

## **Virale Infektionen bei Reptilien**

Dr. Silvia Blahak  
Staatliches Veterinäruntersuchungsamt  
Westerfeldstr. 1  
32758 Detmold

In den letzten beiden Jahrzehnten wurden den Virusinfektionen der Reptilien mehr Aufmerksamkeit gewidmet. Zunehmend wird die Bedeutung dieser Infektionserreger auch bei Reptilien erkannt. Durch verbesserte Nachweisverfahren mit spezifischen Reptilienzellkulturen und vermehrt auch mit Hilfe molekularbiologischer Methoden lassen sich mittlerweile eine Reihe von reptilienpathogenen Viren routinemäßig nachweisen.

Hier sollen nur einzelne Virusfamilien genauer beschrieben werden, deren Vertreter bei Reptilien Krankheitserscheinungen hervorrufen können.

Einzelne Nachweise von Viren oder Antikörpern gelangen bereits in den sechziger und siebziger Jahren bei verschiedenen Arboviren wie den Togaviridae, Flaviviridae und Bunyaviridae. Auch Rhabdo- und Caliciviridae, Picornaviridae, Parvoviridae, Pox- und Papovaviridae konnten bereits bei Reptilien nachgewiesen werden. Pox- und Papovaviren wurden bei Hautveränderungen bei Echsen, Papovaviren auch bei Wasserschildkröten gefunden. Die anderen Virusfamilien zeigten keine oder wenig pathogene Veränderungen bei Reptilien und sollten von daher eher als Zufallsbefunde angesehen werden. In neuerer Zeit werden Reptilien auch im Zusammenhang mit der sich ausbreitenden West-Nil-Virusepidemie in den Vereinigten Staaten als mögliche Virusträger überprüft. Dazu wurden experimentelle Infektionen bei verschiedenen Reptilien und Amphibien durchgeführt, die zum Virusnachweis im Blut und in geringem Maße auch in den Organen von maximal 25 % der infizierten Reptilien führten (Klenk und Kolmar, 2003). West-Nil-Virusinfektionen wurden auch im Zusammenhang mit mehreren Hundert Todesfällen in verschiedenen Alligator-Zuchtfarmen in den USA nachgewiesen (Miller et al., 2003, Jacobson et al. 2003). Die Infektion wurde hier auf die Verfütterung von infiziertem Pferdefleisch zurückgeführt. Interessant von epidemiologischen Blickwinkel her ist die Tatsache, daß bis jetzt bei Reptilien noch keine Influenzaviren entdeckt wurden.

Die wichtigsten Virusfamilien, die reptilienpathogene Erreger enthalten, sollen im Folgenden kurz vorgestellt werden.

### **Paramyxoviridae**

Paramyxoviren gehören zu den ersten Viren, die nachweislich für Reptilien pathogen sind. Sie wurden bereits 1976 als Ursache eines Seuchenausbruches in einem Giftschlangenbestand einer Pharmafirma ermittelt (Fölsch und Leloup, 1976).

Die Erstbeschreibung erfolgte bereits 1976 (Fölsch u. Leloup). Im Serpentarium einer Pharmafirma wurde eine verlustreiche Infektion beobachtet, die mit respiratorischen und zentralnervösen Symptomen einherging. Aus einer verstorbenen Lanzenotter (*Bothrops atrox*, Fer-de-Lance) konnte ein Virus in einem embryonierten Schlangenei angezüchtet werden (Fer-de-Lance-Virus). Das Virus wurde als Paramyxovirus charakterisiert (Clark et al. 1979). In den folgenden Jahren gelangen weitere Isolationen von Ausbrüchen in Zoos und Privatbeständen auf Schlangenzellkulturen

(Ahne et al. 1987; Ahne u. Neubert 1991; Blahak et al. 1991; Jacobson et al. 1980; Jacobson et al. 1981; Wells u. Bowler 1989; Van Horn 1989).

Reptilienparamyxoviren zeigen bei 30°C bzw. 28°C ein weites Wirtsspektrum, vermehren sich jedoch nicht mehr bei 37°C (Blahak 1995; Clark et al. 1979; Lunger u. Clark 1979). Auch embryonierte Hühnereier werden infiziert, sofern die Bebrütungstemperatur unter 37°C liegt (Blahak 1994; Ahne et al. 1999). Serologische und molekularbiologische Untersuchungen (Ahne u. Neubert 1989; Ahne u. Neubert 1991; Ahne et al. 1999; Blahak 1995) zeigten Gemeinsamkeiten, aber auch nachweisbare Unterschiede zwischen den einzelnen Isolaten auf, die sich in unterschiedlicher Pathogenität zu äußern scheinen. Einige Ergebnisse sprechen dafür, daß es sich bei den Schlangenparamyxoviren um ein eigenes Genus handelt (Richter et al. 1996, Kindermann et al. 2001). Das wird durch neuere molekularbiologische Untersuchungen gestützt (Ahne et al. 1999, Franke et al. 2001, Kurath et al. 2004). Im Rahmen der Sequenzierung des Prototypes der Schlangenparamyxoviren (Fer-de-Lance-Virus) stellte sich außerdem heraus, daß die Schlangenparamyxoviren im Gegensatz zu anderen Paramyxoviren ein zusätzliches Gen unbekannter Funktion haben (Kurath et al. 2004).

Die Infektion tritt vor allem bei Giftschlangen auf, aber auch ungiftige Nattern wie Kornnattern und Leopardnattern oder Riesenschlangen können betroffen sein (Blahak et al. 1991, Oros et al. 2001, West et al. 2001). Klapperschlangen scheinen am empfänglichsten zu sein, hier liegt, in Abhängigkeit von der Pathogenität des Virusstammes, die Mortalitätsrate bei bis zu 100% (Jacobson u. Gaskin 1989). Während der experimentelle Infektion von Klapperschlangen (*Crotalus unicolor*) ließen sich histologisch zunehmend Lungenveränderungen und reifende Viruspartikel darstellen. Die Reisolation des eingesetzten Paramyxovirusstammes gelang, so daß mit diesem Experiment die Koch'schen Postulate für die Paramyxovirusinfektion bei Klapperschlangen als erfüllt anzusehen sind (Jacobson et al. 1997).

Die Symptome können in Abhängigkeit vom Virusstamm und der betroffenen Spezies von perakuten Todesfällen bis zum protrahierten Verlauf mit respiratorischen und zentralnervösen Symptomen reichen. Häufig wird zunächst ein Aufblähen im Kehlbereich beobachtet. Die Schlangen sind teilnahmslos, zeigen eine vermehrte Schleimbildung im Maul und zunehmend erschwerte Atmung. Eine ungewöhnliche, langgestreckte Körperhaltung sowie Koordinations- und Orientierungsschwierigkeiten kommen hinzu.

Die Seuche kann sich aerogen verbreiten (Foelsch u. Leloup 1976) und in kurzer Zeit den gesamten Bestand infizieren. Dementsprechend beträgt die Inkubationszeit in der Regel nur wenige Tage. Um die Übertragung eines möglicherweise vorhandenen Virus auszuschließen, sollten deshalb Neuerwerbungen in Schlangenbeständen während der Quarantänezeit in einen separaten Raum gesetzt werden

Die Diagnose ist nach Sektion eines Tieres im akuten Stadium oder Untersuchung eines Rachentupfers möglich. Die Virusanzüchtung wird auf einer geeigneten Zellkultur (z.B. Viper Heart Cells, ATCC, VH-2) bei 28 °C durchgeführt. Das Virus wird über den typischen zytopathischen Effekt, die Fähigkeit zur Hämagglutination von Hühnererythrozyten, eventuell einer elektronenmikroskopischen Untersuchung oder der Reaktion mit einem spezifischem Antiserum erkannt (Homer et al. 1995). Eine PCR kann zum Nachweis von RNA aus der Zellkultur oder Organmaterial eingesetzt werden (Ahne et al. 1999), Störfaktoren können vor allem im Organmaterial die Reaktion beeinflussen.

Bei bereits länger erkrankten Tieren, Überlebenden oder Schlangen mit unbekanntem Infektionsstatus können über einen Hämagglutinationshemmungstest aus Serum oder Plasma spezifische Antikörper bestimmt werden, die den Kontakt mit

dem Virus nachweisen. Serologische Untersuchungen in größeren Schlangenbeständen zeigen die weite Verbreitung dieser Viren auf (Blahak u. Wellen 1995). Dabei sollte beachtet werden, daß serologisch unterschiedlich reagierende Stämme vorkommen können (Blahak 1995).

Ein Versuch, einen inaktivierten Impfstoff gegen ein Paramyxovirus herzustellen, verlief wenig erfolgversprechend. Die eingesetzten Klapperschlangen serokonvertierten nur teilweise und erst ca. 6 Wochen nach der 2. Impfung. Die Antikörper waren nur bei einem Tier nach weiteren 6 Wochen noch vorhanden (Jacobson et al. 1991).

Auch aus Echsen sind mittlerweile Paramyxoviren angezüchtet worden (Ahne u. Neubert 1991, Marschang et al. 2002), deren pathogene Bedeutung noch unklar ist. Im Zusammenhang mit mehreren Todesfällen bei einem Import von Krokodiltejus (*Dracaena guinanensis*) konnte die Beteiligung von Paramyxoviren an proliferierenden Pneumonien bei mehreren Tieren nachgewiesen werden (Jacobson et al. 2001). Serologische Untersuchungen wildlebender Leguanarten offenbarten Antikörper gegen ein Reptilienparamyxovirus, gleichzeitig fanden sich auch Antikörper gegen Reptilienreoviren (Gravendyck et al. 1998, Marschang et al. 2002). Auch die Nachweise bei Schildkröten sind eher spärlich. Jackson und Needham vermuteten anhand positiver Antikörpertiter eine Beteiligung eines Paramyxovirus, des Sendai-Virus, an Rhinitiden bei Europäischen Landschildkröten (1983). Die Untersuchung von Serumpaaren in späteren Untersuchungen zeigte jedoch keinen für akute Virusinfektionen typischen Titeranstieg bei erkrankten Schildkröten (Lawrence u. Needham 1985). Auch Witte und Blahak (1992) konnten keinen Zusammenhang von Rhinitiden und Antikörpertitern gegen das Sendai-Virus feststellen.

Elektronenmikroskopische Befunde lassen eine Beteiligung von Paramyxoviren an Hautkrankheiten bei Schildkröten möglich erscheinen (Zangger et al. 1991). Bei einem Import von Landschildkröten mit Dermatitis konnten elektronenmikroskopisch paramyxovirusähnliche Partikel nachgewiesen werden.

### **Reoviridae**

Reoviren sind zuerst gleichzeitig mit zwei anderen Viren elektronenmikroskopisch in Papillomen der Smaragdeidechse dokumentiert worden (Raynaud u. Adrian 1976). Zehn Jahre später beschrieben Jacobson (1986) die Isolation des Virus aus frisch importierten Chinesischen Vipern (*Azemiops feyi*). Weitere Reoviren konnten aus verschiedenen Schlangen, Grünen Leguanen und Dornschwanzagamen angezüchtet werden (Ahne et al. 1987, Blahak et al. 1995; Vieler et al. 1994, Reavill et al., 2003).

Erste Versuche, ein Reovirusisolat aus einem Königspython näher zu charakterisieren, wurden 1987 von Ahne et al. unternommen. Sowohl Vieler et al. (1994) als auch Blahak et al. (1995) verglichen verschiedene Reptilien-Reoviren untereinander und mit Reoviren vom Geflügel und Säuger. Dabei konnten Blahak et al. unterschiedliche Serotypen bei den untersuchten Reoviren feststellen. Reptilienreoviren bilden typische große Synzytien in Zellkultur und sind nicht in der Lage, Erythrozyten zu agglutinieren. Duncan et al. (2004) trennten die Genomsegmente eines Königspython-Isolates auf und sequenzierten Genomsegmente aus dem Bereich S1 und S3. Sie fanden heraus, daß deutliche Unterschiede zu den anderen Orthoreovirus-Spezies vorliegen und schlugen deshalb die Einordnung der Reptilienreoviren in eine eigene Gruppe vor.

Die Isolation von Reoviren gelingt nicht selten aus Organen von Schlangen. Im Veterinäruntersuchungsamt Detmold sind allein in den Jahren 1996 bis 1999 13

Reoviren aus Schlangen isoliert worden (Blahak, unveröffentlichte Daten). Häufig werden diese Viren parallel zu Paramyxoviren angezüchtet und erschweren den Nachweis der Paramyxovirusinfektion, da sie sich schneller vermehren und den Zellrasen zerstören. Auch von anderen Untersuchern werden Reoviren als Begleitviren gefunden (Raynaud u. Adrian 1976). Deswegen ist die Pathogenität dieser Viren noch unklar.

Eigene Beobachtungen lassen den Schluß zu, daß Reoviren in der Schlangen- und Echsenpopulation verbreitet sind, aber in der Regel apathogen vorliegen. Streßfaktoren wie Verkauf und Transport scheinen die Virusvermehrung zu aktivieren und können, im Zusammenwirken mit bakteriellen Infektionen, zu Krankheitssymptomen führen. So konnten Reoviren aus einem verstorbenen, neu erworbenen Leguan isoliert werden, wobei gleichzeitig eine Enteritis durch *Edwardsiella tarda* festgestellt wurde (Blahak, 1993). Durch den Austausch eines Zuchttieres wurden Reoviren in einem Bestand von Kiefernattern (*Pituophis melanoleucus*) eingebracht und führten in den folgenden Wochen dazu, daß 3 Tiere unter unspezifischer Symptomatik wie Apathie und Verlust des Muskeltonus eingingen (Blahak, unveröffentlichte Daten, 1996). Nach der Isolation eines Reovirus aus einer Gruppe von Möllendorfs Kletternattern (*Elaphe moellendorffi*) und Schönattern (*Elaphe taeniura*) wurde dieses Isolat benutzt um eine Erdnatter (*Elaphe obsoleta*) zu infizieren, die eine diffuse Lungenentzündung entwickelte. Das Virus konnte reisoliert werden und führte, erneut auf eine Erdnatter übertragen, wieder zur Entwicklung einer diffusen Lungenentzündung (Lamirande et al., 1999). In einer Gruppe von Königsattern (*Lampropeltis pyromelana*) wurde ein Reovirusausbruch beschrieben, bei dem Reoviren als Verursacher einer Darmentzündung gefunden wurden (Reavill et al., 2003)

Ein Reovirusnachweis aus einer Schildkröte ist vorhanden (Marschang, 1999).

### **Retroviridae**

Ebenso wie Säugetiere sind auch Reptilien empfänglich für Tumolviren. Bereits 1967 wurde gezeigt, daß einige Arten von Landschildkröten, Echsen und Schlangen vom Rous-Sarkomvirus des Geflügels infiziert werden können. Eine experimentelle Infektion führte zur Ausbildung von tumorösen Veränderungen (Svet-Moldavsky et al. 1967; Trubcheninova et al. 1977).

Weitere onkogene Retroviren sind bei Schlangen beschrieben worden. Das erstbeschriebene und am gründlichsten untersuchte Schlangenretrovirus ist ein C-Typ-Retrovirus aus einer Kettenviper (*Vipera russelli*, Zeigel u. Clark 1969). Aus dem Milzgewebe dieser Viper konnte ein Zelllinie etabliert werden (VSW, Clark et al. 1973). In späteren Jahren wurden weitere Retroviren in tumorösen Zubildungen einer Kornnatter (*Elaphe guttata*, Lunger et al. 1974), einer Kettennatter (*Lampropeltis getulus californiae*, Jacobson et al. 1980), einer Vierstreifennatter (*Elaphe obsoleta quadrivittata*, Zschiesche et al. 1989) und bei Lanzenottern (*Bothrops moojeni*, Hoge et al., 1995) gefunden. Im Zusammenhang mit einer Leukose bei zwei Abgottschlangen (*Boa constrictor*) konnten elektronenmikroskopisch Partikel des C-Typs festgestellt werden (Ippen et al. 1978). Intensivere Untersuchungen zum Vorkommen endogener Retroviren bei verschiedenen Reptilien wurden von Herniou et al. vorgenommen (1998). Endogene Reptilienretroviren zeigten dabei eine nähere Verwandtschaft zur Gruppe der Murinen Leukämieviren, mit Ausnahme eines Virus aus einer Brückenechse (*Sphenodon* spp.), das den Murinen B-Typ Viren zugeordnet wurde.

Praktische Relevanz hat aber vor allem die Einschlußkörperchenkrankheit der Riesenschlangen (IBD) der Riesenschlangen, deren virale Natur erst in den letzten Jahren erkannt wurde. Der Symptomenkomplex und die pathohistologischen Befunde sind schon seit 20 Jahren immer wieder in Schlangenbeständen aufgetreten.

Diese Erkrankung verläuft wesentlich langsamer als die Paramyxovirusinfektion und tritt vor allem bei Riesenschlangen auf (Axthelm 1985; Schumacher 1992; Carlisle-Nowak et al. 1998, Oros et al. 1998, Boyer et al. 2000). Bei Lanzenottern wurden gleichartig aufgebaute Einschlüsse nachgewiesen (*Botriechis marchi*, Raymond et al. 2001), dagegen konnten bei Kornnattern (*Elaphe guttata*) und Kettennattern (*Lampropeltis* spp., Fleming et al. 2003) zwar lichtmikroskopisch sehr ähnliche Einschlüsse festgestellt werden, die elektronenmikroskopische Untersuchung zeigte jedoch strukturelle Unterschiede zu den Einschlüssen bei IBD auf.

Elektronenmikroskopische Untersuchungen bei IBD weisen darauf hin, daß das verursachende Virus ein Retrovirus ist. Die Erkrankung konnte durch die Übertragung von zellfreier Organsuspension einer erkrankten Abgottschlange auf Tigerpythons reproduziert werden (Schumacher 1992). Später wurde IBD auch in derselben Weise auf Boas übertragen (*Boa constrictor*, Wozniak et al, 2000). Dabei wurde ein 68kd-Protein dargestellt, das ausschließlich bei den infizierten Tieren gebildet wurde, gezielt durch einen eigens hergestellten Antikörper markiert werden kann und deshalb als spezifisches virales Protein anzusehen ist. Die Isolation von Retroviren gelang aus drei Boas mit IBD (*Boa constrictor*, Jacobson et al, 2001), Übertragungsversuche wurden mit den Isolaten jedoch noch nicht durchgeführt.

Die Symptome sind sehr variabel und unspezifisch. Zuerst werden in einem ursprünglich gesunden und gut gepflegten Bestand Häutungsprobleme, respiratorische Symptome, Schwellungen im Kopfbereich und Hervorwürgen von Futtertieren beobachtet. Bei Pythons können sich relativ schnell zentralnervöse Symptome wie Kopfschiefhaltung, Koordinationsstörungen und Verlust des Muskeltonus einstellen. Der Übertragungsweg ist noch ungeklärt. Diskutiert wird eine Beteiligung der Schlangenmilbe, die vertikale Übertragung ist möglich. Die Inkubationszeit kann bis zu 1,5 Jahren betragen (Blahak, unveröffentlichte Daten).

Die Diagnose ist wegen der unspezifischen Symptomatik am lebenden Tier sehr schwierig und kann nur auf dem Wege einer Ausschlußdiagnostik erfolgen. Zuerst müssen mögliche Differentialdiagnosen wie Haltungsfehler, bakterielle Infektionen, Parasitenbefall oder Vergiftungen ausgeschlossen werden. Organbiopsien von Leber, Niere und Oesophagealtonsillen sind im positiven Fall beweisend. Leukozytenzählungen (positiv > 30 000/ $\mu$ l) können durchgeführt oder Blutausstriche auf Einschlußkörperchen untersucht werden. Eine Virusanzucht ist in der Routinediagnostik nicht durchführbar. Eine sichere Diagnose ist nur am Sektionstier möglich. Hier finden sich in verschiedenen Organen große intrazytoplasmatische Einschlußkörperchen.

### **Adenoviridae**

Vergleichsweise häufig wurden Adenoviren bei verschiedenen Echsen und Schlangen gefunden, allerdings noch nicht bei Schildkröten. Der Nachweis erfolgte vor allem in der Leber und in der Darmschleimhaut, aber auch in der Schleimhaut von Oesophagus und Trachea (Jacobson u. Gardiner 1990).

Betroffen waren in verschiedenen Schlangenkollektionen Abgottschlangen (*Boa constrictor*), Rosenboas (*Lichanura roseofusca*), Äskulapnattern (*Elaphe longissima*), eine Kornnatter (*Elaphe guttata*), eine Vierstreifennatter (*Elaphe quatuorlineata*), ein Königspython (*Python regius*), eine Gabunviper (*Bitis gabonica*), eine

Klapperschlange (*Crotalus scutulatus scutulatus*) und Königsnattern (*Lampropeltis zonata*, Heldstab u. Bestetti 1984; Heldstab et al. 1989; Jacobson et al. 1985; Jacobson et al. 1996; Juhasz u. Ahne 1992; Ogawa et al. 1992, Perkins et al. 1999, Wozniak et al. 2000, Raymond et al. 2003). Inokulation von filtrierter Organsuspension einer an Adenovirusinfektion erkrankten Abgottschlange in die Körperhöhle einer jungen Boa führte nach zwei Wochen zum Tod des Tieres (Jacobson et al. 1985). Das Virus konnte auch aus dem Versuchstier reisoliert werden. Bei einer Königsnatter wurde eine Encephalopathie festgestellt, bei den anderen Schlangen wird aufgrund der Fundstellen in Darm und Leber ein Zusammenhang mit Magen-Darm-Symptomatik (Regurgitation, Diarrhoe) vermutet. Vor allem bei Unterarten der Bartagame (*Amphibolurus barbatus*, *Pogona henrylawsoni*, *Pogona vitticeps*) werden häufig Adenovirusinfektionen festgestellt (Julian und Durham 1982, Jacobson et al. 1996, Boyer und Frye 2000, Kim et al. 2002). Hier scheint ein Zusammenhang mit Hepatitiden und erhöhter Jungtiersterblichkeit vorzuliegen. Auch beim Steppenwaran (*Varanus exanthematicus*), Jackson's Chamäleon (*Chameleo jacksoni*), Bergchamäleon (*Chameleo montium*) und Nilkrokodilen (*Crocodylus niloticus*) wurden Adenoviren bereits nachgewiesen (Kinsel et al. 1997, Jacobson et al. 1984, Jacobson u. Gardiner 1990, Jacobson et al. 1996).

Einige Autoren beobachteten Koinfektionen mit anderen Viren oder Parasiten (Heldstab u. Bestetti 1984; Heldstab et al. 1989; Jacobson et al. 1996, Wozniak et al. 2000, Kim et al. 2002). Das erschwert die Beurteilung der Adenovirusnachweise. Möglicherweise erhalten sie ihre Bedeutung als Wegbereiter für sekundäre Infektionen mit anderen Viren oder Bakterien.

Molekularbiologische Studien zur Einordnung von Adenovirusisolaten der Reptilien begannen mit der Sequenzierung eines Kornnatter-Isolates (Farkas et al. 2002, Benkö et al. 2002). Es konnte in die Gruppe der Atadenoviren eingeordnet werden und wird von den Autoren für eines der ursprünglichen Viren dieser Gruppe gehalten, aus dem sich durch Wirtswechsel andere Viren entwickelt haben.

Zur Diagnose einer Adenovirusinfektion kann das Virus auf Echten- oder Schlangenzellen bei 28°C angezüchtet werden, nach wenigen Tagen tritt ein cpE auf. Bei der Untersuchung eines Sektionstieres stellen sich meist intranukleäre Einschlußkörperchen vor allem in Leber und Darm dar. Die Diagnose kann abgesichert werden über Elektronenmikroskop oder PCR (Benkö et al. 2002). Antikörpernachweise sind über den SNT möglich (Marschang et al. 2003).

### **Iridoviridae**

Der erste Iridovirusnachweis bei Reptilien erfolgte bereits 1914, wurde aber zu dieser Zeit nicht als solcher erkannt. Chatton und Blanc beschrieben Einschlüsse in den Erythrozyten eines Geckos (*Tarentola mauritanica*) und hielten diese für eine neue Art eines Blutparasiten, *Pirhemocytos tarantolae* (Telford u. Jacobson 1993). Erst 1966 demonstrierten Stehbens und Johnston, daß es sich um ein iridovirusähnliches Virus handelt. Mittlerweile wurden intraerythrozytäre Einschlüsse in verschiedensten Echten und Schlangen nachgewiesen (Paperna u. Alves de Matos 1993; Johnsrude et al. 1997; Telford u. Jacobson 1993). Die experimentelle Infektion von Eidechsen gelang (Alves de Matos et al. 1995, Alves de Matos et al. 2002). Weitere Iridoviren konnten aus Tupfern und Kotproben von Chamäleons angezüchtet werden (Drury et al. 2002). Ein eindeutiges Krankheitsbild war den Virusnachweisen jedoch nicht zuzuordnen. Junge Baumpythonen (*Chondropython viridis*) zeigten Entzündungen des Rachenraumes und der Leber, aus denen ein Iridovirus isoliert werden konnte. Es

wurde nach elektronenmikroskopischer Untersuchung und Sequenzierung als Vertreter des Genus Ranavirus charakterisiert (Hyatt et al. 2002).

Erst vor kurzem wurden Iridoviren des Genus Iridovirus aus Echsen isoliert. Das Genus Iridovirus wurde bis dahin nur in Insekten nachgewiesen, es scheint sich also hier um einen Wirtswechsel zu handeln (Just et al. 2001, Marschang et al. 2002). Interessanterweise konnten diese Viren häufig im Zusammenhang mit Hauterkrankungen festgestellt werden (Just et al. 2001, Blahak, unveröffentlichte Daten 2003).

Eine Veröffentlichung berichtet über eine von iridovirusähnlichen Partikeln hervorgerufene Hepatitis bei einer Griechischen Landschildkröte (*Testudo hermanni*, Heldstab u. Bestetti 1982). Die erste Beschreibung einer seuchenhaften Verlaufsform einer Iridovirusinfektion mit Stomatitis und Pneumonie stammt von Müller et al. aus dem Jahr 1988. Histologisch und elektronenmikroskopisch wurden Iridoviren nachgewiesen. Auch bei einer Gopherschildkröte (*Gopherus polyphemus*) mit gleicher Symptomatik konnten iridovirustypische Einschlußkörperchen nachgewiesen werden (Westhouse et al. 1996). Die erste Isolation eines Iridovirus gelang 1998 Marschang et al. aus an Stomatitis erkrankten Griechischen Landschildkröten (*T. hermanni*). Das Virus vermehrte sich bei 28°C in allen eingesetzten Zellkulturen, aber nicht bei 37°C. Die Sequenzierung des Major Capsid Proteins zeigte eine Verwandtschaft zum Genus Ranavirus auf. Ähnliche Symptome zeigten Sternschildkröten (*Geochelone platynota*), aus denen ebenfalls Iridovirus angezüchtet und mittels PCR und Sequenzierung als Ranavirus identifiziert werden konnte (Johnson et al. 2004). Aus einer Weichschildkröte (*Trionyx sinensis*) konnte ein Iridovirus angezüchtet werden, daß im Infektionsversuch eine Pathogenität für Weichschildkröten zeigte (Chen et al. 1999)

Häufig finden sich bei einer Iridovirusinfektion basophile intrazytoplasmatische Einschlußkörperchen im Gewebe. Zum Nachweis können die Viren auf Reptilienzellkulturen bei 28°C angezüchtet werden. Die Bestätigung kann über Elektronenmikroskop oder PCR erfolgen. Hierbei können, je nach gesuchtem Genus, verschiedene PCRs zum Einsatz kommen (Just et al. 2001, Mao et al. 1997). Antikörpernachweise mit Hilfe eines SNT sind durchführbar, werden allerdings noch nicht routinemäßig verlangt.

## **Herpesviridae**

Herpesviren wurden bei Schlangen nur selten beschrieben und noch nicht isoliert. Herpesviruspartikel wurden zufällig in den Giftdrüsen von verschiedenen Kobraarten (*Naja naja* und *N. n. kaouthia*) sowie beim Krait (*Bungarus fasciatus*) entdeckt (Monroe et al, 1968, Simpson et al 1979). Eine Anzucht auf Zellkultur war jedoch nicht möglich, da das Gift die Zellen zerstörte. Bei den Schlangen selbst waren keine Symptome vorhanden. Herpesvirusähnliche Partikel wurden im Zusammenhang mit mehreren Todesfällen in der Leber bei jungen Boas entdeckt, allerdings nicht bei allen der untersuchten Jungtiere (Hauser et al. 1983). Ebenso konnten bei einer Äskulapnatter (*Elaphe longissima*) herpesvirusverdächtige Partikel im Darmtrakt nachgewiesen werden. Gleichzeitig wurden jedoch noch andere Viren gefunden, so daß die Bedeutung der Herpesviren unklar bleibt (Heldstab und Bestetti 1984). Keines dieser Viren wurde angezüchtet.

Aus Organzellkulturen eines Grünen Leguans (*Iguana iguana*) konnte ein Herpesvirus isoliert werden, das auf andere Grüne Leguane übertragen werden konnte, ohne jedoch zu offensichtlichen Krankheitsanzeichen bei den infizierten Tieren zu führen (Clark und Karzon 1972, Zeigel und Clark 1972). Dagegen wurde in späteren Jahren ein Herpesvirusausbruch mit Todesfolge in einer Gruppe von

Grünen Leguanen festgestellt (Frye et al. 1977). Bei zwei Tieren aus einer Gruppe von neun Siedleragamen (*Agama agama*) wurden herpesvirustypische Einschlußkörperchen nachgewiesen (Watson 1993), möglicherweise handelt es sich hier um einen Zufallsbefund. Mit deutlicher Symptomatik war dagegen der Nachweis von Herpesviren bei Schildchsen (*Gerrhosaurus major* und *G. nigrilineatus*) verbunden. Die Tiere zeigten Stomatitis, Herpesvirus-DNA konnte aus den veränderten Bereichen mittels PCR nachgewiesen werden (Wellehan et al. 2004). Ein weiteres Herpesvirus konnte molekularbiologisch aus einem Chuckwalla (*Sauromalus varius*) dargestellt werden. Die Nukleinsäuren dieser Viren konnten in die Gruppe der Alphaherpesvirinae eingeordnet werden und zeigten nur geringe Verwandtschaft mit bekannten Viren (Wellehan et al. 2003).

Bei Schildkröten gehören Herpesviren zu den am häufigsten nachgewiesenen Viren, die zu schweren Krankheitsausbrüchen führen können.

Mehrere Einzelberichte über Herpesvirusinfektionen liegen bei Wasserschildkröten (*Clemmys marmorata*, *Chrysemys picta*, *Gratemys pseudogeographica* und *G. barbouri*) vor. Herpesvirustypische Einschlußkörperchen wurden in verschiedenen Organen gefunden, eine Isolation erfolgte nicht (Cox et al. 1980, Frye et al. 1977, Jacobson et al. 1982).

In den USA werden intensiv die Herpesvirusinfektionen der Meeresschildkröten untersucht. Mehrere Krankheitsbilder scheinen auf verschiedene Herpesvirusstämme zurückzuführen zu sein. 1975 wurde die Graufleckenkrankheit der Suppenschildkröten (*Chelonia mydas*) in einer Aufzuchtstation entdeckt (Rebell et al. 1975). Heranwachsende Schildkröten entwickelten graue Nekroseherde in der Haut, in denen sich elektronenmikroskopisch Herpesviruspartikel darstellen ließen. Mit bakterienfreier Virussuspension konnte die Krankheit über kleine Kratzwunden übertragen werden. Niedrige Wassertemperaturen hemmen den Verlauf der Erkrankung (Haines und Klees 1977).

Suppenschildkröten (*Chelonia mydas*) waren auch Opfer eines seuchenhaften Krankheitsausbruches mit respiratorischen Erscheinungen auf einer Schildkrötenfarm. Herpesviren konnten elektronenmikroskopisch und in Kultur nachgewiesen werden (Lung, Eye and Trachea Disease, Jacobson et al. 1986). Neuere genetische Untersuchungen plazieren den Erreger in die Gruppe der Alphaherpesvirinae (Coberley et al. 2002).

Besonderes Augenmerk wird auf die Fibropapillomatose gerichtet, da sie die Bestände wildlebender Meeresschildkröten stark bedroht. Von dieser Erkrankung sind nicht nur Suppenschildkröten (*Chelonia mydas*) betroffen, sondern auch Unechte Karettschildkröten (*Caretta caretta*), Bastardschildkröten (*Lepidochelys olivaceus*) und Flatback-Schildkröten (*Natator depressus*, Herbst 1994). Die Schildkröten bilden warzenähnliche Hautwucherungen aus, die von verschiedensten Hautbereichen, inneren Organen und Augenhäuten ausgehen können (Brooks et al. 1992). Die Hautpapillome können wieder abheilen, aber vor allem die in der Nähe der Augen befindlichen oder aus den Augenhäuten gebildeten Wucherungen behindern die Tiere erheblich in ihrer Orientierung und Futteraufnahme. Schildkröten mit Fibropapillomatose haben signifikant höhere Kortisonspiegel und niedrigere Lymphozytenwerte, ein Hinweis auf einen chronischen Stresszustand mit erhöhter Krankheitsanfälligkeit (Aguirre et al. 1995), was auch andere Untersuchungen belegen (Work et al. 2001, Cray et al. 2001). Die Ursache der Erkrankung ist noch nicht eindeutig bestimmt, allerdings verlief eine Übertragung mittels zellfreier Tumorgewebssuspension erfolgreich (Herbst et al. 1995). Von mehreren Autoren wurden Herpesviruspartikel bzw. DNA in den Tumoren nachgewiesen, wohingegen in



Schildkröten ohne Fibropapillome keine herpesvirale DNA gefunden wurde (Jacobson et al. 1991, Quackenbush et al. 1998, Quackenbush et al. 2001, Lu et al. 2000, Lu et al. 2003). Die Isolation des Erregers gelang jedoch noch nicht. Eine molekularbiologische Einordnung konnte aufgrund der vorliegenden Daten in die Gruppe der Alphaherpesvirinae vorgenommen werden. Ein ursächlicher Zusammenhang zwischen ebenfalls häufig nachgewiesenen Trematodeneiern und den Papillomen konnte durch serologische Untersuchungen und statistische Analysen (z.B. Herbst et al. 1998) ausgeschlossen werden. Allerdings scheinen bestimmte marine Blutegel (*Ozobranchus* spp.) als Vektoren für die Übertragung des Herpesvirus zu fungieren (Greenblatt et al. 2004).

Die Herpesvirusinfektion der Landschildkröten stellt in Europa die wichtigste virale Erkrankung der Schildkröten dar.

Die erste Beschreibung der typischen diphtheroiden Stomatitis erfolgte bereits 1976 von Holt und Cooper, die damals allerdings noch eine bakterielle Infektion vermuteten. Später fanden Cooper et al. herpesvirusähnliche Partikel bei Maurischen Landschildkröten mit Stomatitis (Cooper et al. 1988). Fast gleichzeitig wurden Fälle von herpesvirusinduzierter Stomatitis bei verschiedenen Landschildkröten licht- und elektronenmikroskopisch dokumentiert (Braune et al. 1989, Heldstab und Bestetti 1989, Lange et al. 1989, Müller et al. 1990). Die ersten Viren wurden 1992 isoliert (Biermann und Blahak, 1993, Kabisch und Frost, 1994). Mittlerweile gibt es Nachweise von Herpesvirusinfektionen aus Beständen in nahezu ganz Europa (Marschang et al. 2001, Hervas et al. 2002, Kübber-Heiss et al. 1999, Muro et al. 1998, Drury et al. 1999). Auch in den USA wurden Herpesviren verbunden mit derselben Symptomatik nachgewiesen (Pettan-Brewer et al. 1996, Origgi et al. 2002).

In wildlebenden Griechischen Landschildkröten (*Testudo hermanni*) konnten bis jetzt noch keine Viren oder Antikörper gefunden werden (Mathes et al. 2001), aber bei wildlebenden Maurischen Landschildkröten (*Testudo graeca*) in der Türkei konnten Antikörper nachgewiesen werden (Marschang und Schneider, 2002). Das deckt sich mit der Hypothese zur Einschleppung der Seuche in Privatbestände und Zoos, wonach Maurische Landschildkröten dafür verantwortlich sein sollen. Diese Art erweist sich auch als stabil gegenüber der Virusinfektion, entwickelt gute Antikörpertiter und überlebt relativ häufig (Blahak, 2000), ebenso wie die Breitrandschildkröten (*Testudo marginata*). Besonders sensitiv sind dagegen Griechische Landschildkröten und Russische Landschildkröten (*Agrionemys horsfieldii*) sowie verschiedene Exoten wie Strahlenschildkröten (*Astrochelys radiata*) oder Pantherschildkröten (*Geochelone pardalis*). Die unterschiedliche Empfindlichkeit wird auch bei einem Bericht von einem gemischten herpesvirusinfizierten Import Argentinischer Landschildkröten (*Geochelone chilensis*) und Köhlerschildkröten (*Geochelone carbonaria*) in die USA deutlich, wobei die Argentinischen Landschildkröten starben und die Köhlerschildkröten überlebten (Jacobson et al. 1985).

Ein Infektionsversuch mit Herpesvirusisolaten führte bei den inokulierten Maurischen Landschildkröten zur typischen Symptomatik und zur Serokonversion, damit sind zumindest für diese Art und für die getesteten Isolate die Koch'schen Postulate erfüllt (Origgi et al. 2004). Es gibt unterschiedliche Stämme, die auch bei den einzelnen Arten unterschiedlich pathogen wirken. Erste Untersuchungen zur Charakterisierung wurden von Biermann (1995) vorgenommen. Bereits hier konnten serologische Unterschiede dargestellt werden, die Marschang et al. (1997) bestätigten. Die Untersuchung des Restriktionsenzymprofils zeigte weitere Differenzen auf

(Marschang et al. 1997, Blahak und Tornede 2004). Die Entwicklung von PCRs auf der Grundlage verschiedener Isolate führte ebenfalls zu der Erkenntnis, daß nicht alle diese PCRs in der Lage sind, sämtliche Virusisolate zu erkennen (Teifke et al. 2000, Murakami et al. 2001, Marschang et al. 2003, Blahak und Tornede 2004), was wiederum auf das Vorhandensein unterschiedlicher Stämme hinweist. Erste partielle Sequenzierungen plazieren die untersuchten Isolate in die Gruppe der Alphaherpesvirinae (Soares et al. 2004).

Die Infektion beginnt bei den Schildkröten mit Speichelfluß, Nasenausfluß und Inappetenz. Es bilden sich dicke Beläge in Maul und Rachenhöhle, gelegentlich treten auch Diarrhoe oder zentralnervöse Störungen auf. Empfängliche Tiere sterben meist innerhalb weniger Tage, überlebende Tiere entwickeln Antikörper, die nach einigen Wochen im Serum nachweisbar sind (SNT, z.B. Frost und Schmidt 1997). In neuerer Zeit wurde ein ELISA entwickelt (Origgi et al. 2001). Bei Herpesvirusinfektionen kann man auch bei Reptilien davon ausgehen, daß die Viren latent vorhanden bleiben und durch Streßfaktoren wieder aktiviert werden können. Die Schildkröten erscheinen klinisch unauffällig, können aber wieder erkranken und erneut Virus ausscheiden (Blahak, 2000). Die Übertragung erfolgt horizontal; ob eine vertikale Übertragung möglich ist, ist noch unklar.

Die Inkubationszeit ist variabel. Es kann innerhalb von Tagen nach Kontakt mit einer infizierten Schildkröte zum Ausbruch kommen, es kann aber auch Monate dauern, wenn das Überträgertier selbst immunkompetent ist und zunächst einen guten Antikörperspiegel aufweist, der Virusvermehrung und –ausscheidung verhindert.

Die Diagnosestellung erfolgt am besten über den Virusnachweis in der Zellkultur (z.B. Turtle Heart Cells, TH-1, bei 28 °C), wobei Organmaterial eines Sektionstieres oder ein Rachtentupfer, der in etwas NaCl feucht gehalten wird, eingesetzt wird. Der typische cpE, eine elektronenmikroskopische oder molekularbiologische Untersuchung dienen zur Bestätigung. Bei Einsatz einer PCR zur Untersuchung von Organmaterial oder Zellkulturüberstand muß jedoch darauf geachtet werden, daß nicht alle beschriebenen PCR-Verfahren sämtliche Stämme erkennen, das ist nur mit der PCR nach Vandevanter et al. (1996) oder einer Modifikation der PCR nach Teifke et al. (2000) möglich (Blahak und Tornede 2004). Das Anfärben eines Zungenabklatsches auf einem Objektträger ermöglicht den Nachweis der typischen Einschlußkörperchen, ist aber von dem Vorhandensein von genügend Epithelzellen abhängig und nur im positiven Fall beweisend. Die histologische Untersuchung eines Sektionstieres kann bei vorhandenen Antikörpern ebenfalls Hinweise auf eine Herpesvirusinfektion geben.

Die Untersuchung einer Blutprobe auf Antikörper ist bei Vorliegen eines akuten Krankheitsgeschehens nicht sinnvoll, da neu infizierte Tiere zu diesem Zeitpunkt noch keine Antikörper aufweisen. Antikörpernachweise sollten bei Fundtieren oder Zukaufstieren vorsichtshalber vorgenommen werden, um deren Infektionsstatus zu erfahren, bevor diese in einen neuen Bestand integriert werden. Diese Untersuchungen werden zunehmend als Routinediagnostik in Anspruch genommen (SVUA Detmold: 670 Seren in 2003). Dabei sollten mindestens zwei serologisch unterschiedliche Stämme getestet werden. Außerdem sollten die Neuerwerbungen während und in den ersten Wochen nach dem ersten Winterschlaf von den übrigen Tieren getrennt gehalten werden, da erfahrungsgemäß in dieser Zeit der abgesenkten Immunabwehr eine eventuell vorhandene Herpesvirusinfektion wieder reaktiviert werden kann.

- 1 AGUIRRE, A.A.L., G.H. BALAZS, T.R. SPRAKER und T.S. GROSS: Adrenal and hematological responses to stress in juvenile Green Turtles (*Chelonia mydas*) with and without fibropapillomas, *Phys. Zool.* 68(5), 831-854 (1995)
- 2 AHNE, W. J. ADRIAN und A. MAYR: Replication of reptilian paramyxovirus in avian host systems, *J. Vet. Med. B* 46, 57-62 (1999)
- 3 AHNE, W. und W.J. NEUBERT: Antigenetic relationship between three pleomorphic RNA viruses isolated from different snakes, *Herpetopathologia* 1(2), 65-72 (1989)
- 4 AHNE, W. und W.J. NEUBERT: Isolation of paramyxovirus-like agents from Teju (*Callisotes maculatus*) and Python (*Python regius*), *Proc. 2nd Inter. Symp. Vir. Lower Vert.*, 29.-31.7.1991 in Corvallis, Oregon, USA, 203-210 (1991)
- 5 AHNE, W., I. THOMSEN und J. WINTON: Isolation of a reovirus from the snake Python regius, *Arch. Virol.* 94, 135-139 (1987)
- 6 AHNE, W., W.J. NEUBERT und I. THOMSEN: Reptilian viruses: isolation of myxovirus-like particles from the snake *Elaphe oxycephala*, *J. Vet. Med. B* 34, 607-612 (1987)
- 7 AHNE, W., W.N. BATTS, G.KURATH und J.R. WINTON: Comparative sequence analyses of sixteen reptilian paramyxoviruses, *Virus Res.* 63(1-2), 65-74 (1999)
- 8 ALVES DE MATOS, A.P., H.D. ROSA, R. GODINHO und I. PAPERNA: Erythrocytic virus of *Lacerta schreiberi* (Bedraga, 1878). Preliminary transmission experiments, *Proc. 5th. Inter. Coll. Path. Rept. Amph.*, 31.3.-2.4.1995 Alphen aan den Rijn, Niederlande, 17 (1995)
- 9 ALVES DE MATOS, A.P., I. PAPERNA und E. CRESPO: Experimental infection of lacertids with lizard erythrocytic viruses, *Intervirology* 45(3), 150-159 (2002)
- 10 AXTHELM, M.: Viral encephalitis of Boid snakes, *3rd Inter. Coll. Path. Rept. Amph.*, Orlando, Florida, 13.-15.1.1989, 25 (1989)
- 11 BARLOUGH, J.E., D.O. MATSON, D.E. SKILLING, T. BERKE, E.S. BERRY, R.F. BROWN und A.W. SMITH: Isolation of reptilian calicivirus *Crotalus* type 1 from feral pinipeds, *J.Wildl. Dis.* 34(3), 451-456 (1998)
- 12 BENKÖ, M. P. ELÖ, K. URSU, W. AHNE, S.E. LaPATRA, D. THOMSON und B. HARRACH: First molecular evidence for the existence of distinct fish and snake adenoviruses, *J. Virology*, 76 (19), 10056-10059 (2002)
- 13 BIERMANN, R. und S. BLAHAK: First isolation of a herpesvirus from tortoises with diphtheroid-necrotizing stomatitis, *2nd World Cong. Herp.*, Adelaide, 29.12.1993 - 6.1.1994, 27 (1993)
- 14 BIERMANN, R.: Isolierung und Charakterisierung von Herpesviren bei Landschildkröten, *Vet. med. Diss. Justus-Liebig-Universität Gießen* (1995)
- 15 BLAHAK, S. und S. WELLEN: Investigations on the epidemiology of paramyxovirus infections in snakes, *Proc. 5th Inter. Coll. Path. Rept. Amph.*, 31.3.-2.4.1995, Alphen aan den Rijn, Niederlande, 1-8 (1995)
- 16 BLAHAK, S., I. OTT und E. VIELER: Comparison of 6 different reoviruses of various reptiles, *Vet. Res.* 26, 470-476 (1995)
- 17 BLAHAK, S., T. GÖBEL, D.J. ALEXANDER und R. MANVELL: Some investigations of the occurrence of paramyxoviruses in snakes, *4th Inter. Coll. Path. Rept. Amph.* 27. - 29.9.91, Bad Nauheim, 17-24 (1991)
- 18 BLAHAK, S.: Isolation and Characterization of paramyxoviruses from snakes and their relationship to avian paramyxoviruses, *J. Vet. Med. B* 42, 216-224 (1995)
- 19 BLAHAK, S.: Isolations of new paramyxo- and adenoviruses from snakes and a reovirus from an iguana, *2nd World Cong. Herp.*, Adelaide, Australien, 29.12.1993-6.1.1994, 29-30

- 20 BLAHAK, S.: Untersuchungen zum Vorkommen von Paramyxoviren bei Schlangen und Charakterisierung ausgewählter Isolate, Vet. Med. Diss Justus-Liebig-Universität Gießen (1994)
- 21 BLAHAK, S., I. Ott und E. Vieler: Comparison of 6 different reoviruses of various reptiles, Vet. Res. 26, 470-476 (1995)
- 22 BLAHAK, S.: Virusinfektionen bei Reptilien, Prakt. Tierarzt 81:2, 92-112 (2000)
- 23 BLAHAK, S. und C. TORNEDE: Comparison of 35 herpesvirus strains from 6 different species of tortoises, 7th Inter. Symp. Path. Med. Rept. Amph., Berlin 16-18. April, (2004)
- 24 BOYER, T.H., M.M. GARNER und E.R. JACOBSON: Intranuclear inclusion disorder in *Morelia* spp., Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet. 85-88 (2000)
- 25 BOYER, T.H. und F.L. FRYE: Suspected andenoviral hepatitis transmission from juvenil to adult Bearded dragons, *Pogona vitticeps*, Assoc. Rept. Amph. Vet., 69-71 (2000)
- 26 BRAUNE, S., V. GEISS und W. THIEL: Eine neue durch Herpesviren verursachte Erkrankung bei Landschildkröten, Tierärztl. Prax. 17, 416-419 (1989)
- 27 BROOKS, D.E., P.E. GINN, T.R. MILLER, L. BRAMSON und E.R. JACOBSON: Ocular fibropapilloma of Green turtles (*Chelonia mydas*), Vet. Pathol. 31, 335-339 (1994)
- 28 BURTON, A.N., J. MCLINTOCK und J.G. REMPEL: Western Equine Encephalitis virus in Saskatchewan Garter Snakes and Leopard Frogs, Science 154, 1029-1031 (1966)
- 29 CARLISLE-NOWAK, M.S., N. SULLIVAN, M. CARRIGAN, C. KNIGHT, C. RYAN und E.R. JACOBSON, Inclusion body disease in two captive Australian pythons (*Morelia spilota variegata* and *M. sp. spilota*), Aust. Vet. J. 76(2), 98-100 (1998)
- 30 CAUSEY, O.R., R.E. SHOPE und G. BENSABATH: Marco, Timbo and Chaco, newly recognized arboviruses from lizards in Brazil, Amer. J. Trop. Med. Hyg. 15, 239-243 (1966)
- 31 CHEN, Z:X., J.C. ZHENG und Y.L. JIANG: A new iridovirus isolated from soft-shelled turtle, Virus re. 63(1-2), 147-151 (1999)
- 32 CLARK, H.F., F.S. LIEF, P.D. LUNGER, D. WATERS, P. LELOUP, D.W. FOELSCH und R.W. WYLER: Fer de Lance virus (FDLV): a probable paramyxovirus isolated from a reptile, J. gen. Virol. 44, 405-418 (1979)
- 33 CLARK, H.F. und D.T. KARZON: Iguana virus, a herpes-like virus isolated from cultured cells of a lizard, *Iguana iguana*, Inf Immun. 5(4), 559-569 (1972)
- 34 CLARK, H.F., F.S. LIEF, P.D. LUNGER, D. WATERS, P. LELOUP, D.W. FOELSCH und R.W. WYLER: Fer de Lance virus (FDLV): a probable paramyxovirus isolated from a reptile, J. gen. Virol. 44, 405-418 (1979)
- 35 CLARK, H.F., M.M. COHEN und P.D. LUNGER: Comparative characterization of a C-Type virus-producing cell line (VSW) and a virus free cell line (VH2) from *Vipera russelli*, J. Nat. Canc. Inst. 51, 645-657 (1973)
- 36 COBERLEY, S.S. R. C. CONDIT, L:H. HERBST und P.A. KLEIN: Identification and expression of immunogenic proteins of a disease-associated marine turtle herpesvirus, J. Virol. 76(20), 10553-8 (2002)
- 37 COOPER, J.E., S. GSCHMEISSNER und P.E. HOLT: Viral particles in a papilloma from a green lizard (*Lacerta viridis*), Lab. Anim. 16, 12-13 (1982)
- 38 COOPER, J.E., S. GSCHMEISSNER und R.D. BONE: Herpes-like virus particles in necrotic stomatitis of tortoises, Vet. Rec., 544 (1988)
- 39 COX, W.R., W.A. RAPLEY und I.K. BARKER: Herpesvirus-like infection in a painted turtle, J. Wildl. Dis. 16(3), 445-449 (1980)

- 40 CRAY, C. R. WARELLA, G.D. BOSSART und P. LUTZ: Altered in vitro immune responses in Green turtles (*Chelonia mydas*) with Fibropapillomatosis, *J. Zoo Wildl. Med.* 32(4), 436-440 (2001)
- 41 DUNCAN, R., J. CORCORAN, J. SHOU und D. STOLTZ: Reptilian reovirus: a new fusogenic orthoreovirus species, *Virology* 319, 131-140 (2004)
- 42 DRURY, S.E.N., R.E. GOUGH, A.V. KAY und S.D.J MCARTHUR: Detection and isolation of a herpesvirus from a Spur-thighed tortoise (*Testudo graeca*) in the UK, *Vet. Rec.*, 145, 586-588 (1999)
- 43 DRURY, S.E.N., R.E. GOUGH und I. CALVERT: Detection and isolation of an iridovirus from chameleons (*Chamaeleo quadricornis* and *Chamaeleo hoehnelli*) in the United Kingdom, *Vet. Rec.*, 150, 451-452 (2002)
- 44 FARKAS, S. L. , M. BENKÖ, P. ELÖ, K. URSU, A. DAN, W. AHNE und B. HARRACH: Genomic and phylogenetic analyses of an adenovirus isolated from a corn snake (*Elaphe guttata*) imply a common origin with members of the proposed new genus *Atadenovirus*, *J. Gen. Virology*, 83, 2403-2410 (2002)
- 45 FLEMING, G.J., D. J. HEARD, E.R. JACOBSON und C. BUERGELT: Cytoplasmic inclusions in Corn snakes *Elaphe guttata*, resembling inclusion body disease of boid snakes, *J. Herp. Med. Surg.* 13 (2), 18-22 (2003)
- 46 FOELSCH, D.W. und P. LELOUP: Fatale endemische Infektion in einem Serpentarium, *Tierärztl. Prax.* 4, 527-536 (1976)
- 47 FRANKE J, S. ESSBAUER, W. AHNE und S. BLAHAK: Identification and molecular characterization of 18 paramyxoviruses isolated from snakes, *Virus Res.* 67-74 (2001)
- 48 FROST, J.W. und A. SCHMIDT: Serological evidence of susceptibility of various species of tortoises to infections by herpesvirus, *Verh. ber. Erkr. Zootiere* 38, 25-27 (1997)
- 49 FRYE, F. L.: Fungal, actinomycete, bacterial, rickettsial and viral diseases, in: *Reptile Care*, Vol. I, 101-160 (1991)
- 50 FRYE, F.L., L.S. OSHIRO, F.R. DUTRA und J.D. CARNEY: Herpesvirus-like infection in two pacific pond turtles, *J. Amer. Vet. Med. Assoc.* 171(9), 882-884 (1977)
- 51 GABRISCH, K. UND P. ZWART: Schildkröten, in: *Krankheiten der Heimtiere*, Schlütersche Verlagsanstalt Hannover, 663-750 (1995)
- 52 GRAVENDYCK, M., P. AMMERMAN, R.E. MARSCHANG und E.F. KALETA: Paramyxoviral and reoviral infections of iguanas on Honduran Islands, *J. Wildl. Dis.* 34(1), 33-38 (1998)
- 53 GREENBLATT, R.J. , T.M. WORK, G.H. BALAZS, C.A. SUTTON, R.N. CASEY und J.W:CASEY: The Ozobranchus leech is a candidate mechanical vector for the fibropapillome-associated turtle herpesvirus found latently infecting skin tumors on Hawaiian green turtles (*Chelonia mydas*), *Virology*, 30, 321(1), 101-110 (2004)
- 54 HAINES, H. und W.C. KLEESE: Effect of water temperature on a herpesvirus infection of sea turtles, *Inf. Immun.*, 765-759 (1977)
- 55 HARPER, P.A.W., D.C. HAMMOND und W.P. HEUSCHELE: A herpesvirus-like agent associated with a pharyngeal abscess in a Desert tortoise, *J. Wildl. Dis.* 18(4), 491-494 (1982)
- 56 HAUSER, B., F. METTLER und A. RÜBEL: Herpsvirus-like infection in two young boas, *J. Comp. Path* 93, 515-519 (1983)
- 57 HELDSTAB, A. und G. BESTETTI: Herpesviridae causing glossitis and meningoencephalitis in land tortoises (*Testudo hermanni*), *Herpetopathologia* 1(2), 5-9 (1989)

- 58 HELDSTAB, A. und G. BESTETTI: Spontaneous viral hepatitis in a Spur-tailed Mediterranean Land Tortoise (*Testudo hermanni*), J. Zoo An. Med. 13, 113-120 (1982)
- 59 HELDSTAB, A. und G. BESTETTI: Virus associated gastrointestinal diseases in snakes, J. Zoo An. Med. 15, 118-128 (1984)
- 60 HELDSTAB, A., R. BERGER und G. BESTETTI: Demonstration of virus, *Chlamydiae* and *Cryptosporidae* in snake gastroenteritis, Herpetopathologia I(1), 101-107 (1989)
- 61 HERBST, L.H. und P.A. KLEIN: Green turtle fibropapillomatosis: Challenges to assessing the role of environmental cofactors, Environ. Health Perspec. 103(4), 27-30 (1995)
- 62 HERBST, L.H., E.C. GREINER, L.M. EHRHART, D.A. BAGLEY und P.A. KLEIN: Serological association between spirorchidiasis, herpesvirus infection, and fibropapillomatosis in Green turtles from Florida, J. Wildl. Dis. 34(3), 496-507 (1998)
- 63 HERBST, L.H., E.R. JACOBSON, R. MORETTI, T. BROWN, J.P. SUNDBERG und P.A. KLEIN: Experimental transmission of green turtle fibropapillomatosis using cell-free tumor extracts, Dis. aquat. Org. 22, 1-12 (1995)
- 64 HERBST, L.H.: Fibropapillomatosis of marine turtles, Ann. Rev. Fish Dis. 4, 389-425 (1994)
- 65 HERNIOU, E., J. MARTIN, K. MILLER, J. COOK, M. WILKINSON und M. TRISTEM: Retroviral diversity and distribution in vertebrates, J. Virol. 72(7), 5955-5966 (1998)
- 66 HERVAS, J. P.J. SANCHEZ-CORDON, F. CHACON DE LARA, L. CARRASCO und J.C. GOMEZ-VILLAMANDOS: hepatitis associated with herpes viral infection the tortoise (*Testudo horsfieldii*), J. Vet. Med. B 49, 111-114 (2002)
- 67 HOGE, A.Y.A., S. TUCKER und D.S. Williams: Spontaneous renal tumors in *Bothrops moojeni*. Proc. Fifth. Int. Coll. Pathol. Rept. Amphib. 283-285 (1995)
- 68 HOLT, P.E. und J.E. COOPER: Stomatitis in the Greek tortoise (*Testudo graeca*), Vet. Rec., 156 (1976)
- 69 HOMER, B.L., J.P. SUNDBERG, J.M. GASKIN, J. SCHUMACHER und E.R. JACOBSON: Immunoperoxidase detection of ophidian paramyxovirus in snake lung using a polyclonal antibody, J. Vet. Diagn. Invest. 7(1), 72-77 (1995)
- 70 HORNER, R.F.: Poxvirus in farmed Nile crocodiles, Vet. Rec. 122, 459-462 (1988)
- 71 HUCHZERMEYER, F.W., K.D. HUCHZERMEYER und J.F. PUTTERILL: Observations on a field outbreak of pox virus infection in young Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*), J. S. Afr. Vet. Assoc. 62(1), 27-29 (1991)
- 72 HYATT, A.D., M. WILLIAMSON, B.E.H. COUPAR, D. MIDDLETON, S.G. HENGSTBERGER, A.R. GOULD, P. SELLECK, T.G. WISE, J. KATTENBELT, A.A.CUNNINGHAM und J. LEE: First identification of a Ranavirus from Green Pythons (*Chondropython viridis*), J. Wildl. Dis 38(2), 239-252 (2002)
- 73 IPPEN, R., MLADENOV, Z. und A. KONSTANTINOV: Leukose mit elektronenoptischem Virusnachweis bei zwei Abgottschlangen (*Boa constrictor*), Schweiz. Arch. Tierheilkd. 120, 357-368 (1978)
- 74 JACKSON, O.F. und J.R. NEEDHAM: Rhinitis and virus antibody titres in chelonians, J. Small Anim. Pract. 24, 31-36 (1983)
- 75 JACOBSON, E.R. u. C.H. GARDINER: Adeno-like virus in esophageal and tracheal mucosa of a Jackson's chameleon (*Chamaeleo jacksoni*), Vet. Pathol 27, 210-212

- 76 JACOBSON, E.R. und J.M. GASKIN: Paramyxoviral infections of snakes: An historical overview, 3rd Inter. Coll. Path. Rept. Amph. 13. - 15.1. 89, Orlando, Florida, 15-16 (1989)
- 77 JACOBSON, E.R. und S.R. TELFORD: Chlamydial and Poxvirus infections of circulating monocytes of a Flap necked chameleon (*Chamaeleo dilepis*), J. Wildl. Dis. 26(4), 572-577 (1990)
- 78 JACOBSON, E.R., C. BUERGELT, B. WILLIAMS und R.K. HARRIS: Herpesvirus in cutaneous fibropapillomas of the Green turtle *Chelonia mydas*, Dis. aquat. Org. 12, 1-6 (1991)
- 79 JACOBSON, E.R., C.H. GARDINER und C.M. FOGGIN: Adenovirus-like infection in two Nile crocodiles, J. Amer. Vet. Med. Ass. 185, 1421-1422 (1984)
- 80 JACOBSON, E.R., H.P. ADAMS, T.W. GEISBERT, S.J. TUCKER, B.J. HALL und B.L. HOMER: Pulmonary lesions in experimental ophidian paramyxovirus pneumonia of Aruba Island rattlesnakes, *Crotalus unicolor*, Vet. Pathol. 34(5), 450-459 (1997)
- 81 JACOBSON, E.R., J. GASKIN, S. CLUBB und M.B. CALDERWOOD: Papilloma-like virus infection in Bolivian side-neck turtles, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 181, 1325-1328 (1982)
- 82 JACOBSON, E.R., J.A. POPP, R.P. SHIELDS und J.M. GASKIN: Poxlike skin lesions in captive Caimans, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 175, 937-940 (1979)
- 83 JACOBSON, E.R., J.C. SEELY und M.N. NOVILLA: Lymphosarcoma associated with virus-like intranuclear inclusions in a California King Snake (*Colubridae: Lampropeltis*), J. Nat. Canc. Inst. 65(3), 577-579 (1980)
- 84 JACOBSON, E.R., J.M. GASKIN und C.H. GARDINER: Adenovirus-like infection in a boa constrictor, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 187, 1226-1227 (1985)
- 85 JACOBSON, E.R., J.M. GASKIN und H. WAHLQUIST: Herpesvirus-like infection in map turtles, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 181(11), 1322-1324 (1982)
- 86 JACOBSON, E.R., J.M. GASKIN, C.F. SIMPSON und T.G. TERRELL: Paramyxovirus-like virus infection in a Rock Rattlesnake, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 177(9), 796-799 (1989)
- 87 JACOBSON, E.R., J.M. GASKIN, D. PAGE, W.O. IVERSON und J.W. JOHNSON: Illness associated with paramyxovirus-like virus infection in a zoologic collection of snakes, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 179(11), 1227-1230 (1981)
- 88 JACOBSON, E.R., J.M. GASKIN, J.P. FLANAGAN und R.A. ODUM: Antibody responses of Western Diamondback Rattlesnakes (*Crotalus atrox*) to inactivated Ophidian paramyxovirus vaccines, J. Zoo Wildl. Med. 22(2), 184-190 (1991)
- 89 JACOBSON, E.R., J.M. GASKIN, M. ROELKE, E.C. GREINER und J. ALLEN: Conjunctivitis, tracheitis, and pneumonia associated with herpesvirus infection in Green sea turtles, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 189(9), 1020-1023 (1986)
- 90 JACOBSON, E.R., S. CLUBB, J.M. GASKIN und C. GARDINER: Herpesvirus-like infection in Argentine tortoises, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 187(11), 1227-1229 (1985)
- 91 JACOBSON, E.R., W. KOPIT, F.A. KENNEDY und R.S. FUNK: Coinfection of a Bearded Dragon (*Pogona vitticeps*) with Adenovirus- and Dependovirus-like Viruses, Vet. Pathol. 33:3, 343 - 346 (1996)
- 92 JACOBSON, E.R.: Viruses and viral associated diseases of reptiles, Acta Zoolog. Path. Antverp. 73-90 (1986)
- 93 JACOBSON, E.R., F. ORIGGI, A.P. PESSIER, E.W. LAMIRANDE, I. WALKER, Br. WHITAKER, I.H. STALIS, R. NORDHAUSEN, J.W. OWENS, D.K. NICHOLS, D. HEARD und B. HOMER: Paramyxovirus infection in caiman lizards (*Draecena guianensis*), J. Vet. Diagn. Invest. 13, 143-151 (2001)

- 94 JACOBSON, E.R., J. OROS, S.J. TUCKER, D.P. POLLOC, K.L. KELLEY, R.J. MUNN, B.A. LOCK, A. MERGIA und J.K. YAMAMOTO: Partial characterization of retroviruses from boid snakes with inclusion body disease, *A. J. Vet. Res.* 62(2), 217-224 (2001)
- 95 JACOBSON, E.R., J.M. TROUTMAN, P. GINN, . HERNANDEZ, L. STARK, R. STEPHENS, N. KOMAR und M.L. BUNNING: Outbreak of West Nile Virus in farmed alligators (*Alligator mississippiensis*) in Florida, *Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet.*, 3 (2003)
- 96 JAROFKE, D. und J. LANGE: Reptilien, Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg (1993)
- 97 JOHNSON, A.J., T.M. NORTON, J.F.X. WELLEHAN, A.P. PESSIER, J. SPRATT, N. STEDMAN und E.R. JACOBSON: Iridovirus outbreak in captive Burmese Star tortoises (*Geochelone playnota*), *Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet.*, 143 (2004)
- 98 JOHNSRUDE, J.D., R.E. RASKIN, A.Y. HOGE und G.W. ERDOS: Intraerythrocytic inclusions associated with iridoviral infection in a fer de lance (*Bothrops moojeni*) snake, *Vet. Pathol.* 34(3), 235-238 (1997)
- 99 JUHASZ, A. und W. AHNE: Physicochemical properties and cytopathogenicity of an denovirus-like agent isolated from corn snake (*Elaphe guttata*), *Arch. Virol.* 130, 429-439 (1992)
- 100 JUST, F., S. ESSBAUER, W. AHNE und S. BLAHAK: Occurrence of an invertebrate Iridescent-like virus (*Iridoviridae*) in reptiles, *J. Vet. Med. B*, 48, 685-694 (2001)
- 101 KABISCH, D. und J.W. FROST: Isolation of herpesvirus from *Testudo hermanni* and *Agrionemys horsfieldii*, *Ver.ber.Erkr. Zootiere* 36, 241-245 (1994)
- 102 KIM, D.Y., M.A. MITCHELL, R.W. BAUER, R. POSTON und D.Y. CHO: An outbreak of adenoviral infection in inland bearded dragons (*Pogona vitticeps*) coinfecting with dependovirus and coccidial protozoa (*Isospora sp.*), *J. Vet. Deagn. Invest* 14, 332-334 (2002)
- 103 KINDERMANN, J., A. KUBBER-HEISS, P. KERSCHBAUMER und N. NOWOTNY: Phylogenetic analysis of the L and HN gene of ophidian paramyxoviruses, *Arch. Virol.* 146(5), 1021-35 (2001)
- 104 KLENK, K. und N. KOMAR: Poor replication of West Nile Virus (New York 1999 Strain) in three reptilian and one amphibian species, *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 69(3), 260-262 (2003)
- 105 KÜBBER-HEISS, F. SCHILCHER und K. MÖSTL: Herpesvirusinfektionen bei Landschildkröten in Österreich, *Wien. Tierärztl. Mschr.* 86, 78-82 (1999)
- 106 KURATH, G., W.N. BATTS, W. AHNE und J.R. WINTON: Complete genome sequence of Fer-De-Lance virus reveals a novel gene in reptilian paramyxoviruses, *J. Virol.* 78(4), 2045-56 (2004)
- 107 LANGE, H., W. HERBST, J.M. WIECHERT und T. SCHLIEBER: Elektronenmikroskopischer Nachweis von Herpesviren bei einem Massensterben von griechischen Landschildkröten (*T. hermanni*) und Vierzehenschildkröten (*Agrionemys horsfieldii*), *Tierärztl. Prax.* 17, 319-321 (1989)
- 108 LAMIRANDE, E.W., D.K. NICHOLS, J.W. OWENS, J.M. GASKIN und E.R. JACOBSON: Isolation and experimental transmission of a reovirus pathogenic in ratsnakes (*Elaphe spp.*), *virus Res.* 63(1-2), 135-141 (1999)
- 109 LAWRENCE, K. und J.R. NEEDHAM: Rhinits in long term captive mediterranean tortoises (*Testudo graeca* und *T. hermanni*), *Vet. Rec.* 117, 662-664 (1985)
- 110 LU, Y. Y. WANG, Q. YU, A.A. AGUIRRE, G.H. BALAZS, V.R. NERURKAR und R. YANAGIHARA: Detection of herpesviral sequences in tissues of Green turtles with



- Fibropapilloma by polymerase chain reaction, Arch. Virol. 145(9), 1885-1893 (2000)
- 111 LU, YA., Y. WANG, A.A. AGUIRRE, Z.S. ZHAO, C.Y. LIU, V.R. NERURKAR und R. YANAGIHARA: RT-PCR detection of the expression of the polymerase gene of a novel reptilian herpesvirus in tumor tissues of Green turtles with Fibropapilloma, Arch. Virol. 148(6), 1155-1163 (2003)
- 112 LUNGER, P.D. und H.F. CLARK: Morphogenesis of Fer-De-Lance Virus (FDLV) cultured at sub- (23°C) and supra- (36°C) optimal cell growth temperatures, J. Comp. Path. 89, 281-291 (1979)
- 113 LUNGER, P.D., W.D. HARDY und H.F. CLARK: C-Type virus particles in a reptilian tumor, J. Nat. Canc. Inst. 52(4), 1231-1235 (1974)
- 114 MAO, J., R.P. HEDRICK und V.G. CHINCHAR: Molecular characterization, sequence analysis and taxonomic position of newly isolated fish iridoviruses, Virology, 229, 212-220 (1997)
- 115 MARSCHANG, R. E., H. POSTHAUS, P. WILD, P. STERCHI, E.F. KALETA und L.N. BACCIARINI: Isolation of an irido-like virus from Hermann's tortoises (*Testudo hermanni*), EAZWV, 2nd Scientific meeting, May 21 - 24, Chester, UK, 287-294 (1998)
- 116 MARSCHANG, R.E., M. GRAVENDYCK und E.F. KALETA: Herpesviruses in Tortoises: Investigations into virus isolation and the treatment of viral stomatitis in *Testudo hermanni* and *T. graeca*, J. Vet. Med. B 44, 385-394 (1997)
- 117 MARSCHANG, R.E., M. GRAVENDYCK und E.F. KALETA; New investigations on herpesviruses in tortoises, Verh. Ber. Erkr. Zootiere 38, 29-34 (1997)
- 118 MARSCHANG, R.E., J.W. FROST, M. GRAVENDYCK und E.F. KALETA: Comparison of 16 chelonid herpesviruses by virus neutralization tests and restriction endonuclease digestion of viral DNA, J. Vet. Med. B 48, 393-399 (2001)
- 119 MARSCHANG, R.E.: Isolierung Charakterisierung von Irido-, Herpes- und Reoviren aus Landschildkröten sowie Beschreibung eines nicht charakterisierten zytopathogenen Agens, Diss. Vet. Med. Justus-Liebig-Universität Giessen (1999)
- 120 MARSCHANG, R.E., K. MILDE und M. BELLAVISTA: virus isolation and vaccination of mediterranean tortoises against a chelonic herpesvirus in a chronically infected population in Italy, Tsch. tierarztl. Wschr. 108, 361-400 (2001)
- 121 MARSCHANG, R.E., S. DONAHOE, R. MANVELL und J. LEMOS-ESPINAL: Paramyxovirus and reovirus infections in wild-caught Mexican lizards (*Xenosaurus* and *Abronis* spp.), J. Zoo Wildl. Med. 33(4), 317-321 (2002)
- 122 MARSCHANG, R.E., P. BECHER und S. BRAUN: Isolation of iridoviruses from three different lizard species, Proc. Assoc. Rept. Amph. 99-100 (2002)
- 123 MARSCHANG, R.E. und R.M. SCHNEIDER: Detection of antibodies against chelonid viruses in wild-caught spur-thighed tortoises, *Testudo graeca* in Turkey, Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet. 95 (2002)
- 124 MARSCHANG, R.E. C. B. GLEISER, B.N. ROTH, A.J.P. PFITZNER und R. BÖHM: Characterization of 11 different tortoises herpesviruses using PCRs based on three different gene loci, Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet. 19-20 (2003)
- 125 MARSCHANG, R.E., R. MICHLING, M. BENKÖ, T. PAPP, B. HARRACH und R. BÖHM: Evidence für wide-spread Atadenovirus infection among snakes, Proc. 6<sup>th</sup> Inter. congress Vet. Virology, St. Malo, 24-27.8.2003, 152 (2003)
- 126 MATHES, K. A., E.R. JACOBSON, S. BLAHAK, D.R. BROWN, I.M. SCHUMACHER und B. FERTARD: Mycoplasma and herpesvirus detection in european terrestrial tortoises in France and Morocco, Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet. 97-98 (2001)

- 127 MILLER, D.L., M.J. MAUEL, C. BALDWIN, G. BURTLE, D. INGRAM, M.E. HINES II und K. S. FRAZIER: West Nile Virus in farmed alligators, *Emerg. Infect. Dis.* (serial online) Jul (date cited) 9(7) (2003)
- 128 MONATH, T.P., C.B. CROPP, C.L. FRAZIER, F.A. MURPHY und S.G. WHITFIELD: Viruses isolates from reptiles: Identification of three new members of the family rhabdoviridae, *Arch. Virol.* 60, 1-12 (1979)
- 129 MONROE, J.H., G.P. SHIBLEY, G. SCHIDLOVSKY, T. NAKAI, A.F. HOWATSON, N.W. WIVEL und T.E. O'CONNOR: Action of snake venom on Rauscher virus, *J. Natl. Cancer Inst.* 40(1), 135-145 (1968)
- 130 MÜLLER, M., N. ZANGGER und T. DENZLER: Iridovirus-Epidemie bei der Griechischen Landschildkröte (*Testudo hermanni hermanni*), *Verh. Ber. Erkr. Zootiere* 30, 271-274 (1988)
- 131 MÜLLER, M., W. SACHSSE und N. ZANGGER: Herpesvirus-Epidemie bei der Griechischen (*Testudo hermanni*) und der Maurischen Landschildkröte (*Testudo graeca*) in der Schweiz, *Schweiz. Arch. Tierheilk.* 132, 199-203 (1990)
- 132 MURAKAMI, M. C. MATSUBA, Y. UNE, Y. NOMURA und H. FUJITANI: Development of species-specific PCR techniques for the detection of tortoise herpesvirus, *J. Vet. Diagn. Invest.* 13, 513-516 (2001)
- 133 MURO, A. RAMIS, J. PASTOR, R. VELARDE, J. TARRES und S. LAVIN: Chronic rhinitis associated with herpesviral infection in captive Spru-Thighed tortoises from Spain, *J. Wildl. Dis.* 34(3), 487-495 (1998)
- 134 OGAWA, M., W. AHNE und S. ESSBAUER: Reptilian viruses: adenovirus-like agent isolated from royal python (*Python regius*), *Zentralbl. Vet. (B)* 39(10), 732-736 (1992)
- 135 OROS, J., J. SICILIA, A. TORRENT, P. CASTRO, S. DENIZ, A. ARENCIBIA, E.R. JACOBSON und B. L. HOMER: Immunohistochemical detection of ophidian paramyxovirus in snakes in the Canary Islands, *Vet. Rec.* 149, 21-23 (2001)
- 136 OROS, J., S. TUCKER und E. R. JACOBSON: Inclusion body disease in two captive boas in the Canary Islands, *Vet. Rec.* 143, 283-285 (1998)
- 137 ORIGGI, F.C. P.A. KLEIN, K. MATHES, S. BLAHAK, R.E. MARSCHANG, S.J. TUCKER und E.R. JACOBSON: Enzyme-linked immunosorbent assay for detecting herpesvirus exposure in Mediterranean tortoises (Spur-thighed tortoise, *Testudo graeca*, and Hermann's tortoises, *Testudo hermanni*), *J. Clin. Microbiol.* 3156-3163 (2001)
- 138 ORIGGI, F.C. C.H. ROMERO, P.A. KLEIN, K.H. BERRY, A. JOHNSON, E.R. JACOBSON: Preliminary serological and molecular evidence of tortoise herpesvirus exposure and infection in Desert tortoises (*Gopherus agassizii*) from the Mojave and Colorado deserts of California, *Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet.* 27-28 (2002)
- 139 ORIGGI, F.C., C.H. ROMERO, D.C. BLOOM, P.A. KLEIN, J.M. GASKIN, S.J. TUCKER und E.R. JACOBSON: Experimental transmission of a herpesvirus in Greek tortoises (*Testudo graeca*), *Vet. Pathol* 41, 50-61 (2004)
- 140 PADGETT, F. und A.S. LEVINE: Fine structure of the Rauscher leukemia virus as revealed by incubation in snake venom, *Virology* 30, 623-630 (1966)
- 141 PAPERNA, I. und A.P. ALVES DE MATOS: Erythrocytic virus infections of lizards and frogs: new hosts, geographical locations and description of the infection process, *Ann. Parasitol. Hum. Comp.* 68, 11-23 (1993)
- 142 PERKINS, L.E.L., R.P. CAMPAGNOLI, B.G. HARMON, C.R. GREGORY, W.L. STEFFENS, S. CLUBB und M. CRANE: Detection and confirmation of reptilian adenovirus infection by *in situ* hybridization, *Proc. Int. Virtual Conf. Vet. Med.*, [www.vet.uga.edu/ivcvm](http://www.vet.uga.edu/ivcvm) (1999)

- 143 PETTAN-BREWER, K.C.B., M.L. DREW, E. RAMSAY, F.C. MOHR und L.J. LOWENSTINE: Herpesvirus particles associated with oral and respiratory lesions in a California Desert Tortoise (*Gopherus agassizii*), J. Wildl. Dis. 32(3), 521-526 (1996)
- 144 QUACKENBUSH, S.L., T.M. WORK, G.H. BALAZS, R.N. CASEY, J. ROVNAK, A. CHAVES, L. DUTOIT, J.D. BAINES, C.R. PARRISH, P.R. BOWSER und J.W. CASEY: Three closely related herpesviruses are associated with fibropapillomatosis in marine turtles, Virology 246(2), 392-399 (1998)
- 145 QUACKENBUSH, S.L. R.N. CASEY, R.J. MURCEK, T. A. PAUL, T.M. WORK, C.:J. LIMPUS, A. CHAVES, L. DuTOIT, J.V. PEREZ, A.A. AGUIRRE, T.R. SPRAKER, J. A. HORROCKS, L.A. VERMEER, G.H. BALAZS und J.W. CASEY: Quantitative analysis of herpesvirus sequences from normal tissue and fibropapillomas of marine turtles with real-time PCR, Virology 15, 287(1), 105-111 (2001)
- 146 RAYMOND, J.T., M.M. GARNER, R.W. NORDHAUSEN und E.R. JACOBSON: A disease resembling inclusion body disease of boid snakes in captive palm vipers (*Bothriechis marchi*) J. Vet. Diagn. Invest 13, 82-86 (2001)
- 147 RAYMOND, J.T., M. LAMM, R. NORDHAUSEN, K. LATIMER und M:M. GARNER: Degenerative encephalopathy in a Coastal Mountain Kingsnake (*Lampropeltis zonata multifasciata*) due to adenoviral-like infection, J. Wildl. Dis 39(2), 431-436 (2003)
- 148 RAYNAUD, A. und M. ADRIAN: Lesions cutanees a structure papillomateuse associees a des virus chez le Lezard vert (*Lacerta viridis*), C. R. Acad. Sc. Paris D, 845-847 (1976)
- 149 REAVILL, D.R., P. HELMER und R.E. SCHMIDT: Reovirus outbreak in Arizona mountain king snakes (*Lampropeltis pyromelana pyromelana*), Proc. Assoc. Rept. Amph. Vet., 58 (2003)
- 150 REBELL, G., A. RYWLIN und H. HAINES: A herpesvirus-type agent associated with skin lesions of Green sea turtles in aquaculture, Amer. J. Vet. Res. 36(8), 1221-1224 (1975)
- 151 RICHTER, G.A., B.L. HOMER, S.A. MOYER, D.S. WILLIAMS, G. SCHERBA, S.J. TUCKER, B.J. HALL, J.C. PEDERSEN und E.R. JACOBSON: Characterization of paramyxoviruses isolated from three snakes, Virus Research 43, 77-83 (1996)
- 152 SCHRÖDER, H.-D.: Virusbedingte Erkrankungen, in: Handbuch der Zootierkrankheiten, Band 1 Reptilien, Hrsg. Ippen, Schröder und Elze, 317-325 (1985)
- 153 SCHUMACHER, J.: Ätiologische und pathologische Untersuchungen über die sog. Einschlußkörperchenerkrankung der Riesenschlangen (*Boidae*), Vet. Med. Diss. Ludwig-Maximilians-Universität München (1992)
- 154 SIMPSON, C.F., E.R. JACOBSON und J.M. GASKIN: Herpesvirus-like infection of the venom gland of Siamese cobras, J. Amer. Vet. Med. Assoc. 175(9) 941-943 (1979)
- 155 SOARES, J.F., V.J. CHALKER, K. ERLES, S. HOLTBY, M. WATERS und S. McARTHUR: Prevalence of *Mycoplasma agassizii* and Chelonian herpesvirus in captive tortoises (*Testudo* sp.) in the United Kingdom, J. Zoo. Wildl. Med. 35(1), 25-33 (2004)
- 156 STEHBENS, W.E. und M.R.L. JOHNSTON: The viral nature of Pirhemocyon tarantolae, J. Ultrastruct. Res. 15, 543-554 (1966)
- 157 SVET-MOLDAVSKY, G.J., L. TRUBCHENINOVA und L. I. RAVKINA: Pathogenicity of the chicken sarcoma virus (Schmidt-Rupp) for amphibians and reptiles, Nature 214, 300-302 (1967)

- 158TEIFKE, J.P., C.V. LÖHR, R.E. MARSCHANG, N. OSTERRIEDER und H. POSTHAUS: Detection of chelonid herpesvirus DNA by nonradiative in situ hybridization in tissues from tortoises suffering from Stomatitis-Rhinitis Complex in Europe and North America, *Vet. Pathol.* 37, 377-385 (2000)
- 159TELFORD, S.R. und E.R. JACOBSON: Lizard erythrocytic virus in East African chameleons, *J. Wildl. Dis.* 29(1), 57-63 (1993)
- 160TRUBCHENINOVA, L.P. KHUTORYANSKY, A.A., SVET-MOLDAVSKY, G.J. KUZNETSOVA, P.P. SOKOLOV und N.I. BELIANCHYKOVA: Body temperature und tumor virus infection. I. Tumorigenicity of Rous sarcoma virus for reptiles, *Neoplasma* 24(1), 3-19 (1977)
- 161VANDEVANter, D.R., P. WARRENER, L. BENNETT, E.R.SCHULTZ, S. COULTER, R. L. GARBER und T. M. ROSE: Detection and analysis of diverse herpesviral species by consensus primer PCR, *J. Clin. Microbiol.* 1666-1671 (1996)
- 162VAN HORN, G.: An outbreak of paramyxoviral infection in a mixed collection of snakes, 3rd Inter. Coll. Path. Rept. Amph. 13.-15.1.89, Orlando, Florida, 19 (1989)
- 163VIELER, E., W. BAUMGÄRTNER, W. HERBST und G. KÖHLER: Characterization of a reovirus isolate from a rattle snake, *Crotalus viridis*, with neurological dysfunction, *Arch. Virol.* 138, 341-344 (1994)
- 164WATSON, G.L.: Herpesvirus in red-headed (common) agamas (*Agama agama*), *J. Vet. Diagn. Invest.* 5, 444-445 (1993)
- 165WELLEHAN, J.F., J.L. JARCHOW, C. REGGIARDO und E.R. JACOBSON: A novel herpesvirus associated with hepatic necrosis in a San Esteban cheuckwalla, *Sauromalus varius*, *J. Herp. Med. Surg.* 13, 3, 15–19 (2003)
- 166WELLEHAN, J.F., D.K. NICHOLS, L.L. LI und V. KAPUR: Three novel herpesviruses associated with stomatitis in Sudan plated lizards (*Gerrhosaurus major*) and a black-lined plated lizard (*Gerrhosaurus nigrolineatus*), *J. Zoo Wildl. Med.* 35(1), 50-54 (2004)
- 167WELLS, S. und K. BOWLER: An outbreak of paramyxovirus in the reptile collection of Audubon Park and Zoological Garden, 3rd Inter. Coll. Path. Rept. Amph. 13.-15.1.89, Orlando, Florida, 18 (1989)
- 168WEST, G., M. GARNER, J. RAYMOND, K.S. LATIMER und R. NORDHAUSEN: Meningoencephalitis in a Boelen's Python (*Morelia boeleni*) associated with paramyxovirus infection, *J. Zoo Wildl. Med.* 32(3), 360-365 (2001)
- 169WESTHOUSE, R.A., E.R. JACOBSON, R.K. HARRIS, K.R. WINTER und B.L. HOMER: Respiratory and pharyngo-esophageal iridovirus infection on a gopher tortoise (*Gopherus polyphemus*), *J. Wildl. Dis.* 32(4), 682-686 (1996)
- 170WITTE, A. und S. BLAHAK: Detection of antibodies against Sendai virus and paramyxo-7-like virus in landtortoises, Proc. 1st Inter. Cong. Chelon. Path., Gonfaron, Frankreich, 25.-27.4.92 125-130 (1992)
- 171WORK, T.M., R.A. RAMEYER, G.H. BALAZS, C. CRAY und S.P. CHANG: Immune status of free-ranging Green turtles with Fibropapillomatosis from Hawaii, *J. Wildl. Dis.* 37(3), 574-581 (2001)
- 172WOZNIAK, E.J., D.F. NeNARDO, A. BREWER, V. WONG und R.P. TARARA: Identification of adenovirus- and dependovirus-like agents in an outbreak of fatal gastroenteritis in captive born California Mountain Kingsnakes, *Lampropeltis zonata multicincta*, *J. Herp. Med. Surg.* 10(2), 4-7 (2000)
- 173WOZNIAK, E.J. McBRIDE, D. DeNARDO, R. TARARA, V. WONG und B. OSBURN: Isolation and characterization of an antigenically distinct 68-kd protein from nonviral intracytoplasmic inclusions in boa constrictors chronically infected

- with the inclusion body disease virus (IBDV: Retroviridae) Vet. Pathol. 37, 449-459 (2004)
- 174 ZANGGER, N., M. MÜLLER und O. PAGAN: Virale Dermatitis bei der Maurischen (*T. graeca*) und der Griechischen (*T. hermanni*) Landschildkröte in der Schweiz, 4th Inter. Coll. Path. Med. Rept. Amph. 27.-29.9.1991, Bad Nauheim, 25-29 (1991)
- 175 ZEIGEL, R.F. und H.F. CLARK: Electron microscopic observations on a „C“-Type virus in cell cultures received from a tumor-bearing viper, J. Nat. Canc. Inst. 43, 1097-1102 (1969)
- 176 ZEIGEL, R.F. und H.F. CLARK: Electron microscopy observations on a new herpes-type virus isolated from *Iguana iguana* and propagated in reptilian cells in vitro, Inf. Immun. 5(4), 570-582 (1972)
- 177 ZSCHIESCHE, W., A. KONSTANTINOV, R. IPPEN und Z. MLADENOV: Lymphoid Leukemia with presence of Type C virus particles in a Four lined Chicken Snake: *Elaphe obsoleta quadrivittata*, Verh. Ber. Erkr. Zoot. 31, 275-278 (1989)