



# **Omvårdnad vid blodprovstagnning och venpunktion på fåglar**

*Nursing Aspects of Venipuncture and Blood Sampling in The  
Avian Patient*

**Linn Knutsson**

**Skara 2014**

**Djursjukskötprogrammet**



Foto: Sofia Abrahamsson.

---

**Studentarbete**  
Sveriges lantbruksuniversitet  
Institutionen för husdjurens miljö och hälsa

**Nr. 531**

**Student report**  
Swedish University of Agricultural Sciences  
Department of Animal Environment and Health

**No. 531**

ISSN 1652-280X



## **Omvårdnad vid blodprovstagning och venpunktion på fåglar**

*Nursing Aspects of Venipuncture and Blood Sampling in The Avian Patient*

**Linn Knutsson**

Studentarbete 531, Skara 2014

**G2E, 15 hp, Djursjukskötprogrammet, självständigt arbete i djuromvårdnad, kurskod EX0702**

**Handledare:** Christina Lindqvist, SLU, Inst. för husdjurens miljö och hälsa, Box 234, 532 23 SKARA

**Examinator:** Lena Lidfors, SLU, Inst. för husdjurens miljö och hälsa, Box 234, 532 23 SKARA

**Nyckelord:** Exotiska sällskapsdjur, fåglar, blodprov, venpunktion, omvårdnad.

**Serie:** Studentarbete/Sveriges lantbruksuniversitet, Institutionen för husdjurens miljö och hälsa, nr. 531, ISSN 1652-280X

**Sveriges lantbruksuniversitet**

Fakulteten för veterinärmedicin och husdjursvetenskap

Institutionen för husdjurens miljö och hälsa

Box 234, 532 23 SKARA

**E-post:** [hmh@slu.se](mailto:hmh@slu.se), **Hemsida:** [www.slu.se/husdjurmiljohalsa](http://www.slu.se/husdjurmiljohalsa)

---

I denna serie publiceras olika typer av studentarbeten, bl.a. examensarbeten, vanligtvis omfattande 7,5-30 hp. Studentarbeten ingår som en obligatorisk del i olika program och syftar till att under handledning ge den studerande träning i att självständigt och på ett vetenskapligt sätt lösa en uppgift. Arbetenas innehåll, resultat och slutsatser bör således bedömas mot denna bakgrund.

# INNEHÅLLSFÖRTECKNING

1. Abstract.....	4
2. Inledning.....	5
3. Syfte och frågeställningar.....	6
4. Material och metod.....	7
5. Resultat.....	8
5.1. Anatomi för blodprov.....	8
5.1.1 Lämpliga områden för venpunktion.....	8
5.1.2 Mindre lämpliga områden för venpunktion.....	10
5.2. Hantering och säkerhet.....	10
5.2.1 Stressreduktion.....	10
5.2.2 Infångandet.....	11
5.2.3 Positionering för blodprov.....	12
5.3 Teknik och utrustning.....	13
5.3.1 Förberedelser.....	13
5.3.2 Punktions- och uppsamlingsteknik.....	14
5.3.3 Risker.....	14
5.3.4 Hantering av provet.....	15
5.3.5 Övrigt som kan ge artefakter eller felaktiga provsvar.....	17
6. Diskussion.....	18
6.1 Diskussion kring resultaten.....	18
6.2. Värdering av metod och material.....	21
7. Slutsats.....	23
8. Populärvetenskaplig sammanfattning.....	24
9. Tack.....	26
10. Referenser.....	27

## **1. Abstract**

Blood sampling is one of the most important diagnostic tools in veterinary medicine, and this is also true for avian medicine. A properly collected and handled venous sample can be used for serology, biochemistry and electrolyte analysis, as well as for blood smears, packed cell volume and cell differentiation. Caring for sick birds is a challenge for all veterinary staff. Many birds are easily stressed individuals, and to a very ill bird a big increase in stress level can even be fatal. Avian patients who are presented in a veterinary clinic are often in a poor condition, and blood sampling is an invasive procedure that can cause stress to the patient. Stress is also detrimental to the blood test results as it can alter the values of some blood components, making the results less reliable.

This report explores how to get a useful blood sample while still providing excellent nursing care for the avian patient. To succeed in this task, special knowledge in avian handling, behavior, hematology and blood sampling techniques are required. Hopefully, this report will serve as a guide and inspiration for veterinary nurses, veterinarians and students who are interested in increasing the welfare of avian patients.

## 2. Inledning

De flesta fåglar är bytesdjur till sin natur och det är ovanligt att de uppvisar tydliga symtom vid insjuknande (Bowles *et al.*, 2007). Blodanalys är därför ett mycket viktigt diagnostiskt hjälpmedel vid vård av dessa patienter (Bowles *et al.*, 2007; Capitelli & Crosta, 2013). En liten mängd blod räcker för de mest basala testerna som totalprotein, hematokrit och hematologi via blodutstryk, vilket kan påvisa till exempel anemi samt olika typer av dysmorfologi av blodkropparna (Mitchell & Johns, 2008). Med hjälp av ett korrekt insamlat venöst blodprov kan även flera andra tester utföras, till exempel en komplett biokemisk analys, vilket ger en indikation på patientens organfunktion och även serologi och elektrolytstatus (Campbell & Ellis, 2007; Low, 2012). Hos fåglar är ett venöst blodprov också användbart för könsbestämning samt för rutinmässiga hälsokontroller på avelsdjur (Low, 2012).

En god hantering av patienten vid blodprovstagning är av yttersta vikt då detta minskar stressnivån hos individen (Powers, 2006). Detta kan vara avgörande både för kritiskt sjuka patienter och för resultatet av blodprovsvaren (Powers, 2006; Raftery, 2008; Capitelli & Crosta, 2013). En förhöjd stressnivå vid hanteringen kan i värsta fall orsaka att en allvarligt sjuk patient avlider (Powers, 2006). En god hantering av patienten ökar också förtroendet från djurägaren samt minskar risken för skador på både patient och personal (Raftery, 2008). Målet för en djursjukskötare vid detta moment är att ge patienten en så stress- och smärtfri upplevelse som är möjligt, vilket innebär att en varsam och effektiv hantering bör vara i fokus (Atkinson *et al.*, 2011).

För en korrekt blodanalys på fåglar krävs särskilda kunskaper om både hematologi och teknik vid blodprovstagning, då felaktigt handhavande under provtagning, analys och frakt utgör en stor risk för bildandet av artefakter som både kan ge falskt positiva eller falskt negativa provsvar (Capitelli & Crosta, 2013). Felaktig teknik kan även orsaka skador på patienten med hematombildning som följd vilket kan leda till anemi och hypovolemisk chock som i värsta fall kan orsaka patientens död (Kramer & Harris, 2010). Med goda kunskaper om fåglars anatomi samt korrekt användande av rätt typ av instrument kan riskerna vid blodprovstagning minska avsevärt (Kramer & Harris 2010).

Många av de behandlingar och vårdåtgärder som utförs på hund och katt kan oftast anpassas till de vanligaste fågelarterna, dock är det viktigt att ha kännedom om fåglarnas anatomi och beteende vilka skiljer sig från hund och katt (Powers, 2006; Atkinson *et al.*, 2011). Skillnaden mellan de många olika arternas anatomi och fysiologi kan försvåra momentet, och kräver därför särskilda kunskaper hos den personal som behandlar djuret (Capitelli & Crosta, 2013).

I utbildningsplanen för djursjukskötarprogrammet kan läsas att djursjukskötarstudenten efter avslutad utbildning ska kunna visa på både teoretiska och praktiska kunskaper inom djuromvårdnad och djursjukvård av exotiska djur (SLU, 2014). Ett särskilt intresse för exotiska djur finns hos författaren, och upplevelsen av att undervisningen främst fokuserats på djurslagen häst, hund och katt har bidragit till att detta examensarbete setts som ett gyllene tillfälle till fördjupning i ett relativt avancerat vårdmoment på fåglar.

### **3. Syfte och frågeställningar**

Syftet med arbetet är att ta reda på hur man utför korrekt venpunktion och blodprovstagning på fåglar. Förutom de rent tekniska aspekterna syftar undersökningen till att förstå vad venpunktion innebär för dessa patienter, med en förhoppning om att bidra med kunskaper kring hur man skapar en bättre omvårdnad för patienten vid detta moment.

Studien grundar sig i följande frågeställningar:

1. Vilka är de mest optimala anatomiska områdena för venpunktion, och vilka ställen bör undvikas?
2. Vilka instrument och vilken teknik är de mest optimala för att säkerställa en god omvårdnad och ett högkvalitativt prov?
3. Hur bör patienten hanteras vid dessa moment, i syfte att minimera stress, smärta och skador för både patient och personal?

## 4. Material och metod

Denna uppsats är baserad på litteraturstudier. Merparten av de artiklar som användes är så kallade översiktsartiklar. I den mån det var möjligt inkluderades även vetenskapliga studier och vetenskapliga artiklar. Ett antal nyare böcker som ansågs relevanta för ämnet användes också. Totalt inkluderades 17 artiklar och 10 böcker.

Sökningen utfördes över internet via databaserna Google Scholar, Science Direct och PubMed, och totalt hittades 31 artiklar på ämnet. Dock valdes 14 artiklar bort på grund av att de ej ansågs tillräckligt relevanta för djuromvårdnad, för vård av fåglar, alternativt att de ansågs föråldrade. Sökningar i den branschspecifika tidningen *The Veterinary Nurse* gjordes också vilket resulterade i en användbar artikel. En del av artiklarna hittades även via andra artiklars referenslista.

De böcker som användes lånades från SLU-biblioteket i Skara, samt via fjärrlån från SLUs bibliotek i Uppsala. Urvalet gjordes utefter böckernas ålder, relevans, samt huruvida böckerna hänvisade till vetenskapliga referenser.

Följande sökord i olika kombinationer användes vid sökning av artiklarna:

Avian, bird, birds, blood, venipuncture, blood collection, blood sample, blood sampling, hematology, blood transfusion, sample artifacts, critical care, exotic pet, exotic animal, handling, handling patients och stress.

## 5. Resultat

### 5.1. Anatomi för blodprov

#### 5.1.1 Lämpliga områden för venpunktion

Området för venpunktion bör väljas med hänsyn till flera anatomiska och kliniska faktorer så som sjukdomsstatus, storlek, art och stressnivå (Kramer & Harris, 2010; Capitelli & Crosta, 2013). En alltför sjuk fågel bör inte utsättas för den stress som hantering och blodprov kan innebära utan bör stabiliseras först (Powers, 2006) (mer om detta i avsnittet om hantering och säkerhet). Det är bra att känna till att vissa sjukdomar, som leversvikt och aflatoxikos kan ge upphov till koagulationsstörningar vilket ökar risken för hematom och kan därför påverka valet av område (Powers, 2006; Kramer & Harris, 2010).

På sällskapsfåglar är det vanligaste området för venpunktion höger jugularven, som utgör den största perifera venen på de flesta fågelarter (Fig. 1) (Morrissey & de Matos, 2005; Dyer & Cervasio, 2008; Kramer & Harris, 2010). Den vänstra är något mindre men kan även den användas för att få fram ett användbart prov på större arter. Hos mindre arter är den högra



Figur 1. Foto: Linn Knutsson. Höger jugularven på en undulat. Kärlet framträder tydligt efter att området fuktats med några droppar alkohol.

jugularen den enda praktiskt användbara venen då de övriga blir alltför små för att kunna inhämta en tillräcklig mängd blod (Kramer & Harris, 2010). En möjlig nackdel med denna ven är att den relativt lätt ”rullar undan” och därför kräver viss stabilisering för en lyckad venpunktion (Capitelli & Crosta, 2013).

Ett annat lämpligt område för venpunktion är ulnarvenen eller vingvenen som löper medialt över humeral-radioulnarleden (Fig. 2) (Kramer & Harris, 2010).



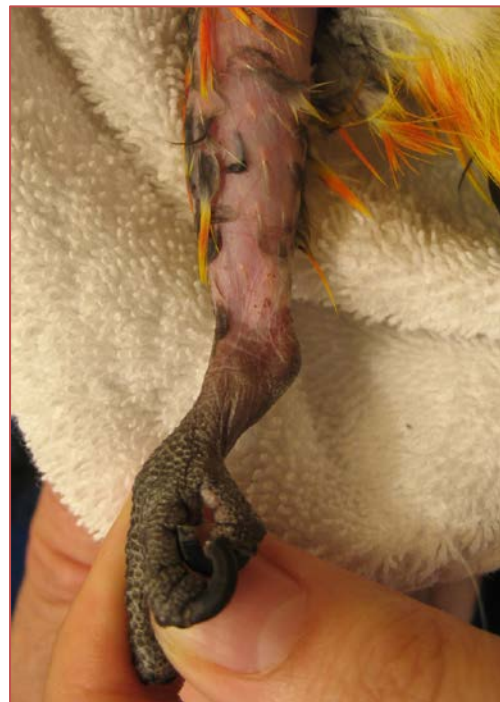


Figur 2. Foto: Bo Runsten. Här syns det tydligt var ulnarvenen löper över armbågsleden.

På grund av venens ringa storlek används den främst på medelstora till stora fåglar då punktion av jugularvenen är kontraindicerat. Denna ven är ofta lätt att se vilket gör att den kan vara ett föredrag på vissa arter där man har problem att tydligt se jugularvenen (Stanford, 2010). Duvfåglar, stutsar och änder saknar exempelvis apterium över jugularen och vissa papegojarter har rikligt med duniga fjädrar i området vilket försvårar visualiseringen av kärlet (Kramer & Harris, 2010).

Några andra exempel på kontraindikationer för jugularpunktion är då hematom tidigare uppstått vid jugularen (Stanford, 2010). Då bör man därefter välja ett annat område. Vid ryggläge under anestesi försvåras återkomst av jugularen, och det kan även vara svårt att ta ett jugularprov på fågelungar som inte alltid låter sig hanteras på ett sätt som gör detta möjligt. I dessa fall kan exempelvis ulnarvenen vara ett bättre val (Stanford, 2010).

På andfåglar, duvor och vissa större



Figur 3. Foto Linn Knutsson. Mediala metatarsalvenen kan här skönjas på benet av en svarthuvad vitbukspapegoja.

papegojarter är även den mediala metatarsalvenen användbar för venpunktion (Kramer & Harris, 2010). Den löper medialt över tarsus ner över mediala metatarsus och avslutas dorsomedialt över foten (Fig. 3) (Kramer & Harris, 2010).

## 5.1.2 Mindre lämpliga områden för venpunktion

### Blodprov genom hjärtstick

Hjärtats anatomiska placering kan skilja sig mellan arterna, men en generell teknik är att gå in lateralt genom det fjärde intercostala utrymmet nära sternum. Man kan även gå in kranialt mellan nyckelbenen och i en kaudoventral-kaudodorsal vinkel. En tredje teknik är att ventrodorsalt gå in genom vänstra eller högra pektoralmuskeln och genom sternum för att nå hjärtat (Kramer & Harris, 2010).

Hjärtstick på fåglar för ett blodprov anses dock inte acceptabelt, och helst utförs detta endast då ett blodprov är nödvändigt innan en fågel ska avlivas (Campbell & Ellis, 2007; Kramer & Harris, 2010). Tekniken är traumatisk, den förknippas med extrem stress (i värsta fall död) och det accepteras sällan av djurägare (Arora, 2010, Kramer & Harris, 2010).

### Blodprov genom kloklipp

Blodprov genom kloklippning är idag kontroversiellt inom djursjukvården och är inte förenlig med god omvårdnad eftersom det anses mer smärtsamt än venpunktion (Powers, 2006; Campbell & Ellis, 2007; Kramer & Harris, 2010; Low, 2012). Dessutom är risken för artefakter i provet stor till följd av kontaminering med celler och urofesces, vilket kan ge falskt positiva resultat för till exempel urinsyra och förekomst av patogen DNA vid PCR-diagnostik. Även callartefakter till följd av mikrokoagulering är vanligt (Kramer & Harris 2010).

Provsvaren från kapillärblodet i klorna kan dessutom ge helt andra värden än ett perifert venöst blodprov, därför anses denna metod mindre pålitlig (Campbell & Ellis, 2007; Kramer & Harris, 2010).

## 5.2. Hantering och säkerhet

### 5.2.1 Stressreduktion

Blodprovstagning på fåglar bör utföras under minimal påverkan av stress. En förhöjd stressnivå kan ge ett fysiologiskt svar i kroppen, där halterna av bland annat leukocyter och blodglukos höjs över normalspannet och därmed försvårar diagnostisering (Campbell & Ellis, 2007; Capitelli & Crosta, 2013). En kraftig stresspåverkan kan även orsaka panik hos fågeln som i värsta fall avlider till följd av detta (Powers, 2006).

Vid hantering av fåglar kan generellt sägas att minimal hantering är önskvärt då de flesta individer är lättstressade, och man bör också tänka på att de flesta fåglar som inkommer till

en klinik ofta är mycket sjuka och redan är i dåligt skick (Powers, 2006; Girling, 2013). Beroende på sjukdomens art kan det vara bra att förvarna ägaren om att hanteringen påtagligt kan påverka fågelns allmäntillstånd (Stanford, 2010).

Innan hanteringen är det först viktigt att utvärdera fågelns status och allmäntillstånd när den sitter i sin bur (Powers, 2006). Om fågel uppvisar dyspné, en ökad andningsfrekvens eller verkar slö och avtrubbad, bör fågel placeras i en uppvärmd (29-30 grader) syrgasbur i minst 20 minuter innan den hanteras (Powers, 2006).

För att minimera stress vid infångandet av patienten bör noggranna förberedelser göras, eftersom misslyckade försök till infångning ökar fågelns stressnivå (Raftery, 2008; Stanford, 2010; Girling, 2013). De flesta av våra sällskapsfåglar är aktiva under dagtid (Girling, 2013). Därför kan det underlätta att dämpa belysningen i rummet innan och under infångandet, då detta har en lugnande inverkan på de flesta individer (Girling, 2013). En låg ljudnivå är också en viktig faktor då hörseln, näst efter synen, är fåglars viktigaste sinne (Girling, 2013).

Infångande av fågel då den sitter på sin ägare bör undvikas (Powers, 2006). Dels riskerar ägaren att bli biten men det finns även en risk att negativt påverka förhållandet mellan fågel och ägare (Powers, 2006; Greenacre & Gerhardt, 2010).

## 5.2.2 Infångandet

Till hands bör hanteraren ha handdukar för att underlätta infångandet samt även till viss del skydda sina händer då vissa fågelarter kan orsaka stor skada med både näbbar och klor (Campbell & Ellis, 2007; Girling, 2013). Handdukar är att föredra framför tjocka handskar, då hanteraren på så sätt får bättre kontroll över sitt grepp. Risken med handskar är en okänslighet i greppet som kan leda till ett alltför stort tryck över bröstkorgen, vilket riskerar att kväva patienten (Girling, 2013). Infångning med handskar ökar även skaderisken och kan orsaka handfobi hos mindre tama individer (Powers, 2006; Raftery, 2008). Detsamma gäller för infångning med bara händer, och detta rekommenderas därför inte (Powers, 2006).

Viktigt är dock att se till att handduken inte viras för hårt runt patienten. Detta innebär återigen en kvävningrisk i och med att fåglar saknar diafragma och därmed är beroende av fri rörelse i bröstmuskulaturen för att kunna andas (Powers, 2006; Dyer & Cervasio, 2008; Girling, 2013). Användning av handduk kan även öka risken för hypertermi (Powers, 2006).

Buren bör först tömmas på inredning och lösa föremål för att minska skaderisken (Girling, 2013). Sedan förs handen med handduken in i buren och greppar fågel bakifrån, lugnt men bestämt, med fokus på att först greppa runt huvudet (Greenacre & Gerhardt, 2010; Girling, 2013). Detta görs bäst med hjälp av tumme och pekfinger på var sin sida under näbben och sedan försiktigt lyfta huvudet lite uppåt, för att undvika att bli biten (Girling, 2013). Sedan slås fågel försiktigt in i handduken som därmed förhindrar vingrörelser och på så sätt minskar risken för skador på patienten (Girling, 2013). Det är dock viktigt att inte "attackera" fågel uppifrån och bakifrån, då fåglar är bytesdjur och ryggen är en av deras svaga punkter (Powers, 2006).

Den person som är ansvarig för fasthållning av fågel bör även vara den som är ansvarig för övervakningen av fågelns välmående (Greenacre & Gerhardt, 2010). Vid tecken på

alltför hög stressnivå så som flämtningar, stängda ögon, svaghet eller annan tydlig förändring i beteendet bör momentet avbrytas och fågeln ges chans till återhämtning (Greenacre & Gerhardt, 2010).

### 5.2.3 Positionering för blodprov

En fågel bör alltid hållas i upprätt, alternativt i vågrät position. Fågeln bör inte hållas upp och ner då detta kan påverka andningen negativt (Campbell & Ellis, 2007).

För att komma åt höger jugular hålls fågeln lateralt med huvudet sträckt (Greenacre & Gerhardt, 2010; Kramer & Harris, 2010). För en ensam person görs detta enklast genom att hålla fågeln över ryggen med vänster hand. Vänster vinge hålls då på plats med hjälp av vänsterhandens fingrar, och den högra vingen hålls på plats med tumbasen (Fig. 4) (Raftery, 2008). Huvudet stabiliseras genom att vänster pek- och långfinger placeras på var sida om fågelns hals. Med hjälp av fingrarna kan då halsen sträckas ut försiktigt för att undvika bett, samt underlätta för venpunktion med den fria, högra handen (Fig. 5) (Kramer & Harris, 2010). Vid hantering av tättingar är det viktigt att hanteraren är försiktig med fågelns ben eftersom dessa ofta är längre och smalare än benen på en papegojfågel, vilket ökar risken för iatrogena skador vid hantering (Raftery, 2008).



Figur 4 Foto: Linn Knutsson. Korrekt fasthållning av en mindre fågel inför blodprovstagning.



Figur 5. Foto: Linn Knutsson. Patientens hals ströks sedan försiktigt ut för att blottlägga arteriet och jugularen.



Om fågeln är av större modell, kan den hållas med hjälp av en handduk runt kroppen för att förhindra vingrörelser (Dyer & Cervasio, 2008; Kramer & Harris, 2010). Vänsterhandens tumme och pekfinger används då för att hålla och försiktigt sträcka ut halsen och huvudet och en klämma kan användas till att hålla handduken på plats kring halsen. Vid själva venpunktionen flyttas sedan handduken lite kaudalt samtidigt som fågelns hals sträcks ut för att på så sätt frilägga jugularen (Kramer & Harris, 2010).

Då flera personer hjälps åt är det bra om en av dessa håller fågeln medan den andra koncentrerar sig på själva venpunktionen (Kramer & Harris, 2010). Personen som håller fågeln kan då enklast hålla huvudet och halsen i ena handen, och fötterna i den andra. Som en extra åtgärd kan den övre vingen försiktigt dras kaudalt och hållas fast med tummen på den hand som håller fötterna. På så vis immobiliseras vingen som annars riskerar att hamna i vägen och man frilägger dessutom det distala området för venpunktionen på ett bra sätt (Kramer & Harris, 2010).

Vid punktion i ulnarvenen läggs fågeln på rygg och ena vingen sträcks ut och hålls parallellt mot underlaget (Kramer & Harris, 2010). Det är mycket viktigt att se till att vingen är ordentligt stabiliserad vid armbågen för att undvika vingrörelser. Här är det bäst att vara två, så att själva provtagaren kan fixera vingen och ta provet, medan assistenten håller resten av fågeln (Kramer & Harris, 2010).

Punktion av metatarsalvenen görs enklast då fågeln hålls upprätt, insvept i en handduk med benet lätt utsträckt (Greenacre & Gerhardt, 2010).

## **5.3 Teknik och utrustning**

### **5.3.1 Förberedelser**

Som vid all provtagning är förberedelserna viktiga och den utrustning som behövs bör vara framplockad innan hantering och provtagning påbörjas (Greenacre & Gerhardt, 2010; Low, 2012). Material och verktyg som behövs är kanyler och sprutor av lämplig storlek, provglas till blodutstryk, mikro-hematokritrör, och lämpliga provrör beroende på vilken typ av prov som ska tas. Desinficerande alkohol och bomullstussar eller kompresser behövs också för att säkerställa en aseptisk teknik (Low, 2012).

Storleken på kanylen som bör användas verkar vara en något omtvistad fråga. Kramer & Harris (2010) menar att en så liten kanyl som är praktiskt möjligt bör användas. 22-28 G är enligt författarna en lämplig storlek, vilket motsvarar en blå, orange, grå eller insulinkanyl. Eftersom blodet rinner långsammare i en tunn kanyl föreslår vissa källor en förheparinisering av kanylen för att undvika koagulation i själva kanylen under provtagningen (Morrissey & de Matos, 2005; Campbell & Ellis, 2007).

Dock skriver Capitelli & Crosta (2013) i sin artikel om blodanalys på papegojfåglar att alltför tunna kanyler bör undvikas på grund av risken för måttlig till omfattande hemolys, vilket saboterar den biokemiska analysen. De föreslår istället 22-25 G som en lämplig storlek och de avråder även från heparinisering av kanylen. Vissa författare (Morrissey & de Matos, 2005; Campbell & Ellis, 2007) påpekar även de en risk för hemodilution vid användning av heparin och råder att överflödigt heparin ”flushas ut” från kanylen innan provtagning om detta görs.

### 5.3.2 Punktions- och uppsamlingsteknik

Området för venpunktionen bör först fuktas med alkohol för att synliggöra det fjäderlösa området över kärlfåran (apterium) (Chitty, 2008; Kramer & Harris, 2010). Dock är det viktigt att inte överdriva mängden alkohol då detta har en nedkylande effekt vilket kan påverka fågelns kroppstemperatur (Curro, 1998; Chitty, 2008). I det avseendet kan ljummet vatten och klorhexidinlösning vara ett bättre alternativ (Curro, 1998). Av samma anledning är det viktigt att inte avlägsna för mycket fjädrar om detta krävs för att kärlet ska kunna ses (Curro, 2008). Vid provtagning på tättingar utgör alkoholen även en förgiftningsrisk då dessa arter tenderar att putsa sig noggrant omedelbart efteråt (Chitty, 2008).

Försiktig hemostas av kärlet vid halsbasen gör att jugularvenen syns tydligt genom fågelns tunna hud (Kramer & Harris, 2010). Vid svårigheter att hitta kärlet kan en ändring av patientens position hjälpa, men det finns även variationer mellan arter och kärlet därför kan synas olika tydligt (Kramer & Harris, 2010). För att undvika hematombildning efter avslutad uppsamling bör tryck tillföras då kanylen dras ut (Campbell & Ellis, 2007; Chitty, 2008).

Punktion av ulnarvenen bör göras parallellt med kärlet precis där det korsar själva leden, och försiktig stasning precis proximalt om armbågen gör kärlet synligt (Kramer & Harris, 2010). Detta kärl är ofta täckt av små fjädrar och fuktning med alkohol underlättar för att kunna se och hitta kärlet. Eftersom ulnarvenen är betydligt mindre än jugularvenerna bör en mindre kanyl användas. 25-28 G tillsammans med en spruta på 3 ml brukar fungera väl enligt Kramer & Harris (2010).

Då det gäller punktion av den mediala metatarsalvenen finns ingen allmän rekommendation för var det är lämpligast att punktera kärlet. Det är något som bör avgöras från fall till fall beroende på de anatomiska variationerna hos varje patient (Kramer & Harris, 2010; Low, 2012). Området där fjädrarna möter den tjockare huden vid tarsus fungerar dock ofta bra på ett flertal arter, men det kan, förutom hemostas, krävas fuktning av fjädrarna med alkohol och till och med viss plockning av fjädrar för att tydligt kunna se kärlet (Kramer & Harris, 2010).

För uppsamling av blodet kan en spruta användas för att aspirera ut blodet som sedan överförs till lämpligt blodprov rör och provglas. Eller så används en så kallad öppen teknik där blodet fångas upp i ett hematokritrör direkt från kanylen (Morrissey & de Matos, 2005). Den öppna tekniken lämpar sig särskilt väl till patienter med lågt blodtryck eller till mindre fåglars vars små blodkärl lätt skadas av minsta rörelse från kanylen.

### 5.3.3 Risker

Vid venpunktion i jugularen utgör bildandet av hematom en påtaglig risk (Kramer & Harris, 2010). Runt kärlet finns ett stort subkutant utrymme som verkar förhöja risken för uppkomst av hematom. Detta sker dock oftast när personalen är ovan vid att hantera fåglar, på grund av otillräcklig fixering av patienten, eller till följd av någon koagulationsstörning (Kramer & Harris, 2010). I milda fall uppstår endast ett blåmärke, men i värsta fall kan blödningen bli så omfattande att patienten drabbas av livshotande blodförlust eller till och med avlider (Kramer & Harris, 2010).

Ytterligare en risk är punktering av den cervicocephala lungsäcken (Kramer & Harris, 2010). Detta sker oftast då penetrationen blir för djup så att kanylen därmed går igenom den motsatta kärlväggen också. Detta är lätt hänt på fåglar på grund av deras tunna hud och som följd uppstår dessutom hematom lätt (Kramer & Harris, 2010).

Risken för hematom och punktering av lungsäcken kan minskas genom rätt teknik med kanylen och sprutan (Campbell & Ellis, 2007; Kramer & Harris, 2010). Genom att sticka in kanylen i en relativt snäv vinkel, ca 30 grader, minskas risken för att gå igenom och ”dubbelpunktera” kärlet och därmed även lungsäcken. Då minskas också risken för hematom samt att blodet tar sig ner i lungsäcken (Arora, 2010; Kramer & Harris, 2010). För att minska blödningsrisken ytterligare bör hemostas tillföras över området innan kanylen dras ur (Campbell & Ellis, 2007; Arora, 2010; Low, 2012).

Det är viktigt att kanylens slipning hamnar rätt då spetsen förs in i kärlet (Kramer & Harris, 2010). Om slipningen är vänd nedåt, mot kärlet, behöver en mindre del av kanylen föras in och risken att skada kärlet minskar. Med hjälp av kanylens övre, oslipade del, kan provtagaren då också ”lyfta” lite lätt i kärlväggen och på så sätt förhindra vakuumbildning och kärlkollaps vid aspiration (Kramer & Harris, 2010). Om kärlet halkar eller ”rullar” undan kan det dock underlätta att sticka i kärlet med kanylens slipning vänd uppåt (Arora, 2010).

Vid aspireringen är det viktigt att vara varsam (Campbell & Ellis, 2007). Ett alltför högt negativt tryck i kärlet ökar risken för hematom samt kan orsaka lysering av blodkropparna. Av just denna anledning är det olämpligt att använda sig av vakuumpumpsamlare vid blodprov på fåglar (Campbell & Ellis, 2007).

Hematom är dock en betydligt större risk vid punktion av ulnarvenen eftersom det ofta är svårt att hålla patienten tillräckligt bra, samt att detta ytliga kärl saknar omkringliggande stödjevävnad som hjälper till att motverka hematom (Greenacre & Gerhardt, 2010; Kramer & Harris, 2010). På grund av detta bör området helst undvikas utom på patienter som är helt stilla, till exempel under anestesi (Kramer & Harris, 2010). Efter venpunktionen bör tryck tillföras under en längre stund (ca 30 sekunder till 2 minuter), och patienten bör hållas under noggrann uppsikt efteråt för att säkerställa att ingen blödning uppstått (Kramer & Harris, 2010).

Tack vare förekomsten av mycket muskler och den mindre flexibla huden i området är det ovanligt med hematombildning vid punktion av mediala metatarsalvenen (Kramer & Harris, 2010). Dock bör ändå tryck tillföras över kärlet under en längre stund (flera minuter) direkt efter provtagning (Dyer & Cervasio, 2008; Kramer & Harris, 2010).

### **5.3.4 Hantering av provet**

Den totala blodvolymen hos fåglar varierar mellan ca 60-120 ml/kg kroppsvikt (Powers, 2006; Campbell & Ellis, 2007). Dock brukar detta förenklas till ca 10 % av kroppsvikten, och upp till 10 % av den totala blodvolymen anses vara säkert att ta från en frisk fågel (Powers, 2006; Kramer & Harris, 2010). Detta motsvarar 1 % av den totala kroppsvikten eller 1 ml blod per 100 g kroppsvikt. För en rutinemässig hematologisk utredning räcker dock vanligtvis 0,2 ml blod, och för att ha en god säkerhetsmarginal kan det vara motiverat att maximalt endast ta ca 0,5-0,7 % av fågelns totala kroppsvikt (Capitelli & Crosta, 2013). Om fågelns dessutom är nedsatt bör mängden reduceras ytterligare (Bowles *et al.*, 2007; Capitelli & Crosta, 2013).

Eftersom den blodvolym som kan tas från de mindre fåglarna är mycket liten är det viktigt att inget av det går till spillo. Med en mindre papegoj fågel som exempel följer här ett förslag från Capitelli & Crosta (2013) på hur dessa dyrbara droppar bäst kommer till användning:

- 2 droppar till 2 blodutstryk direkt vid provtagningen.
- 2 droppar till prov för *Chlamydia Immunocomb*.
- 2-3 droppar till ett rör för PCR-analys (om detta finns tillgängligt).
- 2-3 droppar till mikro-hematokritrör för hematokrit och totalt plasmaprotein.
- Resten till ett lämpligt blodprov rör utifrån vilka andra tester som behöver utföras.

Vissa laboratorietrustningar klarar att göra en hel biokemisk profil med enbart 0,1 ml blod (ca 2 droppar) och då kan resten av blodet användas till övriga tester (Morrissey & de Matos, 2005).

Till skillnad från däggdjurens bikonkava och kärnlösa celler är fåglars erythrocyter ovala och kärnförsedda (Capitelli & Crosta, 2013). Fåglars erythrocyter är dessutom större och mindre formbara än hos däggdjur, vilket gör blodet mer visköst och blodkropparna skörare (Martinho, 2009; Capitelli & Crosta, 2013; Girling, 2013). På grund av denna skörhet är det viktigt att proverna analyseras så snart som möjligt efter provtagningen då blod från fåglar inte går att förvara på ett tillfredsställande sätt (Martinho, 2009; Capitelli & Crosta, 2013). Detta är extra viktigt om proverna saknar antikoagulantia då icke-separerat, koagulerat och hemolyserat blod allt som oftast ger felaktiga provsvar. I en studie från 1985 (Lumeij) sågs kaliumnivåerna i blodprov från duvor sjunka med 9,5 % efter endast tio minuters förvaring. Efter två timmar hade halterna sjunkit med hela 65 %.

Blodutstryk bör även dessa göras omedelbart, och helst utan tillsats av antikoagulantia då både EDTA och heparin med tiden ger morfologisk påverkan på blodkropparna samt kan påverka värdena av elektrolyterna (Walberg, 2001; Morrissey & de Matos, 2005; Campbell & Ellis, 2007; Dorrestein, 2010; Capitelli & Crosta, 2013). Då det är lätt att skada de sköra blodkropparna vid utstryk är det viktigt att använda rätt teknik och vara lätt på handen (Walberg, 2001; Chitty & Carmichael, 2012). Utstrykningsglaset bör hållas i en vinkel av ca 30 grader mot det undre glaset, blodet fångas varsamt upp med hjälp av glasets kapillärkraft och sedan dras droppen ut med en snabb rörelse. Det rekommenderas även att provglaset har snedslipade kanter, samt att de är väl rengjorda inför utstryket (Walberg, 2001; Chitty & Carmichael, 2012; Capitelli & Crosta, 2013).

Rekommenderad typ av blodprov rör beror på vilken typ av analys som skall utföras (Kramer & Harris, 2010). EDTA-rör kan användas för hematologi på de flesta fågelarter (Chitty & Carmichael, 2012; Capitelli & Crosta, 2013; Girling, 2013). Undantagen gäller för till exempel pingviner, flamingos, kråkfåglar och tranor hos vilka erythrocyterna hemolyserar i EDTA. Till dessa arter bör hellre rör med heparin användas (Girling, 2013). Fördelen med EDTA är att det motverkar klumpbildning av leukocyter samt möjliggör korrekt färgning av blodkropparna (Capitelli & Crosta, 2013).

Heparinrör används generellt för analyser av biokemiska värden (Capitelli & Crosta, 2013; Girling, 2013). Dock har man sett att heparinet efter 12 timmars lagring har en negativ effekt på blodkropparnas morfologi samt försvårar färgning och differentiering av olika celler (Capitelli & Crosta, 2013; Girling, 2013). Förvaring i heparin har även setts medföra felaktiga värden på framförallt kalium och fosfor till följd av fortsatt cellmetabolism



(Chitty & Carmichael, 2012). Därför är det viktigt att proverna analyseras så snart som möjligt. Till biokemiska analyser kan även serumrör användas (Girling, 2013).

En viktig faktor gällande val av blodprovror är storleken på själva provet då blodproverna från exotiska sällskapsdjur i allmänhet utgör mycket små volymer. Vanliga provror som används till hund och katt innehåller ofta alltför stora mängder antikoagulantia som riskerar att späda ut mindre blodvolym. De provror som används inom pediatriken på humansidan är mycket användbara eftersom de innehåller frystorkad, och därmed mindre volym, antikoagulantia (Dyer & Cervasio, 2008)

### **5.3.5 Övrigt som kan ge artefakter eller felaktiga provsvar**

- Lipemi kan påverka provsvaren på ett omfattande sätt. Det är vanligt hos fåglar under ägglossning samt vid vissa leversjukdomar och uppstår *inte* till följd av att fågeln nyligen ätit. Fasta krävs därmed inte före blodprovstagning. (Capitelli & Crosta, 2013).
- Ovarsam hantering av fågeln kan förhöja halterna av CPK (kreatininfosfokinas) i plasman. Detta kan även ske vid intramuskulär injektion (Capitelli & Crosta, 2013).
- Bakteriell kontaminering uppstår lätt och ger felaktiga värden som bland annat minskad halt CPK och glukosnivåer (Capitelli & Crosta, 2013).

## 6. Diskussion

### 6.1 Diskussion kring resultaten

Trots bristen på forskning finns en del aktuell och relevant litteratur som berör ämnet och utifrån denna har frågeställningarna till stor del kunnat besvaras. Gällande frågeställningen om anatomi och lämpliga områden för venpunktion fanns inte mycket motsättningar i litteraturen. De olika författarna beskriver för- och nackdelar med de olika provtagningsställena på liknande sätt (Morrisey & de Matos, 2005; Powers, 2006; Campbell & Ellis, 2007; Stanford, 2010; Kramer & Harris, 2010; Low, 2012; Capitelli & Crosta, 2013). Troligen beror detta på att fåglars anatomi inte ändrats nämnvärt på många tusen år och man skulle kunna beskriva denna kunskap som relativt ”konstant”.

Flera av källorna beskrev fördelen med att ha kännedom om olika lämpliga vener (Powers, 2006; Stanford, 2010; Kramer & Harris, 2010; Capitelli & Crosta, 2013). Vilka områden som lämpar sig beror på flera orsaker, till exempel patientens storlek och sjukdomstillstånd. Det kan även uppstå situationer och kontraindikationer vilka kan kräva både kreativitet och kunskaper av provtagaren (Powers, 2006; Kramer & Harris, 2010; Stanford, 2010; Capitelli & Crosta, 2013).

Samtliga författare som beskrev de mest optimala områdena för venpunktion gjorde detta främst utifrån synlighet och storlek på venerna. Ingen information om vilket område som var mest optimalt för blodprovets kvalitet och reliabilitet kunde hittas. En studie där man jämfört provresultat från olika områden för provtagning (jugularvenen, ulnarvenen, mediala metatarsalvenen och hjärtat) på japanska vaktelfåglar visade på skillnader i både Hb och hematokrit-värden beroende på vilket kärl som använts (Arora, 2010). Författaren drog slutsatsen att dessa skillnader bör beaktas då jämförbara provsvar behövs, till exempel vid utformandet av en vetenskaplig studie. En tanke är att detta även skulle kunna vara relevant vid uppföljande blodprov på en patient i sjukvårdssammanhang.

Flera källor avrådde från blodprov via kloklipp med just bristande pålitlighet och kvalitet som argument (Campbell & Ellis, 2007; Kramer & Harris, 2010). I äldre litteratur kan det läsas att blod från klorna kan vara användbart till könsbestämning, men att det är olämpligt för hematologi och biokemi på grund av hög risk för kontaminering (Forbes & Lawton, 1996). Forbes & Lawton nämner dock inget om eventuell smärta och obehag för patienten vilket nyare litteratur använder som ett starkt argument emot användning av området (Powers, 2006; Campbell & Ellis, 2007; Kramer & Harris, 2010; Low, 2012). En djursjukskötares professionella ansvar handlar till stor del om att upprätthålla en god djurvälstånd och att ta beslut som är etiskt övervägda (Pullen *et al.*, 2011). Att orsaka en patient onödigt smärta genom kloklipp när det finns andra, mindre smärtsamma, alternativ kan därför knappast anses vara etiskt korrekt eller representera god djuromvårdnad.

Stress har en negativ inverkan både på djurets välmående och på resultaten från blodprovet (Campbell & Ellis, 2007; Capitelli & Crosta, 2013). En mycket sjuk patient riskerar till och med att avlida om den utsätts för ett alltför kraftigt stresspåslag (Powers, 2006; Mans, 2014, in press). Därför är det viktigt för en djursjukskötare att känna till hur en fågel fångas in och hanteras på bästa sätt. I den aktuella litteraturen för denna uppsats ligger fokus på själva infångandet och fasthållande, samt hur man minskar risken för skador samt det trauma som detta innebär för patienten. Här uppstod en fråga huruvida patientens

upplevelse av dessa moment skulle kunna förbättras med mer kunskaper om fåglars naturliga beteenden hos hanteraren.

I sitt kapitel om papegojfåglar i boken *Exotic Pet Behavior* från 2006 beskriver Lightfoot & Nacewicz hur djurhälsopersonal kan undvika att sätta fågeln i en utsatt position genom att tänka på var fågeln befinner sig i rummet. Fåglar bör hållas i brösthöjd och man bör inte fånga in en fågel som befinner sig långt ner, till exempel på golvet. Eftersom fåglar är bytesdjur kan de känna sig attackerade om de befinner sig längre ner än hanteraren, menar de. Författarna rekommenderar också att ägaren plockar ut fågeln ur buren (förutsatt att fågeln är handtam) och placerar den på ett bord. Därifrån är det oftast lätt att få fågeln att självmant kliva upp på djurhälsopersonalens hand, då fågeln instinktivt vill komma högre upp. Detta sätta att resonera kring hantering har även Powers (2006) som betonar vikten av att inte "attackerar" en fågel uppifrån. Detta etologiska perspektiv saknas dock för det mesta i den litteratur som varit relevant för uppsatsen.

Fåglar är ett stort släkte med många olika arter och typer av beteenden och det är därför svårt att ge alltför mycket allmängiltiga råd vad gäller hantering, menar Lightfoot och Nacewicz (2006). I sin text ger de ändå relativt ingående beskrivningar i hur man som djurhälsopersonal kan förhålla sig till de olika arternas unika särdrag. Till exempel menar de att på grund av sin höga intelligens är Grå jako en av de känsligaste arterna, och att dessa ofta kräver mycket "tröst" efter ett invasivt ingrepp som exempelvis venpunktion. Författarna menar även att många papegojarter inte blir lika skrämde av till exempel ett nytt föremål om personalen först förevisar detta både för ägaren och fågeln. En demonstration, gärna på sig själv eller ägaren, av hur föremålet (till exempel ett stetoskop) används och att det inte gör ont rekommenderas också av Lightfoot & Nacewicz (2006).

Då fågelbeteende är mycket relevant för djuromvårdnaden rekommenderas vidare läsning i ämnet. Det är dock alltför stort och komplext för att vidare kunna behandlas i denna uppsats.

Det finns flera viktiga skillnader mellan hanteringen av fåglars blod och hanteringen av blodet från hund och katt (Martinho, 2009; Capitelli & Crosta, 2013; Girling, 2013). På grund av blodkropparnas skörhet krävs en snabb och varsam behandling, både vid utstryk och lagring av proverna (Walberg, 2001; Chitty & Carmichael, 2012; Capitelli & Crosta, 2013). Detta gäller även kunskaper om korrekt användning av antikoagulantia. Utan dessa kunskaper hos den behandlande personalen kan man tänka sig att det finns risk för felaktiga eller oanvändbara provresultat. Detta kan leda till att provet måste tas om, vilket blir till ett onödigt lidande för patienten och därmed en lägre kvalitet på omvårdnaden.

Ytterligare en skillnad är mängden blod som kan tas vid ett blodprov. Hundar och katter klarar av relativt stora blodförluster. Vid förlust av 25 % av den totala blodvolymen är chansen för överlevnad ca 50 % hos dessa djur, men vid ett blodprov kommer man sällan eller aldrig upp i så stora volymer (Colville & Bassert, 2008). Vid blodprovstagning på fågel vill man hålla sig till att endast ta max 10 % av den totala blodvolymen eller mindre för en garanterad säkerhet för patienten (Powers, 2006; Kramer & Harris, 2010). Detta innebär en risk för små patienter som ändå kräver en omfattande blodanalys. I en sådan situation kan det därför tänkas att extra noggrannhet vid både provtagning och provhantering är av yttersta vikt. Detta för att undvika hematombildning (hypovolemi) samt för att säkerställa provsvarens tillförlitlighet.

Man har dock sett att fåglar verkar bättre på att kompensera för blodförlust än däggdjur och drabbas inte av hypovolemisk chock lika lätt (Ploucha *et al.*, 1981; Bowles *et al.*, 2007; Martinho, 2009). Detta beror på en förmåga till att mycket effektivt kunna omfördela vätska i kroppen samt en snabb mobilisering av nya blodkroppar från benmärgen

(Martinho, 2009). Detta betyder dock inte att hypovolemi är ofarligt för fåglar, om den är omfattande kan det vara ett livshotande tillstånd som i vissa fall kräver blodtransfusion (Martinho, 2009; Girling, 2013).

Litteraturen ger olika bud vad gäller de bäst lämpade verktygen för provtagning. Generellt kan sägas att en så liten spruta och en så stor kanyl som möjligt är att föredra vid blodprovstagning (Irwin-Porter, 2011). Detta minskar trycket vid aspiration vilket motverkar lysering av blodkropparna. Kramer & Harris (2010) menar dock att en så tunn kanyl som är praktiskt möjligt är att föredra. De specificerar tyvärr inte varför, men en tanke är att de menar att en tunnare kanyl är mindre invasiv och minskar skaderisken på en liten patient.

Morrissey & de Matos (2005) samt Campbell & Ellis (2007) påpekar nackdelarna med en alltför tunn kanyl då koagulation lätt kan uppstå, och rekommenderar därför heparinisering av kanylen. Detta avråder dock Capitelli & Crosta (2013) från då antikoagulantia har inverkan på provets kvalitet samt att även en liten mängd heparin riskerar att späda ut de troligtvis mycket små volymer som proven består av. Användning av heparin anses av flera experter vara kontraindicerat vid blodutstryk och längre tids lagring av prover (Walberg, 2001; Morrissey & de Matos, 2005; Campbell & Ellis, 2007; Martinho, 2009; Dorrestein, 2010; Chitty & Carmichael, 2012; Capitelli & Crosta, 2013). De menar att det istället är bättre med en snabb hantering och analys för att undvika felaktiga provsvar.

Om patienten är mycket liten har man dock kanske inget annat val än att använda sig av en tunn, hepariniserad kanyl. Vad gäller dessa praktiska moment kan bara konstateras att det inte finns ett enda rätt sätt att lösa dem på och att det finns utrymme att undersöka och utveckla bättre metoder inom området.

Vid genomgång av den litteratur som behandlade provtagningsteknik blev det snabbt uppenbart att momentet är förknippat med en risk för hematombildning, vilket kan innebära en fara för fågelns liv (Kramer & Harris, 2010). Flera källor betonar vikten av en god teknik för att minska risken. Det kan ske genom exempelvis rätt teknik med instrumenten samt noggrann hemostas av kärlet efter provtagningen (Campbell & Ellis, 2007; Arora, 2010; Kramer & Harris, 2010; Low, 2012). Stanford (2010) nämner kort att man definitivt bör använda sig av generell anestesi vid blodprovstagning på fåglar, men utan att egentligen specificera varför. Vid noggrant synande av texten skulle man kunna förstå att Stanford menar att anestesi minskar risken för hematombildning, antagligen på grund av att patienten då hålls absolut stilla. Detta är dock endast en tolkning.

Resonemanget stöds av Curro (1998), som menar att generell anestesi kan vara en nödvändig åtgärd för att kunna utföra moment som till exempel blodprovstagning. Curro anser även att anestesi gör situationen mindre stressande för fågel jämfört med om den skulle hållas fast i vaket tillstånd. Detta kan vara ett delvis vettigt resonemang, dock uppstår frågan hur stressande själva induktionen av anestesi är för fågel? Situationen kan upplevas olika stressande för olika individer. Påståendet att blodprov under anestesi skulle ge mindre påverkan på både provsvaren och patientens välbefinnande känns därför inte helt övertygande.

Dessutom menar Lierz & Korbel (2012) att en fullständig pre-anestetisk undersökning är av yttersta vikt vid sövning av fåglar och som en del av denna bör ett blodprov för att utvärdera vita blodkroppar, hematokrit samt Hb inkluderas. Alltså kan det vara bra att lyckas med ett blodprov innan anestesi påbörjas. Frågan är dock komplex då även dessa författare påpekar den generella anestesis roll som ett verktyg för immobilisering inför vissa ingrepp.

Capitelli & Crosta (2013) menar däremot att man absolut bör lära sig att utföra venpunktion på vaken fågel. De specificerar tyvärr inte heller varför. Man skulle kunna tänka sig att de menar att risken med att söva en potentiellt allvarligt sjuk fågel är större än de risker med stress och hematombildning som förknippas med provtagning på vaken fågel. Stöd för detta hittas i en artikel som inom kort kommer publiceras i *Journal of Exotic Pet Medicine*, där författaren (Mans, 2014, in press) påvisar fördelarna med sedering inför olika diagnostiska moment, jämfört med de bieffekter och nackdelar som generell anestesi samt hantering av en vaken och stressad fågel ger.

Mans (2014) skriver att sövningen påverkar fågelns kardiovaskulära och respiratoriska system negativt samt att även risken för hypotermi samt aspiration av maginnehåll ökar. Hanteringen av vaken fågel inför till exempel ett blodprov bidrar till en högre stressnivå hos patienten, vilket ökar risken för skador på både personal, patient och omgivningen. Stressen kan även orsaka hypertermi och ökad andningsfrekvens, och i värsta fall kollaps med död som följd för mycket sjuka individer. Allt detta, menar Mans, har en negativ inverkan på både patientens och personalens välmående. Istället föreslår han användning av sedering i mycket högre utsträckning än vad man tidigare gjort, gärna genom intranasal administrering av läkemedlen. Detta är enligt författaren en icke-invasiv och smärtfri teknik som även ger minimal påverkan på eventuella blodprovsvärden.

Författaren påpekar dock några nackdelar med den intranasala tekniken så som risk för nysningar och otillräckligt upptag av läkemedlet. Intramuskulär administrering (som traditionellt främst används på fågel) ger ett säkrare upptag men kan orsaka felaktiga biokemiska värden i blodproven samt är potentiellt smärtsamt. Smärtan i sig orsakar troligen en förhöjd stress och minskat välbefinnande hos patienten. Detta kan återigen knytas till texten av Pullen *et al.* (2011) om djursjukskötares ansvar att upprätthålla en god djurvälstånd. För att säkerställa en god djuromvårdnad känns det motiverat att använda det minst smärtsamma alternativet i alla fall då det är möjligt.

Sedering kan ersätta anestesi även vid andra typer av undersökningar. I en studie från 2013 (Kusmierczyk *et al.*) jämförde man bilder från datortomografier av fåglar som aningen var under allmän anestesi (som enligt författarna är det vanligaste i dagsläget) eller endast under sedering. Bilderna granskades av experter och man kunde sedan konstatera att bildernas kvalitet absolut var jämförbara och att sedering kan vara ett gott alternativ för immobilisering av patienten vid denna typ av undersökning.

Efter att ha läst artiklarna av Mans och Kusmierczyk *et al.* är det svårt att bortse från de fördelar sedering kan innebära för omvårdnaden av fåglar. Det är även svårt att förstå varför detta inte verkar användas mer ut i verksamheten då det är mycket utbrett vid vård av hund och katt. En framtida studie med tydligt omvårdnadsperspektiv hade varit intressant och värdefullt att få ta del av. Man skulle till exempel kunna jämföra och utvärdera välbefinnandet hos fågelpatienter efter någon form av invasiv undersökning utförd både med och utan sedering. Förhoppningsvis skulle man då kunna påvisa ett ökat välbefinnande och att sedering bidrar till en mer högkvalitativ omvårdnad på ett vetenskapligt sätt.

## 6.2. Värdering av metod och material

Den största utmaningen var att hitta vetenskapliga originalartiklar och relevant forskning kring detta ämne. Djuromvårdnad är ett relativt nytt begrepp, så det mesta av forskningen

som finns att ta del av är antingen veterinärmedicinskt inriktad, utförd av och för biologer (främst ornitologer) eller för försöksdjursverksamhet med liten (eller ingen) koppling till omvårdnad. Veterinärmedicinska artiklar har givetvis en plats i sammanhanget, men då detta inte är huvudämnet har de använts något begränsat och då endast de delar som känts relevanta för uppsatsens syften och frågeställningar.

För att inkludera omvårdnadsperspektivet har review-artiklar samt böcker av experter på området upplevts mer relevanta. De tekniker och handhavande som beskrivs av dessa experter bygger främst på deras egna erfarenheter och åsikter vilket har komplicerat uppgiften att besvara frågeställningarna vetenskapligt. En personlig åsikt om vilken metod som är den mest optimala kan knappast anses vara den enda rätta i sammanhanget.

Vid jämförelse av äldre och nyare litteratur kan det även ses en förändring gällande omvårdnadsperspektivet. I nyare publikationer får detta större plats men i äldre litteratur saknas den delvis eller helt och hållet. Något som även saknas i det mesta av den för uppsatsen relevanta litteraturen är hygienperspektivet. Inte en enda gång nämns handskar eller handhygien i samband med blodprov på fåglar. Detta trots att de rådande rönen kring basala hygienrutiner klart och tydligt uppmanar till handskanvändning vid risk för kontakt med kroppsvätskor (Ericson & Ericson 2009).

Trots litteraturens svagheter bör den givetvis inte avfärdas helt och hållet. Enligt Landsbyggsdepartementets lag om verksamhet inom djurens hälso- och sjukvård (2 kap. 1 § [2009:302]), har djursjukskötare skyldighet att arbeta enligt ”*vetenskap och beprövad erfarenhet*”. När det då saknas vetenskapliga grunder och forskning på ämnet verkar det inte fel att ta till sig de råd och kunskaper som erfarna veterinärer och forskare besitter. Givetvis med det egna sunda förnuftet och de egna kunskaperna om omvårdnad och vårdhygien som motvikt.

## 7. Slutsats

Det finns mycket att göra för omvårdnaden av fåglar, både generellt och vid momentet blodprovstagning. Med tanke på fåglars speciella fysiska och beteendemässiga egenskaper behövs kunskaper inom både anatomi, fysiologi, teknik, beteende och hantering för att undvika skador och stress hos patienten, samt för att säkerställa ett korrekt provresultat. Detta resulterar i förlängningen i en högre kvalitet på omvårdnaden.

Fördjupade kunskaper om blodprovstagning på fåglar ger djursjukskötare möjlighet att jobba mer självständigt. Det gör det även möjligt att arbeta för en vidare utveckling av omvårdnaden på detta område. Förhoppningen är att detta examensarbete ska kunna fungera som en guide och tankeväckare för djursjukskötare, veterinärer och djursjukskötarstudenter med intresse för både blodprovstagning och en högkvalitativ omvårdnad för fågelpatienter.

## 8. Populärvetenskaplig sammanfattning

Blodprovanalys är ett av de viktigaste diagnostiska verktygen inom veterinärvården. Detta gäller inte minst vid behandling av fåglar då de till sin natur som bytesdjur oftast inte visar upp några tydliga sjukdomssymtom. Ett korrekt insamlat venöst blodprov från en fågel kan ge material till många olika typer av analyser. För att lyckas med insamlingen av ett högkvalitativt prov och samtidigt kunna ge utmärkt omvårdnad till patienten krävs särskilda kunskaper då fåglar skiljer sig från däggdjuren både anatomiskt, hematologiskt och beteendemässigt.

Valet av område för venpunktion på fåglar beror på en rad olika faktorer. Bland annat spelar storleken på fågeln, sjukdomsbilden och stressnivån en stor roll. På mindre patienter är oftast högra jugularen (den vänstra är betydligt mindre) det enda kärl som är praktiskt möjligt att använda. På större patienter kan man även använda sig av ulnarvenen (vingvenen) samt den mediala metatarsalvenen.

När det gäller utvinnandet av själva blodet är tekniken mycket viktig. Fåglar har sköra kärl och tunn hud och det medför att hematom är en stor risk. Särskilt riskfyllt är hematom vid jugularen då detta kan orsaka en så stor blödning att patienten drabbas av hypovolemisk chock och till och med avlider till följd av detta. Därför bör man vara försiktig med kanylen och föra in den i kärlet med slipningen nedåt, vilket minskar risken att skära sönder kärlet. Man bör också vara försiktig så att man inte går igenom den motsatta kärlväggen med kanylen. När kanylen sedan förs ut igen är det viktigt att tillföra tryck över kärlet under en längre stund (några minuter).

Hantering av proverna är viktig för provresultaten och i förlängningen för patientens omvårdnad. Vid felaktig förvaring och hantering kan proverna bli förstörda och man måste då utsätta patienten för ytterligare en provtagning. Fåglars blodkroppar är större och skörare än däggdjurs och klarar inte någon längre tids lagring. Därför krävs varsam hantering vid till exempel blodutstryk samt att proverna analyseras så fort som möjligt. Helst bör man inte använda antikoagulantia, men det kan ibland vara nödvändigt, t.ex. vid hematologiska analyser och färgning (EDTA används till de flesta arter). Till biokemiska analyser kan heparin- eller serumrör användas. Då krävs dock en snabb analys då man sett att både hepariniserat och obehandlat fågelblod snabbt förstörs.

Många fåglar är lättstressade individer och därför är det viktigt med minimal och korrekt hantering vid blodprovstagning. Noggranna förberedelser och ett smidigt infångande är a och o. Här kan man utnyttja fågelns naturliga beteende och mörklägga rummet så att patienten blir lugnare då de flesta sällskapsfåglar är dagaktiva. Fasthållning krävs vid blodprovstagning eftersom plötsliga rörelser ofta orsakar att kärlen brister och hematom uppstår. Viktigast att tänka på vid fasthållningen är att se till att fågelns bröstorg har utrymme att röra sig fritt samt att aldrig hålla fågeln upp och ner. Fåglar är beroende av sin bröstmuskulatur för att kunna andas och ett tryck över bröstet riskerar därmed att kväva patienten. Är man flera personer kan det vara bra att en håller fågeln och övervakar dess allmäntillstånd, medan den andra koncentrerar sig på själva provtagningen.

Även om en minimal hantering och korrekt fasthållning är bra så är risken stor att detta ändå stressar en fågelpatient alltför mycket. Vissa experter hävdar att det är nödvändigt att söva fågeln inför ett blodprov, med argumentet att detta minskar risken för plötsliga rörelser och därmed också risken för hematom. Man menar också att anestesi är bättre ur ett omvårdnadsperspektiv eftersom en sövd patient inte är medveten under själva ingreppet och därmed inte stressas.



Det är dock riskfyllt att söva en allvarligt sjuk fågel. Anestesi har klara negativa effekter på andning och cirkulation och den ökar även risken för hypotermi och aspiration av maginnehåll. Vid vissa sjukdomstillstånd kan det dessutom vara nödvändigt med en pre-anestetisk blodanalys, och då krävs att blodprovet kan tas på vaken patient. Nya rön pekar däremot på att sedering kan vara ett gott alternativ till både generell anestesi och provtagning på en fullt medveten patient. Detta minskar stressnivån hos patienten och man slipper de risker som förknippas med generell anestesi. Vid sedering inför ett blodprov bör man tänka på att undvika intramuskulär injektion då detta kan påverka blodprovsvaret negativt. Det är dessutom smärtsamt och skapar obehag för patienten. Istället kan man administrera läkemedlen intranasalt, vilket både är smärtfritt och har minimal påverkan på blodprovresultaten.

Det finns mycket att göra för omvårdnaden av fåglar, både generellt och vid momentet blodprovstagning. Fåglar är känsliga djur och det kräver kunskap hos de som hanterar dem. Med detta som utgångspunkt kan djursjukskötare och annan djurhälsopersonal jobba mer självständigt i sin omvårdnad. Det ökar förhoppningsvis även medvetenheten kring att forskning på detta område i framtiden kan göra stor skillnad för dessa patienters upplevelser av vården.

## **9. Tack**

Stort tack till Bo Runsten på Blå Stjärnans Djursjukhus för hjälp och stöd med både bilder och fotografering. Tack också till modellerna Jim och Sture. Tack även till min kursare Sofia Abrahamsson för bilder på hennes vackra fåglar. Jag vill även tacka min handledare, Christina Lindqvist, som bidragit med mycket relevant kritik och varit en stor hjälp i utformandet av denna uppsats. Ett stort tack riktas även till min kritiska vän, opponent samt alla vänner och bekanta som hejat på och stöttat mig i arbetet.

## 10. Referenser

- Arora K.L. 2010. Difference in hemoglobin and packed cell volume collected from different sites in Japanese quail (*Coturnix Japonia*). *International Journal of Poultry Science*. 9, 828-830.
- Atkinson T., Devaney J., Girling S. 2011. *Animal handling, restraint and transport*. I: BSAVA Textbook of Veterinary Nursing. 5:e uppl. (Red. Cooper B., Mullineaux E. och Turner L). Gloucester: BSAVA. 228-255.
- Bowles H., Lichtenberger M., Lennox A. 2007. Emergency care of pet birds. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. 10, 345-394.
- Campbell T.W., Ellis C.K. 2007. *Hematology of birds*. I: Avian & Exotic Animal Hematology & Cytology. 2:a upplagan. Oxford, Blackwell Publishing. 3-10.
- Capitelli R., Crosta L. 2013. Overview of psittacine blood analysis and comparative retrospective study of clinical diagnosis, hematology and blood chemistry in selected psittacine species. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. 16, 71-120.
- Chitty J. 2008. Kapitel 8. *Basic techniques*. I: BSAVA Manual of raptors, pigeons and passerine birds (Red. Chitty J. & Lierz M.). Gloucester, BSAVA. 63-65.
- Chitty J., Carmichael N. 2012. Kapitel 10. *Laboratory techniques*. I: BSAVA Manual of Exotic Pet and Wildlife Nursing (Red. Varga M., Lumbis R., Gott L.). Gloucester, BSAVA. 249-257.
- Colville T., Bassert J.M. 2008. *Clinical anatomy and physiology for veterinary technicians*. 2:a uppl. St: Louis: Mosby Elsevier. 225.
- Curro T.G. 1998. Anesthesia of pet birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 7, 1, 10-21.
- Dorrestein G.M. 2008. Kapitel 9. *Clinical pathology and post-mortem examination*. I: BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds (Red. Chitty J. & Lierz M.). Gloucester, BSAVA. 73.
- Dyer S.M., Cervasio E.L. 2008. An overview of restraint and blood collection techniques in exotic pet practice. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. 11, 423-443.
- Ericson E., Ericson T. 2009. Kapitel 14. *Vårdhygien*. Avsnittet *Basala hygienrutiner*. I: *Klinisk mikrobiologi*. 4:e upplagan. 361-366. Stockholm, Liber AB.
- Forbes N.A., Lawton M.P.C. 1996. *Examination, basic investigation and principles of therapy*. I: BSAVA Manual of Psittacine Birds (Red. Beynon P.H.). Gloucester: BSAVA. 27-37.
- Girling S.J. 2013 Kapitel 9. *Basic avian anatomy and physiology*. Kapitel 11. *Avian handling and chemical restraint*. Kapitel 13. *Common avian diseases*. Kapitel 16. *Avian emergency and critical care medicine*. I: *Veterinary Nursing of Exotic Pets*. 2:a upplagan. Ames:Iowa, Wiley-Blackwell. 149, 158-160, 206-207, 240.
- Greenacre C.B., Gerhardt L. 2010. *Psittacines and passerines*. I: Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician (Red. Ballard B.). 2:a upplagan. Ames: Iowa, Wiley-Blackwell. 20-21, 39.

- Irwin-Porter G. 2011. *Laboratory diagnostic aids*. I: BSAVA Textbook of Veterinary Nursing. 5:e uppl. (Red. Cooper B., Mullineaux E. och Turner L). Gloucester: BSAVA. 508-536.
- Kramer M.H., Harris D.J. 2010. Avian blood collection. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 19, 1, 82-86.
- Kusmierczyk J., Wall C.R., Hoppes S., Budke C.M., Spaulding K.A. 2013. Comparison of computed tomographic images of birds obtained with sedation vs. general anesthesia. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 22, 251-257.
- Landsbyggsdepartementets lag (SFST 2009:302) om verksamhet inom djurens hälso- och sjukvård (2009).
- Lierz M., Korbel R. 2012. Anesthesia and analgesia in birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 21, 44-58.
- Lightfoot T., Nacewicz C.L. 2006. *Psittacine behavior*. I: Exotic Pet Behavior – Birds, Reptiles and Small Mammals (Red. Bradley Bays T., Lightfoot T., Mayer J.). St. Louis: Saunders Elsevier. 51-101.
- Low A. 2012. Practical avian venipuncture: how to take blood from birds. *The Veterinary Nurse*. 3, 7, 446-448.
- Lumeij J.T. 1985. The influence of blood sample treatment on plasma potassium concentrations in avian blood. *Avian Pathology*. 14, 2, 257-260.
- Mans C. 2014. Sedation of pet birds. Accepterat manuskript för publicering i: *Journal of Exotic Pet Medicine*. Elektronisk resurs: <http://dx.doi.org/10.1053/j.jepm.2014.02.009> [2014-04-25].
- Martinho F. 2009. Indications and techniques for blood transfusion in birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 18, 2, 112-116.
- Mitchell E.B. Johns J. 2008. Avian hematology and related disorders. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. 11, 501-522.
- Morrissey J.K., de Matos R. 2005. Emergency and critical care of small psittacines and passerines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 14, 2, 90-105.
- Ploucha J.M., Scott J.B., Ringer R.K. 1981: Vascular and hematologic effects of hemorrhage in the chicken. *American Journal of Physiology*. 240, H9-H17.
- Powers L.V. 2006. Common procedures in psittacines. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. 9, 287-302.
- Pullen S., Wright A.J., Cooper B. 2011. *Professional responsibilities, regulation and the ethics of veterinary nursing*. I: BSAVA Textbook of Veterinary Nursing. 5:e uppl. (Red. Cooper B., Mullineaux E. och Turner L). Gloucester: BSAVA. 1-15.
- Raftery A. 2008. Kapitel 6. *Handling and transport*. I: BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds (Red. Chitty J. & Lierz M.). Gloucester, BSAVA. 42-47.
- Stanford M. 2010. *Cage and aviary birds*. I: BSAVA Manual of Exotic Pets (Red. Meredith A. & Johnson-Delaney C.). Gloucester, BSAVA. 173.
- SLU, Sveriges Lantbruksuniversitet 2014. *Utbildningsplan för djursjukskötare – kandidatprogram*. <https://student.slu.se/sv/studier/program/program-pa-grundniva/djursjukskotare/utbildningsplan/> - använd 2014-05-08.

Walberg J. 2001. White blood cell counting techniques in birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 10, 2, 72-76.

Vid **Institutionen för husdjurens miljö och hälsa** finns tre publikationsserier:

- \* **Avhandlingar:** Här publiceras masters- och licentiatavhandlingar
- \* **Rapporter:** Här publiceras olika typer av vetenskapliga rapporter från institutionen.
- \* **Studentarbeten:** Här publiceras olika typer av studentarbeten, bl.a. examensarbeten, vanligtvis omfattande 7,5-30 hp. Studentarbeten ingår som en obligatorisk del i olika program och syftar till att under handledning ge den studerande träning i att självständigt och på ett vetenskapligt sätt lösa en uppgift. Arbetenas innehåll, resultat och slutsatser bör således bedömas mot denna bakgrund.

Vill du veta mer om institutionens publikationer kan du hitta det här:  
[www.slu.se/husdjurmiljohalsa](http://www.slu.se/husdjurmiljohalsa)

---

**DISTRIBUTION:**

Sveriges lantbruksuniversitet  
Fakulteten för veterinärmedicin och  
husdjursvetenskap  
Institutionen för husdjurens miljö och hälsa  
Box 234  
532 23 Skara  
Tel 0511-67000  
**E-post: [hmh@slu.se](mailto:hmh@slu.se)**  
**Hemsida:**  
**[www.slu.se/husdjurmiljohalsa](http://www.slu.se/husdjurmiljohalsa)**

*Swedish University of Agricultural Sciences  
Faculty of Veterinary Medicine and Animal  
Science  
Department of Animal Environment and Health  
P.O.B. 234  
SE-532 23 Skara, Sweden  
Phone: +46 (0)511 67000  
**E-mail: [hmh@slu.se](mailto:hmh@slu.se)**  
**Homepage:**  
**[www.slu.se/animalenvironmenthealth](http://www.slu.se/animalenvironmenthealth)***

---