Animal Behavior and Cognition
ABC 2026, 13(4):422-467
DOI: https://doi.org/10.26451/abc.13.04.06.2026
©Attribution 3.0 Unported (CC BY 3.0)

A Guide to the Captive Care of Common Vampire Bats (*Desmodus rotundus*)

Yi-Fan Shen[1,#], Christina Camson[1,#], Elsa M. Cárdenas-Canales[2], M. May Dixon[3,4,5], Haley Gmutza[3], Katie Govern[6], Virginia Heinen[3,5], Rachel A. Page[4], Imran Razik[7], Barbara Toddes[8], Brad Youngblood[1], Lauren Shouey[9], Guadalupe A. García C.[4], Jorge Lopez[4], Nicole L. Gottdenker[10], Gerald G. Carter[*,†,3,4,5], and Sebastian Stockmaier[*,†,4,11,12]

[1] College of Veterinary Medicine, The Ohio State University, Columbus, OH, USA
[2] Department of Pathobiological Sciences, School of Veterinary Medicine, University of Wisconsin-Madison, Madison, WI, USA
[3] Department of Ecology and Evolutionary Biology, Princeton University, Princeton, NJ, USA
[4] Smithsonian Tropical Research Institute, Balboa, Panama
[5] Howard Hughes Medical Institute, Chevy Chase, MD, USA
[6] ZooAmerica, Hershey, PA, USA
[7] Max Planck Institute of Animal Behavior, Radolfzell am Bodensee, Germany
[8] Philadelphia Zoo, Philadelphia, PA, USA
[9] Laboratory Animal Resources, Princeton University, Princeton, NJ, USA
[10] Department of Veterinary Pathology, UGA College of Veterinary Medicine, Athens, GA, USA
[11] Department of Ecology and Evolutionary Biology, University of Tennessee, Knoxville, TN, USA
[12] Collaborative for Animal Behavior (CoLab), University of Tennessee, Knoxville, TN, USA

*Corresponding Authors (Email: gc1511@princeton.edu; sstockma@utk.edu)

[#]These lead authors contributed equally
[†]These senior authors contributed equally

Citation – Shen, Y-F., Camson, C., Cárdenas-Canales, E. M., Dixon, M. M., Gmutza, H., Govern, K., Heinen, V., Page, R. A., Razik, I., Toddes, B., Youngblood, B., Shouey, L., Garcia C., G. A., Lopez, J., Gottdenker, N. L., Carter, G. G., & Stockmaier, S. (2026). A guide to the captive care of common vampire bats. *Animal Behavior and Cognition, 13*(4), 422-467. https://doi.org/10.26451/abc.13.04.06.2026

Abstract – Common vampire bats (*Desmodus rotundus*) are increasingly kept in captivity for biological research and exhibition, but previously published best practices for the care of vampire bats have not yet been updated with the latest information on their biology and behavior. In this review, we aim to provide updated information for decisions regarding husbandry and care of captive vampire bats based on information gathered from zoos and research labs, as well as field studies of their biology and ecology. We critically review current guidelines, identify important gaps in knowledge, and suggest evidence-based practices that have been successful for maintaining breeding colonies of common vampire bats. Our review highlights how incorporating findings on the biology and behavior of vampire bats can lead to better management and care of captive populations. We also provide a live version of this review under the following hyperlink (https://socialbat.org/vampire-bat-care/), which will be updated as new insights emerge from ongoing work on this species. *Versión en español en el suplemento.*

Keywords – Captive care, *Desmodus rotundus*, Husbandry, Vampire bats

---

The common vampire bat (*Desmodus rotundus*) is one of three extant vampire bat species within the family Phyllostomidae (Neotropical leaf-nosed bats), native to the warmer regions of the Neotropics, ranging from northern Mexico to Argentina and central Chile (Van De Vuurst et al., 2022). The

phyllostomid lineage has undergone remarkable adaptive radiation into multiple dietary niches with dramatic differences in morphology (e.g., skull shape), physiology (e.g., digestion), and behavior (e.g., foraging) (Fleming et al., 2020). The common vampire bat (henceforth 'vampire bat') has attracted much scientific interest because of its unique blood diet (Hermanson & Carter, 2020; Riskin & Carter, 2023), and is increasingly a focal study species for research on infectious disease (Meza et al., 2022; Streicker et al., 2016, 2024; Van de Vuurst et al., 2025; Viana et al., 2023) and social behavior (Carter et al., 2020; Hartman et al., 2024; Stockmaier et al., 2020). An increasing number of vampire bats have been kept in research labs and zoos. For instance, from 2000 to 2024, records of vampire bats in North American institutions certified by the Association of Zoos and Aquariums have grown from 358 to 830 bats. However, it has been over 10 years since the most recent review of vampire bat care (Schmidt & Barnard, 2011), so guidelines for care have yet to be updated with recent insights into their biology and behavior.

In this review, we provide updated evidence to inform decisions about husbandry and care of captive vampire bats based on past field and lab studies, our own experiences, and interviews with animal caretakers and veterinarians. We focus on behavioral studies and exhibitions where bat health and expressions of natural behavior are paramount. To begin, we briefly review the biology of common vampire bats; however, we refer interested readers to comprehensive reviews by Greenhall and Schmidt (1988) and Hermanson and Carter (2020). We focus on the common vampire bat because the other two vampire bat species, the white-winged vampire bat (*Diaemus youngi*) and hairy-legged vampire bat (*Diphylla ecaudata*), are rarely kept in captivity and are difficult to successfully maintain unless they are allowed to feed on live birds, such as chickens (Carter et al., 2008).

Feeding Behavior

Vampire bats have been called both "parasites" and "micropredators" (Lafferty & Kuris, 2002) as the only mammals where adults feed only on the blood of other larger animals (Riskin & Carter, 2023). Much of their biology reflects this highly specialized diet (Hermanson & Carter, 2020). Although modern vampire bats often feed on livestock such as cattle and horses, ancestral populations depended on wildlife prior to the introduction of livestock to Latin America. Vampire bats have been observed feeding on animals as diverse as humans, armadillos, porcupines, penguins, snakes, and mountain lions (Brown & Escobar, 2023; Carter et al., 2021).

To feed, vampire bats typically land near, or directly on, the bodies of large animals. They are uniquely adept among bats at walking, hopping, jumping into flight, and running (Altenbach, 1979; Riskin et al., 2006; Riskin & Hermanson, 2005; Schutt et al., 1997). Their enhanced abilities at terrestrial locomotion are aided by thumbs that are noticeably large for their body size (thumb length: ~16 to 20 mm, forearm length: ~50 to 63 mm) (Greenhall et al., 1983; Greenhall & Schmidt, 1988). They have specialized low-frequency hearing, perceiving sounds of 716 Hz at an intensity of 60 dB, a higher sensitivity to lower frequencies than larger mammals such as Virginia opossums (Heffner et al., 2013). Some researchers have hypothesized that this specialized low-frequency hearing is used to locate breathing sounds of sleeping prey (Gröger & Wiegrebe, 2006).

In the wild, a vampire bat can take up to 30 min to choose a safely accessible location on the prey's body (Hermanson & Carter, 2020). They can find blood-enriched areas near the skin surface from a distance up to 16 cm using heat-sensing receptors on their noseleaf (Gracheva et al., 2011). Bats use razor-sharp incisors (Figure 1A) to make a deep but small bite (about 3 mm), then lap blood using a specialized, longitudinally grooved tongue (T. A. Griffiths & Criley, 1989) that slides over a groove in their lower lip. Several compounds in the vampire bat saliva prevent the blood at the wound from clotting (Apitz-Castro et al., 1995; Hawkey, 1966; Ma et al., 2013).

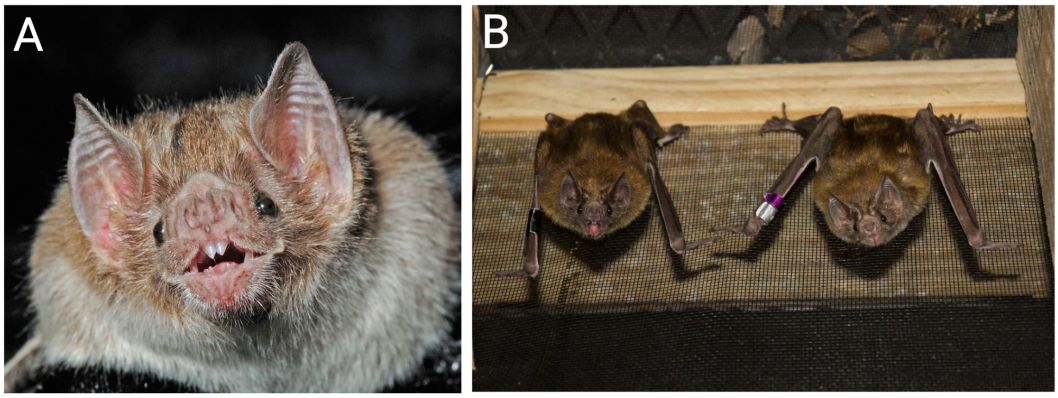
Common vampire bats typically weigh 25 to 40 g, and females tend to be larger than males. Compared to other bats, captive vampire bats do not gain significant body fat even with unlimited food availability (Freitas et al., 2003; Rossi & Welch, 2024), and the weight of a vampire bat changes dramatically after feeding, so it is difficult to interpret body mass as a proxy for body condition. A wild vampire bat consumes approximately 15-20 ml of blood from a live animal during a feeding period that can

last up to 40 minutes. Captive vampire bats often consume less, about 12-20 ml during a night (Breidenstein, 1982; Hermanson & Carter, 2020; U. Schmidt, 1978; Wimsatt, 1969; Wimsatt & Guerriere, 1962). When 44 captive vampire bats were each allowed to feed on blood alone for one hour, the average amount of time they spent appearing to drink was 4.5 min (maximum of 22 min), and after adjusting for evaporative water loss, they consumed on average 0.7 g of blood per minute of apparent drinking (Berrío-Martínez et al., 2019). Consumption of blood by captive vampire bats may be predicted by other factors such as the density of solid matter, the addition of chemical anticoagulants such as sodium citrate, whether the blood was frozen, and the duration of frozen storage (Toddes & Henry, 2013). The measurement of blood consumption using mass change of vampire bats is also complicated by rapid urination (Wimsatt & Guerriere, 1962). Vampire bats often urinate while feeding, and their digestive and renal system are highly specialized for rapidly storing and removing water from blood (Hermanson & Carter, 2020; Linhares et al., 2021; Ribeiro et al., 2022; Riskin & Carter, 2023).

The evolution of blood feeding has shaped how vampire bats learn. Unlike most animals, they do not seem to have aversions to flavors of foods that make them sick, presumably because blood from live animals is never spoiled (Ratcliffe et al., 2003). This reduced ability for taste aversion learning might make vampire bats highly susceptible to digestive illness caused by spoiled blood in captivity; however, this hypothesis has yet to be tested, especially given anecdotal reports that captive bats have rejected contaminated blood.

Figure 1

Common Vampire Bats



Note. (A) common vampire bat with visible incisors (Photo by Brock Fenton). (B) Two captive vampire bats with individually distinct forearm bands at the Smithsonian Tropical Research Institute in Panama (Photo by Rachel Moon).

Roosting Behavior

Wild female vampire bats hang in clusters and typically spend only 1-4 h outside their day roosts, which might be a hollow tree, cave, abandoned building, or crevice under a bridge (Hermanson & Carter, 2020). While outside the roost, vampire bats forage for food and may also visit different roosts. At some sites, vampire bats switch between several hollow trees from day to day (Hermanson & Carter, 2020; Wilkinson, 1985a). At other sites, they may switch among locations within a cave or a very large hollow tree (Ripperger et al., 2019; Wilkinson, 1988).

Social Structure

Social structure, or the patterns of associations between individual animals, is complex in vampire bats and varies by sex, location, and type of roost. Much of what is known about the social structure of vampire bats comes from a 26-month study of vampire bats living in tree hollows in Costa Rica (Wilkinson, 1984,

1985a), and from a series of captive studies focusing on female social relationships (Carter, 2021; Carter et al., 2020; Carter & Wilkinson, 2013, 2015a, 2015b; Razik et al., 2022). In the wild, a vampire bat 'colony' can be challenging to define because colonies demonstrate 'fission-fusion' social dynamics, meaning that temporary roosting groups break apart, recombine, and change composition over time (Hartman et al., 2024). Within a single colony, there may be several roosting aggregations which change day to day. Social structure is therefore best described by mapping association rates among all pairs of bats over many days, because the patterns of how often individual bats switch roosts differ across sites. For instance, at a field site in northwestern Costa Rica, three groups of 12-18 adult females with their young shared a set of day roosts in hollow trees and frequently switched among them (Wilkinson, 1984, 1985a). In contrast, at another site in Panama, over 200 bats occupied a single large hollow tree, and the bats appeared to switch roosting sites within the tree (Ripperger et al., 2019; Ripperger & Carter, 2021). Large caves may have more than 2000 vampire bats, but these aggregations are likely to contain multiple social groups, which can be identified through social network analysis as 'communities' of highly associated individuals (Wilkinson et al., 2019). Despite frequent movements between roosts or clusters of bats within a roost, each female bat maintains a stable set of preferred associations with other related and unrelated females (Hartman et al., 2024; Wilkinson, 1984, 1985a; Wilkinson et al., 2019).

A colony of vampire bats contains multiple matrilines of females (grandmothers, mothers, daughters), because males disperse from their natal site at adulthood. A new, unrelated female joins a colony about every two years (Wilkinson, 1984, 1985a). Most pairs of bats in a colony are unrelated, with the average kinship values of 0.07 to 0.08 among co-roosting bats (Huguin et al., 2018; Ripperger et al., 2019; Wilkinson et al., 2019).

Females appear to be socially dominant over males, but do not have a very strict dominance hierarchy amongst each other (Crisp et al., 2021). In males, dominance hierarchies are more explicit, with socially dominant males defending territories within roosts from other males, and fights for access to female groups can result in injuries (Wilkinson, 1985a, 1988). Subordinate males might reside in the same hollow tree or cave farther from the female group, or they might roost in trees alone or in smaller 'bachelor' groups (Delpietro et al., 2017; Hermanson & Carter, 2020; Wilkinson, 1985a, 1988). Inbreeding is prevented in part because dominant males do not father all offspring in a roost, typically hold a territory for only 17 months, and will violently evict any males born in the group that reach reproductive maturity (Wilkinson, 1985b).

Reproduction

Relative to other bats, female vampire bats have slow, but continuous, reproduction and make exceptionally large parental investments per offspring. Their gestation period is 165 to 220 days (Delpietro & Russo, 2002; C. Schmidt, 1988). Female bats become sexually mature after their first year, with first pregnancies occurring from 453 to 578 days (Delpietro & Russo, 2002), and a female can then produce one new offspring about every 10 months. Male bats develop scrotal testes between 320 and 355 days and start roosting apart from their natal group at 329 to 421 days (Delpietro & Russo, 2002).

There is a gap in our knowledge of reproductive synchrony or seasonality in captive vampire bats. In many locations in the wild, vampire bats lack a reproductive season or synchrony, but there is apparent reproductive seasonality at some sites, such as southern Argentina (Delpietro et al., 2017). Some authors have suggested that vampire bats might also demonstrate menstruation by some definitions (Quintero & Rasweiler, 1974; Rasweiler et al., 2011; Zhang et al., 2007). Further study should confirm or reject this.

Vampire bat reproduction in captivity has been described by C. Schmidt (1988) and Delpietro & Russo (2002). Briefly, around 7 weeks before parturition, skin around the vulva and lateral to the nipples becomes pigmented. Six weeks before parturition, movements of the embryo can be detected (Schmidt, 1988). The placenta is not expelled until 2 to 3 h post-parturition, and the umbilical cord is attached until it naturally breaks in 1 to 2 days (Schmidt, 1988). Pups can double in mass during their first 3 weeks, from about 6 g at birth to 12 g, and then double in mass again over the next 3 months (Schmidt, 1988). In captivity, pups are often carried by their mothers for about 2 months, start flying within 4 months, and are

weaned after 9-10 months of age (Delpietro & Russo, 2002; Schmidt, 1988). Some caretakers have suggested that milk is gradually replaced by regurgitated blood, while others report seeing mother regurgitate blood to pups on the day of the birth. Pups are fed with regurgitated blood primarily by their mother through their first year, then sometimes increasingly by other groupmates, especially maternal kin (Carter & Wilkinson, 2013, 2015b; Schmidt, 1988; Wilkinson, 1984). They start to feed on blood themselves at about 4 months. Bats as young as 4.5 months will regurgitate food to feed their unfed mother in fasting studies designed to induce food sharing (Carter & Wilkinson, 2013). Adult measurements of forearm and length are reached around 5 months, but adult weight is reached at around 10 months (Schmidt, 1988).

Social Behavior

Although vampire bats are known for their cooperative food-sharing behavior, they are not 'cooperative breeders', a term which describes a species where the offspring of dominant 'breeders' in a group are cared for by 'helpers' that forego reproduction that year. Instead, vampire bats are more like baboons, elephants, and cetaceans, where both relatives and non-relatives form preferred social or cooperative relationships within their groups, a kind of social complexity that has been called 'relational complexity' as opposed to 'organizational complexity' (Lukas & Clutton-Brock, 2018).

Although vampire bat groups do not communally care for offspring, several researchers have observed allonursing and adoption of unrelated orphaned pups in captivity. There are at least five observations of an orphaned pup being adopted (Razik et al., 2021; Schmidt et al., 1980; Barnard & Sachs 1992; Dixon, personal observation). In one case, adoption was based on the development of a close social bond between the mother and an unrelated adult female captured from a distant site. When the mother died from an illness 19 days after giving birth, the unrelated adult groomed, nursed, and regurgitated food to the deceased mother's orphaned pup (Razik et al., 2021). The pup was raised successfully by this non-lactating female, who then began lactating. Interestingly, the unrelated adopting female also groomed and regurgitated food to the mother (more often than any other group member) before the mother's death.

Regurgitated food sharing occurs not only between mothers and pups, but also between adults, including unrelated adults (reviewed by Carter, 2021). Food sharing is important in the wild because wild vampire bats often fail to feed, and they can starve to death after only 2-3 nights of fasting (McNab, 1973). On any given night, about 33% of vampire bats younger than 2 years and 7% of older bats fail to feed (Wilkinson, 1984). Adult-to-adult food sharing occurs mostly among females in a reciprocal fashion and appears to be based on long-term social preferences that involve clustering for warmth and social grooming (Carter, 2021). Female vampire bats spend 5% of their active time grooming other bats, much more than other bat species (Carter & Leffer, 2015). Vampire bats use social grooming to develop new food-sharing relationships (Carter et al., 2020).

In both the wild and in captivity, vampire bats can feed from a wound or blood dish alone or communally, with some pairs able to feed together peacefully, and others displacing each other or fighting over food (Crespo et al., 1974; Crisp et al., 2021; Delpietro et al., 2017; Greenhall et al., 1971; Wilkinson, 1985a, 1988). Aggression in vampire bats involves vocalizing, pushing, rapid bursts of "boxing" with thumbs, and can escalate to biting. In captivity, aggression is most likely to occur between reproductive males in the presence of females. Deadly aggression from adult males or females may occur towards pups, and some zoos have suffered periods where adults killed multiple pups for unknown reasons. Minor aggression (bites, pushing, or threat postures) occurs over access to wound sites on prey or to blood spouts or dishes in captivity (Delpietro & Russo, 2002; Greenhall et al., 1971; Park, 1988, 1991; Sailler & Schmidt, 1978; Schmidt & Van De Flierdt, 1973; Wilkinson, 1985a). Female-female aggression appears to differ greatly among colonies of vampire bats, but the causes of this behavior and its variation is unclear.

Minor aggression also occurs between males and females. Mating is often aggressive and coercive, with males biting females on the back of the neck and the females appearing to attempt escape. In one mixed-sex captive colony, certain males consistently attempted to coercively mate with females when

people entered the enclosure because some vampire bats respond to perceived predation risk by remaining motionless.

After the introduction of unfamiliar individuals into the same colony, the rate of aggressive interactions increases; however, both single-sex and mixed-sex groups can typically exist peacefully once bats establish a dominance hierarchy. When female strangers were allowed to interact vocally for several days before introduction, affiliative interactions between them at first contact (sniffing, licking) were about 10 times more common than aggression (Carter et al., 2024). Allowing physically isolated individuals to interact vocally, or to be exposed to each other's scents, may reduce aggression between strangers, but this hypothesis has not been experimentally confirmed.

Housing in Captivity

Vampire bats have been kept successfully under a wide range of conditions, from small groups in small rodent enclosures to groups of over 100 bats in large flight enclosures. One major decision for housing is whether the floor of the enclosure will be either (1) a hard, waterproof surface that is hosed down regularly or (2) covered with removable paper sheets or bedding that is regularly replaced. Because vampire bats spend much of their time hopping on the ground, some caretakers have observed that hard, abrasive floor surfaces can gradually lead to minor abrasions on the bat's thumbs and wrists. To prevent this, some caretakers line the floor of enclosures with disposable thick paper (changed daily to biweekly), soft paper bedding (changed monthly with daily spot cleaning under feeding and roosting areas), or rubber mats (hosed down at least once per day and sanitized once per month). Others have used wood chips, bark chips, cat litter, and cob bedding (Joermann, 1988), but these can adhere to the wings and bodies of the bats (Barnard, 2011). Some caretakers have tried using washable rubber mats with some success, but these are harder to clean than a hard surface.

Enclosures should contain dark areas for roosting. The ceiling and the walls should allow bats to form hanging clusters in multiple locations and to climb continuously from floor to ceiling. These surfaces should be non-porous and corrosion-resistant (e.g., aluminum, stainless steel, and hard plastics) to withstand the effects of their guano and frequent cleaning. It is also essential that enclosures are free of sharp points, such as cut zip ties. Openings larger than ½ inch in doors and vents should be covered to prevent escapes (Wilson, 1988). Mesh should be vinyl-coated or polyethylene mesh, not galvanized wire, to prevent zinc toxicity (Wilson, 1988). Some caretakers have observed that males and females can mate when separated only by a mesh wall with large openings.

Enclosure Size

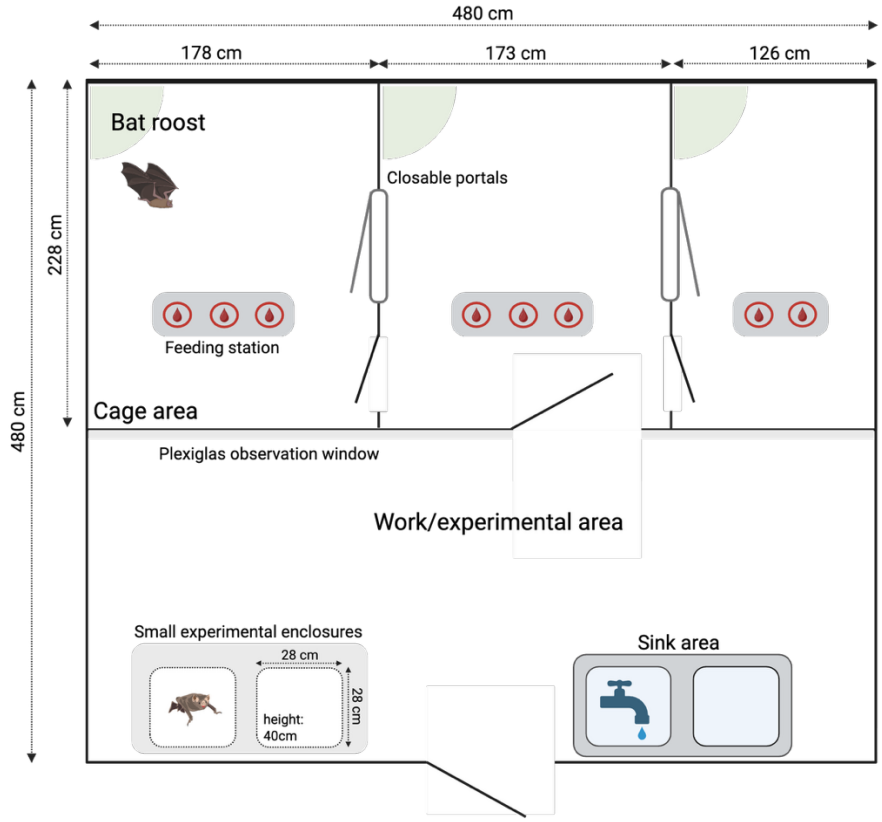
Enclosure size is a trade-off between animal welfare, the need to observe the animals, and the costs of space. There is no clear consensus on minimum space. Some authors have suggested that a group of up to 20 bats should be kept in an enclosure with a volume of at least 0.15 cubic meters (150 L), while up to 5 bats can be kept in enclosures of around 0.025 cubic meters (25 L, Joermann, 1988). Another suggestion is 6-8 cubic meters for up to 50 vampire bats (Barnard, 2011). Researchers of social behavior have housed 20-40 bats in flight enclosures of 8-10.5 cubic meters: 3.0 × 1.5 × 2.1 m (e.g., Carter & Leffer, 2015), 2.0 × 2.5 × 2.1 m (e.g., Carter et al., 2020), and 3.5 × 1.1 × 2.1 m for multiple years. Figure 2 shows the layout and measurements of a long-term colony enclosure at the Smithsonian Tropical Research Institute in Panama.

One long-term small-enclosure design aimed to prevent aggression through the use of a modular enclosure with four compartments (each 64 × 52 × 91 cm, 0.3 cubic meters total) that allowed bats to move between compartments through a 10-cm PVC pipe (Barnard, 2011). Researchers have temporarily housed groups of up to 4 adult bats in smaller enclosures (28 × 28 × 40 cm, Figure 3A) for multiple weeks (Carter et al., 2020; Stockmaier et al., 2018). Although bats were found not to lose their ability to fly after a few years living in even smaller enclosures (Wimsatt & Guerriere, 1961), the long-term effects of not allowing

flight in vampire bats are unknown. Given the likely health benefits, we recommend regular access to spaces that allow for flight.

Figure 2

Layout of an Outdoor Vampire Bat Colony Enclosure at the Smithsonian Tropical Research Institute in Panama



Note. The enclosure currently houses a colony of 24 vampire bats. Height is 2.1 m.

Isolating Sick or Injured Bats

Sick adult bats (see a description of common infectious and non-infectious pathologies below) or injured adult bats can be isolated safely for days and, if necessary, weeks. However, it remains unclear how stressful prolonged social isolation is for female vampire bats, given their highly social nature, and whether auditory or olfactory access to other bats alleviates stress. In the wild, male bats are often seen roosting alone, but females typically roost in groups (Delpietro et al., 2017; Hermanson & Carter, 2020; Wilkinson, 1985a, 1988). To partially isolate bats while allowing some limited interactions, bats can be isolated inside an enclosure within the larger home enclosure or placed in an enclosure that shares an enclosure wall with others; this arrangement allows interactions such as sniffing and even food sharing, which can occur across cage bars (Carter et al., 2017), while allowing the isolated bat to escape from any aggression.

Temperature

Captive vampire bats should not be exposed to temperatures below 22˚C or above 28˚C (Barnard, 2009, 2011). Although there is variation between individual bats and study colonies, vampire bats are in general highly susceptible to extreme heat, with some caretakers reporting seizures and deaths after just a few hours at temperatures of 29˚C or higher (Wimsatt, 1962, Lyman & Wimsatt, 1966, McNab, 1969, 1973;

Barnard, 2011). A long-term captive research colony was kept at 23-24˚C to avoid accidental overheating (Barnard, 2011). Other caretakers have maintained vampire bats at 23-28˚C. Vampire bats living in an outdoor enclosure in Panama began clustering for warmth at temperatures below 24˚C and spaced themselves out at temperatures above 28˚C (Razik, 2024).

Relative Humidity

Humidity should ideally be between 55% and 80%, with misting systems or humidifiers using distilled water. Some caretakers have kept healthy vampire bats under drier conditions for over 12 months (25% to 35% humidity) with *ad libitum* water.

Ventilation

Proper ventilation is crucial to prevent ammonia accumulation from guano and carbon dioxide. High carbon dioxide concentrations can suppress immune function in vampire bats and encourage opportunistic infections such as *Enterobacter agglomerans* (Paredes & Paras-Garcia, 1996). Exhibitors recommend air exchanges of at least 6–10 per h, including at least 25% fresh air vented outside for larger colonies (Bat Taxonomic Advisory Group, 2025). The general guideline for care of laboratory animal species is 10-15 fresh air changes per h with 100% fresh air in animal housing rooms (National Research Council (U.S.) et al., 2011).

Lighting and Noise

Lighting must be consistent and can follow a natural or reverse 10/14 or 12/12 light/dark cycle (Wilson, 1988). One zoo institution uses the following lighting cycle: Dawn 2am-4am; Day 4am-10am; Dusk 10am-6pm; Night 6pm-2 am. Another research institution turned off the lights at 8 am and back on at 8 pm. Wild vampire bats avoid light, including moonlight (Crespo et al., 1972), with departure times of wild bats matching the setting of the moon (Ripperger & Carter, 2021). Captive bats typically choose the darkest places to roost within an enclosure, but they can habituate to predictable sources of light. Artificial lighting may include red light, which is less disturbing and is commonly used in other nocturnal species (Fuller et al., 2016; van der Merwe et al., 2019). Vampire bats appear able to habituate to a range of dim lighting conditions, but the amount of stress caused by various lighting conditions in captivity is unknown.

The effect of noise on vampire bats is also understudied. One caretaker reported that vampire bats appeared stressed and unusually active on the day when a weed-whacker was used near their outdoor enclosure. Caretakers should also check for loud sounds above human hearing range using an ultrasonic recording device. Many instruments in rooms, including motion-sensitive lights and components of HVAC systems, can emit sounds at frequencies inaudible to humans but very loud for vampire bats (e.g., 50 kHz), causing distress and abnormal behavior.

Enrichment

Vampire bats are highly social and should be housed in groups to allow for social interaction. Potential sources of enrichment include roosts, hanging towels, and other objects that can be climbed on, such as cork bark and hanging natural baskets, flowers, branches with berries, and changes that encourage finding food, such as variation in feeding dishes or locations (walls vs. floor). Enrichment items should align with their natural behaviors, with item priorities that satisfy their behaviors to fly, explore, climb, and walk. Some caretakers have tried olfactory enrichment (such as catnip, autoclaved snake shed, wool, feathers, and spices that do not contain onion or garlic because of their potential toxicity) and auditory enrichment options (radio or animal sounds). Some caretakers have observed vampire bats intentionally flying through the spray of water misters, with one institution setting two timed misting events per day. Vampire bats can walk and run on treadmills (Riskin et al., 2006; Riskin & Hermanson, 2005; Rossi &

Welch, 2024), and vampire bats will use a silent running wheel (30 cm diameter). One caretaker at the Philadelphia Zoo saw on multiple occasions that vampire bats would bite and hollow out stray crickets that happened to get into their exhibit.

Young vampire bats are highly exploratory. For instance, a colony of 40 captive-born vampire bats was presented with a different novel object (each roughly the size of a shoebox) for one hour repeatedly across several days; all eight young bats (between 4 and 18 months of age) visited the novel objects, but none of the 32 adults did (Carter et al., 2018). This finding is consistent with the hypothesis that enrichment with novel objects may be significant for development in younger bats.

Cleaning and Sanitation

The cleaning schedule for captive vampire bats will vary depending on the setting. A typical cleaning schedule includes daily or weekly spot cleaning under roosts or feeding areas, and a more thorough monthly cleaning of the floor and all surfaces. In some cases, every three to six months, the entire enclosure may be cleaned and then sanitized using a mild bleach solution (0.5-10% of commercial-grade bleach solution), Simple Green® (Sunshine Makers Inc., Huntington Beach, California, USA), diluted chlorhexidine (often used in animal laboratory settings), or Saniplex-128 (used at Princeton University; active ingredients are: Alkyl dimethyl benzyl ammonium chloride, Didecyl dimethyl ammonium chloride, Ethanol). The floor of small holding enclosures should be cleaned daily. Some caretakers remove all bats for monthly cleanings of the enclosure, and others only capture and remove all the bats when the entire enclosure is being sanitized (e.g., every six months). Some caretakers hose, scrub, and sanitize their enclosures twice weekly.

Collection of Blood as Food

Fresh blood is typically sourced from local slaughterhouses. Some caretakers have collected blood in 5-gallon buckets with sealable lids, moved the blood into 1-liter bottles for freezing or refrigeration (described below). Common vampire bats should be fed with blood from mammals (typically bovine blood) as they cannot be sustained on chicken blood for long-time periods (Coen, 2002). Some caretakers have had problems with equine blood due to the red blood cells settling rapidly and blocking the feeding spouts (Dickson & Green, 1970), but other caretakers have used equine blood without such problems. Other caretakers (Carter Lab) reported similar issues with porcine blood.

Preparation of Blood as Food

It is essential to prevent blood coagulation immediately after collection from the animal, using either manual or mechanical defibrination, chemical defibrination, or blending. Manual or mechanical defibrination is accomplished through agitating the blood using a variety of methods such as a glass stirring rod, glass beads, or nets (Schmidt & Barnard, 2011). Some caretakers (Carter Lab) use mechanically defibrinated blood provided by the supplier. Extreme care must be taken when using manual defibrination to avoid introducing bacterial contamination, and some zoos stopped using manual defibrination after several years because it introduced too much bacteria. However, manual or mechanical defibrination has been used by caretakers for many years, including over 30 years at Uwe Schmidt's Lab, where one female bat lived for 28 years on manually defibrinated blood (Schmidt & Barnard, 2011).

Chemical defibrination, or citrating, involves adding chemicals, typically sodium citrate (with citric acid to balance pH). These chemicals can be dissolved in a solution and then added to the blood or added as powders directly into a 19 L collection bucket immediately prior to blood collection (Table 1). The amount of sodium citrate varies between institutions (see Table 1 for various protocols). One protocol creates a 500 mL solution of 3.8% trisodium citrate and adds this to about 4.5 L of blood in a 5-L container (Dickson & Green, 1970). Another protocol combines 250 mL of water, 11 g of sodium citrate, 4 g of citric acid, and 12.5 g of dextrose to each gallon container of blood (Schmidt & Barnard, 2011). The dextrose in

these solutions is a simple sugar that keeps red blood cells alive during storage. Carter et al. (2020) used a similar recipe without dextrose: adding 44 g of sodium citrate and 16 g of citric acid to a 5-ga bucket holding about 4-5 ga of blood, with the chemicals added to the bucket in 200 mL solution or as a dry powder. Another protocol uses a solution with half the concentration of sodium citrate: 22 g of sodium citrate tribasic dihydrate, 8 g of anhydrous citric acid, 25 g of dextrose monohydrate, and 20 mL of lukewarm water added to 15-19 L of blood (North Carolina Zoo, personal communications). Some caretakers purchase frozen bovine blood with added Alsever's solution (2.05% dextrose, 0.8% sodium citrate, 0.055% citric acid, and 0.42% sodium chloride) from companies such as Animal Technologies, Inc. in Tyler, Texas, United States. The use of other anticoagulant chemicals is underexplored.

When using chemical defibrination, we suggest using the minimum amount of sodium citrate necessary and supplementing blood with vitamins (described below), because excessive sodium citrate can lead to calcium deficiency that can cause problems for reproduction and bone development in pups, leading to bone fractures and mortality (see 'non-infectious pathologies'). Some caretakers who add sodium citrate to blood report that vitamin supplementation with calcium and Vitamin C mitigates this problem. To reduce the long-term effects of sodium citrate, some caretakers rotate between chemically and manually defibrinated blood to reduce the total amount consumed. Some caretakers (Houston Zoo) have used citrated blood for at least 35 years (Schmidt & Barnard, 2011). Further studies of the effects of different chemical defibrination methods on vampire bat health are needed.

Blending blood is a third alternative method that begins by allowing blood to fully coagulate, then liquefying it in a blender, allowing it to sit for 5 minutes, and skimming off the frothy solid top layer. A researcher studying the nutritional ecology of vampire bats (Coen, 2002) suggested blending over manual or chemical defibrination based on nutrient retention; however, this method has not been evaluated over long periods of time (Schmidt & Barnard, 2011).

Table 1

Use of Sodium Citrate for Chemical Defibrination of Blood as Food

Trisodium citrate (g)	Citric acid (g)	Dextrose (g)	Water (g or mL)	Blood volume	Source
63	0	0	1665	15 L	(Dickson & Green, 1970)
44	16	50	1893	15 L	(Barnard, 2011)
44	16	0	200	15-19 L	(Carter et al., 2020)
22	8	25	20	15-19 L	North Carolina Zoo

Note. Amounts are standardized for 15 L of blood.

Storing Blood as Food

Fresh blood that is immediately refrigerated (2–4 °C) can be safely given to vampire bats for only 3-6 days (U. Schmidt & Barnard, 2011). For longer storage, blood can be safely frozen (at -17 °C or colder), but caretakers differ in how long they store blood frozen. Some research labs (Schmidt and Carter Labs) store frozen blood for vampire bats up to 3 months. Other caretakers have observed normal food intake for blood stored up to 5 months (8 to 150 days), but reduced food intake of blood that was stored frozen for 197-203 days (Toddes & Henry, 2013). Finally, some caretakers have found that blood was no longer palatable to bats after only 6 weeks (Schmidt & Barnard, 2011), but this observation might reflect differences in temperature stability of freezers.

Blood can be thawed in a refrigerator at 8 °C over 24 h, and fully thawed blood should be discarded within 12 hours. Dishes and feeders should be cleaned thoroughly after each feeding. Some caretakers (Carter Lab) either (1) clean them in a dishwasher or (2) manually scrub feeders to remove visible blood and then sanitize them using a diluted bleach solution. If bleach is used, care must be taken to ensure that feeders are dry and all bleach has evaporated.

Vitamin Supplementation

We recommend vitamin supplementation for bats fed with either manually or chemically defibrinated blood. Some caretakers (including Carter Lab) supplement blood with Poly-vi-sol® children's multivitamin drops (Mead Johnson & Company LLC, Chicago, IL, USA), the version without iron (Vitamin A 250 mcg, Vitamin B6 0.3 mg, Vitamin B12 0.5 mcg, Vitamin C 50 mg, Vitamin D 10 mcg, Vitamin E 5 mg, Riboflavin 0.4 mg, Niacin 4 mg, and Thiamin 0.3 mg per 1mL). One drop of this liquid multivitamin is added to each blood dish or feeder (about one drop per 24 mL of blood).

Feeding Procedures

Blood does not need to be warmed to body temperature to be consumed by bats (Brown & Escobar, 2023; Carter et al., 2021). Wild-caught vampire bats fed equally on blood that was either cold (4 °C) or warm (37 °C) when presented with both options (Berrío-Martínez et al., 2019).

Individual bats can typically consume 15 mL (but up to 24 mL) of blood per night, and one L of blood per night can be divided into 5-10 feeders for a group of 20-40 vampire bats (one feeding unit for every 3-4 bats). Some caretakers (including Carter Lab) provide blood to bats using multiple silo-style water dispensers for birds, where a small spout is attached to a vertical silo (Figure 3B and C). Shallow dishes (no deeper than 2.5 cm) can be used, but such open dishes can often become soiled with urine and feces. Some caretakers (Schmidt Lab) suggest spacing out feeders by at least 10 cm to prevent aggression (Barnard, 2011).

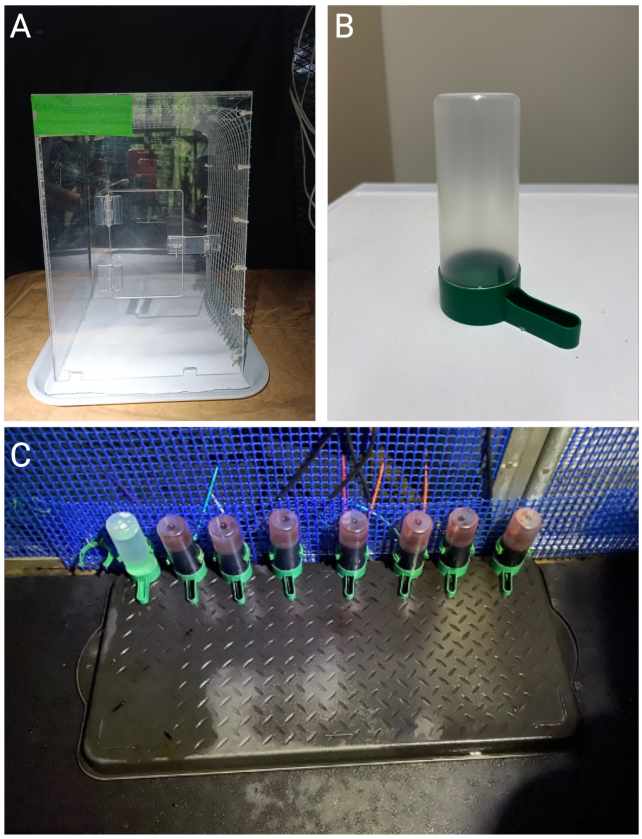
When handling blood, we recommend wearing gloves to maintain hygiene and avoid contamination. If there are concerns about contamination during the collection process, bacterial counts on blood from slaughterhouses may be performed and should typically be below 10,000 cfu/g (Toddes & Henry, 2013). In addition, samples from each batch can be retained and later tested using molecular techniques to screen for pathogens originating from the animal source. Vampire bats are highly susceptible to digestive illnesses caused by spoiled blood. Some caretakers report that vampire bats avoid spoiled blood (Toddes & Henry, 2013), whereas others report that they have no aversion to it (U. Schmidt & Barnard, 2011). One possibility is that they will readily consume spoiled blood because, unlike most animals, vampire bats do not avoid novel flavors associated with gastrointestinal illness, presumably because blood from live animals is never spoiled (Ratcliffe et al., 2003). Some caretakers therefore suggest never leaving blood in an enclosure for more than 12 or 15 h (Schmidt & Barnard, 2011), but a few caretakers reported leaving blood for longer without obvious negative effects, as the bats do not drink it. We suggest not providing blood for longer than 12 h.

Provide Water

Vampire bats rely on blood for both nutrition and water, and under conditions of sufficient humidity, vampire bats do not need water, as captive breeding colonies of vampire bats have persisted for years without access to water. However, we suggest providing *ad libitum* water (distilled, reverse osmosis, or spring water) because at least some individuals will drink water when presented, the costs are low, and there may be unknown benefits, especially under conditions of low or unstable humidity. Additionally, in one captive colony, water consumption was used as an indicator of contaminated blood (before testing was implemented), as bats preferentially choose water over contaminated blood. Water in an open dish is easily contaminated. Vampire bats will take water from either the spout of a silo-type waterer designed for birds or a ball-in-tube drip waterer designed for rodents. Some caretakers have suggested that if water is provided, it should be free of chlorine to avoid harm to the vampire bat's microbiome. However, evidence for the effect of chlorinated water on vampire bats is lacking.

Figure 3

Small Custom-Made Vampire Bat Enclosure and Feeding Setups



Note. (A) Small enclosure (28 × 28 × 40 cm) for temporarily holding groups of up to four bats. (B) Silo-style water dispensers for birds can be used to provide blood. (C) Feeding setup in a vampire bat enclosure. In this setup, feeders are placed close together to facilitate observation of bat-to-bat interactions during feeding. However, the standard recommendation is to space feeders at least 4 in (10 cm) apart (Barnard, 2011).

Capture and Handling

Before working with vampire bats, many institutions require that all staff in contact with bats receive rabies prophylactic vaccinations. Zoonotic risk is alleviated by adequate personal protective equipment (PPE) such as leather gloves, nitrile or latex gloves, masks, and face shields, in line with institutional regulations. PPE also reduces the risk of pathogen transmission from caretakers to bats (Chomel et al., 2015; Common et al., 2022; Olival et al., 2020).

Capturing vampire bats with hand nets requires training. Some bats are particularly adept at evading capture, while others are easier to capture, and some bats may actively hide from caretakers. When using hand nets, care should be taken to avoid fast overhand passes that can collide with flying bats and cause physical harm. Instead, underhand passes are recommended. Foam padding can also be attached to the rim of hand nets to avoid harming bats.

To prevent bite wounds, thick cowhide leather gloves can be worn. Some caretakers successfully use needle-puncture-resistant gloves used in law enforcement, which provide more dexterity. More delicate leathers (e.g., sheepskin), common garden gloves, disposable gloves, or gloves that are too tight might not be sufficient to prevent bites.

Vampire bats can be held using the methods typical for other bats (Kennedy, 2023), but compared to other bats of their size, they are notoriously ‘slippery’, flexible, and muscular, which makes them difficult

to restrain for their size. Bats that are frequently handled become acclimated and typically no longer bite when handled.

Adopting practices from field biology, researchers typically use cloth 'bat bags' (about 20 × 25 cm with a drawstring top) to help capture and temporarily hold vampire bats. These bags are usually made of soft, breathable fabric, can be easily washed, and are typically hung from a hook or tied to a line. In this way, bats can be individually lined up for health inspections, sampling, or measurements; one can efficiently select and process the next bat without disturbing the others.

Individual Marking

For permanent identification of individuals, some caretakers use subcutaneous passive integrated transponders (PIT) tags, injectable microchips that produce a unique code when activated by a reader. Before PIT tags are applied, the site can be prepped with an antiseptic, and the tag is then injected in the sub-dermal space of the dorsum at a central position, by manually restraining the bat using a leather glove, lifting the dorsal skin slightly, and injecting the tag below the skin (vampire bats have relatively loose skin compared to other bats). PIT tags should be inserted by experienced handlers with one person holding the bat while the other injects the tag, or, if necessary, using a restraining device (Ceballos-Vasquez et al., 2014; Morgan et al., 2022). While the insertion wound should be small (and often might not bleed), medical tissue adhesive, surgical cement, or surgical glue (e.g., cyanoacrylate glue) can be used to seal the entry site (which also prevents tag loss). Monitoring the behavior post-procedure allows one to identify if bats are picking at the implant site or if the implant site appears abnormal (i.e., signs of inflammation), which may require additional care (e.g., application of topical antibiotics).

When individuals need to be identified individually at a distance, some caretakers use combinations of plastic or preferably metal bat bands (3.5-4.2 mm gap diameter) that can be placed on the forearm between 6 and 12 months of age (Figure 1B). To uniquely identify all bats under infrared light, some caretakers (Carter Lab) place 1-2 bands on the right and/or left forearms using combinations of visually distinct bands (by color or shape). Some caretakers have had success both with bands that require holes in the propatagium and bands that are crimped on the forearm and allowed to slide along the forearm (for banding procedures see Kunz & Parsons, 2009). Bands can cause minor irritation to the wing membrane for the first 1-2 weeks. They should be checked regularly or whenever bats are handled, and caretakers can remove bands causing injuries, but in the absence of swelling of the forearm, this problem is rare (<1% of bands).

Crating and Transport

For movement between animal facilities, a secure enclosure within a secure enclosure is recommended. The USDA and the Animal Welfare Act provide standard guidelines to ensure the humane transport of small animals (*Guidelines for the Humane Transportation of Research Animals*, 2006), and the International Air Transport Association (IATA) provides general regulations for the transport of bat species (International Air Transport Association, 2025). For long-term transport, it is important to ensure that the bats feed before transportation. Moistened paper or cloth towels can maintain proper humidity levels during long-term transit (Joermann, 1988). Rodent shipping containers can be easily modified by adding textured surfaces to the walls for the bats to hang.

For multiple-day transportation, researchers have modified commercially available mouse transport containers by adding a sealed tubing system that allowed for the safe delivery of blood during an overnight feeding session. The transport containers, measuring 55.9 cm (length) × 40.6 cm (width) × ~33 cm (height), accommodated up to 10 adult bats each and provided safe, biosecure housing during 47 h of land travel (Cárdenas-Canales et al., 2025).

Rabies Vaccinations

Rabies virus, almost always fatal to humans if it reaches the central nervous system, is the most significant viral disease associated with wild vampire bats. Caretakers working closely with vampire bats are recommended to receive pre-exposure rabies vaccines based on their expected risk (Rao et al., 2022) and follow medically established post-exposure rabies protocols (Nadal et al., 2023). The rabies incubation period in bats is highly variable, and the longest known record is 9.5 months (Davis et al., 2012). Wild-caught vampire bats have been vaccinated experimentally against rabies to prevent transmission to and from bats (Aguilar-Setién et al., 2002; Almeida et al., 2008; Cárdenas-Canales, Velasco-Villa, et al., 2022; Sétien et al., 1998). Such studies have tested different recombinant vaccine candidates using different routes and doses, with mixed results on efficacy and immune responses. One study used either an oral vaccine dose of $1x10^8$ plaque-forming units (PFU) of viral-vectored recombinant mosaic glycoprotein rabies vaccine candidate (RCN-MoG) or a topical vaccine dose of $2x10^8$ PFU of RCN-MoG, demonstrating a blocking of viral shedding in the saliva of infected wild-caught vampire bats (Cárdenas-Canales, Velasco-Villa, et al., 2022). However, RCN-MoG remains experimental and is not approved for use beyond research settings at the time of this publication.

Clinical signs in rabies-infected vampire bats vary, including sudden death, respiratory distress, lethargy, hypersalivation, irritability to stimuli, excessive vocalization (Cárdenas-Canales et al., 2020), and sometimes, but not always, aggression (Cárdenas-Canales, Stockmaier, et al., 2022). Human deaths have been caused by rabies from wild vampire bat bites (Warner et al., 1999), but none have been documented in research or exhibition settings. Other viral diseases detected in vampire bats include coronaviruses, Venezuelan equine encephalitis virus, and herpes viruses (Alves et al., 2022; M. E. Griffiths et al., 2020; Hoar et al., 1998; Moran et al., 2017). Besides rabies, the zoonotic risk of other viruses carried by vampire bats is largely unknown (Bergner et al., 2021).

Other Infectious Pathologies

A study of 43 vampire bats from one zoo institution that were submitted for necropsy found that bacterial diseases were the most commonly observed infectious disease, mostly affecting the reproductive tissues, followed by intestines, liver, lungs, and nervous tissue (Kirejczyk et al., 2021). In the wild, bacteria isolated from vampire bats include *Bartonella*, *Salmonella*, *Brucella*, *Bacillus*, *Staphylococcus*, *Pseudomonas, Serratia*, *Acinetobacter, Enterobacter*, and antibiotic-resistant *E. coli* (Becker et al., 2018; Benavides et al., 2018; Chaverri, 2006; Chomel et al., 2015; Galicia et al., 2014; Hoar et al., 1998; Razik et al., 2023). Hemoplasma infections are also common (Correia Dos Santos et al., 2020; De Mello, De Oliveira, Coelho, Lee, Franco, et al., 2024; Volokhov et al., 2017), and additional studies have documented other bacterial pathogens such as *Anaplasma*, *Ehrlichia*, and *Neorickettsia* (De Mello, De Oliveira, Coelho, Lee, Das Neves, et al., 2024; De Mello et al., 2023). The Carter Lab observed an outbreak of *Staphylococcus* infection among captive wild-caught vampire bats that caused redness and swelling of the wrists and pus-covered lesions. These infections were successfully treated with subcutaneous injections of the antibiotic enrofloxacin diluted in cell culture-grade water, using the recommended dose per body weight (Razik et al., 2023). The same caretakers used the same enrofloxacin injection regimen in another captive colony of wild-caught bats to treat an unconfirmed gastrointestinal bacterial infection that caused bloating, lethargy, and foul-smelling mucus-containing diarrhea, but the treatment's effectiveness was unclear. To our knowledge, no direct zoonotic transmission of bacteria from vampire bats to humans has been reported.

Wild-caught vampire bats also host numerous protozoan pathogens such as *Trypanosoma* species, which may be transmitted through vampire bat saliva or blood-feeding vectors and can cause pathologies in wild and domesticated mammals (i.e., Surra disease, Austen & Barbosa, 2021; Tamsitt & Valdivieso, 1970). However, evidence of transmission to humans is lacking. In one case, vampire bats with acute gastrointestinal symptoms (i.e., diarrhea) tested positive for the protozoan pathogen *Cryptosporidium*. Potential treatments for this pathogen include nitazoxanide, paromomycin, azithromycin, or tylosin, which, to our knowledge, have not been used in vampire bats. Studies should test for effects of antibiotics on

vampire bat microbiomes. Caretakers have occasionally observed captive vampire bats licking guano, which might suggest deficiencies in the gut microbiome.

Histoplasma capsulatum, the causative agent of histoplasmosis, is a fungus producing spores that can cause respiratory infections in humans. Although it has been isolated from wild vampire bat guano (Gugnani & Denning, 2023), it is not a concern in captivity if fecal matter is consistently removed because the fungus requires large, enduring accumulations of guano. Other fungal infections, such as *Candida* and *Coccidioides,* have been described in vampire bats (Chomel et al., 2015), but their zoonotic potential remains unassessed. Wild bats also carry various ectoparasites and endoparasites such as acarid species, nematodes, and bat flies (Mendez, 1988; Rojas Chaves, 2007), but external ectoparasites are lost during captivity (Dickson & Green, 1970). Topical application of selamectin (6 mg/kg) has been used to treat ectoparasites upon entry into captivity, with a second dose administered one week later if parasites persisted (Cárdenas-Canales et al., 2020).

In the case of gastrointestinal symptoms such as prolonged diarrhea, we recommend keeping the bats hydrated. In mild cases, supplemental hydration can be provided using an oral syringe, providing them with purified water (avoid chlorinated water). In severe cases of dehydration and lethargy, subcutaneous injections of lactated Ringer's solution (ambient to body temperature) can be used following recommendations of veterinarians.

Non-infectious Pathologies

Among non-infectious causes of death or euthanasia in 43 necropsies submitted to an exotic and zoo animal diagnostic service (Kirejczyk et al., 2021), physical (musculoskeletal) trauma was the most common pathology, followed by issues associated with the development of young animals and reproduction. These findings are aligned with unpublished necropsy reports from another zoo institution where the most common non-infectious causes of death or euthanasia were physical trauma, followed by issues associated with pups (starvation, neglect, birth defects) and reproduction, followed by pathologies in cardiovascular, neurological, urinary, and other anatomic systems. Myositis ossificans traumatica, a process in which new bone tissue and mineral starts to form in soft tissue and skeletal muscle, has also been reported in vampire bats and may have been caused by a previous emergency C-section (Hausmann et al., 2016).

Vitamin C deficiency has been reported in a vampire bat colony demonstrating signs of subcutaneous hemorrhage, bone fractures, cerebellar necrosis, ulcerative dermatitis, and death despite supplementation with liquid pediatric multivitamins with iron (Hausmann et al., 2021). Vitamin C deficiency in this colony was resolved with a therapeutic trial of Vitamin C supplementation, in which affected bats in the colony had a full resolution of clinical signs in 10 days to 2 months (Hausmann et al., 2021).

Health Impacts of Sodium Citrate

Deaths due to physical trauma and reproductive issues could be linked to the use of sodium citrate, used in chemical defibrination of blood, because sodium citrate chelates calcium, which could lead to calcium deficiency. Although early reports found no dramatic radiological evidence for bone decalcification after 15 months of citrate in the diet (Dickson & Green, 1970), later radiological studies found evidence of calcium deficiencies that may reduce uterine motility during parturition and lead to dystocia, decrease calcium content in milk, and impair neonatal bone development (Kirejczyk et al., 2021). It would be useful to systematically quantify how long-term sodium citrate consumption affects vampire bats. The risks of sodium citrate should be balanced against the risks of contamination due to manual defibrination, if choosing between these two methods of blood preparation.

Adult and Neonatal Physical Exams

Remote evaluation of physical distress or sickness is challenging, as stress behaviors (e.g., overgrooming, repetitive behaviors, distress vocalizations) in vampire bats are understudied. Some caretakers perform monthly visual health checks of all bats, including examination of wings and body. After a pup is born, caretakers should monitor for signs of aggression towards the pup, in which case both mom and pup may be separated and fed away from the colony to ensure proper nutrition for the mom and uninterrupted nursing. The benefits of health inspections of pups should be balanced against the stress caused by their capture and handling. Reference values for peripheral blood (total red cell count, hematocrit, hemoglobin) and differential white blood cell counts (neutrophils, lymphocytes, eosinophils, basophils, and monocytes) in a mixed sample of both males and females are outlined in Krutzsch & Wimsatt, 1963.

Quarantine Procedures

When a group of captive-born bats is received from another institution, the length of quarantine should be determined by the receiving institution based on the health status of the animals and information about the supplying institution. Any bats that die during quarantine should be necropsied and tested for potential infectious agents such as rabies. Some authors suggest that post-quarantine, bats should have an acclimation period of at least 7 days prior to any major procedures or chronic studies and a minimum of 72 h prior to any minor procedures or non-survival studies (Obernier & Baldwin, 2006).

Hand-rearing Pups

Successful hand-rearing of orphaned vampire bats has been documented in detail (Barnard & Sachs, 1992). Two pups surpassed the weight of a mother-reared pup using a specific rearing protocol. A lactose-free formula was developed with 10 g Multi-Milk® powder (Pet-Ag, Inc.), 2 g dextrose powder, 75 mL water, 2 drops Avitron® multivitamins (Lambert Kay), and 4 drops Avimin® multiminerals (Lambert Kay), warmed in a hot water bath. Due to slow digestion and abdominal swelling when fed every two hours, feeding intervals were adjusted to 3-4 h. Metoclopramide hydrochloride syrup, diluted with water (1 drop of syrup with 4 drops of water), was added to the formula for 4-6 days to improve digestion. The formula was fed to bats using a tuberculin syringe, with drops of blood gradually added at increasing ratios. The amount of water was reduced to 60 mL at six weeks of age. At 18-21 weeks, pups were offered a blood-milk mixture alongside pure blood to transition them to an adult diet by 24 weeks of age (Barnard & Sachs, 1992).

Anesthesia, Vascular Access, and Anesthetic Recovery

Prior to anesthetic procedures, bats should not be fasted to prevent hypoglycemia. Inhalant anesthesia, such as isoflurane, administered at 5% for induction and maintained at 2-3% via a face mask or induction chamber, is an effective method. During anesthesia, wings can be gently folded and bats placed on a warm, water-circulating pad to prevent hypothermia, as they can enter torpor at low temperatures. Vital signs, including respiration, temperature, and heart rate, must be closely monitored. Subcutaneous lactated Ringer's Solution (0.1–0.2 mL/5 g body weight) can provide fluid support (Kennedy, 2023; Pye, 2001). Other publications describe options for injectable anesthetics, analgesia, and injections for pharyngeal secretion control (Kennedy, 2023) and additional anesthetic techniques (Heard, 2014). Anesthetic recovery should occur in a dark, warm environment with bats lightly wrapped in a towel or drape to prevent wing thrashing. Bats can be returned to the colony once they can crawl out of the drape or towel unassisted (Kennedy, 2023; Pye, 2001).

In vampire bats, blood collection for various purposes (immune status assessments, pathogen diagnostics) has been successful using puncture and controlled blood collection from propatagial, brachial, cephalic, and saphenous veins (Cárdenas-Canales, Velasco-Villa, et al., 2022; Megid et al., 2021;

Stockmaier et al., 2018; Volokhov et al., 2017). Innovative restraint devices may be used for non-terminal sampling (Ceballos-Vasquez et al., 2014; Morgan et al., 2022).

Contraception

Ovariohysterectomy of three captive female vampire bats was successfully performed at a Zoo institution (procedures are described in Clarke and DeVoe, 2011). One zoo established and shared the following protocol for the neutering of male vampire bats in their colony (Dr. Heather Balmer and Megan Klawitter, ZooAmerica, personal communication). In short, prior to the procedure, the bat is housed in a warm, quiet area, such as an incubator. Anesthesia induction can be performed using inhalation anesthesia (described above) in a small chamber (such as a dog face mask placed over the bat) and secured against the operating table. Once the bat is no longer moving, it can be transitioned to a smaller face mask for better fit and control. Next, buprenorphine at a dose of 0.1 mg/kg is administered subcutaneously for analgesia. Heat support should be supplied, and the heart rate can be monitored using a Doppler device. Aseptic preparation of the scrotum and caudal ventral abdomen should be performed using warmed chlorhexidine. Bilateral scrotal incisions are made over the testicles using a surgical blade and extended with iris scissors. The testicles are gently exteriorized within the vaginal tunic by dissecting them free from the scrotum to expose the spermatic cord and associated vessels. The pedicle is clamped in multiple locations to achieve hemostasis, then transected to remove the testicle. Cautery or a surgical laser may be used during transection to enhance hemostasis. Warm subcutaneous fluids are administered, and meloxicam (2 mg/kg subcutaneously) is provided for pain management. After gas anesthesia is discontinued, oxygen supplementation is continued via a mask for approximately five minutes. Heat support is maintained throughout the recovery period to ensure the bat remains warm and comfortable. As an alternative to traditional surgery techniques, surgical removal of testicles using radiosurgery is a rapid and safe technique in fruit bats (Prud'homme et al., 2020), but has not been reported for vampire bats.

As an alternative to surgical methods, other contraceptive options include hormonal treatments, such as coumestrol, which reduces fertility in female vampire bats (Serrano et al., 2007). Melengestrol acetate implants, etonogestrol implants, and medroxyprogesterone acetate injections have shown efficacy in fruit bats but remain untested in vampire bats (Drake et al., 2021; Hayes et al., 1996). Anecdotally, the PZP (porcine zona pellucida) vaccine has also been used for contraception in vampire bats (Hausmann et al., 2016).

Management of Inbreeding

Levels of inbreeding in captive vampire bats are either unknown or not well reported in the literature, but one captive colony consisting of individuals from 3 different zoos had estimated levels of inbreeding and a mean and variance of pairwise relatedness that were similar to wild populations (Carter & Wilkinson 2015). Inbreeding can be managed by contraception (reviewed below), housing the sexes separately to prevent breeding, or by removing males from their natal groups when they reach adulthood to simulate the dispersal behaviors found in nature.

Euthanasia and Necropsies

Euthanasia of vampire bats (and other bats) can be performed using an overdose of the inhalant anesthetic isoflurane, a method endorsed by the American Veterinary Medical Association (Underwood & Anthony, 2020). During the former procedure, the bat is placed in a sealed chamber containing a cotton ball soaked with 0.5-1 mL of isoflurane per 500 mL of container volume. The chamber's size should be 2-4 times the bat's size to ensure adequate oxygen availability prior to death. A small piece of screen or other barrier should be placed over the cotton ball to prevent direct contact. Before the bat is placed in the chamber, time is allowed for the isoflurane to volatilize and reach an appropriate concentration to induce rapid unconsciousness. Once the bat is placed in the chamber and the lid is secured, it is monitored for signs

of death, such as cessation of breathing. Loss of consciousness typically occurs within 10-15 s, followed by respiratory arrest and cardiovascular collapse within 30-40 seconds. After the bat appears to have stopped breathing, it is removed from the container for verification of death by confirming the absence of a heartbeat. If the bat is not deceased, it is returned to the chamber, and the procedure is repeated. Decapitation using heavy-duty shears or a rodent guillotine may be used as a secondary method of euthanasia or as a method for verification of death. The CDC recommends necropsy and rabies testing for all deceased bats following local Department of Health guidelines on specimen submission and transport for rabies testing (World Health Organization et al., 2018). Necropsy protocols may vary across diagnostic services, but any gross lesions should be noted, and representative tissues (e.g., brain, heart, lungs, kidney, stomach, intestines, bladder, bone, skeletal muscle, liver, pancreas, reproductive organs, skin, and eyes) should be submitted for histopathology. PCR testing may be performed based on clinical history and signs (see section above about common vampire bat pathogens). To monitor the health of their colonies, institutions should maintain accurate and detailed records of necropsy findings and mortality rates.

Conclusions and Gaps in Knowledge

Many zoos exhibit vampire bats for education and conservation, allowing visitors to learn about their unique lifestyle and adaptations related to an exclusively blood diet. Maintaining captive vampire bat colonies poses challenges due to their complex social, dietary, and environmental needs. Key gaps in knowledge that warrant further investigation include (1) the long-term effects of sodium citrate on bone development and reproduction, (2) reproductive synchrony and the potential for menstruation, (3) the impact of enrichment on cognitive and social development over time, and (4) the effectiveness of controlled introductions that allow for acoustic and olfactory contact in reducing aggression when adding new individuals or merging groups.

Acknowledgements

We thank the Bat Taxon Advisory Group, the Association of Zoos & Aquariums, Louisville Zoo, Jennifer Ireland (North Carolina Zoo), Jessica Fabian, Amanda Felk, and Cierra Allen (Philadelphia Zoo), and Heather Balmer and Megan Klawitter (ZooAmerica) for feedback, advice, and support. We thank three anonymous reviewers for their helpful feedback.

Author Contributions: Shen, Camson, Carter, and Stockmaier wrote the first draft and made revisions. All other co-authors added information or made significant revisions.

Funding: This publication is based upon work supported by the National Science Foundation under grant number IOS-2015928 and DEB-2508535.

Conflict of Interest: All authors are or have been affiliated with institutions that house and care for captive vampire bat populations (*Desmodus rotundus*); however, to the best of our knowledge, this institutional affiliation did not influence the selection or presentation of the information or guidelines outlined in this review. All authors declare no competing interests**.**

References

Aguilar-Setién, A., Leon, Y. C., Tesoro, E. C., Kretschmer, R., Brochier, B., & Pastoret, P.-P. (2002). Vaccination of vampire bats using recombinant vaccinia-rabies virus. *Journal of Wildlife Diseases*, *38*(3), 539-544. https://doi.org/10.7589/0090-3558-38.3.539

Almeida, M. F., Martorelli, L. F. A., Aires, C. C., Barros, R. F., & Massad, E. (2008). Vaccinating the vampire bat *Desmodus rotundus* against rabies. *Virus Research*, *137*(2), 275-277. https://doi.org/10.1016/j.virusres.2008.07.024

Altenbach, J. S. (1979). Locomotor morphology of the vampire bat, *Desmodus rotundus*. *American Society of Mammalogists*. https://doi.org/10.5962/bhl.title.39538

Alves, R. S., do Canto Olegário, J., Weber, M. N., da Silva, M. S., Canova, R., Sauthier, J. T., Baumbach, L. F., Witt, A. A., Varela, A. P. M., & Mayer, F. Q. (2022). Detection of coronavirus in vampire bats (*Desmodus rotundus*) in southern Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*, *69*(4), 2384-2389. https://doi.org/10.1111/tbed.14150

Apitz-Castro, R., Béguin, S., Tablante, A., Bartoli, F., Holt, J. C., & Hemker, H. C. (1995). Purification and partial characterization of draculin, the anticoagulant factor present in the saliva of vampire bats (*Desmodus rotundus*). *Thrombosis and Haemostasis*, *73*(1), 94-100. https://doi.org/10.1055/s-0038-1653731

Austen, J. M., & Barbosa, A. D. (2021). Diversity and epidemiology of bat trypanosomes: A one health perspective. *Pathogens*, *10*(9), 1148. https://doi.org/10.3390/pathogens10091148

Barnard, S. M. (2009). Maintaining bats for captive studies. In *Ecological and behavioral methods for the study of bats* (2nd ed., pp. 329-372). Johns Hopkins University Press.

Barnard, S. M. (2011). *Bats in Captivity: Vol. 3 Diet and Feeding-Environment and Housing*. Logos Press.

Barnard, S. M., & Sachs, N. (1992). The successful hand rearing of two orphaned vampire bats (*Desmodus rotundus*). *Anim Keepers' Forum*, *19*, 280-288.

Bat Taxonomic Advisory Group. (2025). *Vampire bat Husbandry Manual* [Husbandry manual]. https://www.battag.org/uploads/6/2/7/6/6276216/vampire_bat.pdf

Becker, D. J., Bergner, L. M., Bentz, A. B., Orton, R. J., Altizer, S., & Streicker, D. G. (2018). Genetic diversity, infection prevalence, and possible transmission routes of *Bartonella* spp. In vampire bats. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, *12*(9), e0006786. https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006786

Benavides, J. A., Shiva, C., Virhuez, M., Tello, C., Appelgren, A., Vendrell, J., Solassol, J., Godreuil, S., & Streicker, D. G. (2018). Extended-spectrum beta-lactamase-producing *Escherichia coli* in common vampire bats *Desmodus rotundus* and livestock in Peru. *Zoonoses and Public Health*, *65*(4), 454-458. https://doi.org/10.1111/zph.12456

Bergner, L. M., Mollentze, N., Orton, R. J., Tello, C., Broos, A., Biek, R., & Streicker, D. G. (2021). Characterizing and evaluating the zoonotic potential of novel viruses discovered in vampire bats. *Viruses*, *13*(2), 252. https://doi.org/10.3390/v13020252

Berrío-Martínez, J., Kaiser, S., Nowak, M., Page, R. A., & Carter, G. G. (2019). The role of past experience in development of feeding behavior in common vampire bats. *PeerJ*, *7*, e7448. https://doi.org/10.7717/peerj.7448

Breidenstein, C. P. (1982). Digestion and assimilation of bovine blood by a vampire bat (*Desmodus rotundus*). *Journal of Mammalogy*, *63*(3), 482–484. https://doi.org/10.2307/1380446

Brown, N., & Escobar, L. E. (2023). A review of the diet of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*) in the context of anthropogenic change. *Mammalian Biology*, *103*(4), 433–453. https://doi.org/10.1007/s42991-023-00358-3

Cárdenas-Canales, E. M., Bohne, M. C., Falendysz, E. A., Osorio, J. E., & Rocke, T. E. (2025). Transporting common vampire bats (*Desmodus rotundus*) by land: Design of a transport container and care during transit. *Applied Biosafety*. https://doi.org/10.1089/apb.2025.0004

Cárdenas-Canales, E. M., Gigante, C. M., Greenberg, L., Velasco-Villa, A., Ellison, J. A., Satheshkumar, P. S., Medina-Magües, L. G., Griesser, R., Falendysz, E., Amezcua, I., Osorio, J. E., & Rocke, T. E. (2020). Clinical presentation and serologic response during a rabies epizootic in captive common vampire bats (*Desmodus rotundus*). *Tropical Medicine and Infectious Disease*, *5*(1), 34. https://doi.org/10.3390/tropicalmed5010034

Cárdenas-Canales, E. M., Stockmaier, S., Cronin, E., Rocke, T. E., Osorio, J. E., & Carter, G. G. (2022). Social effects of rabies infection in male vampire bats (*Desmodus rotundus*). *Biology Letters*, *18*(9), 20220298. https://doi.org/10.1098/rsbl.2022.0298

Cárdenas-Canales, E. M., Velasco-Villa, A., Ellison, J. A., Satheshkumar, P. S., Osorio, J. E., & Rocke, T. E. (2022). A recombinant rabies vaccine that prevents viral shedding in rabid common vampire bats (*Desmodus rotundus*). *PLOS Neglected Tropical Diseases*, *16*(8), e0010699. https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0010699

Carter, G. G. (2021). Co-option and the evolution of food sharing in vampire bats. *Ethology*, *127*(10), 837-849. https://doi.org/10.1111/eth.13146

Carter, G. G., Brown, B., Razik, I., & Ripperger, S. (2021). Penguins, falcons, and mountain lions: The extraordinary host diversity of vampire bats. In B. K. Lim, M. B. Fenton, R. M. Brigham, S. Mistry, A. Kurta, E. H. Gillam,

A. Russell, & J. Ortega (Eds.), *50 Years of Bat Research: Foundations and New Frontiers* (pp. 151-170). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-54727-1_10

Carter, G. G., Farine, D. R., Crisp, R. J., Vrtilek, J. K., Ripperger, S. P., & Page, R. A. (2020). Development of new food-sharing relationships in vampire bats. *Current Biology*, *30*(7), 1275-1279.e3. https://doi.org/10.1016/j.cub.2020.01.055

Carter, G. G., Forss, S., Page, R. A., & Ratcliffe, J. M. (2018). Younger vampire bats (*Desmodus rotundus*) are more likely than adults to explore novel objects. *PLOS ONE*, *13*(5), e0196889. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0196889

Carter, G. G., & Leffer, L. (2015). Social grooming in bats: Are vampire bats exceptional? *PLoS One*, *10*(10), e0138430. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0138430

Carter, G. G., Ripperger, S. P., Girbino, V., Dixon, M. M., Razik, I., Page, R. A., & Hobson, E. A. (2024). Long-term cooperative relationships among vampire bats are not strongly predicted by their initial interactions. *Annals of the New York Academy of Sciences*, *1541*(1), 129-139. https://doi.org/10.1111/nyas.15241

Carter, G. G., Skowronski, M. D., Faure, P. A., & Fenton, B. (2008). Antiphonal calling allows individual discrimination in white-winged vampire bats. *Animal Behaviour*, *76*(4), 1343-1355. https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2008.04.023

Carter, G. G., & Wilkinson, G. S. (2013). Food sharing in vampire bats: Reciprocal help predicts donations more than relatedness or harassment. *Proc Biol Sci*, *280*(1753), 20122573. https://doi.org/10.1098/rspb.2012.2573

Carter, G. G., & Wilkinson, G. S. (2015a). Intranasal oxytocin increases social grooming and food sharing in the common vampire bat *Desmodus rotundus*. *Hormones and Behavior*, *75*, 150-153. https://doi.org/10.1016/j.yhbeh.2015.10.006

Carter, G. G., & Wilkinson, G. S. (2015b). Social benefits of non-kin food sharing by female vampire bats. *Proc Biol Sci*, *282*(1819), 20152524. https://doi.org/10.1098/rspb.2015.2524

Carter, G. G., Wilkinson, G. S., & Page, R. A. (2017). Food-sharing vampire bats are more nepotistic under conditions of perceived risk. *Behavioral Ecology*, *28*(2), Article 2. https://doi.org/10.1093/beheco/arx006

Ceballos-Vasquez, A., Caldwell, J. R., & Faure, P. A. (2014). A device for restraining bats. *Acta Chiropterologica*, *16*(1), 255–260. https://doi.org/10.3161/150811014X683453

Chaverri, G. (2006). Aerobic bacterial flora from the digestive tract of the common vampire bat, *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Revista de biologica tropical, 54*(3), 717-724. https://doi.org/10.15517/rbt.v54i3.12770

Chomel, B. B., Stuckey, M. J., Boulouis, H.-J., & Aguilar- Setién, A. (2015). Bat-related zoonoses. In A. Sing (Ed.), *Zoonoses—Infections Affecting Humans and Animals* (pp. 697–714). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-94-017-9457-2_28

Clarke, E. O., & DeVoe, R. S. (2011). Ovariohysterectomy of three vampire bats (*Desmodus rotundus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, *42*(4), 755–758. https://doi.org/10.1638/2011-0026.1

Coen, C. E. (2002). *Comparative nutritional ecology of two genera of vampire bats: Desmodus rotundus and Diaemus youngi* [Doctoral dissertation, Cornell University]. https://www.proquest.com/docview/304800055/abstract/21E4080D361E4AABPQ/1

Common, S. M., Shadbolt, T., Walsh, K., & Sainsbury, A. W. (2022). The risk from SARS-CoV-2 to bat species in england and mitigation options for conservation field workers. *Transboundary and Emerging Diseases*, *69*(2), 694–705. https://doi.org/10.1111/tbed.14035

Correia Dos Santos, L., Vidotto, O., Dos Santos, N. J. R., Ribeiro, J., Pellizzaro, M., Dos Santos, A. P., Haisi, A., Wischral Jayme Vieira, T. S., De Barros Filho, I. R., Cubilla, M. P., Araujo, J. P., Da Costa Vieira, R. F., Ullmann, L. S., & Biondo, A. W. (2020). Hemotropic mycoplasmas (hemoplasmas) in free-ranging bats from Southern Brazil. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, *69*, 101416. https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101416

Crespo, R. F., Fernández, S. S., Burns, R. J., & Mitchell, G. C. (1974). Observaciones sobre el comportamiento del vampiro común (*Desmodus rotundus*) al alimentarse en condiciones naturales. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, *27*, 39-39.

Crespo, R. F., Linhart, S. B., Burns, R. J., & Mitchell, G. C. (1972). Foraging behavior of the common vampire bat related to moonlight. *Journal of Mammalogy*, *53*(2), 366–368. https://doi.org/10.2307/1379175

Crisp, R. J., Brent, L. J. N., & Carter, G. G. (2021). Social dominance and cooperation in female vampire bats. *Royal Society Open Science*, *8*(7), 210266. https://doi.org/10.1098/rsos.210266

Davis, A., Gordy, P., Rudd, R., Jarvis, J. A., & Bowen, R. A. (2012). Naturally acquired rabies virus infections in wild-caught bats. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, *12*(1), 55–60. https://doi.org/10.1089/vbz.2011.0674

De Mello, V. V. C., De Oliveira, L. B., Coelho, T. F. S. B., Lee, D. A. B., Das Neves, L. F., Franco, E. O., Mongruel, A. C. B., Machado, R. Z., & André, M. R. (2024). Diversity of *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp. And *Neorickettsia* spp. In vampire bats. *Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases*, *5*, 100182. https://doi.org/10.1016/j.crpvbd.2024.100182

De Mello, V. V. C., De Oliveira, L. B., Coelho, T. F. S. B., Lee, D. A. B., Franco, E. O., Machado, R. Z., & André, M. R. (2024). Molecular survey of hemoplasmas and *Coxiella burnetii* in vampire bats from northern Brazil. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, *106*, 102127. https://doi.org/10.1016/j.cimid.2024.102127

De Mello, V. V. C., Placa, A. J. V., Lee, D. A. B., Franco, E. O., Lima, L., Teixeira, M. M. G., Hemsley, C., Titball, R. W., Machado, R. Z., & André, M. R. (2023). Molecular detection of blood-borne agents in vampire bats from Brazil, with the first molecular evidence of *Neorickettsia* spp. In *Desmodus rotundus* and *Diphylla ecaudata*. *Acta Tropica*, *244*, 106945. https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2023.106945

Delpietro, H. A., & Russo, R. G. (2002). Observations of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*) and the hairy-legged vampire bat (*Diphylla ecaudata*) in captivity. *Mammalian Biology*, *67*(2), 65-78. https://doi.org/10.1078/1616-5047-00011

Delpietro, H. A., Russo, R. G., Carter, G. G., Lord, R. D., & Delpietro, G. L. (2017). Reproductive seasonality, sex ratio and philopatry in Argentina's common vampire bats. *Royal Society Open Science*, *4*(4), 160959. https://doi.org/10.1098/rsos.160959

Dickson, J. M., & Green, D. G. (1970). The vampire bat (*Desmodus rotundus*): Improved methods of laboratory care and handling. *Laboratory Animals*, *4*(1), 37–44. https://doi.org/10.1258/002367770781036445

Drake, G. J.-C., Cowl, V., Ashpole, I., Rowland, H., White, D., McDonald, M., Chantrey, J., Lopez, J., & Feltrer-Rambaud, Y. (2021). The use of etonogestrel (Nexplanon®) and aglepristone (Alizin®) for population management of a colony of Rodrigues fruit bats (*Pteropus rodricensis*). *Journal of Zoo and Aquarium Research*, *9*(4), 239-246. https://doi.org/10.19227/jzar.v9i4.627

Fleming, T. H., Dávalos, L. M., & Mello, M. A. R. (Eds.). (2020). *Phyllostomid bats: A unique mammalian radiation*. The University of Chicago Press.

Freitas, M. B., Welker, A. F., Millan, S. F., & Pinheiro, E. C. (2003). Metabolic responses induced by fasting in the common vampire bat *Desmodus rotundus*. *Journal of Comparative Physiology B: Biochemical, Systemic, and Environmental Physiology*, *173*(8), 703–707. https://doi.org/10.1007/s00360-003-0383-3

Fuller, G., Raghanti, M. A., Dennis, P. M., Kuhar, C. W., Willis, M. A., Schook, M. W., & Lukas, K. E. (2016). A comparison of nocturnal primate behavior in exhibits illuminated with red and blue light. *Applied Animal Behaviour Science*, *184*, 126–134. https://doi.org/10.1016/j.applanim.2016.08.011

Galicia, M. M., Buenrostro, A., & García, J. (2014). Diversidad específica bacteriana en murciélagos de distintos gremios alimenticios en la sierra sur de Oaxaca, México. *Revista de Biologia Tropical, 64*(4), 1673-1681. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442014000400032&lng=en&nrm=iso

Gracheva, E. O., Cordero-Morales, J. F., González-Carcacía, J. A., Ingolia, N. T., Manno, C., Aranguren, C. I., Weissman, J. S., & Julius, D. (2011). Ganglion-specific splicing of TRPV1 underlies infrared sensation in vampire bats. *Nature*, *476*(7358), 88–91. https://doi.org/10.1038/nature10245

Greenhall, A. M., Joermann, G., Schmidt, U., & Seidel, M. R. (1983). *Desmodus rotundus*. *Mammalian Species*, *202*, 1. https://doi.org/10.2307/3503895

Greenhall, A. M., & Schmidt, U. (Eds.). (1988). *Natural history of vampire bats* (1st ed.). CRC Press. https://doi.org/10.1201/9781351074919

Greenhall, A. M., Schmidt, U., & Lopez-Forment, W. (1971). Attacking behavior of the vampire bat, *Desmodus rotundus*, under field conditions in Mexico. *Biotropica*, *3*(2), 136. https://doi.org/10.2307/2989817

Griffiths, M. E., Bergner, L. M., Broos, A., Meza, D. K., Filipe, A. da S., Davison, A., Tello, C., Becker, D. J., & Streicker, D. G. (2020). Epidemiology and biology of a herpesvirus in rabies endemic vampire bat populations. *Nature Communications*, *11*(1), 5951. https://doi.org/10.1038/s41467-020-19832-4

Griffiths, T. A., & Criley, B. B. (1989). Comparative lingual anatomy of the bats *Desmodus rotundus* and *Lonchophylla robusta* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Journal of Mammalogy*, *70*(3), 608-613. https://doi.org/10.2307/1381432

Gröger, U., & Wiegrebe, L. (2006). Classification of human breathing sounds by the common vampire bat, *Desmodus rotundus*. *BMC Biology*, *4*(1), 18. https://doi.org/10.1186/1741-7007-4-18

Gugnani, H. C., & Denning, D. W. (2023). Infection of bats with *Histoplasma* species. *Medical Mycology*, *61*(8), myad080. https://doi.org/10.1093/mmy/myad080

Guidelines for the Humane Transportation of Research Animals (p. 11557). (2006). National Academies Press. https://doi.org/10.17226/11557

Hartman, C. R. A., Wilkinson, G. S., Razik, I., Hamilton, I. M., Hobson, E. A., & Carter, G. G. (2024). Hierarchically embedded scales of movement shape the social networks of vampire bats. *Proceedings. Biological Sciences*, *291*(2021), 20232880. https://doi.org/10.1098/rspb.2023.2880

Hausmann, J. C., Manasse, J., Churgin, S., Steinberg, H., Clyde, V. L., & Wallace, R. (2016). Myositis ossificans traumatica in a vampire bat (*Desmodus rotundus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, *47*(3), 895–899. https://doi.org/10.1638/2015-0289.1

Hausmann, J. C., Manasse, J., Steinberg, H., Clyde, V. L., & Wallace, R. S. (2021). Vitamin C deficiency-associated lesions in a colony of common vampire bats (*Desmodus rotundus*) in a zoo facility. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, *52*(2). https://doi.org/10.1638/2020-0144

Hawkey, C. (1966). Plasminogen activator in saliva of the vampire bat *Desmodus rotundus*. *Nature*, *211*(5047), 434-435. https://doi.org/10.1038/211434c0

Hayes, K. T., Feistner, A. T. C., & Halliwell, E. C. (1996). The effect of contraceptive implants on the behavior of female Rodrigues fruit bats, *Pteropus rodricensis*. *Zoo Biology*, *15*(1), 21-36. https://doi.org/10.1002/(SICI)1098-2361(1996)15:1<21::AID-ZOO3>3.0.CO;2-E

Heard, D. (2014). Chiropterans (Bats). In G. West, D. Heard, & N. Caulkett (Eds.), *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia* (1st ed., pp. 543–550). Wiley. https://doi.org/10.1002/9781118792919.ch36

Heffner, R. S., Koay, G., & Heffner, H. E. (2013). Hearing in American leaf-nosed bats. IV: The Common vampire bat, *Desmodus rotundus*. *Hearing Research*, *296*, 42–50. https://doi.org/10.1016/j.heares.2012.09.011

Hermanson, J. W., & Carter, G. G. (2020). Vampire Bats. In T. H. Fleming, L. M. Dávalos, & M. A. R. Mello (Eds.), *Phyllostomid Bats: A Unique Mammalian Radiation* (p. 0). University of Chicago Press. https://doi.org/10.7208/chicago/9780226696263.003.0015

Hoar, B. R., Chomel, B. B., Rodriguez, F. D. J. A., & Colley, P. A. (1998). Zoonoses and potential zoonoses transmitted by bats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, *212*(11), 1714-1720. https://doi.org/10.2460/javma.1998.212.11.1714

Huguin, M., Arechiga-Ceballos, N., Delaval, M., Guidez, A., de Castro, I. J., Lacoste, V., Salmier, A., Setién, A. A., Silva, C. R., Lavergne, A., & de Thoisy, B. (2018). How social structure drives the population dynamics of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*, Phyllostomidae). *The Journal of Heredity*, *109*(4), 393-404. https://doi.org/10.1093/jhered/esx111

International Air Transport Association. (2025). *Live animals regulations: 51st edition.* https://www.iata.org/en/publications/manuals/live-animals-regulations/

Joermann, G. (1988). Care of vampire bats in captivity. In *Natural History of Vampire Bats*. CRC Press.

Kennedy, L. (2023). Anesthesia and analgesia in other mammals. In *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals* (pp. 559–576). Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822215-7.00017-2

Kirejczyk, S. G. M., Goodwin, C., Gyimesi, Z. S., Zachariah, T. T., Sturgeon, G. L., Armwood, A. R., Frontera-Acevedo, K., Kokosinksa, A., Seguel, M., Fogelson, S. B., Burnum, A. L., Miller, D., Sakamoto, K., Howerth, E. W., McManamon, R., & Gottdenker, N. (2021). A retrospective study of pathology in bats submitted to an exotic and zoo animal diagnostic service in Georgia, USA (2008-2019). *Journal of Comparative Pathology*, *185*, 96-107. https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2021.04.010

Krutzsch, P. H., & Wimsatt, W. A. (1963). Some normal values of peripheral blood in the vampire bat. *Journal of Mammalogy*, *44*(4), 556. https://doi.org/10.2307/1377139

Kunz, T. H., & Parsons, S. (Eds.). (2009). *Ecological and behavioral methods for the study of bats* (2nd ed). Johns Hopkins University Press.

Lafferty, K. D., & Kuris, A. M. (2002). Trophic strategies, animal diversity and body size. *Trends in Ecology & Evolution*, *17*(11), 507–513. https://doi.org/10.1016/S0169-5347(02)02615-0

Linhares, B. S., Ribeiro, S. P., De Freitas, R. M. P., Puga, L. C. H. P., Sartori, S. S. R., & Freitas, M. B. (2021). Aspects regarding renal morphophysiology of fruit-eating and vampire bats. *Zoology*, *144*, 125861. https://doi.org/10.1016/j.zool.2020.125861

Lukas, D., & Clutton-Brock, T. (2018). Social complexity and kinship in animal societies. *Ecology Letters*, *21*(8), 1129–1134. https://doi.org/10.1111/ele.13079

Lyman, C. P., & Wimsatt, W. A. (1966). Temperature regulation in the vampire bat, Desmodus rotundus. *Physiological Zoology*, *39*(2), 101-109. https://doi.org/10.1086/physzool.39.2.30152422

Ma, D., Mizurini, D. M., Assumpção, T. C. F., Li, Y., Qi, Y., Kotsyfakis, M., Ribeiro, J. M. C., Monteiro, R. Q., & Francischetti, I. M. B. (2013). Desmolaris, a novel factor XIa anticoagulant from the salivary gland of the vampire bat (*Desmodus rotundus*) inhibits inflammation and thrombosis in vivo. *Blood*, *122*(25), Article 25. https://doi.org/10.1182/blood-2013-08-517474

McNab, B. K. (1969). The economics of temperature regulation in neutropical bats. *Comparative Biochemistry and Physiology*, *31*(2), 227–268. https://doi.org/10.1016/0010-406X(69)91651-X

McNab, B. K. (1973). Energetics and the distribution of vampires. *Journal of Mammalogy*, *54*(1), 131-144. https://doi-org.utk.idm.oclc.org/10.2307/1378876

Megid, J., Benavides Tala, J. A., Belaz Silva, L. D., Castro Castro, F. F., Ribeiro, B. L. D., Appolinário, C. M., Katz, I. S. S., Scheffer, K. C., Silva, S. R., Rosa, A. R., Barone, G. T., Alves Martorelli, L. F., & De Almeida, M. F. (2021). Serological surveillance of rabies in free-range and captive common vampire bats, *Desmodus rotundus*. *Frontiers in Veterinary Science*, *8*, 681423. https://doi.org/10.3389/fvets.2021.681423

Mendez, E. (1988). Parasites of vampire bats. In *Natural History of Vampire Bats*. CRC Press.

Meza, D. K., Mollentze, N., Broos, A., Tello, C., Valderrama, W., Recuenco, S., Carrera, J. E., Shiva, C., Falcon, N., & Viana, M. (2022). Ecological determinants of rabies virus dynamics in vampire bats and spillover to livestock. *Proceedings of the Royal Society B*, *289*(1982), 20220860. https://doi.org/10.1098/rspb.2022.0860

Morán, D., Álvarez, D., & Cordón-Rosales, C. (2017). Virus y bacterias encontrados en murciélagos de Guatemala. *Universidad del Valle de Guatemala, 34*. Available at: https://repositorio.uvg.edu.gt/handle/123456789/5359

Morgan, C. N., Mauldin, M. R., Jones, J., Collier, B., & Nakazawa, Y. (2022). *A novel restraint device to improve safety and efficacy of blood collection during non-terminal sampling of bats*. bioRxiv. https://doi.org/10.1101/2022.03.22.483499

Nadal, D., Bote, K., Masthi, R., Nrayana, A., Ross, Y., Wallace, R., & Abela, B. (2023). Rabies post-exposure prophylaxis delivery to ensure treatment efficacy and increase compliance. *IJID one Health*, 1, 100006. https://doi.org/10.1016/j.ijidoh.2023.100006

Obernier, J. A., & Baldwin, R. L. (2006). Establishing an appropriate period of acclimatization following transportation of laboratory animals. *ILAR Journal*, *47*(4), 364-369. https://doi.org/10.1093/ilar.47.4.364

Olival, K. J., Cryan, P. M., Amman, B. R., Baric, R. S., Blehert, D. S., Brook, C. E., Calisher, C. H., Castle, K. T., Coleman, J. T. H., Daszak, P., Epstein, J. H., Field, H., Frick, W. F., Gilbert, A. T., Hayman, D. T. S., Ip, H. S., Karesh, W. B., Johnson, C. K., Kading, R. C., … Wang, L.-F. (2020). Possibility for reverse zoonotic transmission of SARS-CoV-2 to free-ranging wildlife: A case study of bats. *PLOS Pathogens*, *16*(9), e1008758. https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1008758

Paredes, J., & Paras-Garcia, A. (1996). Pathologies presented in two captive bat colonies related to problems with air exchange. *American Association of Zoo Veterinarians Proceedings Archive*, 440-442.

Park, S. (1988). Dominance relationship in a colony of vampire bat, *Desmodus rotundus*. *The Korean Journal of Zoology (Korea R.)*, *31*(4), 243-250.

Park, S. (1991). Development of social structure in a captive colony of the common vampire bat, *Desmodus rotundus*. *Ethology*, *89*(4), 335-341. https://doi.org/10.1111/j.1439-0310.1991.tb00378.x

Prud'homme, Y., Ferrell, S. T., Couture, É. L., Marquet, B., & Desmarchelier, M. (2020). Surgical orchiectomy in fruit bats—Description of two techniques in the Ruwenzori long-haired fruit bats (*Rousettus lanosus*) and the Jamaican fruit-eating bat (*Artibeus jameicensis*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, *51*(2), 297. https://doi.org/10.1638/2019-0171

Pye, G. W. (2001). Marsupial, insectivore, and chiropteran anesthesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, *4*(1), Article 1. https://doi.org/10.1016/S1094-9194(17)30058-0

Quintero, F., & Rasweiler, J. J. (1974). Ovulation and early embryonic development in the captive vampire bat, *Desmodus rotundus*. *Journal of Reproduction and Fertility*, *41*(2), 265-273. https://doi.org/10.1530/jrf.0.0410265

Rao, A. K., Briggs, D., Moore, S. M., Whitehill, F., Campos-Outcalt, D., Morgan, R. L., Wallace, R. M., Romero, J. R., Bahta, L., Frey, S. E., & Blanton, J. D. (2022). Use of a modified preexposure prophylaxis vaccination schedule to prevent human rabies: Recommendations of the advisory committee on immunization practices — United States, 2022. *MMWR. Morbidity and Mortality Weekly Report*, *71*(18), 619–627. https://doi.org/10.15585/mmwr.mm7118a2

Rasweiler, J. J., Badwaik, N. K., & Mechineni, K. V. (2011). Ovulation, fertilization and early embryonic development in the menstruating fruit bat, *Carollia perspicillata*. *Anatomical Record (Hoboken, N.j.: 2007)*, *294*(3), 506-519. https://doi.org/10.1002/ar.21304

Ratcliffe, J. M., Fenton, M. B., & Galef, B. G. (2003). An exception to the rule: Common vampire bats do not learn taste aversions. *Animal Behaviour*, *65*(2), 385–389. https://doi.org/10.1006/anbe.2003.2059

Razik, I. (2024). *Determinants of Social Bonding in Vampire Bats* [PhD Thesis]. The Ohio State University.

Razik, I., Brown, B. K. G., & Carter, G. G. (2022). Forced proximity promotes the formation of enduring cooperative relationships in vampire bats. *Biology Letters*, *18*(4), 20220056. https://doi.org/10.1098/rsbl.2022.0056

Razik, I., Brown, B. K. G., Page, R. A., & Carter, G. G. (2021). Non-kin adoption in the common vampire bat. *Royal Society Open Science*, *8*(2), 201927. https://doi.org/10.1098/rsos.201927

Razik, I., Stockmaier, S., Abou-Elias, M., & Carter, G. G. (2023). *Opportunistic evidence of the impact of bacterial infections on social integration in vampire bats*. bioRxiv. https://doi.org/10.1101/2023.04.17.537180

Ribeiro, S. P., Linhares, B. S., Sarandy, M. M., Fonseca, C. C., Puga, L. C. H. P., Gonzaga, W., Sartori, S. S. R., Matta, S. L. P. D., & Freitas, M. B. (2022). Morphological adaptations during development of the kidneys in Vampire bats. *Zoology*, *150*, 125980. https://doi.org/10.1016/j.zool.2021.125980

Ripperger, S. P., & Carter, G. G. (2021). Social foraging in vampire bats is predicted by long-term cooperative relationships. *PLOS Biology*, *19*(9), e3001366. https://doi.org/10.1371/journal.pbio.3001366

Ripperger, S. P., Carter, G. G., Duda, N., Koelpin, A., Cassens, B., Kapitza, R., Josic, D., Berrío-Martínez, J., Page, R. A., & Mayer, F. (2019). Vampire bats that cooperate in the lab maintain their social networks in the wild. *Current Biology*, *29*(23), 4139-4144.e4. https://doi.org/10.1016/j.cub.2019.10.024

Riskin, D. K., & Carter, G. G. (2023). The evolution of sanguivory in vampire bats: Origins and convergences. *Canadian Journal of Zoology*, *101*(4), 207–221. https://doi.org/10.1139/cjz-2022-0115

Riskin, D. K., & Hermanson, J. W. (2005). Independent evolution of running in vampire bats. *Nature*, *434*(7031), 292-292. https://doi.org/10.1038/434292a

Riskin, D. K., Parsons, S., Schutt, W. A., Carter, G. G., & Hermanson, J. W. (2006). Terrestrial locomotion of the New Zealand short-tailed bat *Mystacina tuberculata* and the common vampire bat *Desmodus rotundus*. *The Journal of Experimental Biology*, *209*(9), 1725-1736. https://doi.org/10.1242/jeb.02186

Rojas Chaves, A. (2007). *Ectoparásitos de Desmodus rotundus (Chiroptera: Phyllostomidae) en Costa Rica* [Thesis, Universidad Nacional, Costa Rica]. https://repositorio.una.ac.cr/items/db6e6a4c-835f-41a2-8a72-831128eed0a2

Rossi, G. S., & Welch, K. C. (2024). Vampire bats rapidly fuel running with essential or non-essential amino acids from a blood meal. *Biology Letters*, *20*(11), 20240453. https://doi.org/10.1098/rsbl.2024.0453

Sailler, H. von, & Schmidt, U. (1978). Die sozialen Laute der Gemeinen Vampirfledermaus *Desmodus rotundus* bei Konfrontation am Futterplatz unter experimentellen Bedingungen. *Zeitschrift Für Saeugetierkunde*, *43*(5), 249-261.

Schmidt, C. (1988). Reproduction. In *Natural History of Vampire Bats.* (pp. 99–109). CRC Press.

Schmidt, C., Schmidt, U., & Manske, U. (1980). Observations of the behavior of orphaned juveniles in the common vampire bat (*Desmodus rotundus*). *5th Int. Bat. Res. Conf.*

Schmidt, U. (1978). *Vampirfledermäuse*. Westarp Wissenschaften.

Schmidt, U., & Barnard, S. M. (2011). Common vampire bat (*Desmodus rotundus*). In *Bats in Captivity: Vol. 3 Diet and Feeding-Environment and Housing*. Logos Press.

Schmidt, U., & Van De Flierdt, K. (1973). Innerartliche Aggression bei Vampirfledermäusen (*Desmodus rotundus*) am Futterplatz. *Zeitschrift Für Tierpsychologie*, *32*(2), 139-146. https://doi.org/10.1111/j.1439-0310.1973.tb01098.x

Schutt, W. A., Altenbach, J. S., Chang, Y. H., Cullinane, D. M., Hermanson, J. W., Muradali, F., & Bertram, J. E. (1997). The dynamics of flight-initiating jumps in the common vampire bat *Desmodus rotundus*. *The Journal of Experimental Biology*, *200*(23), 3003–3012. https://doi.org/10.1242/jeb.200.23.3003

Serrano, H., Pérez-Rivero, J.-J., Aguilar-Setién, A., de-Paz, O., & Villa-Godoy, A. (2007). Vampire bat reproductive control by a naturally occurring phytooestrogen. *Reproduction, Fertility and Development*, *19*(3), 470. https://doi.org/10.1071/RD06100

Sétien, A. A., Brochier, B., Tordo, N., De Paz, O., Desmettre, P., Péharpré, D., & Pastoret, P.-P. (1998). Experimental rabies infection and oral vaccination in vampire bats (*Desmodus rotundus*). *Vaccine*, *16*(11–12), 1122-1126. https://doi.org/10.1016/S0264-410X(98)80108-4

Stockmaier, S., Bolnick, D. I., Page, R. A., & Carter, G. G. (2018). An immune challenge reduces social grooming in vampire bats. *Animal Behaviour*, *140*, 141-149. https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2018.04.021

Stockmaier, S., Bolnick, D. I., Page, R. A., & Carter, G. G. (2020). Sickness effects on social interactions depend on the type of behaviour and relationship. *Journal of Animal Ecology*, *89*(6), 1387-1394. https://doi.org/10.1111/1365-2656.13193

Streicker, D. G., Griffiths, M. E., Antia, R., Bergner, L., Bowman, P., de Moraes, M. V. dos S., Esvelt, K., Famulare, M., Gilbert, A., He, B., Jarvis, M. A., Kennedy, D. A., Kuzma, J., Wanyonyi, C. N., Remien, C., Rocke, T., Rosenke, K., Schreiner, C., Sheen, J., … Nuismer, S. L. (2024). Developing transmissible vaccines for animal infections. *Science*, *384*(6693), 275-277. https://doi.org/10.1126/science.adn3231

Streicker, D. G., Winternitz, J. C., Satterfield, D. A., Condori-Condori, R. E., Broos, A., Tello, C., Recuenco, S., Velasco-Villa, A., Altizer, S., & Valderrama, W. (2016). Host–pathogen evolutionary signatures reveal

dynamics and future invasions of vampire bat rabies. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA*, *113*(39), 10926–10931. https://doi.org/10.1073/pnas.1606587113

Tamsitt, J. R., & Valdivieso, D. (1970). Los murciélagos y la salud pública. Estudio con especial referencia a Puerto Rico. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana (OSP); 69 (2). Available at:* https://iris.paho.org/handle/10665.2/11612

Toddes, B., & Henry, B. (2013). You can't get blood from a stone, but you need to get it somewhere—Vampire bat (*Desmodus rotundus*) feeding logistics. *Proc Zoo and Wildl Nutr, Assoc Zoo and Aquarium Nutr Advisory Group*.

Underwood, W., & Anthony, R. (2020). AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2020 edition. *Retrieved April 10, 2025 from: Https://Www.Avma.Org/Sites/Default/Files/2020-02/Guidelines-on-Euthanasia-2020.Pdf*.

Van De Vuurst, P., Díaz, M. M., Rodríguez-San Pedro, A., Allendes, J. L., Brown, N., Gutiérrez, J. D., Zarza, H., De Oliveira, S. V., Cárdenas-Canales, E., Barquez, R. M., & Escobar, L. E. (2022). A database of common vampire bat reports. *Scientific Data*, *9*(1), 57. https://doi.org/10.1038/s41597-022-01140-9

Van de Vuurst, P., Gohlke, J. M., & Escobar, L. E. (2025). Future climate change and the distributional shift of the common vampire bat, *Desmodus rotundus*. *Scientific Reports*, *15*(1), 5989. https://doi.org/10.1038/s41598-025-87977-7

van der Merwe, I., Bennett, N. C., Haim, A., & Oosthuizen, M. K. (2019). Effects of the colour of photophase light on locomotor activity in a nocturnal and a diurnal South African rodent. *Biology Letters*, *15*(10), 20190597. https://doi.org/10.1098/rsbl.2019.0597

Viana, M., Benavides, J. A., Broos, A., Ibañez Loayza, D., Niño, R., Bone, J., da Silva Filipe, A., Orton, R., Valderrama Bazan, W., Matthiopoulos, J., & Streicker, D. G. (2023). Effects of culling vampire bats on the spatial spread and spillover of rabies virus. *Science Advances*, *9*(10), eadd7437. https://doi.org/10.1126/sciadv.add7437

Volokhov, D. V., Becker, D. J., Bergner, L. M., Camus, M. S., Orton, R. J., Chizhikov, V. E., Altizer, S. M., & Streicker, D. G. (2017). Novel hemotropic mycoplasmas are widespread and genetically diverse in vampire bats. *Epidemiology and Infection*, *145*(15), 3154-3167. https://doi.org/10.1017/S095026881700231X

Warner, C. K., Zaki, S. R., Shieh, W. J., Whitfield, S. G., Smith, J. S., Orciari, L. A., Shaddock, J. H., Niezgoda, M., Wright, C. W., Goldsmith, C. S., Sanderlin, D. W., Yager, P. A., & Rupprecht, C. E. (1999). Laboratory investigation of human deaths from vampire bat rabies in Peru. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, *60*(3), 502–507. https://doi.org/10.4269/ajtmh.1999.60.502

Wilkinson, G. S. (1984). Reciprocal food sharing in the vampire bat. *Nature*, *308*(5955), 181-184. https://doi.org/10.1038/308181a0

Wilkinson, G. S. (1985a). The social organization of the common vampire bat. I. Pattern and cause of association. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, *17*(2), 111-121. https://doi.org/10.1007/BF00299243

Wilkinson, G. S. (1985b). The social organization of the common vampire bat: II. Mating system, genetic structure, and relatedness. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, *17*, 123-134. https://doi.org/10.1007/BF00299244

Wilkinson, G. S. (1988). Social organization and behavior. In *Natural History of Vampire Bats*. CRC Press.

Wilkinson, G. S., Carter, G. G., Bohn, K. M., Caspers, B., Chaverri, G., Farine, D., Günther, L., Kerth, G., Knörnschild, M., Mayer, F., Nagy, M., Ortega, J., & Patriquin, K. (2019). Kinship, association, and social complexity in bats. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, *73*(1), 7. https://doi.org/10.1007/s00265-018-2608-1

Wilson, D. (1988). Maintaining bats for captive studies. In *Ecological and behavioral methods for the study of bats* (pp. 247-264). Smithsonian Institution Press.

Wimsatt, W. A. (1962). Responses of captive common vampires to cold and warm environments. *Journal of Mammalogy*, *43*(2), 185–191. https://doi.org/10.2307/1377089

Wimsatt, W. A. (1969). Transient behavior, nocturnal activity patterns, and feeding efficiency of vampire bats (*Desmodus rotundus*) under natural conditions. *Journal of Mammalogy*, *50*(2), 233. https://doi.org/10.2307/1378339

Wimsatt, W. A., & Guerriere, A. (1961). Care and maintenance of the common vampire in captivity. *Journal of Mammalogy*, *42*(4), 449. https://doi.org/10.2307/1377361

Wimsatt, W. A., & Guerriere, A. (1962). Observations on the feeding capacities and excretory functions of captive vampire bats. *Journal of Mammalogy*, *43*(1), 17. https://doi.org/10.2307/1376876

World Health Organization, Rupprecht, C. E., Fooks, A. R., & Abela-Ridder, B. (2018). *Laboratory techniques in rabies, volume 1* (5th ed). World Health Organization. https://iris.who.int/handle/10665/310836

Zhang, X., Zhu, C., Lin, H., Yang, Q., Ou, Q., Li, Y., Chen, Z., Racey, P., Zhang, S., & Wang, H. (2007). Wild fulvous fruit bats (*Rousettus leschenaulti*) exhibit human-like menstrual cycle. *Biology of Reproduction*, *77*(2), 358-364. https://doi.org/10.1095/biolreprod.106.058958

Supplementary Materials

Una Guía Para El Cuidado En Cautiverio De Los Murciélagos Vampiros Comunes (*Desmodus rotundus*) Para Investigación O Exhibición

Yi-Fan Shen[1,#], Christina Camson[1,#], Elsa M. Cárdenas-Canales[2], M. May Dixon[3,4,5], Haley Gmutza[3], Katie Govern[6], Virginia Heinen[3,5], Rachel A. Page[4], Imran Razik[7], Barbara Toddes[8], Brad Youngblood[1], Lauren Shouey[9], Guadalupe A. García C.[4], Jorge Lopez[4], Nicole L. Gottdenker[10], Gerald G. Carter[*,†,3,4,5], and Sebastian Stockmaier[*,†,4,11,12]

[1] College of Veterinary Medicine, The Ohio State University, Columbus, OH, USA
[2] Department of Pathobiological Sciences, School of Veterinary Medicine, University of Wisconsin-Madison, Madison, WI, USA
[3] Department of Ecology and Evolutionary Biology, Princeton University, Princeton, NJ, USA
[4] Smithsonian Tropical Research Institute, Balboa, Panama
[5] Howard Hughes Medical Institute, Chevy Chase, MD, USA
[6] ZooAmerica, Hershey, PA, USA
[7] Max Planck Institute of Animal Behavior, Radolfzell am Bodensee, Germany
[8] Philadelphia Zoo, Philadelphia, PA, USA
[9] Laboratory Animal Resources, Princeton University, Princeton, NJ, USA
[10] Department of Veterinary Pathology, UGA College of Veterinary Medicine, Athens, GA, USA
[11] Department of Ecology and Evolutionary Biology, University of Tennessee, Knoxville, TN, USA
[12] Collaborative for Animal Behavior (CoLab), University of Tennessee, Knoxville, TN, USA

*Corresponding Authors (Email: gc1511@princeton.edu; sstockma@utk.edu)

[#]These lead authors contributed equally
[†]These senior authors contributed equally

Citation – Shen, Y-F., Camson, C., Cárdenas-Canales, E. M., Dixon, M. M., Gmutza, H., Govern, K., Heinen, V., Page, R. A., Razik, I., Toddes, B., Youngblood, B., Shouey, L., Garcia C., G. A., Lopez, J., Gottdenker, N. L., Carter, G. G., & Stockmaier, S. (2026). A guide to the captive care of common vampire bats. *Animal Behavior and Cognition, 13*(4), 422-467. https://doi.org/10.26451/abc.13.04.06.2026

Resumen – Los murciélagos vampiros comunes (*Desmodus rotundus*) se mantienen cada vez más en cautiverio para la investigación biológica y la exhibición, pero las mejores prácticas publicadas previamente para el cuidado de los murciélagos vampiro aún no se han actualizado con la información más reciente sobre su biología y comportamiento. En esta revisión, buscamos proporcionar información actualizada para la toma de decisiones sobre la cría y el cuidado de los murciélagos vampiro en cautiverio, con base en información recopilada en zoológicos y laboratorios de investigación, así como en estudios de campo sobre su biología y ecología. Revisamos críticamente las directrices actuales, identificamos importantes vacíos en el conocimiento y sugerimos prácticas basadas en la evidencia que han tenido éxito en el mantenimiento de colonias reproductivas de murciélagos vampiro comunes. Nuestra revisión sugiere que la incorporación de hallazgos sobre la biología y el comportamiento de los murciélagos vampiro silvestres y en cautiverio puede conducir a una mejor gestión y cuidado de las poblaciones cautivas.

Palabras clave: Cuidado en cautiverio, *Desmodus rotundus,* Cría de murciélagos vampiros

---

El murciélago vampiro común (Desmodus rotundus), es una de las tres especies de murciélagos vampiro de la familia Phyllostomidae (murciélagos de nariz de hoja neotropicales), originaria de las regiones más cálidas del neotrópico, desde el norte de México hasta Argentina y el centro de Chile (Van De Vuurst et al., 2022). El linaje filostómido de los murciélagos ha experimentado una notable radiación adaptativa hacia múltiples nichos dietéticos con diferencias dramáticas en morfología (por ejemplo, forma

del cráneo), fisiología (por ejemplo, digestión) y comportamiento (por ejemplo, búsqueda de alimento) (Fleming et al., 2020). El murciélago vampiro común (en adelante, «murciélago vampiro»), ha atraído mucho interés científico debido a su dieta sanguínea única (Hermanson y Carter, 2020; Riskin y Carter, 2023), y esta especie se está convirtiendo cada vez más en una especie de estudio focal para la investigación sobre enfermedades infecciosas (Meza et al., 2022; Streicker et al., 2016, 2024; Van de Vuurst et al., 2025; Viana et al., 2023) y el comportamiento social (Carter et al., 2020; Hartman et al., 2024; Stockmaier et al., 2020). Al mismo tiempo, se ha mantenido un número cada vez mayor de murciélagos vampiro en laboratorios de investigación y zoológicos. Por ejemplo, entre 2000 y 2024, los registros de murciélagos vampiro en instituciones norteamericanas certificadas por la Asociación de Zoológicos y Acuarios aumentaron de 358 a 830 murciélagos. Sin embargo, han pasado más de 10 años desde la última revisión sobre el cuidado de los murciélagos vampiro (U. Schmidt y Barnard, 2011), por lo que las pautas para su cuidado aún no se han actualizado con los conocimientos más recientes sobre su biología y comportamiento.

En esta revisión, proporcionamos evidencia actualizada para fundamentar las decisiones sobre la cría y el cuidado de los murciélagos vampiro en cautiverio, basándonos en estudios previos realizados tanto en campo como en laboratorio, nuestras propias experiencias y entrevistas con cuidadores de animales y veterinarios. Nos enfocamos en estudios de comportamiento y exhibición, porque en estos usos se prioriza la salud y la manifestación de las conductas naturales de la especie. Para comenzar, revisamos brevemente la biología de los murciélagos vampiro comunes, pero remitimos a los lectores interesados a las revisiones exhaustivas de Greenhall y Schmidt (1988) y Hermanson y Carter (2020). Nos centramos en esta especie porque las otras dos especies de murciélagos vampiro, el murciélago vampiro de alas blancas (Diaemus youngi) y el murciélago vampiro de patas peludas (Diphylla ecaudata), rara vez se mantienen en cautiverio y es difícil mantenerlos con éxito a menos que se les permita alimentarse de aves vivas, como pollos (Carter et al., 2008).

Comportamiento Alimentario

Los murciélagos vampiro adultos son “microdepredadores”(Lafferty y Kuris, 2002), y los únicos mamíferos que se alimentan únicamente de la sangre de otros animales más grandes (Riskin y Carter, 2023). Gran parte de su biología refleja esta dieta altamente especializada (Hermanson y Carter, 2020). Aunque los murciélagos vampiros modernos suelen alimentarse de ganado como vacas y caballos, sus poblaciones ancestrales dependían de la vida silvestre antes de la introducción del ganado en Latinoamérica. Se ha observado que los murciélagos vampiros se alimentan de animales tan diversos como humanos, armadillos, puercoespines, pingüinos, serpientes y pumas (Brown y Escobar, 2023; Carter et al., 2021).

Para alimentarse, los murciélagos vampiro suelen posarse cerca o directamente sobre los cuerpos de animales grandes. Entre los murciélagos, son excepcionalmente hábiles para caminar, saltar, emprender el vuelo y correr (Altenbach, 1979; Riskin et al., 2006; Riskin & Hermanson, 2005; Schutt et al., 1997). Sus habilidades mejoradas de locomoción terrestre se ven favorecidas por pulgares notablemente grandes para su tamaño corporal (longitud del pulgar: ~16 a 20 mm, longitud del antebrazo: ~50 a 63 mm) (Greenhall et al., 1983; Greenhall y Schmidt, 1988). Tienen una audición especializada de baja frecuencia, percibiendo sonidos de 716 Hz a una intensidad de 60 decibeles, lo que representa una mayor sensibilidad a las frecuencias de sonido más bajas que otros mamíferos mucho más grandes, como las zarigüeyas de Virginia (Heffner et al., 2013). Algunos investigadores han planteado la hipótesis de que esta audición especializada de baja frecuencia se utiliza para captar a escondidas los sonidos respiratorios de las presas dormidas (Gröger y Wiegrebe, 2006).

En la naturaleza, un murciélago puede tardar hasta 30 minutos en elegir un lugar seguro y accesible en el cuerpo de la presa (Hermanson y Carter, 2020). Pueden encontrar áreas ricas en sangre cerca de la superficie de la piel a una distancia de hasta 16 cm utilizando receptores de detección de calor en su hoja nasal (Gracheva et al., 2011). Los murciélagos vampiro usan sus incisivos, afilados como navajas, (Figura 1A) para hacer una mordida profunda pero pequeña (alrededor de 3 mm), y luego extraer la sangre usando una lengua especializada con ranuras longitudinales (T. A. Griffiths y Criley, 1989) que se desliza sobre un

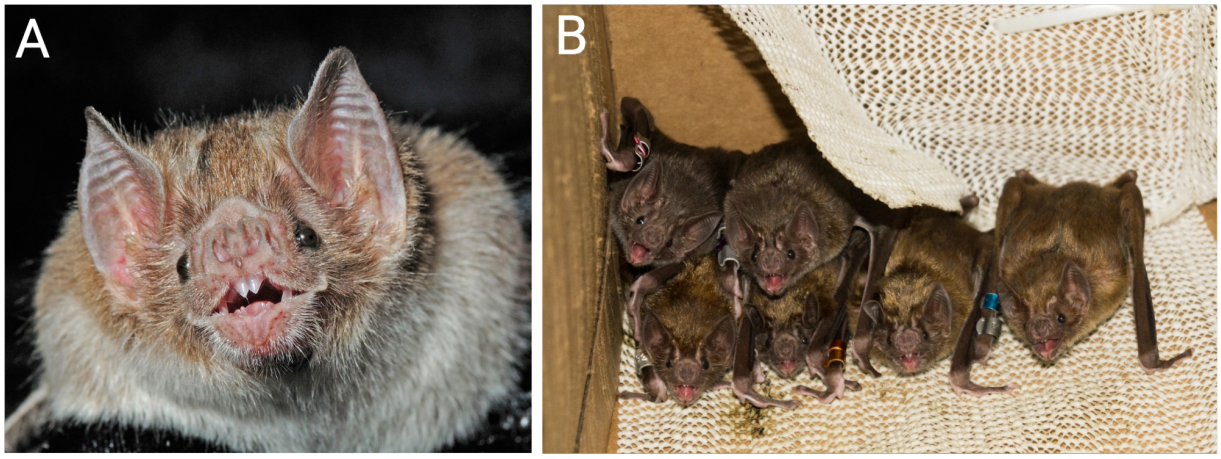
surco en el labio inferior. Varios compuestos de la saliva del murciélago vampiro impiden que la sangre de la herida se coagule (Apitz-Castro et al., 1995; Hawkey, 1966; Ma et al., 2013).

Los murciélagos vampiro comunes suelen pesar entre 25 y 40 gramos, y las hembras tienden a ser más grandes que los machos. Sin embargo, el peso de un murciélago vampiro cambia drásticamente después de alimentarse. En comparación con otros murciélagos, los murciélagos vampiro en cautiverio no aumentan significativamente la grasa corporal, incluso con una disponibilidad ilimitada de alimento (Freitas et al., 2003; Rossi y Welch, 2024). Por lo tanto, es difícil interpretar la masa corporal como un indicador de la condición corporal. Un murciélago vampiro silvestre consume aproximadamente entre 15 y 20 ml de sangre de un animal vivo durante un período de alimentación que puede durar hasta 40 minutos. Los murciélagos vampiro en cautiverio suelen consumir menos, entre 12 y 20 ml durante una noche (Breidenstein, 1982; Hermanson y Carter, 2020; U. Schmidt, 1978; Wimsatt, 1969; Wimsatt y Guerriere, 1962). Cuando a 44 murciélagos vampiros cautivos se les permitió alimentarse solo de sangre durante una hora, el tiempo promedio que pasaron aparentemente bebiendo fue de 4,5 minutos (un máximo de 22 minutos), y después de ajustar la pérdida de agua por evaporación, consumieron en promedio 0,7 g de sangre por minuto de aparente consumo (Berrío-Martínez et al., 2019). El consumo de sangre por parte de murciélagos vampiros en cautiverio puede estar correlacionado con otros factores como la densidad de la materia seca, la adición de anticoagulantes químicos como el citrato de sodio y si la sangre ha estado congelada y durante cuánto tiempo (Toddes y Henry, 2013). La medición del consumo de sangre mediante el cambio de masa de los murciélagos vampiros también se complica por la micción rápida (Wimsatt y Guerriere, 1962). Los murciélagos vampiros suelen orinar mientras se alimentan, y sus sistemas digestivo y renal están altamente especializados para almacenar y eliminar rápidamente el agua de la sangre (Hermanson & Carter, 2020; Linhares et al., 2021; Ribeiro et al., 2022; Riskin & Carter, 2023).

La evolución de la alimentación con sangre ha moldeado el aprendizaje de los murciélagos vampiro. A diferencia de la mayoría de los animales, no parecen tener aversión a los nuevos sabores que los enfermen, presumiblemente porque la sangre de animales vivos nunca se descompone (Ratcliffe et al., 2003). Esta capacidad reducida para aprender a rechazar el sabor podría hacer que los murciélagos vampiros sean muy susceptibles a enfermedades digestivas causadas por sangre en mal estado. En cautiverio, sin embargo, esta hipótesis aún no ha sido probada.

Figura 1

Murciélago Vampiro Común



Nota. (A) Murciélago vampiro común con incisivos visibles (Foto de Brock Fenton). Un grupo de murciélagos vampiro en cautiverio, marcados individualmente con bandas en el antebrazo (Foto de Rachel Moon).

Comportamiento de Dercha

Las hembras de murciélago vampiro silvestres se juntan en grupos (Figura 1B) y normalmente pasan solo entre 1 y 4 horas fuera de sus refugios diurnos, generalmente un árbol hueco, una cueva, un edificio abandonado o una grieta debajo de un puente (Hermanson y Carter, 2020). Mientras están al aire libre, los murciélagos vampiro buscan alimento y también pueden visitar diferentes refugios. En algunos sitios, los murciélagos vampiro cambian de un árbol hueco a otro a diario (Hermanson y Carter, 2020; Wilkinson, 1985a). En otros sitios, pueden cambiar de ubicación dentro de una cueva o dentro de un árbol hueco muy grande (Ripperger et al., 2019; Wilkinson, 1988).

Estructura Social

La estructura social, o los patrones de asociación entre individuos, es compleja en los murciélagos vampiro y varía según el sexo, la ubicación y el tipo de refugio. Gran parte del conocimiento sobre la estructura social de los murciélagos vampiro proviene de un estudio de 26 meses con murciélagos vampiro viviendo en huecos de árboles en Costa Rica (Wilkinson, 1984, 1985a), y de una serie de estudios en cautiverio centrados en el comportamiento social de las hembras (Carter, 2021; Carter et al., 2020; Carter y Wilkinson, 2013, 2015a, 2015b; Razik et al., 2022).

En la naturaleza, una "colonia" de murciélagos vampiros puede ser difícil de definir porque las colonias demuestran una dinámica social de "fisión-fusión", lo que significa que los grupos de descanso temporales se separan, se recombinan y cambian su composición con el tiempo (Hartman et al., 2024). Por lo tanto, los autores podrían definir las "colonias" de murciélagos vampiro como las agregaciones de refugio (que cambian a diario) o la red más estable de murciélagos asociados (que pueden ocupar muchos refugios). En este estudio, utilizamos esta última definición. Es probable que los patrones de cambio de refugio y de grupo de murciélagos individuales difieran entre sitios. Por ejemplo, en un sitio de estudio en el noroeste de Costa Rica, tres grupos (o comunidades) de 12 a 18 hembras adultas con sus crías compartían un conjunto de refugios diurnos en árboles huecos o cuevas (Wilkinson, 1984, 1985a), mientras que en otro sitio en Panamá, más de 200 murciélagos ocupaban un solo árbol hueco grande y parecían cambiar los sitios de descanso dentro del árbol (Ripperger et al., 2019; Ripperger y Carter, 2021). Las cuevas grandes pueden albergar más de 2000 murciélagos vampiro, pero es probable que las agrupaciones contengan múltiples grupos sociales, que pueden identificarse mediante el análisis de redes sociales como «comunidades» de individuos altamente asociados (Wilkinson et al., 2019).

Una colonia de murciélagos vampiros contiene múltiples líneas maternas de hembras (abuelas, madres, hijas), ya que los machos se dispersan de su lugar natal en la edad adulta. Una nueva hembra no emparentada se une a la colonia aproximadamente cada dos años (Wilkinson, 1984, 1985a). La mayoría de las parejas de murciélagos en una colonia no están relacionadas, con valores de parentesco promedio de 0,07 a 0,08 entre los murciélagos que co-percharon (Huguin et al., 2018; Ripperger et al., 2019; Wilkinson et al., 2019). A pesar de los frecuentes movimientos entre refugios o grupos de murciélagos dentro de un refugio, cada murciélago hembra mantiene un conjunto estable de asociaciones preferidas con otras hembras relacionadas y no relacionadas (Hartman et al., 2024; Wilkinson, 1984, 1985a; Wilkinson et al., 2019). Las hembras parecen ser socialmente dominantes sobre los machos, pero no tienen una jerarquía de dominio muy estricta entre sí (Crisp et al., 2021). En los machos, las jerarquías de dominancia son más explícitas: los machos socialmente dominantes defienden territorios dentro de los refugios de otros machos, y las peleas por el acceso a los grupos de hembras pueden resultar en lesiones (Wilkinson, 1985a, 1988). Los machos subordinados pueden residir en el mismo árbol hueco o cueva más lejos del grupo de hembras, o pueden posarse en los árboles solos o en grupos más pequeños de "solteros" (Delpietro et al., 2017; Hermanson y Carter, 2020; Wilkinson, 1985a, 1988). La endogamia se previene porque los machos dominantes no engendran todas las crías en un grupo social, sino que suelen mantener un territorio solo durante 17 meses y expulsan violentamente a cualquier macho nacido en el grupo que alcance la madurez reproductiva (Wilkinson, 1985b).

Reproducción

En comparación con otros murciélagos, los vampiros tienen una reproducción lenta pero continua, y realizan inversiones parentales excepcionalmente grandes por cría. Su período de gestación es de 165 a 220 días (Delpietro y Russo, 2002; Schmidt, 1988). Los murciélagos machos desarrollan testículos escrotales entre los días 320 y 355 y comienzan a perchar separados de su grupo natal entre los días 329 y 421 (Delpietro y Russo, 2002). Las hembras de murciélago alcanzan la madurez sexual después del primer año, y los primeros embarazos ocurren entre los 453 y los 578 días (Delpietro y Russo, 2002), por lo que una hembra puede entonces producir una nueva cría cada 10 meses.

En muchos lugares, los murciélagos vampiros carecen de temporada reproductiva o sincronía, pero existe una clara estacionalidad reproductiva en algunos sitios como el sur de Argentina (Delpietro et al., 2017). Existe un vacío en nuestro conocimiento sobre la sincronía reproductiva o la estacionalidad de los murciélagos vampiro en cautiverio. Algunos autores han sugerido que los murciélagos, incluidos los vampiros, también podrían presentar menstruación según ciertas definiciones (Quintero y Rasweiler, 1974; Rasweiler et al., 2011; Zhang et al., 2007). Estudios posteriores deberían confirmarlo. Las estimaciones actuales de la senescencia reproductiva son insuficientes.

La reproducción del murciélago vampiro en cautiverio ha sido descrita por C. Schmidt (1988) y Delpietro y Russo (2002). Brevemente, alrededor de 7 semanas antes del parto, la piel alrededor de la vulva y lateral a los pezones se pigmenta. Seis semanas antes del parto, se pueden detectar los movimientos del embrión (C. Schmidt, 1988). La placenta no se expulsa hasta 2 a 3 horas después del parto y el cordón umbilical está adherido hasta que se rompe naturalmente en 1 a 2 días (C. Schmidt, 1988). Las crías pueden duplicar su masa durante sus primeras 3 semanas, desde unos ~6 gramos al nacer hasta ~12 g, y luego duplicar su masa nuevamente durante los siguientes 3 meses (C. Schmidt, 1988). En cautiverio, las crías suelen ser llevadas por sus madres durante unos 2 meses, comienzan a volar a los 4 meses y son destetadas después de los 9-10 meses de edad (Delpietro y Russo, 2002; C. Schmidt, 1988). Las crías son alimentadas con sangre regurgitada principalmente por su madre durante su primer año, y luego, a veces, cada vez más, por otros miembros del grupo, especialmente parientes maternos (Carter y Wilkinson, 2013, 2015b; C. Schmidt, 1988; Wilkinson, 1984). Empiezan a alimentarse de sangre alrededor de los 4 meses. Murciélagos de tan solo 4,5 meses regurgitan comida para alimentar a su madre no alimentada en ensayos de privación alimentaria conductual (Carter y Wilkinson, 2013). Las medidas adultas del antebrazo y la longitud se alcanzan alrededor de los 5 meses, pero el peso adulto se alcanza alrededor de los 10 meses (C. Schmidt, 1988).

Comportamiento Social

Entre los ecólogos del comportamiento, los murciélagos vampiro son conocidos por su comportamiento cooperativo de compartir alimento, pero no son "criadores cooperativos", es decir, una especie en la que las crías o los "criadores" dominantes de un grupo son cuidados por "ayudantes" que no tienen descendencia. En cambio, los murciélagos vampiro se parecen más a los babuinos, elefantes y cetáceos, donde tanto parientes como no parientes establecen relaciones sociales o de cooperación preferenciales con algunos miembros del grupo más que con otros. (‘complejidad relacional’ en lugar de ‘complejidad organizacional’) (Lukas y Clutton-Brock, 2018).

Aunque los grupos de murciélagos vampiro no cuidan a sus crías de forma comunitaria, varios investigadores han observado la crianza conjunta y la adopción de crías huérfanas no emparentadas en cautiverio. Existen al menos dos observaciones de una cría huérfana adoptada y criada con éxito por una hembra no lactante que comenzó a lactar (Razik et al., 2021; C. Schmidt et al., 1980). En un caso, la adopción se basó en el desarrollo de un estrecho vínculo social entre la madre y una hembra adulta no emparentada, capturada en un lugar lejano. Cuando la madre falleció por enfermedad 19 días después de dar a luz, la hembra no emparentada primero la acicaló y regurgitó alimento (con más frecuencia que cualquier otro miembro del grupo), y luego acicaló, amamantó y regurgitó alimento a la cría huérfana de la madre fallecida (Razik et al., 2021).

El intercambio de alimentos regurgitados ocurre no sólo entre madres y crías, sino también entre adultos, incluidos adultos no emparentados (revisado por Carter, 2021). Compartir comida es importante en la naturaleza porque los murciélagos vampiros silvestres a menudo no logran alimentarse y pueden morir de hambre después de solo 2 o 3 noches de ayuno, y en una noche cualquiera, alrededor del 33 % de los murciélagos vampiros menores de 2 años y el 7 % de los murciélagos mayores no logran alimentarse (Wilkinson, 1984). El intercambio de alimentos entre adultos ocurre principalmente entre hembras de manera recíproca y parece basarse en preferencias sociales a largo plazo que implican agruparse para obtener calor y acicalamiento social (Carter, 2021). Las hembras de murciélago vampiro pasan el 5% de su tiempo activo acicalando a otros murciélagos, mucho más que otras especies de murciélagos (Carter y Leffer, 2015). Los murciélagos vampiros utilizan el acicalamiento social para desarrollar nuevas relaciones de intercambio de alimentos (Carter et al., 2020).

Tanto en estado salvaje como en cautiverio, los murciélagos vampiro pueden alimentarse de una herida o de un plato de sangre solos o en comunidad; algunas parejas pueden alimentarse juntas pacíficamente y otras desplazándose entre sí o peleando por la comida (Crespo et al., 1974; Crisp et al., 2021; Delpietro et al., 2017; Greenhall et al., 1971; Wilkinson, 1985a, 1988). La agresión en los murciélagos vampiros implica vocalizar, empujar, ráfagas rápidas de "boxeo" con los pulgares y llegar hasta las mordeduras. En cautiverio, es más probable que la agresión ocurra entre machos reproductivos en presencia de hembras. La agresión mortal de machos o hembras adultos puede dirigirse a las crías, y algunos zoológicos han sufrido periodos en los que varias crías fueron asesinadas por adultos por razones desconocidas. La agresión menor ocurre por el acceso a las heridas de las presas o a los dispensadores o platos de sangre en cautiverio (Delpietro y Russo, 2002; Greenhall et al., 1971; Park, 1988, 1991; Sailler y Schmidt, 1978; U. Schmidt y Van De Flierdt, 1973; Wilkinson, 1985a). También se producen agresiones menores entre machos y hembras. El apareamiento suele ser agresivo y coercitivo: los machos muerden a las hembras en la nuca y estas parecen intentar escapar. En una colonia cautiva mixta, algunos machos intentaban aparearse coercitivamente constantemente con las hembras cada vez que alguien entraba en el recinto, ya que los murciélagos vampiro suelen permanecer inmóviles ante el riesgo de depredación.

Cuando individuos desconocidos se integran en la misma colonia, la tasa de interacciones agresivas aumenta; sin embargo, tanto los grupos de un solo sexo como los mixtos pueden coexistir pacíficamente una vez establecida la jerarquía de dominancia. Cuando se permitió a hembras desconocidas interactuar vocalmente durante varios días antes de la introducción, las interacciones afiliativas entre ellas al primer contacto (olfateo, lamido) fueron aproximadamente diez veces más frecuentes que la agresión (Carter et al., 2024). Permitir que los individuos interactúen vocalmente pero no físicamente puede reducir la agresión entre extraños, pero esto no ha sido confirmado experimentalmente.

Alojamiento en Cautiverio

Los murciélagos vampiros se han mantenido con éxito en una amplia gama de condiciones, desde pequeños grupos en jaulas pequeñas para roedores en laboratorios de investigación (por ejemplo, Stockmaier et al., 2018) hasta grupos de más de 100 murciélagos en grandes recintos de vuelo en zoológicos. Una decisión importante es si el suelo del recinto será (1) una superficie dura e impermeable que se riega con manguera regularmente o (2) cubierto con papel o sustrato para animales desechables y reemplazados regularmente. Dado que los murciélagos vampiro pasan gran parte del tiempo saltando en el suelo, algunos cuidadores han observado que las superficies abrasivas duras pueden causar gradualmente pequeñas abrasiones en los pulgares y las muñecas del murciélago. Para evitar esto, algunos cuidadores cubren el suelo de los recintos con papel grueso desechable (que se cambia a diario), lecho de papel suave (que se cambia mensualmente con limpieza diaria de manchas debajo de las áreas de alimentación y descanso) o tapetes de goma (que se lavan con manguera al menos una vez al día y se desinfectan una vez al mes). Otros han usado virutas de madera, virutas de corteza, arena para gatos y lecho de sustrato de maíz (Joermann, 1988), pero estos pueden adherirse a las alas y cuerpos de los murciélagos (Barnard, 2011).

Las jaulas deben contener áreas oscuras para que los murciélagos puedan descansar. El techo y las paredes deben permitir que los murciélagos formen grupos colgantes en múltiples lugares y trepen

continuamente del suelo al techo. Estas superficies deben ser no porosas, repelentes al agua y resistentes a la corrosión (por ejemplo, aluminio, acero inoxidable y plásticos duros) para soportar los efectos del guano y la limpieza frecuente. También es esencial que los recintos estén libres de puntas afiladas, como bridas cortadas. Las aberturas de más de ½ pulgada en puertas y rejillas de ventilación deben cubrirse para evitar escapes (Wilson, 1988). La malla debe estar recubierta de vinilo o de polietileno, no de alambre galvanizado, para evitar la toxicidad del zinc (Wilson, 1988). Algunos cuidadores han observado que los machos y las hembras pueden aparearse cuando están separados por paredes de jaula con suficiente espacio entre los barrotes.

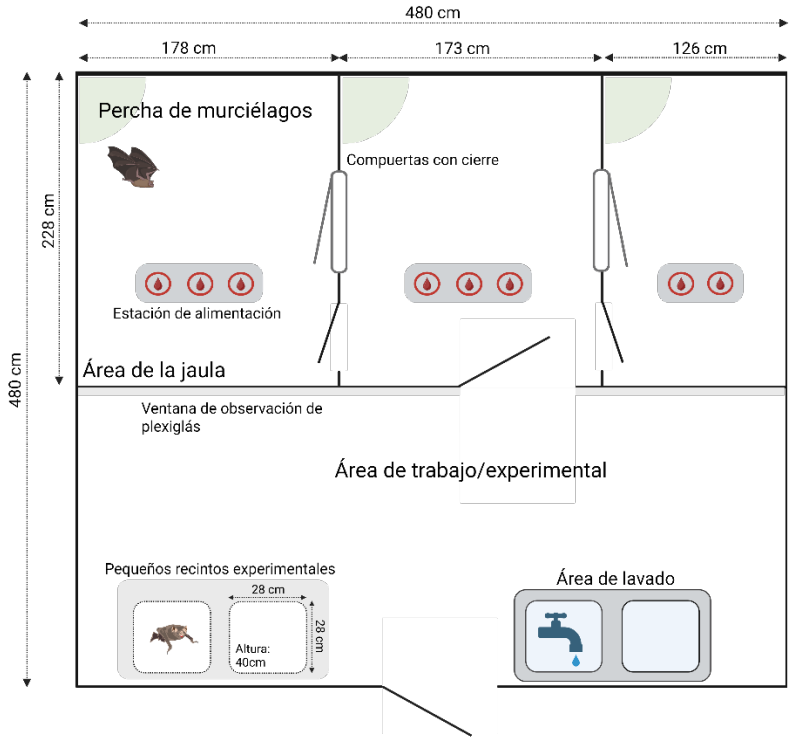
Tamaño de la Jaula

El tamaño de la jaula es un equilibrio entre el bienestar animal y el costo del espacio. Algunos autores sugieren que un grupo de hasta 20 murciélagos debe mantenerse en una jaula con un volumen mínimo de 0,15 metros cúbicos (150 litros), mientras que hasta 5 murciélagos pueden mantenerse en jaulas de aproximadamente 0,025 metros cúbicos (25 litros) (Joermann, 1988). Otra sugerencia es de 6 a 8 metros cúbicos para hasta 50 murciélagos vampiros (Barnard, 2011). Para prevenir la agresión, una opción de diseño es una jaula modular con 4 compartimentos (cada uno de 64 x 52 x 91 cm) que permiten que los murciélagos se muevan entre compartimentos a través de un tubo de PVC de 10 cm (Barnard, 2011). Investigadores del comportamiento social han alojado entre 20 y 40 murciélagos en jaulas de vuelo de 8 a 10,5 metros cúbicos: 3,0 x 1,5 x 2,1 m (p. ej. Carter y Leffer, 2015), 2,0 x 2,5 x 2,1 m (p. ej. (Carter et al., 2020), y 3,5 x 1,1 x 2,1 m). Otros investigadores han alojado temporalmente grupos de hasta 4 murciélagos adultos en jaulas más pequeñas (28 x 28 x 40 cm, Figura 3A) durante varias semanas (Carter et al., 2020; Stockmaier et al., 2018).

No están claros los efectos a largo plazo de permitir o no el vuelo en los murciélagos vampiro. Aunque se ha comprobado que los murciélagos no pierden su capacidad de volar tras vivir algunos años en jaulas pequeñas (Wimsatt y Guerriere, 1961) y algunos cuidadores han alojado a murciélagos vampiros en jaulas que no les permiten volar durante largos períodos, también es probable que haya al menos algunos beneficios para la salud al permitir el vuelo en la jaula de la casa o al dar a los murciélagos acceso regular a una jaula de vuelo.

Figure 2

Disposición de Una Jaula para una Colonia de Murciélagos Vampiro en el Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales en Panamá



Nota. La jaula alberga actualmente una colonia de 22 murciélagos vampiro.

Aislamiento de Murciélagos Enfermos o Heridos

Los murciélagos adultos enfermos o heridos pueden aislarse de forma segura durante días o semanas, pero no está claro cuán estresante resulta el aislamiento social para las hembras de vampiro, dada su naturaleza altamente social. En la naturaleza, los murciélagos machos suelen dormir solos, pero las hembras suelen dormir en grupos. Para aislar parcialmente a los murciélagos y permitir interacciones limitadas, se les puede aislar en una jaula dentro de la jaula principal o colocarlos en una jaula que comparta la pared con otros murciélagos. Esta disposición permite interacciones como el olfateo e incluso compartir comida, lo cual puede ocurrir a través de los barrotes de la jaula (Carter et al., 2017), permitiendo al mismo tiempo que el murciélago aislado escape de cualquier agresión.

Temperatura

Los murciélagos vampiros cautivos no deben exponerse a temperaturas inferiores a 22 °C ni superiores a 29 °C (Barnard, 2009, 2011; Wimsatt, 1962). Los murciélagos vampiros son muy sensibles al calor extremo (McNab, 1969), y algunos cuidadores informaron de muertes después de sólo unas pocas horas de temperaturas de 29˚C (Barnard, 2011). Se mantuvo una colonia de investigación cautiva a largo plazo en 23–24 °C para evitar sobrecalentamiento accidental (Barnard, 2011). Otros cuidadores han mantenido murciélagos vampiros en 23–28 °C. Los murciélagos vampiro que viven en una jaula al aire libre en Panamá comenzaron a agruparse en busca de calor a temperaturas inferiores a 24 °C y se espacian a temperaturas superiores a 28 °C (Razik, 2024).

Humedad Relativa

La humedad ideal debería estar entre el 55% y el 80%, con sistemas de nebulización o humidificadores que utilicen agua destilada. Algunos cuidadores han mantenido a los murciélagos vampiro en condiciones más secas durante varios meses (con una humedad del 25 % al 35 %) con acceso a agua *ad libitum*.

Ventilación

Una ventilación adecuada es crucial para evitar la acumulación de amoníaco del guano y el dióxido de carbono. Las altas concentraciones de dióxido de carbono pueden suprimir la función inmunitaria de los murciélagos vampiro y fomentar infecciones oportunistas como *Enterobacter agglomerans* (Paredes & Paras-Garcia, 1996). Expositores recomiendan de 6 a 10 cambios de aire por hora, incluyendo al menos un 25% de aire fresco ventilado al exterior para colonias más grandes (Grupo Asesor Taxonómico de Murciélagos, n.d.), aunque la guía general para el cuidado de especies animales de laboratorio es de 10 a 15 cambios de aire fresco por hora con un 100% de aire fresco en las salas de alojamiento de los animales (Consejo Nacional de Investigación (EE. UU.) et al., 2011).

Iluminación y Ruido

La iluminación debe ser constante y puede seguir un ciclo de luz/oscuridad natural o inverso de 10/14 o 12/12 (Wilson, 1988). Como referencia, un zoológico utiliza el siguiente ciclo de iluminación: amanecer, de 2 a. m. a 4 a. m.; día, de 4 a. m. a 10 a. m.; atardecer, de 10 a. m. a 6 p. m.; noche, de 6 p. m. a 2 a. m. y un centro de investigación apagó las luces a las 8 a. m. y las volvió a encender a las 8 p. m. Los murciélagos vampiros silvestres evitan la luz, incluída la de la luna (Crespo et al., 1972), y su hora de salida coincide con la puesta de la luna (Ripperger y Carter, 2021). Los murciélagos en cautiverio suelen elegir los lugares más oscuros para descansar dentro de un recinto, pero pueden habituarse a fuentes de luz predecibles. La iluminación artificial puede incluir luz roja, que puede ser menos molesta y se utiliza comúnmente en otras especies nocturnas (Fuller et al., 2016; van der Merwe et al., 2019). El grado de estrés que causan las distintas condiciones de iluminación en cautiverio es poco claro.

Los murciélagos vampiro viven en entornos tropicales ruidosos en la naturaleza, por lo que toleran relativamente bien las condiciones ruidosas. Algunos cuidadores incluso les proporcionan sonidos como enriquecimiento (véase más abajo). Sin embargo, deben tener cuidado al exponerlos a ruidos fuertes; por ejemplo, unos murciélagos vampiro se mostraron estresados y excepcionalmente activos el día en que se usó una desbrozadora cerca de su recinto en una colonia. Los cuidadores también deben verificar si hay ruidos fuertes que superen el rango audible humano: investigadores que trasladaron murciélagos a unas nuevas instalaciones descubrieron que las luces sensibles al movimiento emitían un pitido fuerte de 50 kHz, lo que podría explicar por qué los murciélagos no se comportaban con normalidad.

Enriquecimiento

Los murciélagos vampiros son muy sociables y deben alojarse en grupos para facilitar su interacción. Entre las posibles fuentes de enriquecimiento se incluyen refugios, toallas colgantes y otros objetos que se puedan trepar, como corteza de corcho y cestas naturales colgantes, flores, ramas con bayas y objetos que incentiven la búsqueda de alimento, como la variación de comederos o ubicaciones (paredes o suelo). Los elementos de enriquecimiento deben estar en consonancia con sus comportamientos naturales, priorizando los elementos que satisfagan sus comportamientos de volar/planear, explorar y trepar/caminar. Algunos cuidadores han implementado opciones de enriquecimiento olfativo (especias sin cebolla ni ajo, perfumes, etc., hierba gatera, y piel de serpiente esterilizada en autoclave, lana y plumas) y opciones de enriquecimiento auditivo (radio o sonidos de animales). Algunos cuidadores han observado murciélagos vampiros volando intencionalmente a través del chorro de agua de los nebulizadores, y una institución ha

programado dos eventos de nebulización al día. Los murciélagos vampiros pueden caminar y correr en cintas de correr (Riskin et al., 2006; Riskin y Hermanson, 2005; Rossi y Welch, 2024). Algunos cuidadores (del Laboratorio Carter) han visto murciélagos vampiros usando una rueda giratoria. Un cuidador del zoológico de Filadelfia observó en múltiples ocasiones cómo los murciélagos vampiros mordían y ahuecaban a los grillos que se colaban en su jaula.

Los murciélagos vampiros jóvenes son muy exploratorios; cuando a una colonia de 40 murciélagos vampiros nacidos en cautiverio se le presentó un objeto nuevo diferente (cada objeto aproximadamente del tamaño de una caja de zapatos pequeña) durante una hora repetidamente a lo largo de varios días, los 8 murciélagos jóvenes (entre 4 y 18 meses de edad) visitaron los objetos nuevos, pero ninguno de los 32 adultos lo hizo. (Carter et al., 2018). Este hallazgo es consistente con la hipótesis de que el enriquecimiento con objetos nuevos puede ser particularmente importante para el desarrollo de los murciélagos más jóvenes. Finalmente, el enriquecimiento basado en alimentos puede incluir sistemas de alimentación para presentar sangre caliente a través de un polímero biocompatible para simular los comportamientos naturales de búsqueda de alimento de los murciélagos (por ejemplo, morder, lamer), aunque se requiere más investigación al respecto (French et al., 2024).

Limpieza y Saneamiento

El programa de limpieza para murciélagos vampiros en cautiverio varía según el entorno. Un programa de limpieza típico incluye la limpieza diaria o semanal de manchas debajo de los refugios o áreas de alimentación, y una limpieza mensual más exhaustiva del piso y todas las superficies. En algunos casos, cada tres a seis meses, se puede limpiar y desinfectar todo el recinto con una solución suave de lejía sin aditivos (0.5% o una proporción de 1:10 de solución de lejía de grado comercial), Simple Green® (Sunshine Makers Inc., Huntington Beach, California, EE. UU.), clorhexidina diluida (de uso frecuente en laboratorios de animales) o Saniplex-128 (utilizado en la Universidad de Princeton; sus ingredientes activos son: cloruro de alquildimetilbencilamonio, cloruro de didecildimetilamonio, etanol). El piso de las jaulas de mantenimiento pequeñas debe limpiarse a diario. Algunos cuidadores retiran a todos los murciélagos para las limpiezas mensuales del recinto, y otros solo capturan y retiran a todos los murciélagos cuando se desinfecta todo el recinto (por ejemplo, cada seis meses). Algunos cuidadores lavan, frotan y desinfectan sus recintos dos veces por semana. Si los murciélagos vampiros son alojados para la investigación de enfermedades, la rutina de limpieza debe seguir las pautas de bioseguridad para el patógeno, incluidos productos de limpieza específicos, para garantizar la adecuada desinfección.

Recolección de Sangre Como Alimento

La sangre fresca suele provenir de mataderos locales. Algunos cuidadores (Laboratorio Carter) recolectan sangre en cubetas de 5 galones con tapas herméticas, transportadas en hieleras térmicas. Después transfieren la sangre a botellas de 1 litro para congelar o refrigerar (descrito más adelante). Los murciélagos vampiro deben alimentarse con sangre de mamíferos (normalmente sangre bovina), ya que no pueden alimentarse de sangre de pollo durante largos períodos de tiempo (Coen, 2002). Algunos cuidadores han tenido problemas con sangre equina debido a que los glóbulos rojos se asientan rápidamente y bloquean las boquillas de los botes para alimentación (Dickson y Green, 1970), pero otros cuidadores han usado sangre equina sin estos problemas. Otros cuidadores (como el Laboratorio Carter) han tenido problemas similares con sangre porcina.

Preparación de Sangre Como Alimento

Es esencial prevenir la coagulación de la sangre inmediatamente después de la recolección del animal, utilizando desfibrinación manual o mecánica, o desfibrinación química. La desfibrinación manual o mecánica se logra agitando la sangre con diversos métodos, como una varilla de vidrio, perlas de vidrio o redes (U. Schmidt y Barnard, 2011). Algunos cuidadores (Laboratorio Carter) utilizan sangre desfibrinada mecánicamente por el proveedor. Se debe tener mucho cuidado al usar la desfibrinación manual para evitar

la contaminación bacteriana, y algunos zoológicos dejaron de usarla después de varios años porque introducía demasiadas bacterias. La desfibrinación manual o mecánica ha sido utilizada por investigadores durante varios años, incluyendo más de 30 años en el Laboratorio de Uwe Schmidt, donde una hembra de murciélago vivió durante 28 años con sangre desfibrinada manualmente (U. Schmidt y Barnard, 2011).

La desfibrinación química implica la adición de sustancias químicas, generalmente citrato de sodio (con ácido cítrico para equilibrar el pH). Estas sustancias pueden disolverse en una solución y luego añadirse a la sangre, o bien, en forma de polvo, añadirse directamente a un recipiente de recolección de 5 galones inmediatamente antes de la extracción de sangre (Tabla 1). La cantidad de citrato de sodio varía según la institución (véase la Tabla 1 para los distintos protocolos). Un protocolo crea una solución de 500 ml de citrato trisódico al 3,8 % y la añade a aproximadamente 4,5 litros de sangre en un recipiente de 5 litros (Dickson y Green, 1970). Otro protocolo combina 2 tazas de agua, 11 g de citrato de sodio, 4 g de ácido cítrico y 12,5 g de dextrosa por cada recipiente de un galón de sangre (U. Schmidt y Barnard, 2011). La dextrosa en estas soluciones es un azúcar simple que mantiene vivos los glóbulos rojos durante el almacenamiento. Carter et al. (2020) utilizaron una receta similar sin dextrosa: agregaron 44 g de citrato de sodio y 16 g de ácido cítrico a un balde de 5 galones que contenía aproximadamente entre 4 y 5 galones de sangre. con los productos químicos se añaden al balde en solución de 200 ml o como polvo seco. Otro protocolo utiliza una solución con la mitad de concentración de citrato de sodio: 22 g de citrato de sodio tribásico dihidratado, 8 g de ácido cítrico anhidro, 25 g de dextrosa monohidratada y 20 ml de agua tibia, añadidos a 15-19 litros de sangre (Zoológico de Carolina del Norte, comunicación personal). Algunos cuidadores compran sangre bovina congelada con solución de Alsever (2,05 % de dextrosa, 0,8 % de citrato de sodio, 0,055 % de ácido cítrico y 0,42 % de cloruro de sodio) a empresas como Animal Technologies, Inc. en Tyler, Texas, Estados Unidos.

Al utilizar la desfibrinación química, sugerimos usar la cantidad mínima de citrato de sodio necesaria y complementar la sangre con vitaminas (descritas a continuación), ya que un exceso de citrato de sodio puede provocar una deficiencia de calcio que puede causar problemas de reproducción y desarrollo óseo en las crías, lo que puede provocar fracturas y mortalidad (véase "Patologías no infecciosas"). Algunos cuidadores que añaden citrato de sodio a la sangre informan que la suplementación con calcio y vitamina C mitiga este problema. Para mitigar los efectos a largo plazo del citrato de sodio, algunos cuidadores alternan entre sangre desfibrinada química y manualmente para reducir la cantidad total consumida. Algunos cuidadores (Zoológico de Houston) han utilizado sangre citratada durante al menos 35 años (U. Schmidt y Barnard, 2011). Se necesitan más estudios sobre los efectos de diferentes métodos de desfibrinación química en la salud de los murciélagos vampiros.

El licuado de la sangre comienza permitiendo que la sangre se coagule por completo, luego licuándola en una licuadora, dejándola reposar durante 5 minutos y retirando la capa superior sólida y espumosa. Un investigador que estudia la ecología nutricional de los murciélagos vampiros (Coen, 2002) sugiere el licuado ante la desfibrinación manual o química en función de la retención de nutrientes; sin embargo, este método no se ha evaluado durante largos períodos de tiempo (U. Schmidt y Barnard, 2011).

Tabla 1

Uso de Citrato de Sodio para la Desfibrinación Química de la Sangre Como Alimento

Citrato trisódico (gramos)	Ácido cítrico (gramos)	Dextrosa (gramos)	Agua (gramos or ml)	Volumen sanguíneo	**Fuente**
63	0	0	1665	15 litros	(Dickson y Green, 1970)
44	16	50	1893	15 litros	(Barnard, 2011)
44	16	0	200	15-19 litros	(Carter et al., 2020)
22	8	25	20	15-19 litros	Zoológico de Carolina del Norte

Nota. Las cantidades están estandarizadas para 15 litros de sangre (4 galones).

Almacenar Sangre Como Alimento

La sangre fresca refrigerada inmediatamente (2–4 °C) se puede administrar de forma segura a los murciélagos vampiros durante solo 3 a 6 días (U. Schmidt y Barnard, 2011). Para un almacenamiento más prolongado, la sangre se puede congelar de forma segura (a -17°Co más frías), pero los cuidadores difieren en el tiempo que conservan la sangre congelada. Algunos laboratorios de investigación (laboratorios Schmidt y Carter) almacenan sangre para murciélagos vampiros hasta por 3 meses, pero algunos cuidadores han descubierto que ya no era apetecible para los murciélagos después de solo 6 semanas (U. Schmidt y Barnard, 2011), lo que podría reflejar diferencias en la estabilidad de la temperatura de los congeladores. Algunos cuidadores han observado una ingesta normal de sangre almacenada hasta 5 meses (8 a 150 días), pero una ingesta reducida de sangre almacenada en congelación durante 197 a 203 días (Toddes y Henry, 2013). La sangre debe descongelarse en el refrigerador a 8 °C durante 48 a 72 horas. La sangre descongelada debe desecharse en un plazo de 12 horas. Los platos y comederos deben limpiarse a fondo después de cada toma. Algunos cuidadores (Laboratorio Carter) los limpian en el lavavajillas o frotan los comederos para eliminar la sangre visible y luego los desinfectan con una solución de lejía diluida. Si se utiliza lejía, es importante asegurarse de que los comederos estén secos y de que se haya evaporado toda la lejía.

Suplementación Vitamínica

Recomendamos la suplementación vitamínica para los murciélagos alimentados con sangre desfibrinada manual o químicamente. Algunos cuidadores (incluido Carter Lab) suplementan la sangre con Poly-vi-sol® para niños. Multivitamina gotas (Mead Johnson & Company LLC, Chicago, IL, EE. UU.), la versión sin hierro (Vitamina A 250 mcg, Vitamina B6 0,3 mg, Vitamina B12 0,5 mcg, Vitamina C 50 mg, Vitamina D 10 mcg, Vitamina E 5 mg, Riboflavina 0,4 mg, Niacina 4 mg y Tiamina 0,3 mg por 1 ml). Se añade una gota de este líquido multivitamínico a cada plato ó comedero de sangre (aproximadamente 1 gota por cada 24 ml de sangre).

Procedimientos de alimentación

La sangre no necesita calentarse a temperatura corporal para ser consumida por los murciélagos. Los murciélagos vampiro capturados en la naturaleza se alimentaban igualmente de sangre fría (4°C) o caliente (37°C) cuando se presentaban ambas opciones(Berrío-Martínez et al., 2019).

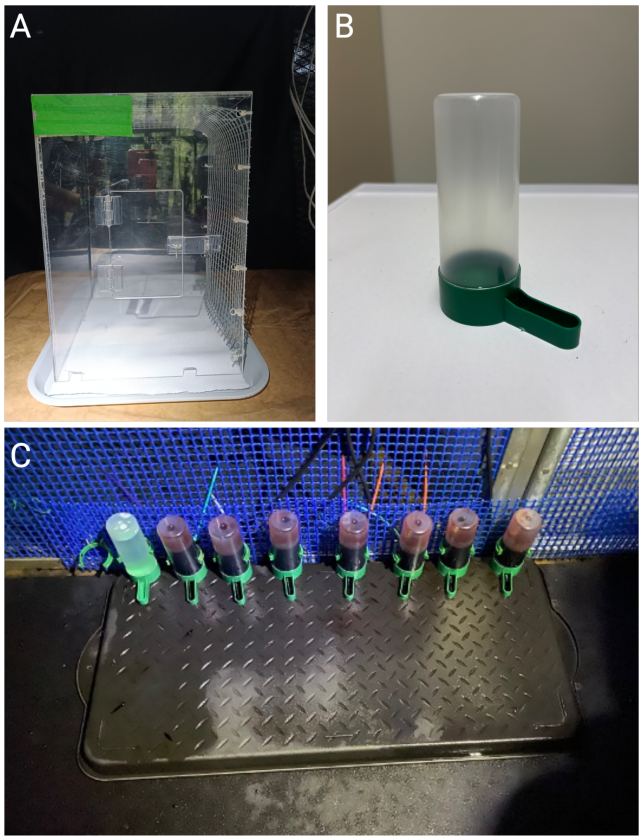
Los individuos de murciélago pueden consumir típicamente 15 ml (pero hasta 24 ml) de sangre por noche, y un litro de sangre por noche se puede dividir en 5-10 comederos para un grupo de 20-40 murciélagos vampiros (una unidad de alimentación por cada 3-4 murciélagos). Algunos cuidadores (incluido Carter Lab) proporcionan sangre a los murciélagos utilizando varios dispensadores de agua tipo silo para aves donde se conecta un pequeño pico a un silo vertical (Figuras 3B y C). Se pueden usar platos poco profundos (de no más de 2,5 cm de profundidad), pero estos platos abiertos suelen ensuciarse con orina y heces. Algunos cuidadores (Schmidt Lab) sugieren espaciar los comederos al menos 10 cm (4 pulgadas) para evitar agresiones (Barnard, 2011).

Al manipular sangre, se recomienda el uso de guantes para mantener la higiene y evitar la contaminación. Si existe la preocupación de que haya contaminación durante el proceso de recolección, se pueden realizar recuentos bacterianos en sangre recolectada de mataderos, que normalmente deben ser inferiores a 10 000 UFC/g (Toddes y Henry, 2013). Los murciélagos vampiro son muy susceptibles a las enfermedades digestivas causadas por sangre en mal estado. Algunos cuidadores informan que los murciélagos vampiro evitan la sangre en mal estado (Toddes y Henry, 2013), mientras que otros informan que no les disgusta (U. Schmidt y Barnard, 2011). Una posibilidad es que consuman fácilmente sangre en mal estado porque no aprenden aversiones gustativas; a diferencia de la mayoría de los animales, no evitan los sabores nuevos asociados con enfermedades gastrointestinales, porque la sangre de animales vivos no se echa a perder (Ratcliffe et al., 2003).

Algunos cuidadores sugieren no dejar la sangre en una jaula durante más de 12 o 15 horas (U. Schmidt y Barnard, 2011). Sin embargo, algunos cuidadores informaron que dejaron la sangre por más tiempo sin efectos negativos evidentes, ya que los murciélagos no la beben. Sugerimos no suministrar sangre por más de 12 horas.

Figura 3

Pequeños Alojamientos Personalizados para Murciélagos Vampiro y Sistemas de Alimentación



Nota. (A) Jaula pequeña (28 x 28 x 40 cm) para albergar temporalmente grupos de hasta 4 murciélagos. (B) Se pueden usar bebederos tipo silo para aves para suministrar sangre. (C) Instalación de alimentación en una jaula para murciélagos vampiro en un centro de investigación (Universidad Estatal de Ohio).

Suministro de Agua

Los murciélagos vampiro dependen de la sangre tanto para su nutrición e hidratación, y en condiciones de suficiente humedad, no necesitan suministro de agua, ya que sus colonias de cría en cautiverio han persistido durante años sin acceso a ella. Sin embargo, sugerimos proporcionar agua a voluntad (agua destilada, de ósmosis inversa o de manantial) dado que al menos algunos individuos beben agua cuando se les presenta, los costos son bajos y puede haber beneficios desconocidos, especialmente en condiciones de humedad baja o inestable. El agua en un recipiente abierto se contamina fácilmente. Los murciélagos vampiros toman agua del surtidor de un bebedero tipo silo diseñado para aves o de bebederos de goteo con forma de bola diseñados para roedores. Algunos cuidadores han sugerido que si se les proporciona agua, debe estar libre de cloro para evitar dañar el microbioma del murciélago vampiro, los grupos de murciélagos vampiro convergen en un microbioma social mediante la agrupación, el acicalamiento colectivo y el intercambio de alimentos (Yarlagadda et al., 2021). Los cuidadores han

observado ocasionalmente a murciélagos vampiros cautivos lamiendo guano, lo que podría indicar deficiencias en el microbioma intestinal. Sin embargo, no existe evidencia sobre el efecto del agua clorada en los murciélagos vampiros.

Captura y Manejo

Antes de trabajar con murciélagos vampiro, muchas instituciones exigen que todo el personal en contacto con ellos reciba la vacuna profiláctica contra la rabia. El riesgo zoonótico se mitiga con el uso de equipo de protección personal (EPP) adecuado, como guantes de cuero, guantes de nitrilo o látex, mascarillas y protectores faciales, de acuerdo con la normativa institucional. El EPP también reduce el riesgo de transmisión de patógenos de los cuidadores a los murciélagos (Chomel et al., 2015; Common et al., 2022; Olival et al., 2020).

Capturar murciélagos vampiro con redes de mano puede ser difícil y requiere entrenamiento. Algunos murciélagos son especialmente ágiles, mientras que otros son más fáciles de capturar, y algunos pueden esconderse activamente de los cuidadores. Al usar redes de mano, se debe tener cuidado de evitar pases rápidos por encima de la cabeza que puedan chocar con murciélagos en vuelo y causarles daño físico. En su lugar, se recomiendan pases por debajo de la cabeza. Se pueden colocar materiales acolchados alrededor del marco y del poste de la red para evitar posibles lesiones a los murciélagos vampiros.

Para prevenir las heridas por mordeduras, se pueden usar guantes gruesos de piel de vaca. Los cueros más delicados (por ejemplo, piel de oveja), los guantes de jardinería comunes, los guantes desechables o los guantes demasiado ajustados podrían no ser suficientes para prevenir las mordeduras. Como alternativa, algunos cuidadores exitosamente usan guantes resistentes a las punciones de aguja, como los que usan personal de seguridad, que proporcionan mayor destreza. Los murciélagos vampiro pueden sujetarse con los mismos métodos que otros murciélagos (Kennedy, 2023). Pero, comparados con otros murciélagos de su tamaño, son notoriamente escurridizos, flexibles y musculosos, lo que dificulta su control. Los murciélagos que se manipulan con frecuencia se vuelven mansos y no muerden al ser manipulados, aunque su temperamento varía según el individuo.

Adoptando prácticas de biología de campo, los investigadores suelen utilizar "bolsas para murciélagos" de tela (de unos 20 x 25 cm con cordón ajustable) para capturar y retener temporalmente a los murciélagos vampiro. Estas bolsas suelen estar hechas de telas suaves y transpirables, son fáciles de lavar y suelen colgarse de un gancho o atadas a una cuerda. De esta manera, los murciélagos pueden alinearse individualmente para inspecciones sanitarias, muestreos o mediciones; se puede seleccionar y procesar eficientemente al siguiente murciélago sin molestar a los demás.

Marcado Individual

Para la identificación permanente de las personas, algunos cuidadores (Laboratorio Carter) utilizan etiquetas subcutáneas de transpondedores pasivos integrados (PIT), microchips inyectables que generan un código único al ser activados por un lector. Antes de aplicar las etiquetas PIT, se puede preparar la zona con un antiséptico. La etiqueta se inyecta en el espacio subdérmico del dorso, en una posición central. Para ello, se sujeta manualmente al murciélago con un guante de cuero, se levanta ligeramente la piel dorsal y se inyecta la etiqueta debajo de la piel (los murciélagos vampiro tienen la piel relativamente suelta en comparación con otros murciélagos). Las etiquetas PIT deben ser insertadas por personal experimentado, con una persona sujetando al murciélago mientras la otra inyecta la etiqueta o, si es necesario, utilizando un dispositivo de sujeción (Ceballos-Vasquez et al., 2014; Morgan et al., 2022). Aunque la herida de inserción debe ser pequeña (y a menudo no sangra), se puede usar adhesivo tisular médico, cemento quirúrgico o pegamento quirúrgico (p. ej., pegamento de cianoacrilato) para sellar el sitio de entrada (lo que también previene la pérdida de la etiqueta). Monitorear el comportamiento después del procedimiento permite identificar si los murciélagos picotean el sitio del implante o si este presenta anomalías (p. ej., signos de inflamación), lo que podría requerir cuidados adicionales (p. ej., aplicación de antibióticos tópicos).

Cuando es necesario identificar a los individuos individualmente a distancia, algunos cuidadores (incluido Carter Lab) utilizan combinaciones de bandas de plástico o, preferiblemente, de metal para murciélagos (3.5 – 4.2 mm Diámetro del hueco) que se puede colocar en el antebrazo entre los 6 y los 12 meses de edad (Figura 1B). Para identificar de forma única a todos los murciélagos bajo luz infrarroja, algunos cuidadores (Carter Lab) colocan una o dos bandas en los antebrazos derecho o izquierdo utilizando combinaciones de bandas visualmente distintivas (por color o forma). Algunos cuidadores (Carter Lab) han tenido éxito tanto con bandas que requieren agujeros en el propatagio como con otras que se engarzan en el antebrazo y se deslizan a lo largo de este (para procedimientos de anillado, véase (Kunz y Parsons, 2009). Las bandas pueden causar irritaciones leves en la membrana del ala durante las primeras 1-2 semanas. Deben revisarse regularmente o cada vez que se manipulen murciélagos, de modo que se puedan retirar las bandas que causan lesiones. Sin embargo, si no hay inflamación del antebrazo, este problema es poco frecuente (<1% de las bandas).

Embalaje y Transporte

Para el traslado entre instalaciones de animales, se recomienda el uso de jaulas dobles (una dentro de otra). El USDA y la Ley de Bienestar Animal proporcionan directrices estándar para garantizar el transporte humanitario de animales pequeños (*Directrices para el transporte humanitario de animales de investigación*, 2006), y la Asociación Internacional de Transporte Aéreo (IATA) proporciona regulaciones generales para el transporte de especies de murciélagos (Asociación Internacional de Transporte Aéreo, 2025). Para el transporte a largo plazo, es importante asegurarse de que los murciélagos se alimenten antes del traslado. Se pueden usar toallas de papel humedecidas para mantener los niveles de humedad adecuados durante el transporte (Joermann, 1988).

Para transporte de varios días, investigadores modificaron contenedores de transporte para ratones disponibles comercialmente, añadiendo un sistema de tubos sellados que permitió la administración segura de sangre durante una sesión de alimentación nocturna. Los contenedores, con medidas de 55,9 cm (largo) × 40,6 cm (ancho) × ~33 cm (alto), albergaron hasta 10 murciélagos adultos cada uno y proporcionaron un alojamiento seguro y bioseguro durante 47 horas de viaje por tierra (Cárdenas-Canales et al., 2025).

Vacunas Contra la Rabia

La rabia, mortal para los humanos si no se trata, es la enfermedad viral más importante asociada con los murciélagos vampiro silvestres. Se recomienda a los cuidadores que trabajan estrechamente con murciélagos vampiro que reciban vacunas antirrábicas preexposición según su riesgo esperado (Rao et al., 2022). El período de incubación de la rabia en los murciélagos es muy variable y el registro más largo conocido es de 9,5 meses (Davis et al., 2012). Algunos murciélagos vampiro capturados en la naturaleza han sido vacunados experimentalmente contra la rabia para prevenir la transmisión hacia y desde los murciélagos (Aguilar-Setién et al., 2002; Almeida et al., 2008; Cárdenas-Canales, Velasco-Villa, et al., 2022; Sétien et al., 1998). Dichos estudios han probado diferentes candidatos de vacunas recombinantes utilizando diferentes vías y dosis, con resultados distintos en cuanto a eficacia y respuesta inmunitaria. Un estudio utilizó una dosis de vacuna oral de $1x10^8$ unidades formadoras de placa (UFP) de la vacuna candidata contra la rabia con glicoproteína de mosaico recombinante de vector viral (RCN-MoG) o una dosis de vacuna tópica de $2x10^8$PFU de RCN-MoG, y demuestró un bloqueo de la propagación viral en la saliva de murciélagos vampiros infectados capturados en la naturaleza (Cárdenas-Canales, Velasco-Villa, et al., 2022). Sin embargo, RCN-MoG sigue siendo experimental y aún no está aprobada para su uso más allá de entornos de investigación.

Los signos clínicos en los murciélagos vampiros infectados con rabia varían e incluyen muerte súbita, dificultad respiratoria, letargo, hipersalivación, irritabilidad a los estímulos y vocalización excesiva (Cárdenas-Canales et al., 2020), y a veces, pero no siempre, agresión (Cárdenas-Canales, Stockmaier, et al., 2022). Se han producido muertes humanas a causa de la rabia causada por mordeduras de murciélagos vampiro salvajes (Warner et al., 1999). Sin embargo, ninguna se ha documentado en entornos de

investigación o exhibición. Otras enfermedades virales detectadas en murciélagos vampiro incluyen coronavirus, virus de la encefalitis equina venezolana y virus del herpes (Alves et al., 2022;M. E. Griffiths et al., 2020; Hoar et al., 1998). Además de la rabia, el riesgo zoonótico de otros virus transmitidos por los murciélagos vampiros es en gran medida desconocido (Bergner et al., 2021).

Otras Patologías Infecciosas

Un estudio de 43 murciélagos vampiro de una institución zoológica que fueron sometidos a necropsia descubrió que las enfermedades bacterianas eran las enfermedades infecciosas más comunes, afectando principalmente los tejidos reproductivos, seguidos de los intestinos, el hígado, los pulmones y el tejido nervioso (Kirejczyk et al., 2021). En la naturaleza, las bacterias aisladas de los murciélagos vampiros incluyen *Bartonella*, *Salmonela*, *Brucella*, *Bacilo*, *Estafilococo* y resistentes a los antibióticos *E. coli* (Becker et al., 2018; Benavides et al., 2018; Chomel et al., 2015; Hoar et al., 1998; Razik et al., 2023). Las infecciones por hemoplasma también son comunes (Correia Dos Santos et al., 2020; De Mello, De Oliveira, Coelho, Lee, Franco, et otros, 2024; Volokhov et al., 2017) y estudios adicionales han documentado otros patógenos bacterianos como *Anaplasma*, *Ehrlichia*, y *Neorickettsia* (De Mello, De Oliveira, Coelho, Lee, Das Neves, et al., 2024; De Mello et al., 2023). El Laboratorio Carter observó un brote de infección por *Staphylococcus* entre murciélagos vampiros capturados en cautiverio en estado salvaje causó enrojecimiento e hinchazón de las muñecas y lesiones purulentas. Estas infecciones se trataron con éxito mediante inyecciones subcutáneas del antibiótico enrofloxacina diluido en agua para cultivo celular, utilizando la dosis recomendada por peso corporal (Razik et al., 2023). Los mismos cuidadores utilizaron el mismo régimen de inyección de enrofloxacina en otra colonia cautiva de murciélagos silvestres para tratar con éxito una posible infección bacteriana gastrointestinal no confirmada que causó hinchazón, letargo y diarrea maloliente con moco. Hasta donde sabemos, no se ha reportado transmisión zoonótica directa de bacterias de murciélagos vampiros a humanos.

Los murciélagos vampiro capturados en la naturaleza también albergan numerosos patógenos protozoarios como especies de *Tripanosoma* que pueden transmitirse a través de la saliva del murciélago vampiro o de otros vectores que se alimentan de sangre y causar patologías en mamíferos salvajes y domésticos (es decir, enfermedad de Surra, Austen y Barbosa, 2021). Sin embargo, faltan pruebas de transmisión a humanos. En un caso, murciélagos vampiros con síntomas gastrointestinales agudos (es decir, diarrea) dieron positivo al patógeno protozoario *Criptosporidio.* Los tratamientos potenciales para este patógeno incluyen nitazoxanida, paromomicina, azitromicina o tilosina, que según nuestro conocimiento no se han utilizado en murciélagos vampiros.

Histoplasma capsulatum, el agente causante de la histoplasmosis, es un hongo que produce esporas que pueden causar infecciones respiratorias en los seres humanos. Aunque se ha aislado del guano de murciélago vampiro silvestre (Gugnani y Denning, 2023), en cautiverio, no es preocupante si la materia fecal se elimina constantemente, ya que el hongo requiere grandes acumulaciones de guano. Se han descrito otras infecciones fúngicas, como Candida y Coccidioides, en murciélagos vampiro (Chomel et al., 2015), pero su potencial zoonótico aún no se ha evaluado. Los murciélagos silvestres también son portadores de diversos ectoparásitos y endoparásitos, como especies de ácaros, nematodos y moscas murciélago (Mendez, 1988; Rojas Chaves, 2007), pero los ectoparásitos externos se pierden durante el cautiverio (Dickson y Green, 1970). Se ha utilizado la aplicación tópica de selamectina (6 mg/kg) para tratar ectoparásitos al entrar en cautiverio, y se administra una segunda dosis una semana después si persisten los parásitos (Cárdenas-Canales et al., 2020).

En caso de síntomas gastrointestinales como diarrea prolongada, recomendamos mantener a los murciélagos hidratados. En casos leves se puede proporcionar hidratación suplementaria usando una jeringa oral para suministrar agua purificada (evitando agua clorada). En casos graves de deshidratación y letargo, se pueden utilizar inyecciones subcutáneas de solución de Ringer lactato (a temperatura ambiente o corporal) siguiendo las recomendaciones veterinarias.

Patologías no Infecciosas

Entre las causas no infecciosas de muerte o eutanasia en 43 necropsias de la colonia del zoológico (Kirejczyk et al., 2021) el trauma físico (musculoesquelético) fue la patología más común, seguida de problemas relacionados con el desarrollo de crías y la reproducción. Estos hallazgos coinciden con informes de necropsia no publicados de otra institución zoológica, donde las causas no infecciosas más comunes de muerte o eutanasia fueron el trauma físico, seguido de problemas relacionados con las crías (inanición, negligencia, defectos congénitos) y la reproducción, y finalmente patologías de los sistemas cardiovascular, neurológico, urinario y otros. La miositis osificante traumática, un proceso en el que comienza a formarse nuevo tejido óseo y mineral en el tejido blando y el músculo esquelético, también se ha reportado en murciélagos vampiros y pudo haber sido causado por una cesárea de emergencia previa (Hausmann et al., 2016).

Se ha informado de una deficiencia de vitamina C en una colonia de murciélagos vampiros que presentó signos de hemorragia subcutánea, fracturas óseas, necrosis cerebelosa, dermatitis ulcerosa y muerte, a pesar de la suplementación con multivitamínicos pediátricos líquidos con hierro (Hausmann et al., 2021). La deficiencia de vitamina C en esta colonia se resolvió con un tratamiento terapéutico de prueba de suplementación con vitamina C, en el que los murciélagos afectados de la colonia tuvieron una resolución completa de los signos clínicos en 10 días a 2 meses (Hausmann et al., 2021).

Impactos del Citrato de Sodio en la Salud

Las muertes por traumas físicos y problemas reproductivos podrían estar relacionadas con el uso de citrato de sodio empleado en la desfibrinación química de la sangre, ya que el citrato de sodio forma quelatos con el calcio, lo que podría provocar deficiencia de éste. Si bien los primeros informes no encontraron evidencia radiológica significativa de descalcificación ósea después de 15 meses de citrato en la dieta (Dickson y Green, 1970), estudios radiológicos posteriores encontraron evidencia de deficiencias de calcio que pueden reducir la motilidad uterina durante el parto y provocar distocia, disminuir el contenido de calcio en la leche y perjudicar el desarrollo óseo neonatal (Kirejczyk et al., 2021). Sería útil cuantificar sistemáticamente cómo el consumo de citrato de sodio a largo plazo afecta a los murciélagos vampiros. Los riesgos del uso del citrato de sodio deben sopesar frente a los riesgos de contaminación debido a la desfibrinación manual, si se elige entre estos dos métodos de preparación de sangre.

Exámenes Físicos de Adultos y Neonatales

Algunos cuidadores realizan revisiones visuales mensuales de salud a todos los murciélagos, incluyendo el examen de las alas y el cuerpo. Tras el nacimiento de una cría, los cuidadores deben vigilar si presenta signos de agresión hacia ella; en ese caso, tanto la madre como la cría pueden ser separadas y alimentadas fuera de la colonia para asegurar una nutrición adecuada para la madre y una lactancia ininterrumpida. En el caso de las crías, se debe sopesar los beneficios de las inspecciones de salud con el estrés de la captura y la manipulación. Los valores de referencia para sangre periférica (recuento total de glóbulos rojos, hematocrito, hemoglobina) y recuento diferencial de glóbulos blancos (neutrófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos y monocitos) en una muestra mixta de machos y hembras se describen en (Krutzsch y Wimsatt, 1963).

Procedimientos de Cuarentena

Cuando se recibe un grupo de murciélagos en cautiverio de otra institución, la duración de la cuarentena debe ser determinada por la institución receptora basándose en el estado de salud de los animales y en información sobre la institución proveedora. Cualquier murciélago que muera durante la cuarentena debe ser sometido a una necropsia y a pruebas para detectar posibles agentes infecciosos como la rabia. Algunos autores sugieren que después de la cuarentena, los murciélagos deben tener un período de

aclimatación de al menos 7 días antes de cualquier procedimiento importante o estudio crónico y un mínimo de 72 horas antes de cualquier procedimiento menor o estudio de no supervivencia (Obernier y Baldwin, 2006).

Crianza Manual de Crías de Murciélago

Se ha documentado con éxito la crianza a mano de murciélagos vampiros huérfanos en un zoológico donde dos crías superaron el peso de una cría criada por su madre utilizando un protocolo de crianza específico (Barnard y Sachs, 1992). Se desarrolló una fórmula sin lactosa con 10 g de Multi-Milk® en polvo (Pet-Ag, Inc.), 2 g de dextrosa en polvo, 75 ml de agua, 2 gotas de multivitaminas Avitron® (Lambert Kay) y 4 gotas de multiminerales Avimin® (Lambert Kay), calentadas en un baño de agua caliente. Debido a la digestión lenta y la hinchazón abdominal cuando se alimentaban cada dos horas, los intervalos de alimentación se ajustaron a 3-4 horas. Se agregó jarabe de clorhidrato de metoclopramida, diluido con agua (1 gota de jarabe con 4 gotas de agua) a la fórmula durante 4-6 días para mejorar la digestión. La fórmula se administró a murciélagos con una jeringa de tuberculina, con gotas de sangre introducidas gradualmente en proporciones crecientes en la fórmula. Entre las 18 y 21 semanas, se les ofreció a las crías una mezcla de sangre y leche junto con sangre pura para hacer la transición a una dieta para adultos.

Anestesia, Acceso Vascular y Recuperación Anestésica

Antes de los procedimientos anestésicos, los murciélagos no deben estar en ayunas para prevenir la hipoglucemia. La anestesia inhalada, como el isoflurano, administrada al 5% para la inducción y mantenida al 2-3% mediante una mascarilla facial o una cámara de inducción, es un método eficaz. Durante la anestesia, se pueden plegar suavemente las alas y colocar a los murciélagos sobre una almohadilla tibia con circulación de agua para prevenir la hipotermia, ya que pueden entrar en letargo a bajas temperaturas. Se deben monitorear cuidadosamente los signos vitales, como la respiración, la temperatura y la frecuencia cardíaca. La solución de Ringer lactato subcutánea (0,1-0,2 ml/5 g de peso corporal) puede proporcionar soporte hídrico (Kennedy, 2023; Pye, 2001). Otras publicaciones describen opciones de anestésicos inyectables, analgesia e inyecciones para el control de las secreciones faríngeas (Kennedy, 2023) y técnicas anestésicas adicionales (Escuchado, 2014). La recuperación de la anestesia debe realizarse en un ambiente oscuro y cálido, con los murciélagos ligeramente envueltos en una toalla o paño para evitar que aleteen. Los murciélagos pueden regresar a la colonia una vez que puedan salir de la toalla o paño sin ayuda (Kennedy, 2023; Pye, 2001).

En los murciélagos vampiro, la recolección de sangre para diversos fines (evaluaciones del estado inmunológico, diagnóstico de patógenos) ha sido exitosa utilizando punción y recolección controlada de sangre de las venas propatagiales, braquiales, cefálicas y safenas (Cárdenas-Canales, Velasco-Villa, et al., 2022; Megid et al., 2021; Stockmaier et al., 2018; Volokhov et al., 2017). Se pueden utilizar dispositivos de sujeción innovadores para el muestreo no terminal (Ceballos-Vasquez et al., 2014; Morgan et al., 2022).

Anticoncepción

Se realizó con éxito la ovariohisterectomía de tres murciélagos vampiro hembras (Clarke y DeVoe, 2011). Si bien aún no se ha informado sobre la orquiectomía en murciélagos vampiros machos, la orquiectomía cerrada mediante radiocirugía es una técnica rápida y segura en murciélagos frugívoros (Prud'homme et al., 2020). Un zoológico estableció y compartió un protocolo para la esterilización de murciélagos vampiro machos en su colonia (Dra. Heather Balmer y Megan Klawitter, ZooAmerica, comunicación personal). En resumen, antes del procedimiento, el murciélago se aloja en un área cálida y tranquila, como una incubadora. La inducción de la anestesia se puede realizar mediante anestesia inhalada (descrita anteriormente) en una cámara pequeña (como una máscara facial para perros colocada sobre el murciélago) y fijada a la mesa de operaciones. Una vez que el murciélago ya no se mueve, se puede cambiar a una máscara facial más pequeña para un mejor ajuste y comodidad. A continuación, se administra

buprenorfina a una dosis de 0,1 mg/kg por vía subcutánea para analgesia. Se debe administrar calor de apoyo y se puede monitorear la frecuencia cardíaca con un dispositivo Doppler. Se debe realizar una preparación aséptica del escroto y del abdomen ventrocaudal con clorhexidina tibia. Se realizan incisiones escrotales bilaterales sobre los testículos con un bisturí quirúrgico y se extienden con tijeras de iris. Los testículos se exteriorizan suavemente dentro de la túnica vaginal diseccionándolos del escroto para exponer el cordón espermático y los vasos asociados. El pedículo se pinza en múltiples puntos para lograr la hemostasia y luego se secciona para extirpar el testículo. Se puede utilizar cauterización o un láser quirúrgico durante la transección para mejorar la hemostasia. Se administran líquidos subcutáneos tibios y meloxicam (2 mg/kg por vía subcutánea) para el control del dolor. Tras suspender la anestesia gaseosa, se continúa la administración de oxígeno suplementario mediante una mascarilla durante aproximadamente cinco minutos. Se mantiene el soporte térmico durante todo el período de recuperación para asegurar que el murciélago se mantenga cálido y cómodo. Como alternativa a los métodos quirúrgicos, otras opciones anticonceptivas incluyen tratamientos hormonales, como el cumestrol, que reduce la fertilidad en murciélagos vampiros hembras (Serrano et al., 2007). Implantes de acetato de melengestro o etonogestrol e inyecciones de acetato de medroxiprogesterona han demostrado eficacia en murciélagos frugívoros, pero aún no se han probado en murciélagos vampiros (Drake et al., 2021; Hayes et al., 1996). Como anécdota, la vacuna PZP (zona pelúcida porcina) también se ha utilizado como anticonceptivo en murciélagos vampiros (Hausmann et al., 2016).

Eutanasia y Necropsias

La eutanasia de murciélagos vampiros (y otros murciélagos) se puede realizar utilizando una sobredosis del anestésico inhalado isoflurano, un método avalado por la Asociación Médica Veterinaria Estadounidense (Underwood y Anthony, 2020). Durante el primer procedimiento, el murciélago se coloca en una cámara sellada que contiene una bolita de algodón empapada con 0,5-1 ml de isoflurano por cada 500 mililitros de volumen del recipiente. El tamaño de la cámara debe ser de 2 a 4 veces el tamaño del murciélago para asegurar la disponibilidad adecuada de oxígeno antes de su muerte. Se debe colocar una pequeña malla u otra barrera sobre la bolita de algodón para evitar el contacto directo. Antes de colocar el murciélago en la cámara, se deja tiempo para que el isoflurano se volatilice y alcance una concentración adecuada para inducir rápidamente la pérdida del conocimiento. Una vez colocado el murciélago en la cámara y cerrada la tapa, se le monitorea para detectar signos de muerte, como el cese de la respiración. La pérdida del conocimiento suele ocurrir en 10-15 segundos, seguida de paro respiratorio y colapso cardiovascular en 30-40 segundos. Después de que el murciélago parezca haber dejado de respirar, se le retira del recipiente para verificar su muerte mediante la ausencia de latidos cardíacos. Si el murciélago no está muerto, se devuelve a la cámara y se repite el procedimiento. La decapitación con tijeras de alta resistencia o guillotina para roedores puede utilizarse como método secundario de eutanasia o para verificar la muerte. El Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC) recomienda la necropsia y la prueba de rabia para todos los murciélagos fallecidos, siguiendo las directrices del Departamento de Salud local sobre el envío y transporte de muestras para la prueba de rabia (Organización Mundial de la Salud et al., 2018). Los protocolos de necropsia pueden variar según el servicio de diagnóstico, pero se debe registrar cualquier lesión macroscópica y enviar tejidos representativos (cerebro, corazón, pulmones, riñón, estómago, intestinos, vejiga, hueso, músculo esquelético, hígado, páncreas, órganos reproductivos, piel y ojos) para histopatología. Se pueden realizar pruebas de PCR según la historia clínica y los signos clínicos (véase la sección anterior sobre patógenos comunes en los murciélagos vampiros). Para monitorear la salud de sus colonias, las instituciones deben mantener registros precisos y detallados de los hallazgos de la necropsia y las tasas de mortalidad.

Conclusiones y Lagunas en el Conocimiento

Muchos zoológicos exhiben murciélagos vampiros con fines educativos y de conservación, lo que permite a los visitantes aprender sobre su estilo de vida único y las adaptaciones relacionadas con una dieta

exclusivamente sanguínea. Mantener colonias de murciélagos vampiros en cautiverio plantea desafíos debido a sus complejas necesidades sociales, dietéticas y ambientales. Entre las principales lagunas de conocimiento que justifican una mayor investigación se incluyen (1) los efectos a largo plazo del citrato de sodio en el desarrollo óseo y la reproducción, (2) la sincronía reproductiva y la posibilidad de menstruación en cautiverio, (3) el impacto del enriquecimiento en el desarrollo cognitivo y social a lo largo del tiempo, y (4) la eficacia de las introducciones vocales para reducir la agresividad al fusionarse los grupos.

Agradecimientos

Agradecemos al Grupo Asesor sobre Taxones de Murciélagos, la Asociación de Zoológicos y Acuarios de Louisville. Jennifer Ireland (Zoológico de Carolina del Norte), Jessica Fabian, Amanda Felk y Cierra Allen (Zoológico de Filadelfia) y Heather Balmer y Megan Klawitter (ZooAmerica) para recibir comentarios, asesoramiento y apoyo.

Fondos : Esta publicación se basa en el trabajo apoyado por la National Science Foundation bajo el número de subvención IOS-2015928 y DEB-2508535.

Referencias

Todas las referencias se encuentran en el manuscrito principal (versión en inglés).