,147070	0,207490	0,097005	0,360740	0,055296	-0,128340
G♀	0,331020	-0,305890	0,136260	0,575080	-0,009799	-0,432190
GG	0,104820	0,138200	0,196230	0,141840	-0,871060	0,300550

Merkmal	PC 1	PC 2	PC 3	PC 4	PC 5	PC 6
EL	0,183800	0,095801	0,019167	-0,089711	0,101910	0,027417
EB	0,075601	-0,189130	-0,048335	0,094624	-0,025915	0,117120
EV	0,335290	-0,276470	-0,078004	0,093440	0,078416	0,266510
EGA	0,395760	0,130440	-0,149160	0,177660	0,239800	0,289350
EGE	0,525950	0,032113	0,201120	-0,434930	-0,141500	-0,456370
KRLJ	0,138680	0,211880	0,170830	0,156710	0,139270	0,109590
GJ	0,440460	0,103970	-0,095049	-0,257290	-0,008927	0,348740
EL/EB	0,107760	0,285510	0,066836	-0,181710	0,125900	-0,089241
KRL♀/EL	-0,030687	0,110540	0,163090	0,277740	0,038374	0,144270
KRL♀/EB	0,078020	0,410600	0,231130	0,100560	0,183110	0,072770
KRL♀/EV	-0,182600	0,482350	0,259230	0,089488	0,016857	-0,116090
G♀/EGA	-0,032399	-0,255260	0,588600	-0,088849	0,093726	0,067913
KRL♀/KRLJ	0,008966	0,023364	0,134370	-0,086356	0,165570	0,096189
EGA/GJ	-0,040469	-0,054660	-0,013366	0,134180	0,139530	0,274500
G♀/GJ	-0,068167	-0,292340	0,554480	-0,142040	0,130720	0,241920

Tabelle 15: Zusammenfassende PERMANOVA-Statistik für die Schwerpunktplatzierung der Familien-Paarungen aus der PCA-Analyse. Farblich unterlegte Zellen bezeichnen einen signifikanten Unterschied (gelbe Zelle $p < 0,05$, grüne Zelle $p < 0,01$). Abkürzungen siehe Tabelle 11.

p-values, sequential Bonferroni significance							
	Dip	Car	Pyg	Eub	Sph	Phy	Gek
Dip		0,9229	0,5639	0,7322	0,0981	0,2774	0,3660
Car	0,8367		0,9922	0,9410	0,3540	0,7056	0,5033
Pyg	0,5105	0,7448		0,7351	0,0134	0,1082	0,2015
Eub	0,1906	0,7751	0,0408		0,0779	0,2539	0,3057
Sph	2,3590	1,1760	3,4270	2,7800		0,4179	0,5156
Phy	1,3000	0,9504	2,6290	1,6140	1,0510		0,8036
Gek	1,1240	1,0090	2,1640	1,5450	0,3998	0,1421	
F-values							

Tabelle 16: PCoA-Matrix mit den Eigenvektoren der sieben Familien von den Gekkota.

Koordinate	Eigenvalue	Percent
1	7,6116	82,3050
2	0,8490	9,1802
3	0,4238	4,5829
4	0,1984	2,1452
5	0,0224	0,2421
6	-7,55E-16	-8,16E-15
7	-0,1428	-1,5445

Tabelle 17: Eigenwerte der PCoA-Koordinaten. Abkürzungen siehe Tabelle 11.

Familie	Coord 1	Coord 2	Coord 3	Coord 4	Coord 5
Dip	0,24842	0,24328	0,61457	-0,55152	-0,19874
Car	0,46513	-0,28318	-0,59320	-0,18145	-0,41480
Pyg	0,02437	0,60817	-0,22234	0,39901	0,02230
Eub	0,40431	0,05498	0,16441	0,35824	0,45308
Sph	-0,62182	0,25712	-0,30559	-0,38096	0,13204
Phy	-0,12638	-0,57077	0,02609	-0,11029	0,53466
Gek	-0,39401	-0,30959	0,31606	0,46697	-0,52855

Tabelle 18: Zusammenfassende PERMANOVA-Statistik für die Schwerpunktplatzierung der Familien-Paarungen aus der PCoA-Analyse. Farblich unterlegte Zellen bezeichnen einen signifikanten Unterschied (gelbe Zelle $p < 0,05$, grüne Zelle $p < 0,01$). Abkürzungen siehe Tabelle 11.

p-values, sequential Bonferroni significance							
	Dip	Car	Pyg	Eub	Sph	Phy	Gek
Dip		0,3589	0,7269	0,3777	0,3298	0,6418	0,5828
Car	1,0140		0,1664	0,0561	0,9472	0,5134	0,7558
Pyg	0,1438	2,4780		0,4984	0,1626	0,4256	0,3278
Eub	0,9991	6,2330	0,5235		0,0394	0,1153	0,1220
Sph	0,9589	0,0052	2,4990	6,7690		0,5639	0,6712
Phy	0,2011	0,3621	0,8695	3,0430	0,3098		0,8955
Gek	0,3191	0,1710	1,0500	3,0760	0,1312	0,0228	
F-values							

Tabelle 19: Übersicht zu Eiablagestrategien kombiniert mit der Lebensweise von Gattungen der Sphaerodactylidae, Phylloactylidae und Gekkonidae. Abkürzungen und Symbole: Evg = Eivergraben, Evs = Eiverstecken, Ean = Eiankleben, D = Dominanz (das intragenerisch dominierende Eiablageverhalten) T = Tendenz (intragenerisch tendenziell beobachtetes Eiablageverhalten), * = (intragenerisch nicht vorkommendes bzw. nicht nachgewiesenes Eiablageverhalten), andere Abkürzungen siehe Anhang 2. Quellennachweis: **1** diese Studie, **2** ACKERMANN & ZWANZIG (2018), **3** ACKERMANN & ZWANZIG (2019), **4** ACKERMANN & ZWANZIG (2021), **5** ACKERMANN & ZWANZIG (2021), **6** ALLISON (1982), **7** ANANJEVA & ORLOW (2011), **8** ANONYMUS (2011), **9** ARTEAGA et al. (2022), **10** AUFFENBERG et al. (2004), **11** AURICH et al. (2015), **12** ÁVILA & CUNHA-AVELLAR (2005), **13** ÁVILA-PIRES (1995), **14** BANZIEN (1965), **15** BARRAGÁN-RAMÍREZ et al. (2015), **16** BARTS (1992), **17** BARTS (2002a), **18** BARTS (2002b), **19** BARTS (2004a), **20** BARTS (2004b), **21** BARTS (2005a), **22** BARTS (2005b), **23** BARTS (2007), **24** BARTS (2008), **25** BARTS (2009), **26** BARTS (2010), **27** BARTS (2012), **28** BARTS (2013), **29** BARTS (2016), **30** BARTS (2019), **31** BARTS (2020a), **32** BARTS (2020b), **33** BARTS (2020c), **34** BARTS & COLACICCO (2015a), **35** BARTS & COLACICCO (2015b), **36** BARTS & COLACICCO (2017), **37** BARTS & COLACICCO (2019), **38** BARTS & HAACKE (2009a), **39** BARTS & HAACKE (2009b), **40** BARTS & KOWALSKI (2006), **41** BARTS & NAUMBURG (2007), **42** BARTS & PING (2013), **43** BARTS et al. (2001), **44** BARTS et al. (2013), **45** BAUER (2013), **46** BAUER (2013), **47** BAUER & DAS (2000), **48** BAUER et al. (2005), **49** BAUER et al. (2009), **50** BEEBE (1944), **51** BERNSTEIN et al. (2016), **52** BOCK (1996), **53** BOONE & BARTS (2006), **54** BRANCH (1998), **55** BRANCH & HAAGNER (1996), **56** BRANCH et al. (1990), **57** BROWN & ALCALA (1978), **58** BROWN et al. (2018), **59** BUSTARD (1968b), **60** CABRERA et al. (2018), **61** CAIADE et al. (2013), **62** CASTILLA et al. (2016), **63** CHAITANYA et al. (2019), **64** COGGER (2018), **65** COLACICCO (2015), **66** COLACICCO (2016), **67** COLACICCO (2017), **68** CYRLAC & UMESH (2014), **69** DAVEY (1924), **70** DEMANGEL (2016), **71** DEWITT (1996), **72** DIAZ & HEDGES (2008), **73** DISI et al. (2001), **74** DIZIER (2013), **75** DOMINGOS et al. (2017), **76** DUELLMAN (2005), **77** ECK (2004), **78** ELLIS & PAUWELS (2012), **79** FAST (1996), **80** FELKA (2020), **81** FRITZ & WIEWEL (2022), **82** GARDNER (2013), **83** GASC (1990), **84** GATES (2010), **85** GAULKE (2011), **86** GEHRING (2020), **87** GERLACH (2006), **88** GIBBONS & ZUG (1987), **89** GLAW & VENCES (2007), **90** GONZÁLEZ-ROMERO & LÓPEZ-GONZÁLEZ (2002), **91** GREER (2020), **92** GRIESSHAMMER (2004), **93** GROSSMANN (2008), **94** GROSSMANN et al. (1996), **95** GVOZDIK & VESELY (1998), **96** HALEY (2016), **97** HALLMANN et al. (1997), **98** HALLMANN et al. (2008), **99** HENKEL & SCHMIDT (2003), **100** HENKEL & ZOBEL (1987), **101** HERMANN et al. (2003), **102** HIELEN (1991), **103** HIKIDA (1990), **104** HOLDEN et al. (2014), **105** HOOGMOED (1973), **106** HUDSON (1981), **107** HULBERT (1995), **108** HUSBAND (1980), **109** INEICH (2008), **110** INEICH (2010), **111** JOGER et al. (2009), **112** JONO et al. (2015), **113** KARUNARATHNA & AMARASINGHE (2011), **114** KELJCH (1974), **115** KHAN (2008), **116** KHAN (2014), **117** KOWALSKI (2004), **118** KOWALSKI et al. (2021), **119** KRAUSE (2010), **120** KRYSKO et al. (2003), **121** KUKUSHKIN (2005), **122** KURITA et al. (2019), **123** LEBEDEVA (2002), **124** LEHTINEN (2002), **125** LENORT (2004), **126** LEPTEN (1993), **127** LEPTEN (1996), **128** LEPTEN et al. (1994), **129** LEVRAT-CALVIAC (1986), **130** LIMA et al. (2011), **131** LOVERIDGE (1947), **132** LUU (2016), **133** MARONDE (1986), **134** MCCOID (1994), **135** MCCOID & HENSLEY (1994), **136** McGRATH (2008), **137** MEYER (2004), **138** MOLLOV (2011), **139** NAND (1998), **140** NAZAROV (pers. Mitt. 20.06.2022), **141** NAZAROV et al. (2013), **142** NETTMANN & RYKENA (1979), **143** NETTMANN & RYKENA (1985), **144** Ngo et al. (2018), **145** NICOLAU et al. (2021), **146** NUSSBAUM & RAXWORTHY (1994), **147** ODA (2004), **148** OHTAVEN et al. (2019), **149** OLIVER et al. (2015), **150** PANITVONG et al. (2012), **151** PASHLY (1981), **152** PENDLEBURY (1972), **153** PINTO et al. (2021), **154** POLAKOW (1997), **155** PONGSAPIPATANA (1975), **156** RAUH (2007), **157** RAUL et al. (2020), **158** RAXWORTHY et al. (2007), **159** REMY & REMY (1990), **160** RIEPPEL & SCHNEIDER (1981), **161** RIGHI et al. (2004), **162** ROCHA et al. (2009), **163** RODDA (2020), **164** RODRIGUEZ (1985), **165** RÖLL (2006), **166** RÖLL (2007), **167** RÖLL (2009), **168** RÖLL (2018), **169** RÖSLER (1980), **170** RÖSLER (1982), **171** RÖSLER (1983), **172** RÖSLER (1993), **173** RÖSLER (1996), **174** RÖSLER (2005), **175** RÖSLER (2021), **176** RÖSLER & GAULKE (2007), **177** RÖSLER & WRANIK (2005), **178** SADEGHI & TORIKI (2011), **179** SALVADOR (1981), **180** SALVIDIO & ONETO (2008), **181** SCHLEICH et al. (1996), **182** SCHLÜTER (1997), **183** SCHLÜTER (2001), **184** SCHLÜTER (2002), **185** SCHLÜTER (2004), **186** SCHLÜTER (2007), **187** SCHLÜTER (2011b), **188** SCHLÜTER (2015), **189** SCHÖNECKER (2004), **190** SCHÖNECKER & BÖHLE (2004), **191** SCHWARZ & HENDERSON (1991), **192** SPAWLS et al. (2002), **193** SVATEK & VAN DUIN (2002), **194** SZCZERBAK & GOLUBEV (1996), **195** TORIKI & SHARIF (2007), **196** TRAUTZ (1985), **197** ULBER & SCHÄFER (1989), **198** VITT et al. (1997), **199** WERNER (1965), **200** WERNER & CHOU (2002), **201** ZHAO & ADLER (1993), **202** ZUG (1991), **203** ZUG (2013), **204** ZWANZIG & GROSSMANN (2013).

Sphaerodactylidae	Lebensweise	Evg	Evs	Ean	Quelle
<i>Aristelliger</i>	arb	*	D	T	1, 90, 163, 193
<i>Chatogekko</i>	ter/semiarb	*	D	*	13, 163
<i>Coleodactylus</i>	ter/semiarb	*	D	*	13, 157, 163, 163
<i>Euleptes</i>	sax	*	D	*	160, 163, 163, 180
<i>Gonatodes</i>	ter/semiarb	*	D	*	1, 13, 163, 167, 191
<i>Lepidoblepharis</i>	ter/semiarb	*	D	*	9, 13, 83, 163
<i>Pristurus</i>	ter, sax, arb	D	*	T	1, 2, 3, 4, 5, 117, 163
<i>Pseudogonatodes</i>	ter/semiarb	*	D	*	13, 105, 163
<i>Quedenfeldtia</i>	sax	*	*	D	1, 131, 163, 188

Sphaerodactylidae	Lebensweise	Evg	Evs	Ean	Quelle
<i>Saurodactylus</i>	ter	D	*	*	111, 163, 181
<i>Sphaerodactylus</i>	ter/semiarb	*	D	*	1, 13, 51, 120, 147, 163, 165, 191, 198
<i>Teratoscincus</i>	ter	D	*	*	1, 163, 194
Phyllodactylidae	Lebensweise	Evg	Evs	Ean	Quelle
<i>Asaccus</i>	sax	*	*	D	1, 82, 127, 128, 163, 195
<i>Garthia</i>	ter	*	D	*	70, 163
<i>Gymnodactylus</i>	ter	*	D	*	148, 163
<i>Haemodracon</i>	ter/sax	D	*	*	1, 131, 163, 175, 177
<i>Homonota</i>	ter	T	D	*	1, 60, 61, 80, 163
<i>Phyllodactylus</i>	ter, sax, arb	T	D	*	1, 9, 58, 163, 182, 184, 186, 187, 203
<i>Phyllopezus</i>	sax/arb	T	D	*	1, 9, 11, 12, 75, 130, 161, 163
<i>Ptyodactylus</i>	sax	*	*	D	1, 141, 163, 199
<i>Tarentola</i>	ter, sax, arb	D	T	*	1, 16, 65, 72, 102, 107, 129, 131, 142, 143, 163, 164, 172
<i>Thecadactylus</i>	arb	*	D	*	9, 50, 76, 96, 163
Gekkonidae	Lebensweise	Evg	Evs	Ean	Quelle
<i>Afroedura</i>	sax/arb	*	T	D	1, 32, 37, 39, 54, 55, 56, 66, 67, 79, 131, 163, 173
<i>Afrogecko</i>	sax	*	D	*	54, 131, 163
<i>Agamura</i>	sax	D	*	*	8, 137, 163
<i>Ailwonyx</i>	arb	*	*	D	87, 99, 100, 163
<i>Alsophylax</i>	ter/semisax	D	T	*	7, 163, 194
<i>Altiphylax</i>	sax	T	D	*	10, 163, 194
<i>Ancylodactylus</i>	sax/arb	*	D	*	131, 163, 192
<i>Bauerius</i>	sax	—	—	—	
<i>Blaesodactylus</i>	sax/arb	D	*	*	1, 71, 89, 112, 119, 163, 183, 192
<i>Bunopus</i>	ter	D	*	*	73, 126, 163
<i>Calodactylodes</i>	sax	*	*	D	1, 47, 113, 163
<i>Chondrodactylus</i>	ter/sax	D	*	*	1, 19, 41, 54, 131, 163, 170
<i>Christinus</i>	arb	*	D	*	69, 106, 136, 163
<i>Cnemaspis</i>	sax/arb	*	D	T	68, 144, 163, 200
<i>Crossobamon</i>	ter	D	*	*	1, 163, 169, 194
<i>Cryptacites</i>	ter/semiarb	*	D	*	54, 131, 145, 163
<i>Cyrtodactylus</i>	ter, sax, arb	D	T	T	1, 6, 49, 64, 78, 103, 132, 133, 136, 150, 163, 174, 197, 201
<i>Cyrtopodion</i>	sax/arb	T	D	*	1, 115, 163, 194
<i>Dixonius</i>	sax	D	*	*	94, 163
<i>Dravidogecko</i>	sax/arb	D	T	*	1, 63, 95, 163
<i>Ebenavia</i>	sax/arb	D	*	*	1, 89, 163, 190
<i>Elasmodactylus</i>	sax/arb	D	*	*	19, 54, 131, 163
<i>Geckolepis</i>	ter/arb	*	*	D	89, 124, 163, 190
<i>Gehyra</i>	sax/arb	T	D	T	1, 6, 15, 64, 88, 91, 123, 136, 163, 171, 202, 203
<i>Gekko</i>	sax/arb	*	*	D	1, 57, 93, 122, 132, 163, 203
<i>Goggia</i>	sax	*	D	*	54, 131, 163, 163
<i>Hemidactylus</i>	ter, sax, arb	T	D	T	1, 14, 48, 52, 74, 88, 101, 108, 114, 118, 131, 139, 151, 152, 163, 174, 179, 192, 196, 201, 204
<i>Hemiphylloactylus</i>	arb	*	D	*	104, 155, 163, 201, 203
<i>Heteronotia</i>	ter	D	T	*	59, 64, 79, 136, 163, 201
<i>Homopholis</i>	arb	*	D	*	1, 20, 22, 54, 131, 163, 192
<i>Kolekanos</i>	sax	*	D	*	31, 38, 54, 153, 163
<i>Lakigecko</i>	ter/semisax	—	—	—	
<i>Lepidodactylus</i>	arb	*	*	D	1, 6, 57, 85, 109, 110, 149, 163, 163, 163, 203
<i>Luperosaurus</i>	arb	*	*	D	57, 85, 163

Gekkonidae	Lebensweise	Evg	Evs	Ean	Quelle
<i>Lygodactylus</i>	sax/arb	*	T	D	1, 54, 131, 163, 168, 192
<i>Matoatoa</i>	ter/arb	*	D	*	1, 89, 163
<i>Mediodactylus</i>	ter/sax	T	D	*	1, 121, 138, 163, 178
<i>Microgecko</i>	ter	T	D	*	163, 194
<i>Nactus</i>	ter, sax, arb	D	T	*	1, 64, 136, 163
<i>Narudasia</i>	sax	*	D	*	54, 131, 163
<i>Pachydactylus</i>	ter/sax	*	T	*	1, 17, 18, 21, 23, 24, 25, 26, 27, 28, 29, 30, 33, 34, 35, 36, 40, 42, 43, 44, 45, 53, 54, 131, 163, 192
<i>Paragehyra</i>	sax	*	*	D	89, 146, 163
<i>Paroedura</i>	ter, sax, arb	D	T	*	1, 77, 89, 163
<i>Parsigecko</i>	ter/semisax	—	—	—	
<i>Perochirus</i>	arb	*	*	D	134, 135, 163, 163, 203
<i>Phelsuma</i>	sax/arb	*	D	T	1, 89, 98, 158, 163
<i>Pseudoceramodactylus</i>	ter	D	*	*	1, 80, 163
<i>Pseudogecko</i>	arb	*	*	D	1, 57, 85, 125, 163, 176
<i>Ptenopus</i>	ter	D	*	*	54, 131, 154, 163
<i>Ramigecko</i>	sax	*	D	*	54, 131, 163
<i>Rhinogecko</i>	ter/sax	D	*	*	140, 163
<i>Rhoptropella</i>	sax	*	D	*	54, 97, 163
<i>Rhoptropus</i>	sax	*	*	D	46, 54, 84, 163, 166
<i>Stenodactylus</i>	ter	D	T	*	73, 80, 92, 131, 156, 159, 163, 181
<i>Temnidactylus</i>	sax	T	D	*	1, 163, 194
<i>Trachydactylus</i>	ter	D	*	*	1, 80, 163
<i>Trigonodactylus</i>	ter	D	*	*	62, 80, 163
<i>Tropicolotes</i>	ter	D	T	*	1, 116, 163, 185
<i>Urocotyledon</i>	sax/arb	*	D	*	131, 162, 163, 192
<i>Uroplatus</i>	arb	T	D	*	1, 86, 89, 99, 163, 189, 193

Anhang 1

Zusammenfassende Übersicht von den Stichprobengrößen der in dieser Studie verwendeten Fortpflanzungsmerkmale von 149 gekkoniden Taxa. Abkürzungen der Merkmale siehe Text.

Familie	Art/Unterart	KRL♀	G♀	GG	EL	EB	EV	EB*EL
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	1	1	2	2	2	2	2
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	1	1	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	2	2	9	16	16	16	16
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	1	1	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Bavayia sawagii</i>	1	1	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	1	1	2	3	3	3	3
Diplodactylidae	<i>Dierogecko nehoueensis</i>	1	1	1	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricola</i>	1	1	16	27	27	27	27
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	1	1	2	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	1	1	7	6	6	6	6
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	1	1	25	47	46	46	46
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	1	1	10	15	15	15	15
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	1	1	11	18	18	18	18
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	1	1	3	4	4	4	4

Familie	Art/Unterart	KRL♀	G♀	GG	EL	EB	EV	EB*EL
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	1	1	6	12	12	12	12
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	1	1	3	4	4	4	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyaе</i>	3	3	3	6	6	6	6
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	9	9	9	18	18	18	18
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	4	4	4	8	8	3	8
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevissimus</i>	4	4	4	8	8	8	8
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	10	10	21	41	41	41	41
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	1	1	1	2	2	2	2
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	3	3	3	6	6	6	6
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	1	1	1	2	2	2	2
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	2	2	36	64	64	64	64
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyruus</i>	1	1	1	2	2	2	2
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	1	1	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	1	1	2	4	4	4	4
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	1	1	1	1	1	1	1
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	1	1	1	2	2	2	2
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	1	1	1	2	2	2	2
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	3	3	3	6	6	6	6
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	4	4	4	7	7	7	7
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	1	1	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma tinctoria</i>	1	1	1	2	2	2	2
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	1	1	1	1	1	1	1
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	1	1	1	2	2	2	2
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	1	1	1	2	2	2	2
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	2	2	2	3	3	3	3
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	4	4	3	5	5	5	5
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	1	1	2	2	2	2	2
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	2	2	16	27	27	27	27
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	1	1	3	4	4	4	4
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	1	1	3	4	4	4	4
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	1	1	2	4	4	4	4
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	1	1	11	20	20	20	20
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	2	2	21	29	29	29	29
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	1	1	1	2	2	2	2
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	2	2	29	43	43	43	43
Eublepharidae	<i>Hemithelyconyx caudicinctus</i>	1	1	6	8	8	8	8
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	1	1	5	5	5	5	5
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	1	1	5	3	3	3	3
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	1	1	9	9	9	9	9
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	1	1	71	51	51	51	51
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	3	3	203	173	173	173	173
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	5	5	94	70	70	70	70
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	1	1	29	19	19	19	19
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotramus</i>	2	2	53	53	53	53	53
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	1	1	3	3	3	3	3
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	1	1	3	3	3	3	3
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	2	2	16	16	16	16	16

Familie	Art/Unterart	KRL♀	G♀	GG	EL	EB	EV	EB*EL
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	2	2	71	44	44	44	44
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	1	1	5	6	6	6	6
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	3	3	50	39	40	37	37
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	2	2	59	31	31	31	31
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	5	5	314	474	441	437	436
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	3	3	105	65	65	65	65
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	1	1	5	5	5	5	5
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	2	2	15	26	26	26	26
Phyllodactylidae	<i>Pyodactylus h. hasselquistii</i>	1	1	1	2	2	2	2
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	1	1	2	2	2	2	2
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	1	1	6	6	6	6	6
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	1	1	2	3	3	3	3
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	1	1	6	6	6	6	6
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	3	3	47	52	52	52	52
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	1	1	4	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	2	2	3	6	6	6	6
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	2		2	10	6	6	6
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	2	2	7	13	13	13	13
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	2	2	2	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	1	1	4	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	1	1	7	8	8	8	8
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	1	1	7	11	11	11	11
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	1	1	3	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	2	2	5	9	9	9	9
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	2	2	17	26	26	26	26
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	1	1	2	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	2	2	38	31	31	31	31
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	1	1	3	3	3	3	3
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	1	1	8	14	14	14	14
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	1	1	2	3	3	3	3
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	1	1	1	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	1	1	2	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	1	1	5	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	1	1	11	14	14	14	14
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumi</i>	1	1	14	27	27	27	27
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	1	1	11	17	17	17	17
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	1	1	2	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	1	1	12	19	18	18	18
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	1	1	4	6	6	6	6
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	1	1	3	6	6	6	6

Familie	Art/Unterart	KRL ♀	G ♀	GG	EL	EB	EV	EB*EL
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	1	1	5	8	6	6	6
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus plamicauda</i>	1	1	21	28	28	28	28
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	1	1	2	3	3	3	3
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	2	2	4	6	8	6	6
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	1	1	2	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	3	3	69	100	91	82	83
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	1	1	5	5	9	5	5
Gekkonidae	<i>Pachydactylus ocellatus</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	1	1	4	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	1	1	2	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	1	1	9	12	12	12	12
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	1	1	2	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	1	1	2	3	3	3	3
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	1	1	3	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	1	1	6	7	6	6	6
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	1	1	2	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	1	1	3	6	6	6	6
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	1	1	3	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	1	1	2	4	4	4	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	1	1	3	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	1	1	6	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	1	1	7	7	7	7	7
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	1	1	3	5	5	5	5
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	3	3	84	33	33	33	33
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	3	3	49	36	36	36	36
Gekkonidae	<i>Temuidactylus c. caspius</i>	3	3	8	10	10	10	10
Gekkonidae	<i>Temuidactylus fedtschenkoi</i>	2	2	6	9	9	9	9
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatularis</i>	1	1	16	24	24	24	24
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	1	1	1	1	1	1	1
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	1	1	1	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	1	1	5	10	10	10	10
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	1	1	3	6	6	6	6
	Datensatz	228	226	2008	2301	2257	2230	2235

Familie	Art/Unterart	EL* KRL ♀	EB* KRL ♀	EV* KRL ♀	EGA	EGE	EGA* G ♀	KRL J
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	2	2	2	2	0	2	0
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	0	0	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	16	16	16	16	0	15	0
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	0	0	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	0	0	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	3	3	3	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	0	0	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Eurydactyloides agricolae</i>	27	27	27	26	18	26	14
Diplodactylidae	<i>Eurydactyloides occidentalis</i>	0	0	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	6	6	6	8	6	7	5
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	47	46	46	33	6	6	5
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	15	15	15	10	8	9	9
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	18	18	18	17	6	6	6
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	4	4	4	3	1	3	0
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	12	12	12	12	8	3	3
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	4	4	4	5	4	5	5
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	6	6	6	4	2	6	1
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	18	18	18	18	9	18	0
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	8	8	3	8	8	8	1
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	8	8	8	8	0	8	0
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	41	41	41	24	41	24	20
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	2	2	2	1	0	1	0
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	6	6	6	6	0	6	0
Carphodactylidae	<i>Saltuaris cornutus</i>	2	2	2	0	0	0	0
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	64	64	64	56	41	56	41
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrusus</i>	2	2	2	2	0	2	0
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	0	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	4	4	4	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	1	1	1	1	0	1	0
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	2	2	2	2	0	2	2
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	2	2	2	2	0	2	2
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	6	6	6	6	0	6	1
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	7	7	7	7	0	7	7
Pygopodidae	<i>Delma molleri</i>	0	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	2	2	2	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	1	1	1	0	0	0	1
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	2	2	2	2	0	0	0
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	2	2	2	2	0	0	2
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	3	3	3	0	0	0	1
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	5	5	5	3	0	3	3
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	2	2	2	2	0	2	3
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	27	27	27	27	2	27	9
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	4	4	4	3	3	3	2
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	4	4	4	2	0	2	2
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	4	4	4	4	0	4	0
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	20	20	20	17	9	17	9

Familie	Art/Unterart	EL*KRL♀	EB*KRL♀	EV*KRL♀	EGA	EGE	EGA*G♀	KRLJ
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	29	29	29	29	13	22	33
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	2	2	2	2	2	2	2
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	43	43	40	37	10	34	26
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	8	8	8	10	10	10	5
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	5	5	5	0	0	0	2
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	3	3	3	3	0	2	4
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	9	9	9	8	7	8	7
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	51	51	51	47	13	47	54
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	173	173	173	155	73	154	143
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	70	70	70	68	43	67	64
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	19	19	19	14	8	14	19
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	53	53	53	52	37	52	38
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	3	3	3	2	2	2	3
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	3	3	3	0	0	0	0
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	16	16	16	5	5	15	5
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	44	44	44	32	21	25	59
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	6	6	6	4	0	3	3
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	37	37	37	12	3	12	24
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	31	31	31	6	1	4	44
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	438	438	437	483	111	472	221
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	65	65	65	58	19	52	71
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	5	5	5	5	3	5	3
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	26	26	26	26	19	19	19
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	2	2	2	0	0	0	2
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	2	2	2	2	2	2	1
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	6	6	6	5	5	5	5
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	3	3	3	0	0	0	3
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	6	6	6	5	5	5	5
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	52	52	52	44	13	17	51
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	5	5	5	5	3	5	5
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	6	6	6	1	0	1	5
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	10	6	6	10	8	10	9
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	1	1	1	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	13	13	13	0	0	0	7
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	1	1	1	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	5	5	5	0	0	0	5
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	2	2	2	0	0	0	2
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	8	8	8	9	3	9	7
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	11	11	11	11	2	11	0
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	5	5	5	5	0	5	2
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	1	1	1	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	9	9	9	9	9	9	5
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	26	26	26	27	15	27	21
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	2	2	2	2	0	2	2
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	4	4	4	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkeileri</i>	31	31	31	1	1	1	52

Familie	Art/Unterart	EL* $\overline{\text{KRL}}\overline{\text{J}}\overline{\text{J}}$	EB* $\overline{\text{KRL}}\overline{\text{J}}\overline{\text{J}}$	EV* $\overline{\text{KRL}}\overline{\text{J}}\overline{\text{J}}$	EGA	EGE	EGA* $\overline{\text{G}}\overline{\text{J}}\overline{\text{J}}$	$\overline{\text{KRL}}\overline{\text{J}}\overline{\text{J}}$
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	3	3	3	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	14	14	14	0	0	0	4
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	2	2	2	0	0	0	2
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	3	3	3	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	0	0	0	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	4	4	4	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	5	5	5	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	1	1	1	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	14	14	14	14	10	14	18
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	27	27	27	3	1	3	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	17	17	17	16	9	8	9
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	2	2	2	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	4	4	4	4	0	4	0
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	19	18	18	14	4	12	8
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	6	6	6	4	0	4	2
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	6	6	6	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	8	6	6	0	0	0	3
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	28	28	28	18	15	14	34
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	1	1	1	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	3	3	3	2	0	2	2
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	6	8	6	7	4	7	4
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	1	1	1	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	2	2	2	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	100	91	82	63	41	63	35
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	5	9	5	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	2	2	2	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	4	4	4	4	3	4	3
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	4	4	4	4	4	4	2
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	12	12	12	8	3	8	7
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	4	4	4	0	0	0	2
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	2	2	2	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	2	2	2	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	3	3	3	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	1	1	1	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	2	2	2	0	0	0	2
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	5	5	5	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	7	6	6	10	7	8	7
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	4	4	4	0	0	0	2
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	6	6	6	0	0	0	6
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	1	1	1	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	5	5	5	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	4	4	4	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	5	5	5	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	1	1	1	0	0	0	1
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	1	1	1	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	5	5	5	12	6	5	5

Familie	Art/Unterart	EL* <i>KRL</i> ♀	EB* <i>KRL</i> ♀	EV* <i>KRL</i> ♀	EGA	EGE	EGA* <i>G</i> ♀	<i>KRL</i> J
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	7	7	7	7	7	7	7
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	5	5	5	3	0	3	0
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	33	33	33	20	8	20	140
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	36	36	36	6	3	6	71
Gekkonidae	<i>Temnidactylus c. caspius</i>	10	10	10	9	4	9	3
Gekkonidae	<i>Temnidactylus fedtschenkoi</i>	9	9	9	3	0	3	2
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	24	24	24	24	18	23	8
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	1	1	1	1	0	1	0
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	2	2	2	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	10	10	10	8	2	8	0
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	6	6	6	6	0	0	0
	Datensatz	2263	2251	2227	1805	789	1659	1595

Familie	Art/Unterart	<i>KRL</i> J* <i>KRL</i> ♀	<i>G</i> J	<i>G</i> J* <i>EGA</i>	<i>G</i> J* <i>G</i> ♀	<i>ESG</i> n	<i>ESG</i> t	<i>WPES</i>
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	0	0	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	0	0	0	0	6	6	6
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	0	2	0	0	12	12	12
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	0	0	0	0	3	3	3
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	0	0	0	0	4	4	4
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	0	0	0	0	3	3	3
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehouensis</i>	0	0	0	0	2	2	2
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	14	14	14	14	17	16	16
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	0	0	0	0	4	4	4
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	5	5	5	5	5	5	5
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	5	5	5	5	6	6	6
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	9	9	9	9	8	8	8
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	6	6	6	6	4	4	4
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	0	0	0	0	0	0	0
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	3	3	3	3	6	6	6
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	5	5	5	5	4	4	4
Carphodactylidae	<i>Nephurus amya</i>	1	1	1	1	0	0	0
Carphodactylidae	<i>Nephurus asper</i>	0	0	0	0	0	0	0
Carphodactylidae	<i>Nephurus deleani</i>	1	1	1	1	0	2	0
Carphodactylidae	<i>Nephurus laevis</i>	0	0	0	0	0	0	0
Carphodactylidae	<i>Nephurus levis</i>	20	18	18	18	0	11	0
Carphodactylidae	<i>Nephurus sheai</i>	0	0	0	0	0	0	0
Carphodactylidae	<i>Nephurus stellatus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Carphodactylidae	<i>Saltarius cornutus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	41	40	40	40	48	47	47
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrrus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	0	1	0	1	0	0	0
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	0	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	0	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	2	2	2	2	0	0	0

Familie	Art/Unterart	KRLJ* KRL♀	GJ	G,F*EGA	G,F*G♀	ESGn	ESGt	WPES
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	2	2	2	2	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	1	1	1	1	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	7	7	7	7	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	0	1	0	1	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	0	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	1	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	2	2	2	2	0	0	0
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	2	2	2	2	0	0	0
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	1	0	0	0	0	0	0
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	3	4	1	3	0	0	0
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	2	2	2	2	0	0	0
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	9	9	9	9	11	11	11
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	2	2	2	2	0	0	0
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	2	2	2	2	0	0	0
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	0	0	0	0	4	4	4
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	9	10	7	10	7	7	7
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	27	33	22	27	26	26	26
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	0	0	0	0	2	2	2
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	26	26	14	26	32	29	29
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	5	5	4	4	4	4	4
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	2	2	2	2	0	0	0
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	4	4	4	4	3	3	3
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	7	7	7	7	6	6	6
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	54	54	47	54	48	48	48
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	143	142	141	140	117	117	117
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	64	64	67	63	56	56	56
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	19	19	10	14	14	14	14
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	38	38	37	36	36	36	36
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	3	3	3	3	3	3	3
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	0	0	0	0	0	0	0
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	5	5	5	5	5	5	5
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	59	57	57	57	47	47	47
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	3	3	3	3	0	0	0
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	24	24	24	24	20	20	20
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	44	42	1	41	23	23	23
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	218	219	216	219	158	158	158
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	71	68	29	65	55	55	55
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	3	3	3	3	3	3	3
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	19	19	19	19	19	19	19
Phyllodactylidae	<i>Pyodactylus h. hasselquistii</i>	2	2	2	2	0	0	0
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	1	1	1	1	1	1	1
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	5	5	5	5	5	5	5
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	3	0	0	0	0	0	0
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	5	5	5	5	5	5	5
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	51	51	51	51	10	10	10
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	5	5	5	5	4	4	4

Familie	Art/Unterart	KRLJ* KRL♀	GJ	GJ*EGA	GJ*G♀	ESGn	ESGi	WPES
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	5	5	0	5	6	6	6
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	9	9	9	9	4	4	10
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	7	7	7	7	3	3	3
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	1	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	5	0	0	5	0	0	0
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	2	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	7	7	7	7	3	3	3
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	0	2	2	2	3	3	3
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	2	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	1	1	1	1	0	0	0
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	5	5	5	5	6	6	6
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	21	21	17	21	16	16	16
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	2	2	2	2	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	52	52	51	51	22	22	22
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	1	1	0	1	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	4	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	2	2	2	2	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	1	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	1	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	1	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	5	5	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	18	18	18	14	12	12	12
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	4	3	1	3	7	7	7
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	8	8	9	9	9	9	9
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	8	6	6	9	6	6	6
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	2	2	2	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	3	3	3	3	0	0	0
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus plamicauda</i>	29	34	16	29	25	25	25
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	2	2	2	2	0	0	0
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	4	4	4	4	5	5	5
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	1	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	2	2	2	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	35	35	35	35	3	3	3
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	3	3	3	3	3	3	3
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	2	2	2	2	2	2	2
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	7	6	6	6	4	4	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	2	0	0	0	0	0	0

Familie	Art/Unterart	KRLJ* KRL ♀	GJ	G,F,EGA	G,F*G ♀	ESGn	ESGt	WPES
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	2	2	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	1	1	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	2	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	7	7	7	6	7	7	7
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	2	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	6	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	1	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	1	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	5	5	5	5	4	4	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	7	7	7	7	0	0	0
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	140	140	7	139	14	14	14
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	66	68	2	66	26	26	26
Gekkonidae	<i>Temnidactylus c. caspius</i>	3	3	3	3	3	3	3
Gekkonidae	<i>Temnidactylus fedtschenkoi</i>	2	1	1	1	0	0	0
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatalurus</i>	8	7	23	7	11	11	11
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	0	0	0	0	0	0	0
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	0	0	0	0	0	0	0
	Datensatz	1582	1550	1197	1513	1064	1072	1065

Familie	Art/Unterart	ESGn* EGA	ED	ED*EGA	ED*G,J	GM	GM*EGE	Datensatz
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	0	0	0	0	0	0	22
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	0	0	0	0	0	0	20
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	12	2	2	2	2	2	216
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	0	0	0	0	0	0	11
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	0	0	0	0	0	0	14
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	0	0	0	0	0	0	34
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	0	0	0	0	0	0	9
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	16	15	15	14	14	14	484
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	0	0	0	0	0	0	16
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	5	5	5	5	5	5	142
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	6	6	6	5	5	5	472
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	8	8	8	8	8	8	261
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	4	4	4	4	4	4	234
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	0	0	0	0	0	0	40

Familie	Art/Unterart	ESGn* EGA	ED	ED*EGA	ED*GJ	GM	GM*EGE	Datensatz
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	6	6	6	2	2	2	172
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	4	4	4	4	4	4	108
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyaе</i>	0	0	0	0	0	0	68
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	0	0	0	0	0	0	198
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	0	1	0	0	0	0	90
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	0	0	0	0	0	0	84
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	0	11	11	11	0	0	555
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	0	0	0	0	0	0	19
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	0	0	0	0	0	0	63
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	0	0	0	0	0	0	17
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	44	46	44	44	36	36	1235
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrurus</i>	0	0	0	0	0	0	21
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	0	0	0	0	0	0	4
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	0	0	0	0	0	0	32
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	0	0	0	0	0	0	12
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	0	0	0	0	0	0	31
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	0	0	0	0	0	0	31
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	0	0	0	0	0	0	68
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	0	0	0	0	0	0	110
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	0	0	0	0	0	0	4
Pygopodidae	<i>Delma tinctoria</i>	0	0	0	0	0	0	17
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	0	0	0	0	0	0	12
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	0	0	0	0	0	0	27
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	0	0	0	0	0	0	29
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	0	0	0	0	0	0	29
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	0	0	0	0	0	0	66
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	0	0	0	0	0	0	33
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	11	4	4	4	2	2	370
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	0	0	0	0	0	0	52
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	0	0	0	0	0	0	47
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	4	4	4	0	0	0	64
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	7	7	7	7	7	7	304
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	20	20	20	20	11	11	614
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	2	2	2	2	0	0	39
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luui</i>	18	22	20	12	6	5	703
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	4	4	4	4	4	4	153
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	0	0	0	0	0	0	52
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	2	2	2	2	0	0	70
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	6	6	6	6	6	6	186
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	29	27	27	27	9	8	1071
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	96	125	94	98	66	66	3407
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	39	39	39	39	38	38	1494
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	10	10	10	10	8	8	379
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	35	34	34	34	34	34	1069
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	3	2	2	2	2	2	69
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	0	0	0	0	0	0	26

Familie	Art/Unterart	ESGn* EGA	ED	ED*EGA	ED*GJ	GM	GM*EGE	Datensatz
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	5	5	5	5	5	5	227
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	26	25	24	23	17	7	1013
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	0	0	0	0	0	0	71
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	5	11	5	3	3	3	557
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	3	1	1	1	1	1	540
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	155	151	151	150	91	91	6847
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	27	27	27	26	16	16	1303
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	3	3	3	3	3	3	97
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	19	19	19	19	19	19	531
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	0	0	0	0	0	0	27
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	1	1	1	1	1	1	38
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	5	5	5	5	5	5	135
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	0	0	0	0	0	0	31
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	5	5	5	5	5	5	135
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolaensis</i>	10	33	31	31	11	11	903
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	4	4	4	4	4	4	115
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	1	1	1	0	0	0	92
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	10	4	4	4	1	1	169
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	0	0	0	0	0	0	10
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	0	0	0	0	0	0	146
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	0	0	0	0	0	0	15
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	0	0	0	0	0	0	56
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	0	0	0	0	0	0	21
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	3	3	3	2	2	2	145
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	3	3	3	2	2	2	140
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	0	0	0	0	0	0	54
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	0	0	0	0	0	0	15
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	6	6	6	4	4	4	172
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	16	14	14	14	14	14	507
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	0	0	0	0	0	0	31
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	0	0	0	0	0	0	32
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	1	1	1	1	1	1	592
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	0	0	0	0	0	0	30
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	0	0	0	0	0	0	116
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	0	0	0	0	0	0	27
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	0	0	0	0	0	0	27
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	0	0	0	0	0	0	5
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	0	0	0	0	0	0	34
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	0	0	0	0	0	0	52
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	0	0	0	0	0	0	10
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	10	10	10	10	8	8	327
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	2	2	2	2	1	1	258
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	9	9	9	9	8	8	287
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	0	0	0	0	0	0	17
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	0	0	0	0	0	0	40
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	6	6	6	6	4	4	259

Familie	Art/Unterart	ESGn* EGA	ED	ED*EGA	ED*GJ	GM	GM*EGE	Datensatz
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	2	2	2	2	0	0	80
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	0	0	0	0	0	0	47
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	0	0	0	0	0	0	68
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	15	15	15	15	15	15	573
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	0	0	0	0	0	0	10
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	0	0	0	0	0	0	39
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	5	4	4	4	4	4	132
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	0	0	0	0	0	0	12
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	2	2	2	2	2	2	52
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	3	3	3	3	3	3	1073
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	0	0	0	0	0	0	50
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	0	0	0	0	0	0	17
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	3	3	3	3	3	3	87
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	2	2	2	2	2	2	72
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	4	2	2	2	2	2	172
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	0	0	0	0	0	0	36
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	0	0	0	0	0	0	17
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	0	0	0	0	0	0	17
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	0	0	0	0	0	0	29
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	0	0	0	0	0	0	12
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	0	0	0	0	0	0	21
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	0	0	0	0	0	0	40
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	7	7	7	7	7	7	174
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	0	0	0	0	0	0	36
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	0	0	0	0	0	0	59
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	0	0	0	0	0	0	12
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	0	0	0	0	0	0	40
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	0	0	0	0	0	0	32
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	0	0	0	0	0	0	40
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	0	0	0	0	0	0	12
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	0	0	0	0	0	0	10
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	4	4	4	4	4	4	127
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	0	7	7	7	7	7	149
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	0	0	0	0	0	0	46
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	6	6	6	6	6	6	1013
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	2	2	2	2	2	2	685
Gekkonidae	<i>Temnidactylus c. caspius</i>	3	3	3	3	3	3	148
Gekkonidae	<i>Temnidactylus fedtschenkoii</i>	0	0	0	0	0	0	86
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	11	11	11	7	7	7	391
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	0	0	0	0	0	0	12
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	0	0	0	0	0	0	17
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	0	0	0	0	0	0	95
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	0	0	0	0	0	0	53
	Datensatz	795	838	793	765	566	554	Σ

Anhang 2

Zusammenfassende Übersicht zu den in dieser Studie verwendeten Fortpflanzungsmerkmalen von 149 geckoniden Taxa. Alle reproduktionsspezifischen Angaben sind lg-transformierte bzw. prozentuale Mittelwerte unterschiedlich großer Stichproben (siehe Anhang 1).

Für die Arten der Gattung *Nephurus* wurden die oologischen Daten sowie die Angaben zu Größe und Gewicht der Jungtiere ANNABLE (2004) entnommen. Alle Angaben zu den Arten der Pygopodidae beruhen auf Daten diverser Primärliteratur (MERTENS 1966, KLUGE 1974, WELLS & HUSBAND 1979, DAVIDGE 1980, BUSH 1983, 1992, FITZGERALD 1983, PATCHELL & SHINE 1986, MARYAN 1987, 1988, GREER 1989, 2020, DALY 1992, SHEA & PETERSON 1993, WEBB & SHINE 1994, BAMFORD 1998, PORTER 1998, 2008, BANKS et al. 1999, TREMUL 2000, JAMES et al. 2001, ANDREWS et al. 2013, WALL et al. 2013). Darüber hinaus wurden einzelne reproduktionsspezifische Angaben von verschiedenen Taxa aus SZCZERBAK & GOLUBEV (1996), BAUER & SADLER (2000) und RODDA (2020) verwendet.

Abkürzungen, Symbole und Bemerkungen. Spalte ES (Eischale): f = Eischale flexibel, f* = Eischale flexibel aber relativ hoher Kalziumanteil in der Eischale, s = Eischale starr (nach Aushärtung der Schale an der Atmosphäre). Spalte EGE (Eigewicht), Bemerkung 1 - 2: ¹Das Gewicht der Eier von *Delma fraseri* am Ende der Inkubation siehe RÖSLER (2021). ²Das Gewicht der Eier von *Delma hebesa* am Ende der Inkubation siehe RÖSLER (2021). Spalte GI (geografische Isolationseffekt): insul = insular auf einer oder mehreren Inseln verbreitet, kontin = kontinental verbreitet, insul*/kontin* = Taxon ist sowohl insular als auch kontinental verbreitet (Zuordnung entsprechend Herkunft). Spalte KL (Klima), Abkürzungen: TZ = Tropenzone, WZ = Warmgemäßigten Subtropenzone = KZ Kühlgemäßigten Zone, ari = arid, mes = mesisch, hyg = hygisch, Bemerkung 1 - 4: ¹Von den sieben in ANNABLE (2004) behandelten *Nephurus*-Arten sind *Nephurus laevis* und *Nephurus levis* sowohl in tropischen als auch subtropischen Bereichen verbreitet (COGGER 2018). ²*Delma tincta* ist in Australien in Gebieten mit tropischen als auch subtropischen Klima verbreitet (COGGER 2018). Die reproduktionsspezifischen Angaben beziehen sich auf die Eiablage eines Weibchens im September in der Umgebung von Townsville (KLUGE 1974). ³*Lialis burtonis* Verbreitung wie *Delma tincta* und die reproduktionsspezifischen Angaben beziehen sich auf Eiablagen von Weibchen in der Umgebung von Port Moresby, Papua-Neuguinea (MARYAN 1987, GREER 2020). ⁴*Pygopus nigriceps* Verbreitung wie *Delma tincta* und die reproduktionsspezifischen Angaben beziehen sich auf die Eiablage eines Weibchens aus der Umgebung des Lort Rivers, Western Australia (BUSH 1992). Spalte LW (Lebensweise): ter = terricol, sax = saxicol, arb = arboricol. Spalte AM (Aktivitätsmuster): noc = nocturnal, noc* = nocturnal und partiell diurnal, diu = diurnal. Spalte EA (Eiablage): v = Eier werden vergraben, nv = Eier werden nicht vergraben. Alle anderen Abkürzungen siehe Text (Material und Methoden).

Familie	Art/Unterart	ES	KRL _♀ (mm lg)	G _♀ (g lg)	GG (lg)
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	f	1,7380	0,5809	0,1761
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	f	1,6021	0,1303	0,3010
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	f	1,8513	0,9180	0,2602
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	f*	1,7782	0,7853	0,3010
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	f	1,7324	0,4857	0,3010
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	f	2,0253	1,3856	0,3010
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoeensis</i>	f	1,5798	0,0334	0,3010
Diplodactylidae	<i>Eurydactyloides agricolae</i>	f*	1,7782	0,8261	0,2527
Diplodactylidae	<i>Eurydactyloides occidentalis</i>	f*	1,6721	0,3160	0,3010
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	f	1,8633	1,1833	0,0822
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	f	1,9638	1,3497	0,2790
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	f	2,0531	1,7478	0,2016
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	f*	2,4314	2,3134	0,1871

Familie	Art/Unterart	ES	KRL ♀ (mm lg)	G ♀ (g lg)	GG (lg)
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	f	1,8325	0,7938	0,2430
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	f	1,7482	0,6493	0,2553
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	f	1,8293	0,7752	0,2858
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	f	2,0569	1,4249	0,3010
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	f	1,9513	1,3181	0,3010
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	f	1,8579	1,1038	0,3010
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	f	1,8344	0,9731	0,2967
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	f	1,8567	1,0719	0,3010
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	f	2,1271	1,3222	0,3010
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	f	1,8082	1,0374	0,3010
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	f	2,1399	1,5960	0,1761
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	f	1,9754	1,3670	0,2319
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyurus</i>	f	1,8457	0,8062	0,3010
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	f	2,0334	0,7482	0,3010
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	f	2,0891	0,7782	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	f	1,9494	0,7160	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	f	2,0607	0,9269	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	f	2,0128	0,7160	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	f	1,8712	0,1399	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	f	1,9588	0,6222	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	f	1,9685	0,6590	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	f	1,8998	0,5289	0,3010
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	f	1,8129	0,1614	0,3010
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	f	2,2455	1,1139	0,2430
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	f	2,2014	1,1523	0,3010
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	f	1,8899	0,4150	0,3010
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopus</i>	f	2,2636	1,3837	0,3010
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	f	2,2175	1,1679	0,3010
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	f	2,0170	1,3239	0,2553
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	f	1,7709	0,4232	0,3010
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	f	1,8921	0,8603	0,1249
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	f	1,8573	0,8014	0,3010
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	f	2,0682	1,4710	0,2455
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	f	2,0645	1,5324	0,2762
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	f	1,9868	1,4099	0,3010
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luyi</i>	f	2,0719	1,4594	0,2280
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	f	2,0334	1,4559	0,2825
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	s	1,8808	1,3688	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	s	2,0523	1,6367	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albugularis fuscus</i>	s	1,5623	0,2945	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	s	1,6435	0,6590	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	s	1,4843	-0,0757	0,0019
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	s	1,5366	0,0374	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	s	1,4314	-0,2147	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotramus</i>	s	1,5416	0,0144	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	s	1,6128	0,4698	0,0000

Familie	Art/Unterart	ES	KRL ♀ (mm lg)	G♀ (g lg)	GG (lg)
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	s	1,4843	-0,1487	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	s	1,4771	-0,2147	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	s	1,5740	0,1553	0,0000
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	s	1,9294	1,1995	0,1871
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	s	1,7597	0,7202	0,0000
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	s	1,5798	0,1492	0,0000
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	s	2,0402	1,6027	0,2213
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	s	1,6128	0,3856	0,0000
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	s	1,7634	0,7218	0,0000
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	s	1,9206	1,2646	0,2341
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	s	1,8633	0,9652	0,0669
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	s	1,9395	1,3120	0,1996
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	s	1,6812	0,7604	0,0000
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	s	1,9138	1,3817	0,0000
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	s	1,7364	0,7882	0,0000
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	s	1,7782	0,9605	0,1053
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	s	1,8692	1,1638	0,0969
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	s	1,7505	0,7490	0,3010
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	s	1,8162	0,9509	0,2109
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	s	2,0878	1,3979	0,3010
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	s	1,8965	0,9881	0,1761
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	s	1,9410	1,3015	0,2218
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	s	1,8791	1,0204	0,2218
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	s	1,8388	0,9991	0,3010
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmami</i>	s	1,7404	0,7292	0,2218
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	s	1,9445	1,2390	0,2341
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	s	1,8325	0,9217	0,2632
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	s	1,5911	0,3444	0,0000
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	s	1,7202	0,5877	0,2478
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	s	1,5717	-0,2596	0,2071
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	s	1,8149	0,8401	0,3010
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	s	1,6812	0,4440	0,2553
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	s	1,9079	1,1861	0,2482
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	s	1,9777	1,3483	0,1383
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	s	1,8949	1,1489	0,2430
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	s	1,8779	0,9647	0,1761
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	s	1,9243	1,1477	0,2553
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	s	1,8779	1,0224	0,1139
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	s	1,8573	0,9991	0,1761
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	s	2,1351	1,8195	0,0580
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	s	2,0864	1,5051	0,3010
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	s	1,6075	0,3692	0,3010
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	s	1,7993	0,7059	0,3010
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	s	1,6990	0,5038	0,2139
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	s	1,7324	0,5717	0,3010
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	s	1,8692	1,1345	0,3010

Familie	Art/Unterart	ES	KRL ♀ (mm lg)	G ♀ (g lg)	GG (lg)
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	s	2,0000	1,5079	0,2083
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	s	1,7243	0,4928	0,1761
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	s	1,8420	1,0334	0,1761
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	s	1,5877	0,3502	0,2596
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	s	1,6021	0,1584	0,2663
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	s	1,4654	-0,1249	0,3010
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	s	1,5866	0,1173	0,1761
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	s	1,5478	-0,1367	0,2553
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	s	1,6435	0,3263	0,1761
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	s	1,7612	0,6928	0,0000
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	s	1,6454	0,6911	0,2389
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	s	1,7076	0,5237	0,2945
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	s	1,6532	0,4150	0,3010
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	s	1,7160	0,7235	0,2041
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	s	1,9868	1,5169	0,3010
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	s	1,8865	1,1830	0,2389
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	s	1,7482	0,6075	0,1761
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	s	1,7118	0,5428	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	s	1,7832	0,7007	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	s	1,8122	0,7701	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	s	1,6571	0,5977	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	s	1,7597	0,6021	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	s	1,6875	0,4594	0,0792
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	s	1,9542	1,5708	0,2031
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	s	1,7404	0,6075	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	s	1,7709	0,6335	0,1761
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	s	1,7443	0,4942	0,1249
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	s	1,8808	1,0969	0,1761
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	s	1,9542	1,1903	0,2742
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	s	1,6335	0,4150	0,1761
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	s	1,6946	0,4728	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	s	1,5502	0,0682	0,3010
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	s	1,6902	0,4829	0,2840
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	s	1,6021	0,4548	0,0544
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	s	1,7243	0,5763	0,1461
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	s	1,7101	0,1553	0,2878
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	s	1,7619	0,5977	0,2829
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus c. caspius</i>	s	1,7559	0,7839	0,1919
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus fedtschenkoii</i>	s	1,7497	0,7388	0,0969
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	s	1,7076	0,5922	0,1845
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	s	1,3324	-0,3768	0,0000
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	s	2,1818	1,6395	0,3010
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	s	2,1644	1,7553	0,2304
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	s	1,7959	0,7672	0,3010

Familie	Art/Unterart	EL (mm Log(0))	EB (mm Log(0))	EV (mm ³ Log(0))	EB*EL (%)
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	1,1666	0,8573	2,6005	49,15
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	1,1732	0,9395	2,7734	58,39
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	1,4624	1,0969	3,3905	42,94
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	1,1473	0,9360	2,7400	61,75
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	1,2902	1,0632	3,1372	59,29
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	1,3421	1,0118	3,0861	47,38
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	1,3867	1,0995	3,3083	51,79
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	1,5694	1,2918	3,8754	52,79
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	1,1871	0,9078	2,7221	52,60
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	1,1722	0,9236	2,7405	56,52
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	1,1504	0,9530	2,7764	63,50
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	1,5011	1,2227	3,6655	52,68
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	1,4232	1,1847	3,5116	57,74
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	1,3655	1,1038	3,2921	54,74
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	1,2900	1,0043	3,0177	51,79
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	1,3892	1,1399	3,3879	56,33
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	1,4698	1,2041	3,5979	54,22
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	1,3502	1,0969	3,2631	55,80
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	1,3720	1,0908	3,2735	52,32
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	1,3737	1,1462	3,3873	59,43
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrurus</i>	1,3365	1,0374	3,1303	50,23
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	1,2911	0,7344	2,4776	27,98
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	1,2900	0,9031	2,8152	41,03
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	1,3522	0,8893	2,8496	34,49
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	1,4433	1,0000	3,1623	36,11
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	1,1589	0,6842	2,2497	33,79
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	1,2979	0,9183	2,8589	41,88
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	1,1351	0,7993	2,4533	46,18
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	1,1072	0,7709	2,3679	46,09
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	1,3522	1,0000	3,0774	44,37
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	1,5502	1,0607	3,3898	32,51
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	1,1856	0,6690	2,2560	30,48
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	1,5072	1,1673	3,6127	47,58
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	1,2613	1,0969	3,1753	68,47
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	1,2818	1,0515	3,1050	58,92
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	1,1214	0,8309	2,5024	51,23
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	1,2311	0,9370	2,8242	50,87
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	1,2162	0,9281	2,7915	51,52
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	1,5146	1,1964	3,6286	48,14
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	1,3596	1,1545	3,3892	62,42

Familie	Art/Unterart	EL (mm Log10)	EB (mm Log10)	EV (mm ³ Log10)	EB*EL (%)
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	1,3593	1,1794	3,4376	66,08
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	1,3637	1,1032	3,2913	55,20
Eublepharidae	<i>Hemithelyconyx caudicinctus</i>	1,4888	1,1311	3,4729	43,90
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	1,2044	1,1297	3,1969	84,63
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	1,2472	1,1574	3,2824	81,31
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	0,9445	0,8696	2,4033	84,20
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	1,0510	0,9319	2,6359	76,07
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	0,8557	0,7611	2,0997	80,62
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	0,9189	0,8071	2,2538	77,37
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	0,8624	0,7693	2,1207	80,77
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	0,9447	0,8062	2,2767	72,85
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	1,0875	0,9353	2,6791	70,44
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	0,9328	0,7696	2,1910	68,74
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	0,8588	0,7587	2,0961	79,47
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	0,9507	0,8435	2,3598	78,18
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	1,2623	1,2514	3,4847	97,72
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	1,1569	1,0384	2,9582	76,42
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	1,0264	0,8279	2,4103	63,32
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	1,2707	1,1738	3,3387	80,27
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	0,9982	0,9130	2,5450	82,28
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	1,1035	1,0166	2,8558	81,88
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	1,1906	1,0746	3,0601	76,59
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	1,2041	1,1768	3,2768	93,91
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	1,2279	1,1500	3,2490	83,62
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	1,1658	1,0499	2,9842	76,73
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	1,2347	1,1372	3,2304	79,85
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	1,0949	0,9646	2,7457	74,24
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	1,1832	1,0861	3,0785	80,09
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	1,2477	1,1458	3,2602	79,49
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	1,1521	1,0267	2,7549	75,10
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	1,0500	1,0050	2,7764	92,66
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	1,3579	1,2188	3,5145	72,59
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	1,1702	1,1126	3,0936	87,76
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	1,2956	1,2109	3,4377	82,24
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	1,2813	1,1461	3,2926	73,53
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	1,2776	1,1523	3,3012	74,95
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	1,0707	0,9563	2,7045	76,86
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	1,1440	1,0734	3,0145	85,10
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	1,0973	1,0249	2,8670	84,67
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	0,8451	0,6990	1,9638	71,43
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	0,9600	0,8445	2,3692	77,01
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	0,8221	0,7401	2,0220	82,89
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	1,1055	1,0324	2,8894	84,51
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	1,0319	0,9288	2,6085	78,88
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	1,2172	1,1013	3,1417	76,77
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	1,3652	1,1968	3,4785	68,18
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	1,0555	1,0505	2,8892	98,99

Familie	Art/Unterart	EL (mm Log(10))	EB (mm Log(10))	EV (mm ³ Log(10))	EB*EL (%)
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	1,1359	1,0673	2,9894	85,37
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	1,1100	0,9949	2,8195	76,74
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	1,1110	1,0574	2,9483	88,30
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	1,3294	1,3118	3,6720	96,03
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	1,2201	1,2014	3,3419	95,78
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	0,8915	0,8455	2,3032	90,05
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	1,1040	1,0365	2,8993	86,18
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	1,0175	0,9336	2,6049	82,49
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	1,1438	1,0560	2,9743	81,85
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	1,0864	1,0414	2,8892	90,14
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	1,1833	1,1267	3,1589	87,61
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	0,9494	0,9026	2,4740	89,83
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	1,0125	0,9689	2,6689	90,68
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	0,9658	0,8513	2,3834	77,92
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	0,9191	0,7907	2,2201	74,62
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	0,7745	0,7101	1,9137	86,27
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	0,8217	0,7351	2,0123	82,02
Gekkonidae	<i>Matatoa brevipes</i>	0,8565	0,7297	2,0135	73,26
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	0,9542	0,8692	2,4117	82,22
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	1,0801	0,9638	2,7268	76,51
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	1,0440	0,9558	2,6714	82,42
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	1,0508	0,9249	2,6210	74,93
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	1,0294	0,9004	2,5491	74,32
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	1,0521	0,9476	2,6663	78,64
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	1,2535	1,1931	3,3587	87,05
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	1,0850	0,9888	2,7836	80,12
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	0,9811	0,9457	2,5917	92,22
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	1,0755	1,0482	2,8918	93,95
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	1,0212	0,9754	2,6912	90,11
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	1,0191	0,9897	2,7188	93,62
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	1,0022	0,9614	2,6440	91,04
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	0,9457	0,9230	2,5107	94,90
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	0,9542	0,8745	2,4275	83,85
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	1,1800	1,1433	3,1869	92,00
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	0,9956	0,9494	2,6216	89,97
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	0,9781	0,9125	2,5230	85,97
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	1,0212	1,0212	2,7826	100,00
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	1,1229	1,0945	3,0308	93,75
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	1,1343	1,1085	3,0716	94,25
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	0,9058	0,8949	2,4149	97,53
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	0,9370	0,9320	2,5199	98,84
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	0,8837	0,8228	2,2483	86,93
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	0,8791	0,8420	2,2822	91,88
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	0,9671	0,8519	2,3901	76,77
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	1,0246	0,9578	2,6593	85,88
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	0,9208	0,8156	2,2730	78,72

Familie	Art/Unterart	EL (mm Log10)	EB (mm Log10)	EV (mm ^s Log10)	EB*EL (%)
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	1,0069	0,9440	2,6154	86,74
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus c. caspius</i>	1,0817	0,9965	2,7997	82,38
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus fedtschenkoii</i>	1,0760	0,9677	2,7364	78,02
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	1,0689	0,9942	2,7778	84,34
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	0,6857	0,6021	1,6089	82,47
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	1,2068	1,1868	3,2998	95,49
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	1,2518	1,2364	3,4452	96,60
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	1,0086	0,9704	2,6697	91,68

Familie	Art/Unterart	EL*KRL♀ (%)	EB*KRL♀ (%)	EV*KRL♀ (%)	E:G:A (g:g:g)
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	26,83	13,16	7,29	-0,3381
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	20,48	11,96	8,36	-0,2076
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	27,36	11,79	23,19	—
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	23,40	14,38	9,16	-0,2380
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	26,72	15,84	18,79	0,1210
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	23,65	11,17	13,25	0,0853
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	21,56	11,13	18,00	0,3920
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	13,74	7,25	27,80	0,9235
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	22,63	11,89	7,76	-0,2293
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	26,55	14,98	9,82	-0,2628
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	20,94	13,30	8,85	-0,1917
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	27,81	14,65	40,61	0,7185
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	29,64	17,11	36,33	0,5670
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	32,18	17,61	27,17	0,3222
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	28,55	14,79	15,25	0,0899
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	34,08	19,19	33,98	0,3945
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	22,01	11,94	29,57	0,6721
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	34,84	19,44	28,50	0,2989
Carphodactylidae	<i>Saltarius cornutus</i>	17,07	8,93	13,60	—
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	25,13	14,88	25,82	0,4017
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrrus</i>	30,96	15,55	19,26	0,1847
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	15,92	4,42	2,45	—
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	21,91	8,99	7,34	-0,0830
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	19,57	6,74	6,15	0,0374
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	26,94	9,71	14,11	0,1903
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	19,39	6,51	2,39	-0,5740
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	21,84	9,11	7,95	-0,1167
Pygopodidae	<i>Delma molleri</i>	—	—	—	—

Familie	Art/Unterart	EL*KRL ♀ (%)	EB*KRL ♀ (%)	EV*KRL ♀ (%)	EGA (g lg)
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	17,19	7,93	3,58	—
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	19,69	9,08	3,59	—
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	12,78	5,68	6,79	0,2788
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	22,33	7,23	15,43	0,5911
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	19,17	5,83	2,32	—
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	17,83	8,25	22,34	0,5092
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	11,06	7,58	9,07	0,4150
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	18,34	10,79	12,25	0,1350
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	22,42	11,48	5,39	-0,4660
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	21,83	11,09	8,55	-0,2243
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	22,85	11,77	8,59	-0,1661
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	27,95	13,43	36,34	0,6816
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	19,60	12,22	21,12	0,4116
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	23,58	15,58	28,23	0,4592
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	19,58	10,75	16,58	0,3132
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	28,54	12,52	27,51	0,5313
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	21,07	17,74	20,70	—
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	15,66	12,74	16,99	0,2729
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	24,11	20,29	6,93	-0,5658
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	25,56	19,43	9,83	-0,3575
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	22,47	18,05	4,13	-0,8974
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	24,40	18,86	5,22	-0,7366
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	26,98	21,77	4,89	-0,8800
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	25,38	18,45	5,43	-0,7267
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	29,84	21,02	11,65	-0,3756
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	28,09	19,29	5,09	—
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	24,91	19,78	4,16	-0,9274
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	24,75	19,33	6,11	-0,6340
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	21,52	20,99	35,92	0,4330
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	20,99	16,02	15,80	-0,0220
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	27,63	17,50	6,77	-0,6007
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	17,21	13,80	19,88	0,3377
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	24,65	20,26	8,55	-0,4726
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	21,88	17,91	12,37	-0,1848
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	18,69	14,30	13,79	0,0536
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	21,92	20,58	25,91	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	19,43	16,24	20,39	0,2706
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	30,52	23,37	20,09	-0,0788
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	20,93	16,73	20,73	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	22,83	16,91	10,22	-0,2848
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	25,27	20,22	19,97	0,0383
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	23,91	18,91	24,60	0,2473
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	21,37	16,01	10,10	-0,2019
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	16,55	14,45	9,12	-0,2464
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	18,63	13,52	26,71	—

Familie	Art/Unterart	EL*KRL ♀ (%)	EB*KRL ♀ (%)	EV*KRL ♀ (%)	EGA (g lb)
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	18,69	16,36	15,74	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	22,62	18,61	31,38	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	25,24	18,49	25,91	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	27,46	20,58	28,99	—
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	21,40	16,44	9,21	-0,2960
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	15,83	13,46	11,75	0,0823
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	18,40	15,57	10,83	-0,1427
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	17,95	12,82	2,36	—
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	17,39	13,34	4,46	-0,6231
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	17,75	14,70	2,82	-0,9556
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	19,53	16,50	11,87	-0,0755
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	22,42	17,68	8,46	—
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	19,75	15,12	17,13	0,1451
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	24,40	16,56	31,68	—
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	14,48	14,31	9,87	—
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	18,13	15,48	12,93	—
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	15,34	11,77	7,86	—
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	17,93	15,85	12,33	—
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	15,64	15,02	34,43	—
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	13,61	13,03	18,01	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	19,23	17,30	4,96	-0,6629
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	20,17	17,27	12,59	-0,1168
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	20,82	17,16	8,05	-0,3987
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	25,79	21,06	17,45	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	16,49	14,86	10,47	-0,1065
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	15,25	13,39	14,42	0,2209
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	16,79	15,08	5,62	-0,4882
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	14,81	13,39	6,71	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	23,92	18,37	6,25	-0,6392
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	20,75	15,44	4,15	-0,7779
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	20,38	17,57	2,81	—
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	17,18	14,08	2,66	-1,0315
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	20,24	15,12	2,92	-0,9741
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	20,45	16,82	5,86	—
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	20,84	15,94	9,24	-0,3046
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	24,66	20,18	10,62	-0,2178
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	22,04	16,49	8,19	—
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	23,78	17,67	7,87	—
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	21,68	17,04	8,92	-0,3423
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	18,48	16,08	23,55	0,3683
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	15,80	12,66	7,89	-0,1631
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	17,10	15,76	6,97	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	23,11	21,70	15,14	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	17,30	15,57	8,09	—

Familie	Art/Unterart	EL*KRRL ♀ (%)	EB*KRRL ♀ (%)	EV*KRRL ♀ (%)	EGA (g lg)
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	16,10	15,05	8,06	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	22,14	20,15	9,70	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	15,35	14,57	5,64	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	18,48	15,38	5,49	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	16,82	15,45	17,09	0,1691
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	18,00	16,18	7,61	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	16,12	13,86	5,65	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	18,92	18,92	10,92	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	17,46	16,36	14,12	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	15,14	14,26	13,10	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	18,72	18,26	6,05	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	17,47	17,27	6,69	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	21,55	18,73	4,99	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	15,45	14,18	3,91	-0,6673
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	23,18	17,78	6,14	-0,5612
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	19,97	17,12	8,61	-0,4056
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	17,49	13,76	3,65	-0,7280
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	17,63	15,25	7,14	-0,4527
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus c. caspius</i>	21,25	17,46	11,06	-0,1962
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus fedtschenkoi</i>	20,91	16,29	9,70	-0,1888
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	22,98	19,35	11,76	-0,2187
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	22,56	18,60	1,89	-1,4622
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	10,59	10,12	13,12	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	11,98	11,57	19,09	0,4637
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	15,57	14,26	7,48	-0,3405

Familie	Art/Unterart	EGA*G ♀ (%)	EGE (g lg)	KRLJ (mm lg)	KRLJ* KRLJ ♀ (%)
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	12,05	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	7,14	0,0561	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Corelophus sarasinorum</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoeensis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	8,64	-0,1093	1,3730	39,35
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	8,80	0,3062	1,5276	46,16
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	5,80	0,3439	1,5366	37,39
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	4,41	0,6897	1,6192	36,82
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	4,07	1,0358	1,8084	23,83
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	9,48	-0,0094	—	—
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	12,25	0,1871	1,4205	47,02
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	10,82	0,1584	1,4183	38,81

Familie	Art/Unterart	EGA*G♀ (%)	EGE (g lg)	KRLJ (mm lg)	KRLJ* KRLJ♀ (%)
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	19,66	0,7505	1,7210	46,14
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	17,74	0,6365	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	16,54	0,3909	1,5211	46,05
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	13,09	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	21,02	0,4742	1,5671	51,34
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	22,38	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	18,26	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	9,83	0,5192	1,6198	44,31
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrurus</i>	6,14	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	15,88	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	12,90	0,3118 ¹	1,6435	38,26
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	29,81	—	1,6435	42,72
Pygopodidae	<i>Delma hebessa</i>	20,98	-0,0604 ²	1,4914	41,33
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	18,24	—	1,5798	41,79
Pygopodidae	<i>Delma molleri</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	—	—	1,4472	43,08
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	14,62	—	1,8261	38,07
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	27,46	—	1,8482	44,34
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	—	—	1,4624	38,56
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	14,09	—	1,9375	44,93
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	17,66	—	1,8492	44,85
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	6,37	0,2975	1,6238	40,49
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	12,90	-0,1943	1,3892	41,53
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	8,23	—	1,5250	42,95
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	10,78	—	—	—
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	16,24	0,7828	1,7293	45,82
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	7,44	0,6157	1,6771	40,23
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	11,2	—	—	—
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luyi</i>	7,36	0,5895	1,6580	38,56
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	11,90	0,6228	1,6454	40,93
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	—	—	1,4624	38,16
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	4,69	0,2642	1,5911	34,57
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	14,15	-0,5889	1,2771	51,86
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	9,63	-0,3822	1,2894	44,26
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	14,70	-0,9469	1,1332	42,12
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	17,35	-0,7766	1,2011	46,70
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	21,73	-0,9100	1,1661	54,14
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	17,02	-0,7543	1,2257	41,83
Sphaerodactylidae	<i>Queadenfeldtia trachyblephara</i>	14,27	-0,4005	1,3153	51,22
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	—	—	—	—
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	17,57	-0,9729	1,1430	47,93

Familie	Art/Unterart	EGA*G♀ (%)	EGE (g lg)	KRLJ (mm lg)	KRLJ* KRLJ♀ (%)
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	15,30	-0,6691	1,2628	50,70
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	19,57	0,3711	1,6232	49,41
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	8,90	-0,0527	1,4577	41,93
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	17,13	-1,5884	1,2722	48,65
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	5,29	0,2691	1,5530	33,08
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhimus</i>	17,90	-0,4951	1,3054	50,38
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	12,39	-0,1957	1,3649	39,94
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	5,53	-0,0003	1,4832	36,65
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	—	—	1,5119	44,52
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	9,09	0,2342	1,6232	48,28
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	14,48	-0,1556	1,3997	52,29
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	—	—	1,5563	43,90
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	8,45	-0,3326	1,3160	37,98
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	11,92	-0,0162	1,4450	46,06
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	12,13	0,1967	1,5119	43,92
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	8,66	—	1,4487	42,59
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	6,15	-0,2759	1,4242	39,24
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	—	—	1,4730	37,65
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	—	—	1,5911	44,67
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	—	—	1,3747	31,31
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	—	—	1,3664	33,70
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	9,61	-0,3200	1,3828	43,90
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	6,97	0,0615	1,5580	—
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	8,68	—	1,4472	41,18
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	—	—	1,2788	48,72
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	6,16	-0,6688	1,2718	35,70
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	19,52	-1,0128	1,1836	40,86
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	12,14	—	1,4771	45,94
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	8,73	0,0971	1,5302	40,50
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	—	—	1,6021	42,11
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	—	—	1,4393	35,03
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	—	—	1,4843	40,46
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	—	—	1,5798	45,24
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	—	—	1,4771	39,74
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	—	—	1,5315	47,22
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	—	—	1,6730	34,51
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	8,76	-0,6801	1,2869	47,81
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	15,06	-0,1934	1,3869	38,36
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	13,01	-0,4496	1,3468	44,00
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	5,74	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	4,46	0,1943	1,5667	36,88

Familie	Art/Unterart	EGA*G♀ (%)	EGE (g lg)	KRLJ (mm lg)	KRLJ* KRLJ♀ (%)
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	10,44	—	1,3324	40,57
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	—	-0,6802	1,2974	51,32
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	11,27	-0,8328	1,2426	43,74
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	5,78	—	1,1222	34,33
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	14,19	-0,9807	1,1725	41,90
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	—	—	1,2175	37,50
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	10,06	-0,3487	1,3757	41,16
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	11,17	-0,2460	1,3601	51,49
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Paroedura ibitiyensis</i>	8,60	-0,3957	1,3490	42,95
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	7,10	0,2847	1,5883	39,95
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	4,51	-0,2041	1,4405	35,93
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	—	—	1,6675	83,04
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	—	—	1,6990	77,04
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	—	—	1,5740	82,60
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepedianana</i>	—	—	1,5740	65,22
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	3,94	0,0891	1,5090	35,74
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	—	—	1,5798	69,09
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	—	—	1,5938	66,53
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	—	—	1,3118	36,94
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	—	—	1,5966	79,80
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	7,14	-0,7366	1,1959	32,04
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	9,64	-0,6458	1,2208	41,56
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	10,44	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	11,20	-0,7669	1,3046	43,75
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	9,23	-0,4803	1,4032	43,74
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus c. caspius</i>	10,45	-0,3178	1,3082	35,67
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus fedtschenkoi</i>	13,18	—	1,3424	37,41
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	15,45	-0,2426	1,3791	46,94
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	8,21	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	5,11	0,4581	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	5,11	—	—	—

Familie	Art/Unterart	GJ (g lg)	GJ*EGA (%)	GJ*G♀ (%)	ESGm (g lg)
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	—	—	—	-1,6358
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	—	—	—	-1,2930
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	—	—	—	-1,1590
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	—	—	—	-1,4566
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	—	—	—	-0,2654
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	—	—	—	-1,8125
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	-0,3490	80,89	6,69	-1,1408
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	—	—	—	-1,2672
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	-0,0477	64,39	5,88	-1,1270
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	-0,0114	74,56	4,35	-1,1178
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	0,3113	84,31	3,66	-0,7853
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	0,8694	79,45	3,60	0,0715
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	-0,3799	71,00	9,35	-1,2132
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	-0,3142	74,09	8,14	-1,2840
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	0,6149	78,78	15,49	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	0,2227	79,52	13,15	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	0,2878	78,23	16,44	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	0,3368	89,74	8,37	-0,9405
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrrus</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	-0,4949	—	5,71	—
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	-0,0757	77,73	9,94	—
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	-0,0458	58,13	17,31	—
Pygopodidae	<i>Delma hebessa</i>	-0,5850	86,67	18,18	—
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	-0,2398	74,19	13,74	—
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	0,0170	—	22,81	—
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	0,2041	84,17	12,31	—
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	0,2041	41,03	11,27	—
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	0,6580	87,27	16,45	—
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	0,4040	97,51	17,22	—
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	0,0402	91,11	5,26	-0,9530
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	-0,6161	70,82	9,13	—
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	-0,2914	85,68	7,05	—
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	—	—	—	-1,4864
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	0,5622	83,92	12,34	-0,7432

Familie	Art/Unterart	GJ (g lg)	GJ*EGA (%)	GJ*G♀ (%)	ESGn (g lg)
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	0,4141	100,51	7,48	-0,8026
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	—	—	—	-0,7733
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	0,2813	89,60	6,81	-0,7790
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	0,3646	68,23	8,38	-0,7792
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	-0,1096	—	3,32	—
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	0,1620	70,97	3,35	-0,6732
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	-0,6932	72,57	10,29	-1,4609
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	-0,5296	67,32	6,48	-1,6009
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	-1,0956	63,19	9,30	-2,1519
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	-0,9488	64,66	10,11	-1,9743
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	-0,9916	76,50	16,97	-2,1115
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	-0,8648	71,84	12,41	-1,9247
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	-0,5892	64,12	9,15	-1,3264
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	—	—	—	—
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	-1,0723	71,32	12,55	-2,0904
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	-0,7906	72,08	10,41	-1,6357
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	0,4063	81,25	16,10	—
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivohulus</i>	-0,2533	65,63	9,85	-1,0979
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	-0,8479	55,82	10,76	-1,8029
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	0,1204	58,97	3,20	-0,6210
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	-0,6355	68,83	11,83	-1,5987
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	-0,3211	67,48	9,05	-1,1567
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	-0,1042	70,57	3,91	-0,8822
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	0,0434	—	11,98	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	0,0722	64,11	5,76	-0,7491
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	-0,2436	68,20	9,91	-1,0860
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	—	—	—	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	-0,4811	51,59	5,38	-1,3010
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	-0,1466	63,54	7,69	-1,2353
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	0,1219	75,36	9,08	-0,9778
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	-0,3227	—	8,37	-1,2729
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	-0,4007	71,30	4,41	-0,8420
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	-0,2635	—	5,54	-0,9647
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	-0,3706	81,89	7,95	-1,4660
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	-0,1120	63,80	4,46	-0,6174
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	-0,8761	—	6,02	—
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	-0,8000	48,43	4,10	-1,3904
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	-1,1317	65,98	13,18	-1,8698
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	-0,1875	77,28	9,39	—
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkeileri</i>	-0,0420	71,02	5,66	-0,6836

Familie	Art/Unterart	G _J (g lg)	G _J *E _{GA} (%)	G _J *G _♀ (%)	E _{SGH} (g lg)
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	0,1235	—	5,96	-0,5998
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	-0,3017	—	5,43	-0,8959
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	-0,2584	—	5,24	—
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	-0,8307	73,57	6,31	-1,6755
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	-0,3243	52,82	9,34	-0,6594
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	-0,5373	67,70	8,83	-1,6500
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	0,0804	77,36	3,80	-0,7894
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	-0,6226	72,80	7,66	-1,3247
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	-0,8302	—	6,60	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	-0,9825	64,86	7,22	-1,5074
Gekkonidae	<i>Lygodactylus comraui</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	-1,2351	62,58	3,61	—
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	-1,0987	68,45	10,65	-1,8315
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	-0,4972	64,18	6,46	-1,2233
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	-0,4372	61,56	7,35	-1,3872
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	-0,4623	75,52	6,52	-1,5477
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	0,1241	56,45	4,05	-0,6407
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	-0,3261	67,48	3,10	-1,3170
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	-0,0821	54,57	2,21	-0,7392
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	-0,8753	61,46	4,38	-1,7022

Familie	Art/Unterart	G _J (g lg)	G _J *EGA (%)	G _J *G _♀ (%)	ESG _n (g lg)
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	-0,8374	55,46	5,10	—
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	-0,9229	68,22	8,04	-1,6396
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	-0,6473	72,71	5,71	-1,2173
Gekkonidae	<i>Temuidactylus c. caspius</i>	-0,4470	65,43	5,88	-1,5740
Gekkonidae	<i>Temuidactylus fedtschenkoi</i>	-0,3468	65,22	7,50	—
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	-0,3612	72,84	11,12	-1,4679
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	—	—	—	—

Familie	Art/Unterart	ESG _n (g lg)	WPES	ESG _n * EGA (%)	ED (g lg)
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	-1,8177	33,78	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	-1,4362	26,77	8,34	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	-1,2838	24,98	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	-1,5956	27,71	—	—
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	-0,4239	30,03	—	—
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoeensis</i>	-2,0555	43,13	—	—
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	-1,3206	30,68	12,15	-0,3106
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	-1,4154	28,31	—	—
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	-1,4428	51,48	5,34	0,1211
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	-1,4258	50,58	5,88	0,0871
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	-0,9964	38,83	6,70	0,3686
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	-0,0640	26,34	13,00	0,9000
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	-1,5847	57,59	10,92	-0,2992
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	-1,6861	60,38	6,61	-0,2197
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	-1,3125	—	—	0,2947
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	-1,0410	—	—	0,3713
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	-1,1401	37,29	4,51	0,3764
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrrurus</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	—	—	—	—

Familie	Art/Unterart	ESGt (g lg)	WPES	ESGt* EGA (%)	ED (g lg)
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma tinctoria</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopus</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	—	—	—	—
Eublepharidae	<i>Aelurosalabotes felinus</i>	-1,1519	38,38	8,12	0,0520
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	—	—	—	—
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	—	—	—	—
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	-1,8516	43,16	8,12	-0,1874
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	-0,9233	34,23	4,15	0,6238
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	-1,0543	43,90	5,89	0,3785
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	-0,9506	33,33	5,85	0,4330
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	-1,0123	43,67	7,93	0,3212
Eublepharidae	<i>Hemithelycon caudicinctus</i>	-0,9502	34,12	4,73	0,5305
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	—	—	—	—
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	0,2122	0	10,67	0,2590
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	0,0346	0	12,47	-0,6036
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	0,0251	0	5,72	-0,3786
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	0,0070	0	5,27	-0,9116
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	0,0106	0	5,61	-0,7533
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	0,0077	0	5,84	-0,9063
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	0,0119	0	6,29	-0,7486
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	0,0472	0	11,71	-0,4297
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	—	—	—	—
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	0,0081	0	6,81	-0,9562
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	0,0231	0	10,07	-0,6737
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	—	—	—	—
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	0,0798	0	11,45	-0,1124
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	0,0157	0	11,81	-0,6523
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	0,2393	0	10,75	0,2982
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	0,0252	0	7,55	-0,4953
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	0,0697	0	9,88	-0,1968
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	0,1312	0	11,67	-0,0078
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	—	—	—	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	0,1782	0	9,67	0,2211
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	0,0820	0	9,77	-0,1237
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	—	—	—	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	0,0500	0	9,62	-0,3288
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	0,0582	0	5,27	0,0241

Familie	Art/Unterart	ESGt (g lg)	WPES	ESGh* EGA (%)	ED (g lg)
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	0,1053	0	6,36	0,1911
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	0,0534	0	13,77	-0,2662
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	0,1439	0	25,16	-0,3735
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	0,1085	0	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	0,0342	0	6,57	-0,3126
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	0,2413	0	19,52	-0,0242
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Dravidogekko anamallensis</i>	0,0407	0	16,50	-0,6946
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	0,0135	0	12,35	-1,0102
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkelleri</i>	0,2072	0	14,73	0,0759
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	0,2513	0	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	0,1271	0	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	0,0211	0	9,19	-0,7075
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	0,2191	0	17,78	-0,2002
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	0,0224	0	5,37	-0,4025
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	0,1624	0	10,26	0,1629
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	0,0474	0	14,46	-0,5526
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	0,0311	0	13,42	-0,8400
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	0,0147	0	13,18	-0,9968
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	0,0598	0	12,06	-0,3604
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	0,0410	0	5,28	-0,1357
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	0,0283	0	6,11	-0,3674
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	0,2287	0	9,71	0,3276

Familie	Art/Unterart	ESGt (g lg)	WPES	ESGt* EGA (%)	ED (g lg)
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	0,0482	0	7,09	-0,2079
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	0,1823	0	11,89	0,1254
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	0,0199	0	9,06	-0,7008
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	0,0229	0	14,15	-0,7811
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	0,0606	0	14,02	-0,5256
Gekkonidae	<i>Temnidactylus c. caspius</i>	0,0267	0	4,92	-0,2851
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus fedtschenko</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	0,0340	0	5,60	-0,2454
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	—	—	—	—

Familie	Art/Unterart	ED*EGA (%)	GJ*ED (%)	GM (g lg)	GM*EGE (%)
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricolae</i>	87,45	92,75	-0,5704	33,82
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	94,66	68,01	0,0511	53,50
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	94,12	79,26	0,0610	56,80
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	93,30	90,35	0,4182	11,72

Familie	Art/Unterart	ED*EGA (%)	G,*ED (%)	GM (g lg)	GM*EGE (%)
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	87,00	91,69	0,3831	22,08
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	—	—	—	—
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	89,08	81,11	0,1543	74,34
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	93,39	79,52	-0,0350	63,93
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	79,50	106,54	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	79,60	105,46	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Saltuaris cornutus</i>	—	—	—	—
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	95,49	95,31	-0,0007	66,29
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrurus</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma molleri</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	—	—	—	—
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	—	—	—	—
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	91,96	98,90	-0,1555	36,90
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	—	—	—	—
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	—	—	—	—
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	95,22	—	—	—
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	95,85	88,63	0,2946	31,84
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	94,11	107,99	0,1029	50,13
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	94,15	—	—	—
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	92,61	95,58	0,2188	63,11
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	95,27	71,69	0,2465	40,54
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	—	—	—	—
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	89,33	79,45	—	—
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albugularis fuscus</i>	87,53	82,72	-1,6823	8,24
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	94,25	71,58	-1,0694	20,75
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	94,76	66,50	-1,6002	22,00
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	94,39	68,47	-1,4206	22,24
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	94,16	81,26	-1,8334	12,03

Familie	Art/Unterart	ED*EGA (%)	G*F*ED (%)	GM (g lg)	GM*EGE (%)
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	93,71	76,82	-1,5659	15,37
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	88,29	72,64	-1,1060	19,69
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	—	—	—	—
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	93,19	76,53	-1,8645	12,53
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	89,71	80,06	-1,5577	5,96
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	—	—	—	—
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	88,55	73,41	-0,7911	18,25
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	88,80	62,86	-1,2449	25,29
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	89,24	66,80	-0,4609	18,39
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	92,65	73,98	-1,2910	15,87
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	90,12	74,88	-1,0454	14,34
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	88,33	79,99	-1,0893	8,18
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	—	—	—	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	90,33	70,97	-0,5275	17,92
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	90,23	75,60	-1,3361	6,54
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	—	—	—	—
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	90,38	70,45	-1,0722	18,20
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	94,73	64,45	-0,6235	24,12
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	93,64	82,08	-0,7587	10,87
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	86,23	—	—	—
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	74,84	94,00	-2,2291	1,26
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	93,43	82,46	-1,3675	8,94
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	79,64	79,29	-0,8430	12,63
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	83,50	73,72	-1,4538	14,53
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	87,02	76,95	-2,0809	8,46
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko ernstkeileri</i>	85,27	83,30	-1,2774	4,22
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	90,81	80,97	-1,5382	13,87
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	82,22	58,10	-0,8196	23,65
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	94,63	71,49	-1,3097	15,96

Familie	Art/Unterart	ED*EGA (%)	GJ*ED (%)	GM (g lg)	GM*EGE (%)
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	89,74	86,22	-0,8424	8,91
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	85,54	85,13	—	—
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	86,58	74,28	-1,7710	11,66
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	86,96	78,72	-2,0143	9,76
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	87,94	72,98	-1,1552	15,61
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	94,72	55,68	-0,5574	38,15
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	93,89	80,43	-1,5396	7,17
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	90,29	62,52	-0,4671	18,02
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	92,91	72,83	-0,9215	19,38
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	87,87	62,14	-0,6620	17,57
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	90,94	66,44	-1,4222	19,90
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	85,85	80,44	-1,6556	12,11
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	85,72	86,63	-1,5825	7,74
Gekkonidae	<i>Temnidactylus c. caspius</i>	95,08	68,81	-1,0472	18,19
Gekkonidae	<i>Temnidactylus fedtschenkoi</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	94,40	77,18	-1,0730	14,58
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	—	—	—	—
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	—	—	—	—

Familie	Art/Unterart	ZGV (Breite, Länge)	GI
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	-22.185853, 166.522629	insul
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	-21.318934, 164.955908	insul
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	-21.183333, 165.266624	insul
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	-22.169975, 166.510962	insul
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	-22.116554, 166.600326	insul
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	-22.169362, 166.511235	insul
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	-20.411019, 164.214995	insul
Diplodactylidae	<i>Eurydactyloides agricolae</i>	-20.528598, 164.276440	insul
Diplodactylidae	<i>Eurydactyloides occidentalis</i>	-21.584614, 165.336112	insul
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	-10.708855, 142.526881	kontin
Diplodactylidae	<i>Oedura monilis</i>	-23.537247, 147.948413	kontin
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	-22.266785, 166.583376	insul
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	-20.976419, 165.370252	insul
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	-33.358682, 146.309198	kontin
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	-28.349228, 114.624720	kontin
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	-31.322666, 149.478382	kontin
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	-23.698383, 133.880821	kontin
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	-21.126162, 149.059234	kontin
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	-31.257652, 136.795669	kontin
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	-25.344493, 131.036931	kontin
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	-26.748822, 150.625275	kontin
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	-12.504291, 132.818509	kontin
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	-31.237214, 119.331971	kontin
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	-17.277781, 145.926243	kontin
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	-26.657143, 114.686513	kontin
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrrus</i>	-35.321470, 148.228930	kontin
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	-31.837683, 142.819334	kontin
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	-35.285447, 149.040072	kontin
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	-23.822028, 113.526049	kontin
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	-32.577292, 116.061199	kontin
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	-31.969080, 116.077679	kontin
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	-33.611418, 120.433669	kontin
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	-37.740475, 142.021626	kontin
Pygopodidae	<i>Delma molleri</i>	-34.827522, 138.713150	kontin
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	-17.670224, 141.074779	kontin
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	-27.151151, 152.571565	kontin
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	-33.472043, 146.871759	kontin
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	-22.163917, 148.165074	kontin
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	-30.196781, 115.441357	kontin
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopodus</i>	-38.234444, 145.677597	kontin
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	-20.793643, 116.827382	kontin
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	4.485877, 101.412973	kontin*
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	29.571875, -98.750595	kontin
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	17.520043, -91.988319	kontin
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	32.752905, -114.663162	kontin
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	32.597635, 72.370057	kontin
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	22.554753, 106.321660	kontin

Familie	Art/Unterart	ZGV (Breite, Länge)	GI
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	20.799272, 106.999338	insul.
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luii</i>	21.975110, 107.473477	kontin
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	9.815423, -13.394882	kontin
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	16.523584, -88.371210	insul
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	18.109609, -71.186740	insul
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	9.392482, -84.137010	insul
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	16.997987, 54.723073	kontin
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	14.832746, 42.910759	kontin*
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	12.697998, 53.503311	insul
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	12.735184, 44.885080	kontin
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	12.557123, 54.039109	insul
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	31.059667, -7.914920	kontin
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	23.114643, -82.241264	insul
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus ruibali</i>	19.888841, -75.466663	insul
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus l. torrei</i>	19.888841, -75.466664	insul
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	38.216925, 58.576160	kontin
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	25.942414, 56.243820	kontin
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	23.071182, 57.604034	kontin
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	12.557123, 54.039109	insul
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	12.643537, 53.980158	insul
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	-22.358114, -60.036405	kontin
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	-22.358114, -60.036405	kontin
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	26.851840, 33.992439	kontin
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	30.402420, 30.844489	kontin
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	15.082982, -23.623721	kontin
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	35.330064, 6.622690	kontin
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	33.365016, 6.863283	kontin
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	16.616212, -24.292980	insul
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	15.040546, -23.586642	insul
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	-22.980190, 14.502009	kontin
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	-22.819991, 29.725979	kontin
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	-12.310507, 49.287796	insul
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	18.562624, 82.996986	kontin
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	-23.389095, 15.346357	kontin
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	-16.140100, 33.606776	kontin
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	-23.389095, 15.346357	kontin
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	38.216925, 58.576160	kontin
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	13.020841, 99.990055	kontin*
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	17.596745, 96.484685	kontin
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	25.230213, 67.182893	kontin
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	10.219594, 77.491383	kontin
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	-15.283540, 50.383333	insul
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	-11.155282, 132.144881	kontin
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	14.575003, 120.975920	insul
Gekkonidae	<i>Gekko ernstikelleri</i>	10.636830, 122.001337	insul
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	11.595168, 123.336068	insul
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	17.411739, 95.867517	kontin

Familie	Art/Unterart	ZGV (Breite, Länge)	GI
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	12.399161, 121.404411	insul
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	-3.642742, 128.154780	insul*
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	21.374457, 105.591207	kontin
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	14.082636, 104.695161	kontin
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	16.273817, 101.084928	kontin
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	-7.594957, 110.673938	insul
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	12.740008, 44.845784	kontin
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumi</i>	17.505273, 56.035614	insul
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	16.096155, -22.805466	kontin
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	19.851584, 75.890593	kontin
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	7.404306, 80.777019	kontin
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	14.819608, 74.142196	kontin
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	-3.642305, 39.725900	kontin
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	-3.642305, 39.725901	kontin
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	-17.647965, -149.427744	insul
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	11.293499, 122.553556	insul
Gekkonidae	<i>Lygodactylus comraui</i>	3.075166, 10.407765	kontin
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	-3.884827, 39.795103	kontin
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	-21.812140, 43.340879	insul
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	40.262582, 69.790055	kontin
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	-22.168939, 166.949425	insul
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	-25.665906, 27.362471	kontin
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	-30.249892, 23.275181	kontin
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	-32.079836, 26.276076	kontin
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	-20.091380, 47.013879	insul
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	-18.804787, 48.744880	insul
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	-23.563412, 43.785845	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	-12.898605, 48.603315	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	-18.545978, 48.551590	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	-20.927508, 55.431276	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	-10.400075, 56.616792	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	-25.338563, 45.281267	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepediana</i>	-20.278227, 57.584250	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	-12.599000, 49.135444	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	-12.345504, 49.309883	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	-20.450053, 57.319237	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	-22.824067, 47.796828	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	-21.374285, 55.595422	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	-22.208941, 43.425750	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	-15.283457, 50.383290	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	-21.143760, 47.017751	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	-20.171679, 57.506904	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	-18.138070, 49.393683	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	-20.533856, 47.242866	insul
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	-12.320230, 43.731462	insul
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	21.848417, 59.565829	kontin
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	11.834917, 121.967112	insul

Familie	Art/Unterart	ZGV (Breite, Länge)	GI
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	14.865172, 121.932526	insul
Gekkonidae	<i>Temnidactylus c. caspius</i>	37.949589, 58.255770	kontin
Gekkonidae	<i>Temnidactylus fedtschenkoi</i>	38.544388, 68.773683	kontin
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatularis</i>	17.406655, 54.051451	kontin
Gekkonidae	<i>Tropiocolotes confusus</i>	16.889639, 53.786956	kontin
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkei</i>	-13.316502, 48.258754	insul
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	-15.458544, 49.686127	insul
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	-18.479182, 48.406070	insul

Familie	Art/Unterart	KL	LW	AM	EA	EX
Diplodactylidae	<i>Bavayia cyclura</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Bavayia exsuccida</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Bavayia montana</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Bavayia robusta</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Diplodactylidae	<i>Bavayia sauvagii</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Correlophus sarasinorum</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Dierogekko nehoueensis</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes agricola</i>	TZhyg	arb	noc*	nv	4
Diplodactylidae	<i>Eurydactylodes occidentalis</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Diplodactylidae	<i>Oedura castelnaui</i>	TZhyg	arb	noe	v	4
Diplodactylidae	<i>Oedura momilis</i>	WZmes	arb	noe	v	4
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus auriculatus</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Rhacodactylus l. leachianus</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Strophurus intermedius</i>	WZmes	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Strophurus s. spinigerus</i>	WZmes	arb	noc	v	4
Diplodactylidae	<i>Strophurus williamsi</i>	WZmes	arb	noc	v	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus amyae</i>	TZari ¹	ter	noc	v	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus asper</i>	TZari	ter	noc	v	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus deleani</i>	WZmes	ter	noc	v	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus laevis</i>	WZmes	ter	noc	v	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus levis</i>	TZari	ter	noe	v	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus sheai</i>	TZmes	ter	noe	v	4
Carphodactylidae	<i>Nephrurus stellatus</i>	WZmes	ter	noe	v	4
Carphodactylidae	<i>Saltuarius cornutus</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Carphodactylidae	<i>Underwoodisaurus milii</i>	WZmes	ter	noc	v	4
Carphodactylidae	<i>Uvidicolus sphyrrus</i>	WZmes	ter	noc	v	4
Pygopodidae	<i>Aprasia inaurita</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Aprasia parapulchella</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma butleri</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma fraseri</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma grayii</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma hebesa</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma impar</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma mollerii</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma tincta</i>	TZari ²	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Delma torquata</i>	WZmes	ter	diu	v	2

Familie	Art/Unterart	KL	LW	AM	EA	EX
Pygopodidae	<i>Lialis burtonis</i>	TZmes ³	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Paradelma orientalis</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Pletholax gracilis</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Pygopus lepidopus</i>	WZmes	ter	diu	v	2
Pygopodidae	<i>Pygopus nigriceps</i>	WZmes ⁴	ter	diu	v	2
Eublepharidae	<i>Aeluroscalabotes felinus</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Coleonyx brevis</i>	WZari	ter	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Coleonyx e. elegans</i>	TZhyg	ter	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Coleonyx v. variegatus</i>	WZari	ter	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Eublepharis m. macularius</i>	WZari	ter	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus araneus</i>	TZhyg	sax	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus catbaensis</i>	TZhyg	sax	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Goniurosaurus luui</i>	TZhyg	sax	noc	v	4
Eublepharidae	<i>Hemitheconyx caudicinctus</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger georgeensis</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Sphaerodactylidae	<i>Aristelliger lar</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes albogularis fuscus</i>	TZhyg	arb	diu	nv	4
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus c. carteri</i>	TZmes	ter	diu	v	4
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus flavipunctatus</i>	TZmes	sax	diu	v	4
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus obsti</i>	TZmes	arb	diu	v	4
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus cf. rupestris</i>	TZmes	sax	diu	v	4
Sphaerodactylidae	<i>Pristurus sokotranus</i>	TZmes	sax	diu	v	4
Sphaerodactylidae	<i>Quedenfeldtia trachyblephara</i>	TZmes	sax	diu	nv	4
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus e. elegans</i>	TZhyg	ter	diu	nv	4
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus rubali</i>	TZhyg	ter	diu	nv	4
Sphaerodactylidae	<i>Sphaerodactylus t. torrei</i>	TZhyg	ter	diu	nv	4
Sphaerodactylidae	<i>Teratoscincus scincus</i>	KZari	ter	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Asaccus caudivolvulus</i>	TZmes	sax	noc*	nv	4
Phyllodactylidae	<i>Asaccus montanus</i>	TZmes	sax	noc*	nv	4
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon riebeckii</i>	TZmes	sax	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Haemodracon trachyrhinus</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Homonota horrida</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Phyllopezus przewalskii</i>	TZmes	sax	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Ptyodactylus h. hasselquistii</i>	TZmes	sax	noc	nv	4
Phyllodactylidae	<i>Tarentola a. annularis</i>	WZmes	sax	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Tarentola darwini</i>	WZmes	sax	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Tarentola deserti</i>	WZmes	sax	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Tarentola n. neglecta</i>	WZmes	sax	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Tarentola nicolauensis</i>	WZmes	sax	noc	v	4
Phyllodactylidae	<i>Tarentola rudis</i>	WZmes	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Afroedura africana</i>	WZari	sax	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Afroedura transvaalica</i>	WZari	sax	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Blaesodactylus boivini</i>	TZmes	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Calodactylodes aureus</i>	TZmes	sax	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus a. angulifer</i>	WZari	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus bibronii</i>	TZmes	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Chondrodactylus laevigatus</i>	WZari	sax	noc	v	4

Familie	Art/Unterart	KL	LW	AM	EA	EX
Gekkonidae	<i>Crossobamon e. eversmanni</i>	KZari	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus brevipalmatus</i>	TZhyg	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Cyrtodactylus peguensis</i>	TZhyg	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Cyrtopodion kachhense</i>	WZmes	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Dravidogecko anamallensis</i>	TZmes	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Ebenavia af. boettgeri</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gehyra australis</i>	TZmes	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Gehyra mutilata</i>	TZmes	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko ernskelleri</i>	TZhyg	sax	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko gigante</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko lionotum</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko mindorensis</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko monarchus</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko palmatus</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko petricolus</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko siamensis</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Gekko vittatus</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus adensis</i>	TZmes	ter	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus alkiyumii</i>	TZmes	sax	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus angulatus</i>	TZmes	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus imbricatus</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus leschenaultii</i>	TZmes	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus prashadi</i>	TZmes	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Hemidactylus s. squamulatus</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Homopholis fasciata</i>	TZmes	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Lepidodactylus planicauda</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Lygodactylus conraui</i>	TZhyg	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Lygodactylus p. picturatus</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Matoatoa brevipes</i>	TZmes	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Mediodactylus r. russowii</i>	KZari	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Nactus pelagicus</i>	TZhyg	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Pachydactylus affinis</i>	WZari	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Pachydactylus capensis</i>	WZari	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Pachydactylus oculatus</i>	WZari	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Paroedura ibityensis</i>	TZmes	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Paroedura masobe</i>	TZhyg	arb	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Paroedura picta</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma abbotti chekei</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma barbouri</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma b. borbonica</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma borbonica agalegae</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma breviceps</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma cepedianana</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma dorsivittata</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma grandis</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma guimbeaui</i>	TZmes	arb	diu	nv	4

Familie	Art/Unterart	KL	LW	AM	EA	EX
Gekkonidae	<i>Phelsuma guttata</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma inexpectata</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma kochi</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. madagascariensis</i>	TZhyg	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma m. modesta</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma ornata</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma parva</i>	TZhyg	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma q. quadriocellata</i>	TZhyg	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Phelsuma v. v-nigra</i>	TZmes	arb	diu	nv	4
Gekkonidae	<i>Pseudoceramodactylus khobarensis</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Pseudogekko brevipes</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Pseudogekko smaragdinus</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus c. caspius</i>	KZari	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Tenuidactylus fedtschenkoi</i>	KZari	sax	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Trachydactylus spatulurus</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Tropicolotes confusus</i>	TZmes	ter	noc	v	4
Gekkonidae	<i>Uroplatus henkeli</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Uroplatus lineatus</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4
Gekkonidae	<i>Uroplatus phantasticus</i>	TZhyg	arb	noc	nv	4