

FELTMANUAL

VEILEDER I PRAKTISK HÅNDTERING AV SMITTSOMME SYKDOMMER



1	FELTUTSTYR FOR UNDERSØKELSE	
	Krav til utstyr som skal finnes i avdelingen.....	1-1
	Påkledning og desinfeksjon.....	1-2
	Undersøkelse og obduksjon.....	1-5
	Avlivning.....	1-9
	Div annet utstyr.....	1-10
2	PERSONLIG SMITTEBESKYTTELSE	
	Introduksjon til personlig smittebeskyttelse.....	2-1
	Valg av passende smittebeskyttelse, kategori 1.....	2-2
	Valg av passende smittebeskyttelse, kategori 2.....	2-3
	Valg av passende smittebeskyttelse, kategori 3.....	2-4
3	RUTINER FOR PÅKLEDNING OG AVKLEDNING	
	Ankomst til dyreholdet.....	3-1
	Rutiner for personlig biosikkerhet - påkledning.....	3-2
	Rutiner for personlig biosikkerhet - avkledning.....	3-5
4	PRØVETAKING	
	Rask og sikker laboratoriediagnose.....	4-1
	Standard vevsprøver.....	4-2
	Organprøver til histologi.....	4-3
	Sykdomsspesifikk guide til prøvetaking.....	4-5
	Miltbranddiagnostikk.....	4-9
	Prøvetaking svin.....	4-10
	Prøvetaking storfe.....	4-14
	Prøvetaking småfe.....	4-22
	Prøvetaking fjørfe.....	4-24
5	AVLIVNINGSMETODER	
	Sedering, dødelig injeksjon, bedøvelse med boltepistol.....	5-1
	Treffpunkt boltepistol.....	5-2
	Avblødning og bruk av ryggmargstøter.....	5-3
6	OBDUKSJON	
	Obduksjon av storfe.....	6-1
	Obduksjon av svin.....	6-17
	Obduksjon av fjørfe.....	6-35
7	EPIDEMIOLOGISKE UNDERSØKELSER	
	Utreise og første møte med dyreeier.....	7-1
	Sjekkliste for epidemiologiske undersøkelser.....	7-2
	Kontaktliste.....	7-3
8	TRANSPORT AV PRØVER	
	Regelverk og klassifisering.....	8-1
	Emballering og pakking av materiale i kategori B.....	8-2
	Kontaktinformasjon.....	8-4
	Sending av prøver.....	8-5
	Rekvisisjonsskjema landdyr.....	8-6
9	BRUK AV DESINFEKSJONSMIDLER	
	Bruk av desinfeksjonsmidler.....	9-1
	Oversikt over diverse midler.....	9-2

Mattilsynet vil med denne feltmanualen bidra til en forenkling av arbeidet som utføres av våre inspektører ute i felt i forbindelse med smittsomme dyresykdommer. Som et ledd i Mattilsynets arbeid for enhetlighet og felles rutiner i forbindelse med vårt beredskapsarbeid, vil denne manualen kunne kvalitetssikre det arbeidet som utføres av våre egne eller andre veterinærer som håndterer hendelser. Den vil også kunne være til god hjelp for veterinærer som skal ta ut prøver eller obdusere dyr som en del av sin praksis. Mattilsynet ønsker å dele denne manualen med flest mulig. Vi har derfor gjort denne tilgjengelig på våre nettsider.

www.mattilsynet.no/feltmanual

Manualen er basert på en tilsvarende amerikansk versjon som vi har fått tillatelse til å gjenbruke deler av. I denne forbindelse ønsker vi spesielt å takke Liz Clark, Laboratory Training Specialist på Plum Island Animal Disease Center, for kontinuerlig støtte og uerstattelige bidrag til dette arbeidet. Originalen ble utarbeidet av Texas A&M University,

College of Veterinary Medicine & Biomedical Sciences etter avtale med det amerikanske jordbruksdepartementet.

I tillegg vil vi få takke de amerikanske etatene som brukte midler til å realisere den originale amerikanske versjonen «Foreign Animal Disease Investigation Manual», og som ga oss inspirasjon og tillatelse til å lage en egen versjon tilpasset våre forhold:

- United States Department of Agriculture
- Animal and Plant Health Inspection Service, Veterinary Services

Takk også til Kristine Hansen i Mattilsynet for bidrag til billedmateriale i flere kapitler.

Den norske manualen er bearbeidet og satt sammen av Mattilsynets epizootiteam. Veterinærinstituttet har også bidratt med kvalitetssikring og enkelte oversikter.

FOREIGN ANIMAL DISEASE (FAD) INVESTIGATION MANUAL

FAD PReP
Foreign Animal Disease
Preparedness & Response Plan

National Center for Animal
Health Emergency Management

United States Department of Agriculture • Animal and Plant Health Inspection Service • Veterinary Services



Acknowledgments:

This manual is based on a similar US version that we have been given permission to reuse parts of. In this regard we would particularly like to thank Liz Clark, Laboratory Training Specialist at Plum Island Animal Disease Center for ongoing support and irreplaceable contribution to this work. The original version of the manual was developed by Texas A&M University, College of Veterinary Medicine & Biomedical Sciences through a cooperative agreement with the United States Department of Agriculture, under Agreement No.11-9100-1351-CA.

In addition, we thank the US agencies that funded the original American version "Foreign Animal Disease Investigation Manual", and which have given us permission to reuse some of the content and inspired us to create our own version, adapted to our conditions.

- United States Department of Agriculture
- Animal and Plant Health Inspection Service, Veterinary Services

1 KRAV TIL UTSTYR SOM SKAL FINNES I AVDELINGEN

Alle avdelinger i Mattilsynet skal være utstyrt med et minimum av beredskapsutstyr for utrykning som skal stå ferdig pakket i forseglede kasser. Alle avdelinger skal ha minst to sett av kasser. For avdelinger med mye husdyrhold bør antall sett økes til 3-4.

For at Mattilsynets personell i en beredskapssituasjon lett skal kunne tjenestegjøre ved andre avdelinger, er det nødvendig at utstyret er pakket etter samme system og med samme minimumsinhold ved hver avdeling.

Det skal etableres rutiner for vedlikehold og supplering av utstyr.

HVER AVDELING SKAL HA FØLGENDE BEREDSKAPSKASSER:

Påkledning og desinfeksjon

Undersøkelse og obduksjon

Avliving (kofferten skal utenom bruk oppbevares i låst skap på kontoret)

Diverse annet utstyr (blant annet utstyr for avsperring og kommunikasjon)

Alle kassene skal merkes klart og tydelig med hvilken kasse dette er, men farge og form kan velges av den enkelte avdeling. Kassene skal være lette å holde rene og desinfisere. Det skal også være mulig å forsegle kassene. Kassene skal inneholde det utstyret som til en hver tid er fastsatt av Hovedkontoret. Liste over utstyret skal ligge i kassen og også være tilgjengelig på oppbevaringsstedet. Listene skal inneholde opplysninger om når innholdet i kassene sist ble kontrollert/oppdert og av hvem.

Kassene kan inneholde annet utstyr dersom avdelingen har behov for dette.

En fullstendig liste over beredskapsutstyret finnes i MatCIM

PÅKLEDNING OG DESINFEKSJON

A



B



C



BEKLEDNING

- A Engangs overtrekksdress m/hette (ass. størr.)
- B Vanntett overtrekksdress m/hette (ass. størr.)
- C Engangs plastovtrekk til fottøy
- D Enkel støvmaske
- E Støvmaske P3
- F Gummihansker kraftige (ass. størr.)
- G Nitrilhansker (ass. størr.)
- H Kutthansker
- I Armert glassfibertape
- J Øreplugger/hørselvern
- K Vernebriller
- L Refleksvest med Mattilsynets logo

I tillegg kommer følgende utstyr som ikke er avbildet

- Engangshåndkler
- Store kraftige plastsekker, avfall
- Kraftige plastposer
- Plastposer/deksel til mobiltelefon
- Plastovtrekk for bilsete

D



E



F



G



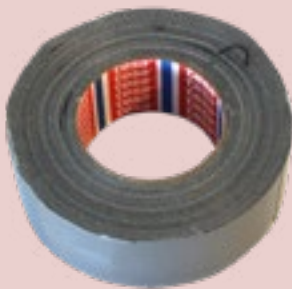
H



J



I



L



K



PÅKLEDNING OG DESINFEKSJON

A



B



C



D



E



F



G



H



I



DESINFEKSJON

- A Sitronsyre
- B Kaustisk soda
- C Virkon S
- D Sprayflaske til desinfeksjon
- E Hånddesinfeksjon, f.eks. Antibac
- F Litermål
- G Bøtte
- H Lavtrykksprøyte desinfeksjon
- I Presenning, f.eks. 2,5 x 3,6 m



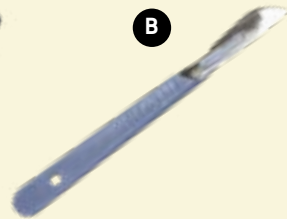
✓ Veiliedning for bruk av desinfeksjonsmidler finnes i kapittel 9.

UNDERSØKELSE OG OBDUKSJON

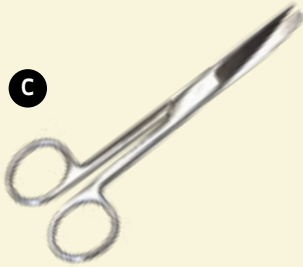
A



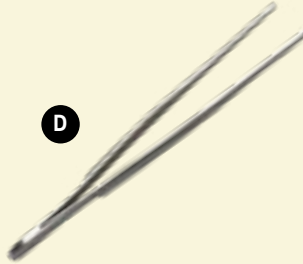
B



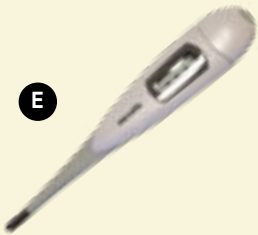
C



D



E



F



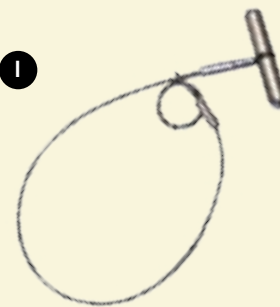
G



H



I



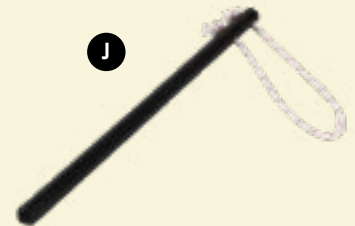
L



K



J

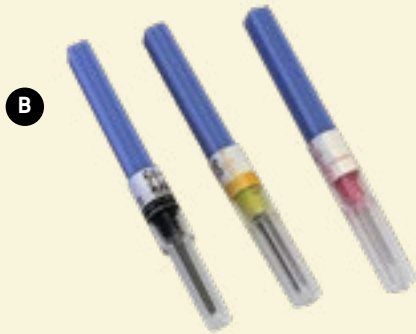
UTSTYR FOR PRØVETAKING
OG DIAGNOSTIKK GENERELT

- A Obduksjonskniv
- B Engangs skalpeller
- C Sakser, rett og krum
- D Pinsetter, kirurgisk og anatomisk
- E Termometer, digitalt + engangs plastovertrekk
- F Hodelykt m/ekstra batterier
- G Stetoskop
- H Nesebrems til storfe
- I Trynebrems til gris
- J Nesebrems til hest
- K Munnkile
- L Tau 5 m

I tillegg kommer følgende utstyr
som ikke er avbildet

- Skalpellblader
- Lupe/forstørrelsesglass

UNDERSØKELSE OG OBDUKSJON



PRØVETAKING

- A Blodprøveglass, rød og lilla kork (ass. størr.)
- B Venoject kanyler (ass. størr.)
- C Holder for blodprøveglass
- D Sprøyter (ass. størr.)
- E Kanyler (ass. størr.)
- F Formalin bufret 10% (4% formaldehyd oppløsning med fosfatbuffer = 10% formalin)
- G Biopsieholder m/skrukork (ass. størr.)

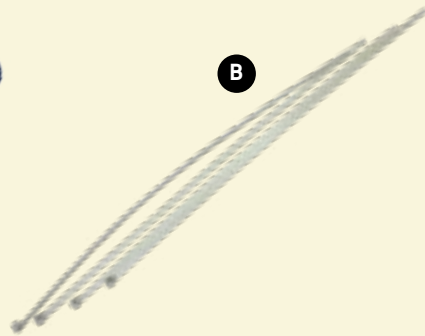
I tillegg kommer følgende utstyr som ikke er avbildet

- Boks for smittefarlig/skarpt avfall

UNDERSØKELSE OG OBDUKSJON



A



B

EMBALLASJE, TAS MED INN
I AVSPERRET OMRÅDE

- A Forsendeshylser til prøveglass
- B Strips
- C Vannfast tusj
- D Div plastsekker/poser
- E Armerte sekker (til kadaver)



C



D



E

I tillegg kommer følgende utstyr
som ikke er avbildet

- Pakketape

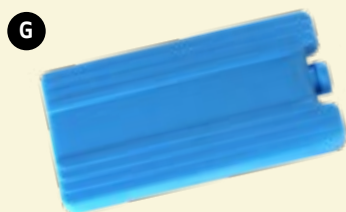


F

eller

EMBALLASJE, TAS IKKE MED
INN I AVSPERRET OMRÅDE

- F Forsendeseemballasje som tilfredsstiller UN 3373 standard
- G Kjøleelementer, frosne



G

I tillegg kommer følgende utstyr
som ikke er avbildet

- Kjølebag/isoporkasse

UNDERSØKELSE OG OBDUKSJON

A



B



SPEIELT FOR MKS

A SVANODIP® FMDV-Ag felttest

B Prøveglass med fosfatbuffer

I tillegg kommer følgende utstyr som ikke er avbildet

- Tomt prøveglass
- Engangs kanyle

C



D



Viktig ved MKS

- ✓ Blærevæske skal direkte i tomt prøveglass
- ✓ Blæremateriale skal i glass + fosfatbuffer

SPEIELT FOR MILTBRANN

C Mikroskop

D Immersjonsolje

E Linsepapir

F Propanbrenner

G Lighter/fyrstikker

H Klesklype

I Polykrommetylenblått

J Objektglass og forsendelsesbeholder

E



F



G



H



I

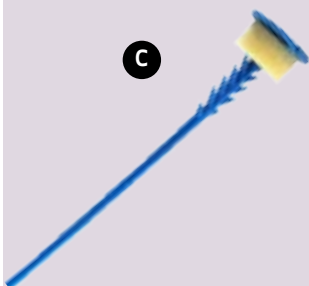


J



- ✓ Bruksanvisning for farging av utstryk og bilde av fargede miltbrannsbakterier finnes på side 4-9.

AVLIVNING



INNHOLDSOVERSIKT AVLIVNING

- A Boltpistol
- B Patroner (grønn, gul og rød)
- C Ryggmargstøter
- D Sprøyter (ass. størr.)
- E Kanyler (ass. størr.)
- F Pentobarbital-natrium 30 %
(evnt. 42,5 % eller 20 %)
- G Xylazin
- H Azaperon

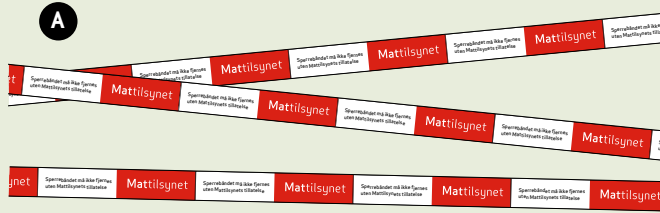
I tillegg kommer følgende utstyr som ikke er avbildet

- Boks for smittefarlig/skarpt avfall

✓ Veiledning i bruk av boltepistol, ryggmargstøter og midler for premedikering og avliving finnes i kap 5.

UTSTYR FOR SEDASJON OG AVLIVNING OPPBEVARES I LÅST SKAP

DIVERSE ANNET UTSTYR



AVSPERRING

- A Avsperringsbånd
- B Varseltrekant - Smittsom dyresjukdom
- C Adgang forbudt - skilt

Annet utstyr som skal være med

- D Vannfast tusj
- E Papir og skriveunderlag
- F Mobiltelefon og lader
- G Eventuelt nødnett terminal

I tillegg kommer følgende utstyr som ikke er avbildet

Kart over området

1 INTRODUKSJON TIL PERSONLIG SMITTEBESKYTTELSE

Personlig smittebeskyttelse skal brukes for å beskytte egen helse og for å hindre at man tar med smittestoffer inn eller ut fra dyreholdet.

HVORFOR DET ER VIKTIG med personlig smittebeskyttelse?

Det beskytter feltpersonell mot zoonoser.

Det reduserer risiko for at feltpersonell sprer smittsomme dyresykdommer videre.

Mattilsynets feltpersonell har ansvar for å bruke riktig personlig smittebeskyttelse slik at man hindrer spredning av smittsom sykdom til mennesker eller dyr.

De generelle prinsippene som diskuteres i dette kapitlet er ment som hjelp til å velge riktig nivå av beskyttelse. Det er viktig å vurdere smittesituasjonen og tilpasse utstyret til den smitterisiko man mistenker.

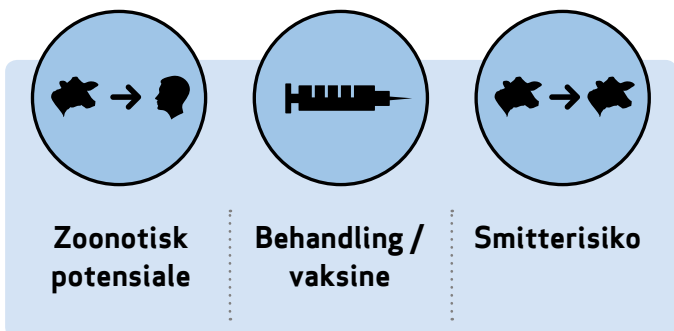
Figuren nedenfor gir eksempel på hvordan man kan velge ulik grad av smittebeskyttelse avhengig av hvilket smittestoff og hvilken smitterisiko man skal håndtere.

	ØRE	ØYE	HÅND	FOT	HUD	LUFTVEIER
GRAD AV SMITTEBESKYTTELSE FRA LAV TIL HØY	 Øreplugger, hørselvern.		 Nitrilhanser	 Arbeidssko	 Engangs- overtreksdress	 Enkel støvmasker
		 Beskyttelsesbriller	 Tykke gummi- hanser	 Støvler	 Tyvek-dress	 Støvmasker P3
		 Friskluftmaske*	 Kutthanser	 Støvler med engangs plast- overtrekk	 Vannrett overtreks- dress/regndress	 Friskluftmaske*

*Må brukes dersom man mistenker smittestoffer med alvorlig zoonotisk potensiale.

2 VALG AV PASSENDE SMITTEBESKYTTELSE

Følgende risikofaktorer må vurderes ved valg av smittebeskyttelse.



RISIKOFAKTORER

- ✓ Er det en zoonose?
- ✓ Er vaksine eller behandling tilgjengelig for folk eller dyr?
- ✓ Hvor lett smitter sykdommen?
- ✓ Hvordan smitter sykdommen? (f.eks via aerosoler, alimentært, parenteralt)
- ✓ Hvilke type aktiviteter kan øke spredning av smittestoffet?

KATEGORI I

RISIKO FAKTORER

- Gir ikke sykdom på friske mennesker.
- Behandling og/eller vaksine finnes
- Liten risiko for smittespredning

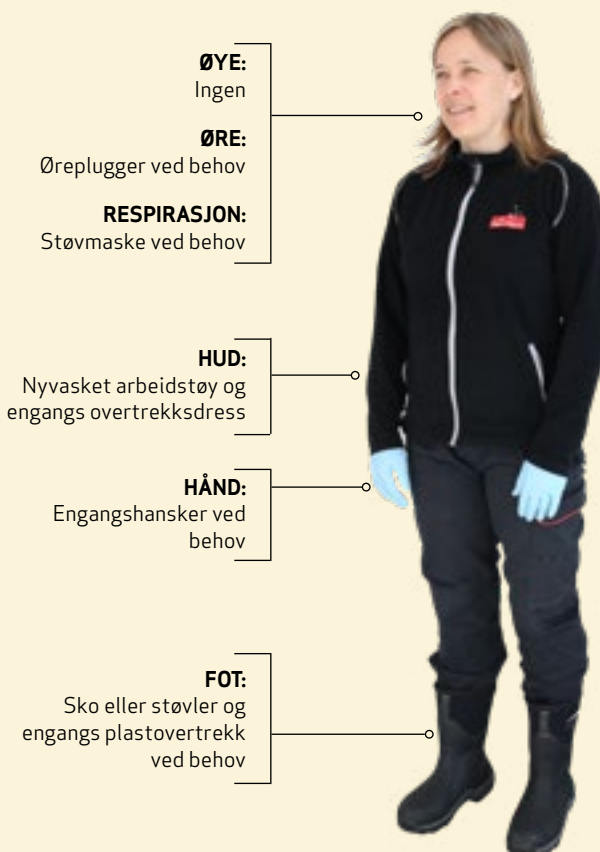
RISIKONIVÅ

- Liten individuell risiko
- Få samfunnsmessige konsekvenser

ETTER BESØKET

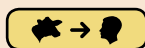
- Kast engangsutstyr
- Vask hender
- Vask klær før de brukes igjen
- Dusj når du kommer tilbake til kontoret

AKTUELL SMITTEBESKYTTELSE



KATEGORI 2

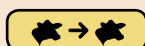
RISIKO FAKTORER



Kan forårsake sykdom hos mennesker



Behandling og/eller vaksine finnes for noen sykdommer



Kan smitte andre dyr, varierende grad av smitterisiko

RISIKONIVÅ



○ lav individuell risiko

● middels samfunnsrisiko

ETTER BESØKET

- Kast engangsutstyr
- Vask hender
- Vask klær før de brukes igjen
- Dusj når du kommer tilbake til kontoret

AKTUELL SMITTEBESKYTTELSE

ØYE:
Beskyttelsesbriller ved behov

ØRE:
Øreplugger ved behov

RESPIRASJON:
Støvmaske, P3 maske ved behov

HUD:
Tyvek dress

HÅND:
Engangshansker

FOT:
Støvler med engangs
plastovertrekkv



KATEGORI 3

RISIKO FAKTORER



Kan forårsake alvorlig sykdom hos mennesker

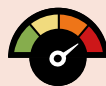


Behandling og/eller vaksine finnes for noen sykdommer



Svært smittsomt

RISIKONIVÅ



● Høy individuell risiko

● Høy samfunnsrisiko

ETTER BESØKET

- Avsperrert område, ikke forlat stedet før tillatelse
- Grundig vask og desinfeksjon, følg rutine for avkledning side 3-5

AKTUELL SMITTEBESKYTTELSE

ØYE, ØRE OG RESPIRASJON:

Friskluftmaske og ørepropper ved behov

HUD:

Tyvek dress og vanntett overtrekksdress, evt kommunikasjonststyr og Mattilsynets refleksvest

HÅND:

Engangshansker og tykke gummihansker

FOT:

Støvler med engangs plastovertrekk



1 ANKOMST TIL DYREHOLDET

Skaff oversikt over besetningen og området rundt. Dette vil forberede oss på hvilke veier som fører til gården.

Det kan være en fordel å prate med dyreeieren om hvor hovedmengden av transport inn på gården foregår slik at bilen kan plasseres der den best begrenser tilgangen til eiendommen.

Som oftest er det mest hensiktsmessig å plassere bilen på tvers av innkjøringen til eiendommen i god avstand fra dyreholdet. Da kan det opprettes en uren sone innenfor bilen og en skiftesone ved overgangen mellom ren og uren sone. (Se bildet nedenfor)

Ring nærmeste leder eller innsatsleder og bekreft ankomst til stedet og at innfarstveier til dyreholdet

er sperret av. Det er viktig at undersøkelser av dyrene og prøvetaking skjer raskt. Vurder derfor om resten av dyreholdet skal sperres av umiddelbart, eller om det er andre fra Mattilsynet som kan gjøre dette.

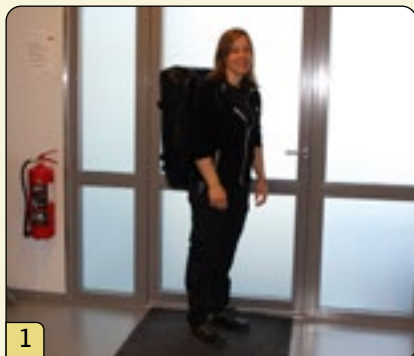
Bruk det som er tilgjengelig for å sette opp sperrebåndene. Man kan for eksempel bruke gårdens midlertidige gjerdestolper til elektrisk gjerde, de kan plasseres på jorder og lignende. Trær, gjerdestolper, veiskilt, bygningsdetaljer som takrenner og lignende kan benyttes som festepunkt for sperrebåndet.

Når områder som vanligvis er trafikkert sperres av, skal sperrebåndene merkes med klistremerker med "Adgang forbudt" fra Mattilsynet.



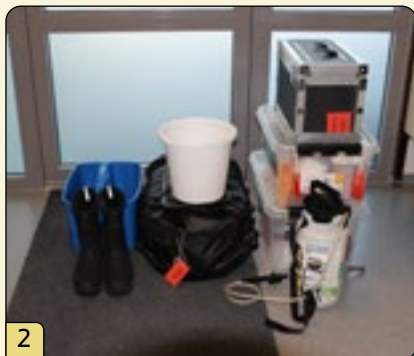
2 RUTINER FOR PERSONLIG BIOSIKKERHET - PÅKLEDNING

PÅKLEDNING • TRINN 1 - 9



1

Kle deg i arbeidstøy som kan vaskes på 60 °C.



2

Finn frem og klargjør det beredskapsutstyret du trenger.



3

Planlegg ren og uren sone i bilen.



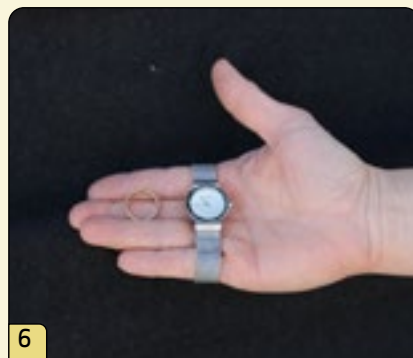
4

Parker i ren sone et stykke fra mistenkt dyrehold.



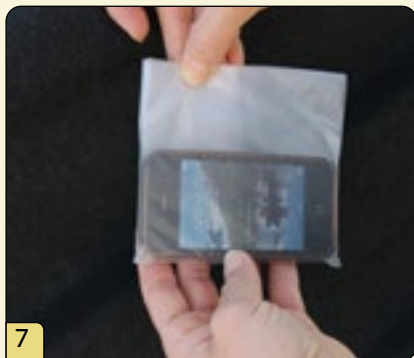
5

Sperr av området og synliggjør din tilstedeværelse.



6

Ta av klokke og smykker.



7

Legg mobiltelefonen i vanntett pose. Ta eventuelt med radiokommunikasjonsutstyr.



8

Etabler en smittebarriere på egnet sted. Her bør det være fall mot uren sone.



9

Bland desinfeksjonsmidler for personell, utstyr og prøver, se kap 9 for veiledning. Gjør klar poser til avfall og ytteremballasje for forsendelse av prøver. Ha ekstra engangshansker og engangshåndklær/papir tilgjengelig på ren side.

PÅKLEDNING • TRINN 10 - 18



10

Ta på engangs overtrekksdress.



11

Ta på vanntett overtrekksdress og maske.



12

Ta evt på vernebriller og trekk deretter hetten over hodet.



13

Engangs overtrekksdress tas opp i støvlene.



14

Vanntett overtrekksdress tas utenpå støvlene.



15

Engangs plastovertrekk tas utenpå støvler og dress.



16

Ta på engangshansker.



17

Tommelen tres i et hull i engangs overtrekksdress for å hindre dressen i å gli opp under arbeid.



18

Kraftige gummihansker tas utenpå overtrekksdress.

PÅKLEDNING • TRINN 19 - 21



Vannrett overtrekksdress dras over hanskene og teipes fast.



Overflatedesinfisering på vei inn.



Ta med deg det utstyret du trenger inn i dyreholdet.

FØR DU GÅR INN I DYREHOLDET:

- ✓ Ta med deg det du trenger for å gjennomføre klinisk undersøkelse og prøvetaking av dyr
- ✓ Ta med deg skrivesaker, eventuelt episkjema, telefon / annet kommunikasjonsutstyr slik at du får sendt ut statusrapporter
- ✓ Ta kun med primæremballasje for prøvoforsendelse inn i dyreholdet
- ✓ Husk å la ytteremballasje for forsendelse av prøver stå igjen i ren sone
- ✓ Husk å sikre utstyret i skiftesonen i forhold til nedbør og vind

3 RUTINER FOR PERSONLIG BIOSIKKERHET - AVKLEDNING

AVKLEDNING • TRINN 1 - 6



1

Spyl av synlige urenheter på den vanntette overtrekksdressen når du forlater dyrerommet.



2

Overflatedesinfiser hansker og vanntett overtrekksdress før du forlater bygningen.



3

Legg primæremballasje med prøver i bøtte med desinfeksjonsmiddel i skiftesonen. Plukk disse opp igjen etter å ha sluset deg ut til ren sone.



4

Spray utstyr som du trenger å ta med ut fra uren sone med overflatedesinfeksjon og legg det i en søppelpose. Desinfiser utsiden av søppelposen og legg i ny søppelpose på ren side før den forsegles.



5

Ta av skotrekk og legg i avfallsposen.



6

Vask/desinfiser ben på ytterdress og rengjør støvler godt.



AVKLEDNING • TRINN 7 - 12



7

Fjern tape fra ytterhansker for å kunne fjerne disse sammen med vanntett dress.



8

Ta av ytterhansker sammen med vanntett dress for å unngå kontaminering av dressens innside.



9

Ta av resten av den vanntette dressen uten å berøre utsiden. Legg dress i avfallssekk på uren side eller i sekk for utstyr som skal tas vekk fra området for vask og desinfisering.



10

Ta av vernebriller og beskyttelsesmaske og kast i avfallssekken.



11

Engangsdress tas av sammen med engangshansker.



12

Tråkk ut av støvel sammen med dress og sett ned foten på ren side. Legg støvler og annet avfall som ikke skal kastes i egnet sekk.



AVKLEDNING • TRINN 13 - 17



13

Ta på nye engangshansker fra ren side for å ta prøver opp fra desinfeksjonsvæske og legg i klargjort ytteremballasje.



14

Søppelsekker, desinfeksjonskar, presenning, og annet utstyr som skal tas med må overflate-desinfiseres, pakkes i dobbelt pose og desinfiseres.



15

Alt utstyr som medbringes fra stedet pakkes i uren del av bilen.



16

Spray bilen og dekkene på bilen med desinfeksjonsmiddel før du kjører.



17

Desinfiser hender, underarmer og ansikt før du setter deg inn i bilen.

**ETTER AT DU FORLATER DYREHOLDET:**

- ✓ Kjør bilen i vaskehall
- ✓ Vask og desinfiser bilen innvendig
- ✓ Vask og desinfiser alt medbrakt utstyr
- ✓ Vask og desinfiser alt tøy og støvler
- ✓ Alt personell som har vært på stedet, skal dusje etter at punktene over er gjennomført

1 RASK OG SIKKER LABORATORIEDIAGNOSE

For å sikre rask og sikker laboratoriediagnose ved et sjukdomsutbrudd er det viktig å innarbeide gode rutiner for prøvetaking og forsendelse. Nedenfor er det listet opp noen enkle punkter som bør følges.

1. Kontakt laboratoriet (Tlf. 03789)

- Ved mistanke om alvorlig smittsomme sykdommer må du kontakte laboratoriet ved Veterinærinstituttet på forhånd.

Du vil da få råd om forsendelsesmåte, pakking, kjøøl frys etc.

Du vil også få råd om prøvetype og mengde.

2. Sjekk prøvetakingsutstyret

- Sjekk at svabere, transportmedium og vacutainere ikke har gått ut på dato.
- Sørg for å ha tilstrekkelig med merkeutstyr til prøvene.
- Sjekk at du har riktig emballasje som passer til de aktuelle prøvene.

3. Følg anbefalingene for prøvetaking

- Velg representative dyr for prøvetaking.
- Velg riktig type blodprøveglass (se tabell nedenfor).
- Svaberprøver må tas ut med kunststoffsvaber med korrekt medium. Ikke bruk svabere av tre.

4. Prøveforsendele

- Sørg for rask og sikker levering til laboratoriet (se mer om dette i kapittel 8).

Se tabell side 4-5 til 4-8 for mer utfyllende informasjon om prøvetaking.

2 STANDARD VEVSPRØVER

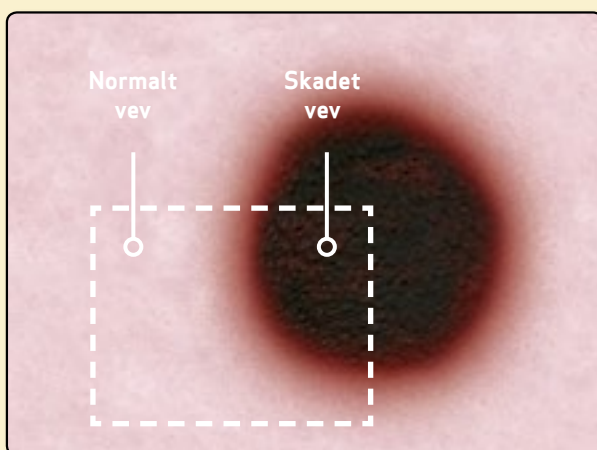
A Ta ut et standard sett av vevsprøver fra brysthule og bukthule. Bruk vedlagte skjema og fordel vevsprøvene på skjemaet for å sikre at du får med deg et fullt sett med organprøver.

B Vevsprøvene skal ikke være tykkere enn ca. 1 cm for å gi god formalinfiksering. Plasser hver prøve i 4 % bufret formaldehyd (=10% formalin) i forholdet 1:10 (1 del vevsprøve:10 deler formalin). Fersk prøve trenger ikke å være større enn 1-2 g.

Dersom vevsprøve eller vesikkelvæske skal sendes inn i et virusmedium må mediet dekke prøven, men forholdet mellom virusmedium og vevsprøve må ikke overstige 4:1.

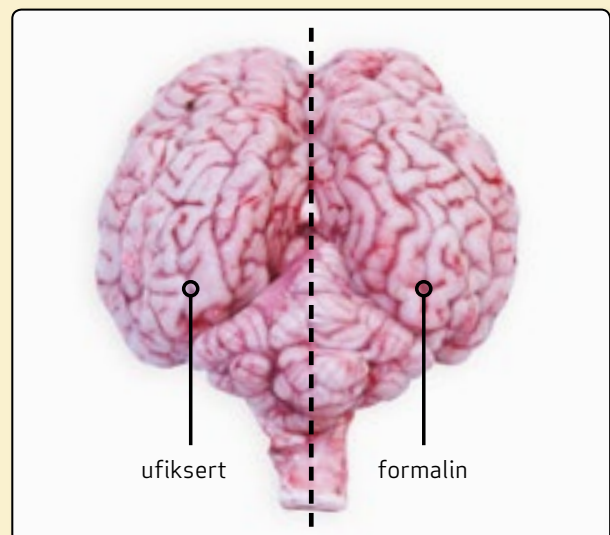


C Dersom mulig må en vevsprøve inneholde både normalt vev og skadet vev. Vevsprøver skal sendes inn både som ferskt vev og formalinfiksert vev. Dersom prøvemengden er for liten sendes prøven inn uten formalinfiksering.



D Dersom dyret har vist nervøse symptomer sendes hjernen inn. Plasser en halvdel i formalin og en halvdel ufiksert i en beholder.

Dersom en mistenker rabies skal en kontakte veterinærinstituttet på forhånd. Som regel er det da ønskelig med innsending av hele dyret.



E Send alle prøver med kjøleelement. Prøvene må ikke fryses.

3 ORGANPRØVER TIL HISTOLOGI

**Optimal størrelse for fiksering på formalin er 2 x 2 x 0,5 cm.
Hvis prøvene skal sendes inn ferske bør de være på 5 - 10 gram.**

Oesophagus	Tonsiller	Hjerte	Lunge
Lever	Milt	Nyre	Urinblære
Magesekk	Duodenum	Jejunum	Ileum
Colon	Retropharyngeale Inn	Bronchiale Inn	Prescapulære Inn
Renale Inn	Inguinale Inn	Gastrohepatiske Inn	Mesenteriale Inn

4 SYKDOMSSPESIFIKK GUIDE TIL PRØVETAKING

DYREART	ÅRSAK	ORGAN / PRØVE	MEDIUM
AFRIKANSK SVINEPEST - ASP			
Svin	ASF-virus. African swine fever virus (Asfivirus, Asfariviridae)	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
		Ferskt vev: tonsiller, gastrohepatiske lnn, renale lnn, submandibulære inn, milt, ileum, lunge og nyre	Separat steril container for hver vevstype
		Ulike vev inkludert hjerne, se s.4-3	Formalin
		Benmarg ved kadaverose/autolyse (helt knokkel: femur, humerus eller sternum)	Sendes nedkjølt
KLASSISK SVINEPEST - KSP			
Svin	CSF-virus. Classical swine fever virus (Pestivirus, Flaviviridae)	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
		Svaber fra nese	Virusbevarende medium
		Avskrap fra tonsiller (med skje)	Virusbevarende medium
		Ferskt vev: tonsiller, mandibulære lnn, retropharyngeale, mesenteriale lnn, milt, nyre, distale ileum	Separat steril container for hver vevstype
		Ulike vev inkludert hjerne	Formalin
		Benmarg ved kadaverose/autolyse (helt knokkel: femur, humerus eller sternum)	Sendes nedkjølt
SMITTSOM BLÆREUTSLETT			
Svin	SVD-virus. Swine vesicular disease virus (Enterovirus, Picornaviridae)	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
		Vesikkelepitel så mye som mulig	Sterilt glass eller med virusbevarende medium
		Vesikkelvæske	Sterilt glass eller blodprøveglass rød topp
		Svaber fra lesjoner, nese, endetarm.	Virusbevarende medium
		Ferskt vev: hud, tunge og slimhinner med lesjoner.	Separat steril container for hver vevstype
		Ulike vev	Formalin
		Faeces (>20 gram)	Sterilt glass

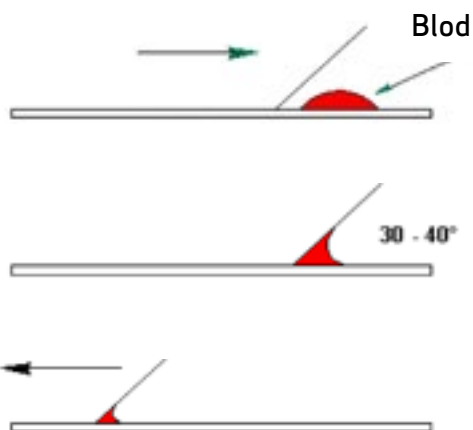
DYREART	ÅRSAK	ORGAN / PRØVE	MEDIUM
MUNN- OG KLAUVSJUKE			
Storfe Svin Småfe Kamelider	FMD-virus. Foot- and mouth virus (Aphtovirus, Picornaviridae)	Vesikkelvæske	Sterilt glass eller blodprøveglass rød topp.
		Vesikkelepitel så mye som mulig	Sterilt glass eller blodprøveglass rød topp
		Kunststoff svaber fra lesjoner, nese, munn.	Virusbevarende medium
		Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		Væske fra nese-svelg med probang for å avdekke bærere.	Virusbevarende medium
		Skrap	Sterilt glass
		Ferskt vev f.eks lymfeknuter	Separat steril container for hver vevstype
		Ulike vev	Formalin (10:1)
SMITTSOM KASTING, ENZOOTISK ABORT			
Småfe	Clamydophila abortus	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
		Ferskt vev fra foster	Virusbevarende medium
		Vev fra placenta	Separat steril container for hver vevstype
SMITTSOM PLEUROPNEUMONI HOS GEIT			
Småfe	Mycoplasma capricolum subsp. capripneumoniae	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
		Væske fra brysthule	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		Ulike vev	Separat steril container for hver vevstype
SAUE- OG GEITEKOPPER			
Småfe	Capripoxvirus	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		Ferskt vev fra lesjoner og lymfeknuter	Separat steril container for hver vevstype
BABESIOSE			
Storfe	Babesia divergens	EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
BLÅTUNGE			
Storfe Småfe	Blåtungevirus (Orbivirus, Reoviridae)	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)

DYREART	ÅRSAK	ORGAN / PRØVE	MEDIUM
BOVIN SPONGIFORM ENCEFALOPATI			
Storfe	Prionprotein	Hjernehalvdel	Sendes nedkjølt
		Hjernehalvdel	Formalin, bufret
SMITTSOM BOVIN PLEUROPNEUMONI			
Storfe	Mycoplasma mycoides subsp mycoides	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		Svaber fra nese	Kullsvaber
		Væske fra brysthule	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		Leddvæske	Steril beholder (blodprøveglass), evt. kullsvaber
		Ferskt lungevev med tilhørende lymfeknuter	Separat steril container for hver vevstype
LUMPY SKIN DISEASE			
Storfe	Capripoxvirus, Poxviridae	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		Hudbiopsi evt.	Separat steril container
		Svaber fra lesjoner	Virusbevarende medium
		Fersk lungevev, lymfeknuter el. hud	Separat steril container for hver vevstype
ONDARTET KATARRFEBER			
Storfe Svin	Ovin herpesvirus 2, Herpesviridae	EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
SCHMALLEMBERG			
Storfe	Schmallenbergvirus, Bunyaviridae	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
		Abortert foster	Ferskt
AFRIKANSK HESTEPEST			
Hest	Orbivirus	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)
		Svaber fra nese	Virusbevarende medium.
VIRUSENCEFALOMYELIT			
Hest	Alphavirus	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		Hjernevev	Separat steril container
INFEKSIØS ANEMI HOS HEST (EIA)			
Hest	Retrovirus, lentivirus	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (10 ml)
		EDTA blod	Blodprøveglass lilla topp (10 ml)

DYREART	ÅRSAK	ORGAN / PRØVE	MEDIUM
AVIÆR INFLUENZA (AI)			
Fugl	Influenta A virus	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (4 ml)
		Syke / døde fugler	Kadaver (ferskt)
		Svaber fra svelg	Virusbevarende medium
		Svaber fra kloakk	Virusbevarende medium
INFEKSIØS LARYNGOTRACHEITT (ILT)			
Fjørfe	Gallid herpesvirus 1	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (4 ml)
		Syke / døde fugler	Kadaver (ferskt)
		Svaber fra svelg	Virusbevarende medium
NEWCASTLE DISEASE (ND)			
Fugl	Paramyxovirus 1	Fullblod (serum)	Blodprøveglass rød topp (4 ml)
		Syke / døde fugler	Kadaver (ferskt)
		Svaber fra svelg	Virusbevarende medium
		Svaber fra kloakk	Virusbevarende medium

5 MILTBRANNSDIAGNOSTIKK

- Ta ut blod fra en overfladisk vene. Unngå blodsøl og ta ikke ut mer blod enn nødvendig.
- Overfør en liten dråpe blod på hvert av to objektglass og lag utstryk som vist under:



- Plasser et objektglass på toppen av det første
- Dra det øverste objektglasset bakover til det får kontakt med bloddråpen
- Hold god kontakt mellom objektglassene og skyv det øverste glasset bortover flaten. Kapillærkreftene vil da lage en tynn film av blod på objektglasset

- La utstryket lufttørkes
- Flammefikser utstryket grundig ved å føre det gjennom flammen til en gassbrenner 5 ganger
- La utstryket avkjøles
- Påfør polykrommetylenblått og la det stå i 3-5 minutter
- Skyll med vann
- Tørk forsiktig med filterpapir
- Mikroskopér på største forstørrelse med immersjonsolje



Fra vev ligger Bacillus anthracis parvis eller i kjeder. Se etter stavbakterier med rett avskårne ender. Cellene er blåfarget og har rød kapsel når de farges med polykrommetylenblått. Kapseldannelsen gjør at det i mikroskopet kan se ut som det er avstand mellom hver stav.

4 PRØVETAKING SVIN

Blood Collection (Jugular Vein)



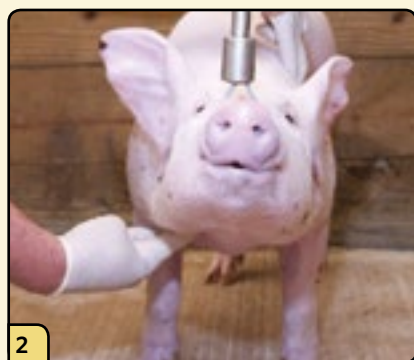
SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- Restraint equipment such as a snare
- 18 gauge × 1.5 inch or longer needles or Vacutainer® needles
- 10 ml - 50 ml syringe
- 10 ml red, green, and purple top Vacutainer® tubes
- Approved shipping container for sample submission

PROCEDURE



1 Restrain the pig in a hog holder. Back the pig against a wall and position the neck for jugular access.



2 The jugular vein is located visually by drawing an imaginary line between the jugular groove up through the apex of the opposite scapula.



3 Insert the needle (with attached syringe) into the jugular vein, pushing the needle in all the way up to the hub.



4 Pull back on the plunger, filling the syringe with blood. Collect a full 10 ml of blood, since it is ideal to submit 2.0 ml of clear, non-hemolyzed, separated serum per animal.



PROCEDURE VIDEO

To view a video demonstrating this procedure, scan the graphic code to the left with a QR code reader. Doing so will open the video link below on your device.
(http://vetmed.tamu.edu/files/etc/FADD/swine_blood_collection.html)

Nasal Swab



SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

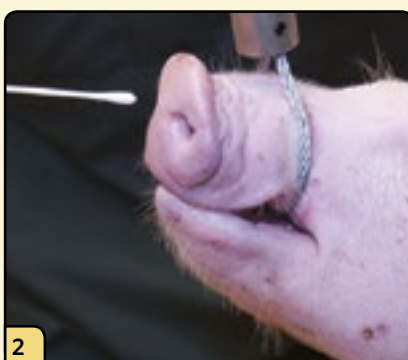
- ❑ Restraint equipment such as a snare
- ❑ Dacron® nasal swab
- ❑ Sample tube containing 3 ml of TBTB
- ❑ Approved shipping container for sample submission

PROCEDURE



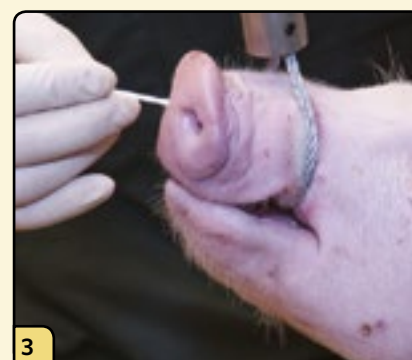
1

Restrain the pig with the head positioned upward to allow easy access to the nasal cavity.



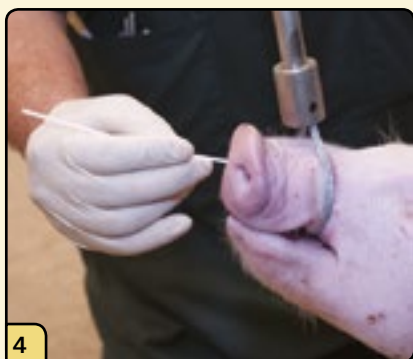
2

Insert a sterile Dacron® swab into the nasal cavity and make sure to reach the nasal turbinate level of the nose. To prevent sample contamination, avoid touching the skin as you enter the nasal cavity.



3

Gently swab the surface of the nasal mucosa using a circular and back and forth motion, covering as much of the nasal mucosal surface as possible. Repeat swab in the other nostril.



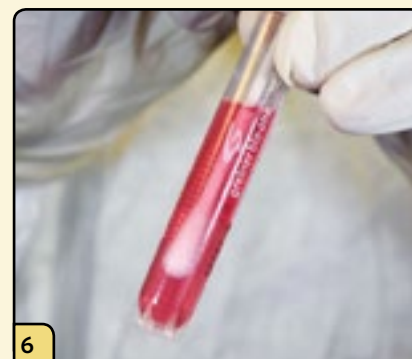
4

The objective is to collect nasal mucosal secretions and surface epithelium. Therefore, do not scrape too hard as this might contaminate the sample with blood.



5

Place the swab with the sample into the tube containing 3 ml of TBTB.



6

Press the swab against the wall to wash out the sample, then leave the swab in the tube for submission. The media tube shown above is a 5 ml tube containing 3 ml TBTB.



SE VIDEO:

For å se video om blodprøvetaking av purker kan du scanne den grafiske koden med en QR-reader. Følgende link vil da åpnes: <https://vimeo.com/198965761/f367da7c71>



SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- ❑ Restraint equipment such as a snare
- ❑ Speculum
- ❑ Sterile, long-handled spoon (facilitates collection in market age or larger swine with longer palate)
- ❑ Dacron® swab
- ❑ Sample tube containing 3 ml of TBTB
- ❑ Approved shipping container for sample submission

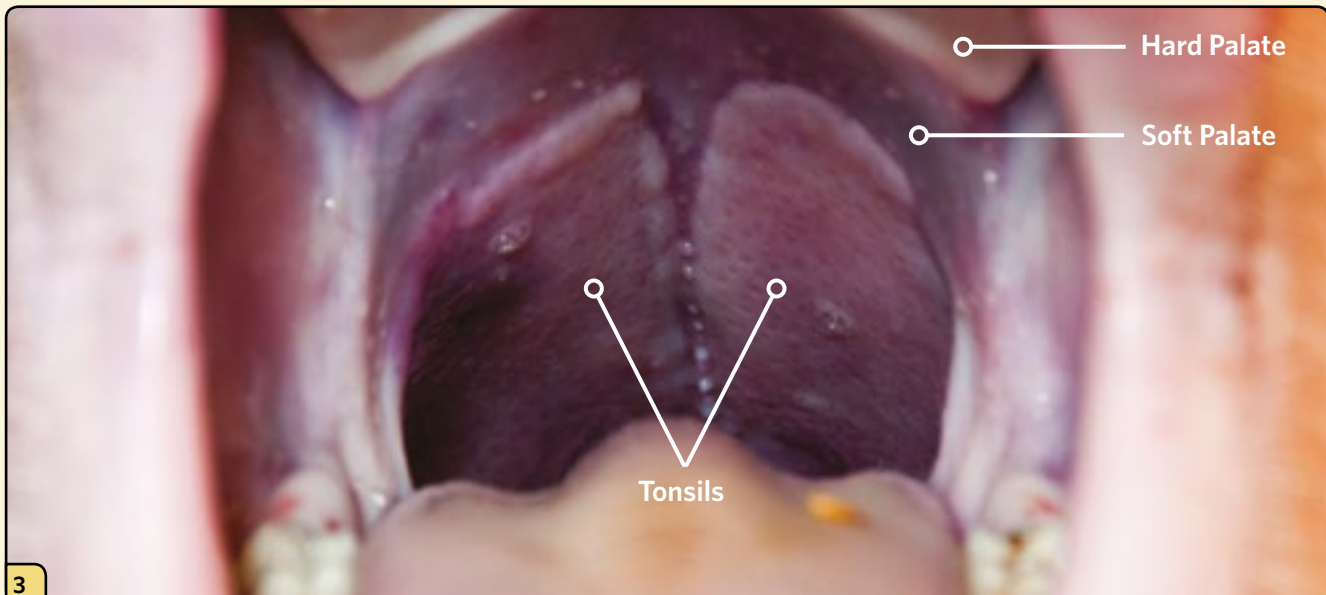
PROCEDURE



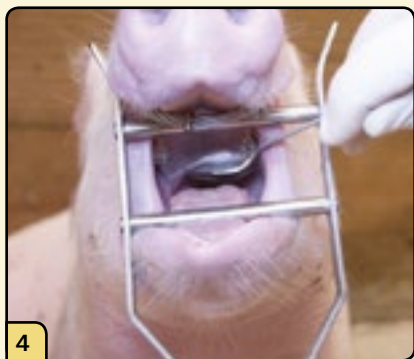
1 Restrain the pig with the head positioned upward to allow easy access to the oral cavity.



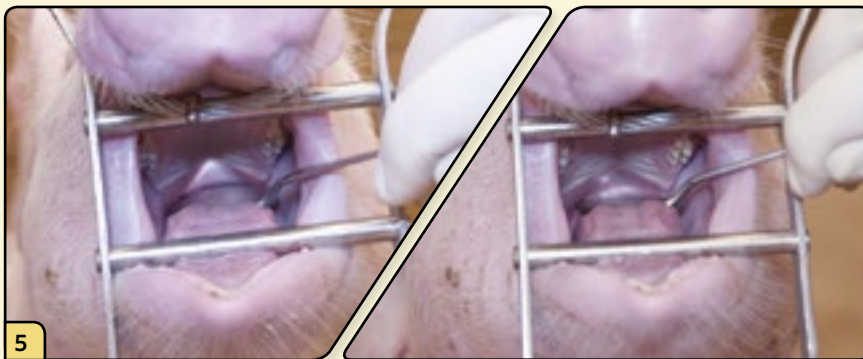
2 Insert the speculum into the mouth, and then position it to prop open the mouth.



3 The tonsils of the soft palate are located caudal to the hard palate. The tonsils can be recognized by the pitted appearance of their surface.



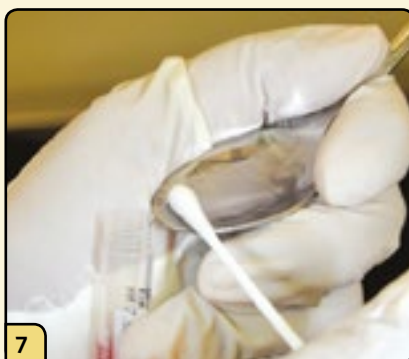
4 Insert the spoon, bowl side up, and position it beneath the tonsil.



5 Scrape the bowl of the spoon over the surface of the tonsils in a back-to-front motion, 3 or 4 times. This will cause the tonsil to exude a mucosal excretion from the crypts, sometimes as much as 1-2 ml. Do not scrape too hard since drawing blood is not desirable.



6 Remove the spoon from the mouth, taking care to avoid dragging the spoon full of sample across the hard palate.



7 With a Dacron® swab, collect the specimen from the scraping onto the swab.



8 Place the swab into the tube containing 3 ml of TBTB.



PROCEDURE VIDEO

To view a video demonstrating this procedure, scan the graphic code to the left with a QR code reader. Doing so will open the video link below on your device. (http://vetmed.tamu.edu/files/etc/FADD/swine_tonsil_scrape.html)

4 PRØVETAKING STORFE

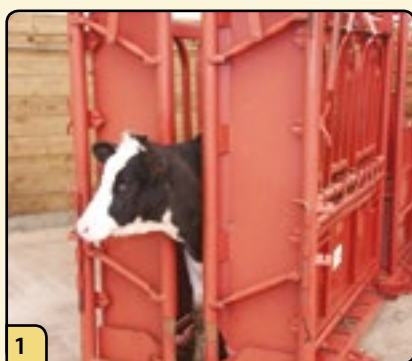
Blood Collection (Jugular Vein)



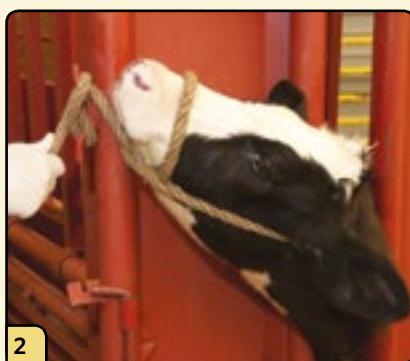
SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- ❑ Restraint equipment such as a cattle chute and rope halter
- ❑ 18 gauge × 1.5 inch or longer needles or Vacutainer® needles
- ❑ 10 ml - 50 ml syringe
- ❑ 10 ml red, green, and purple top Vacutainer® tubes
- ❑ Approved shipping container for sample submission

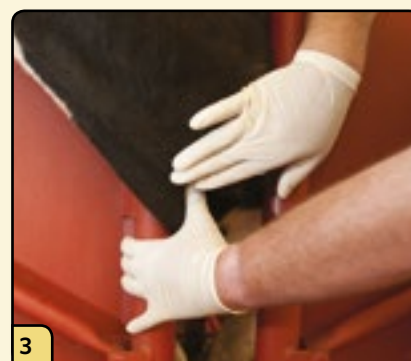
PROCEDURE



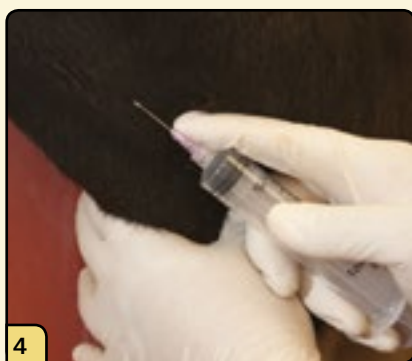
1
Restrain the animal using a cattle chute, as shown here, or a similar method.



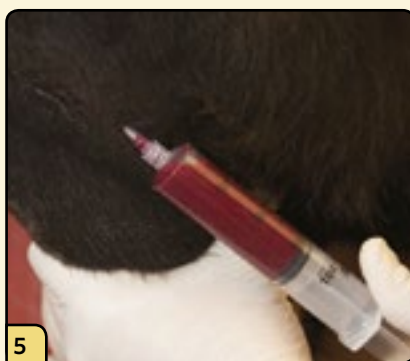
2
Using a rope halter, tie the head securely to prevent movement. Note, do not keep the head tied for long periods as this can lead to complications.



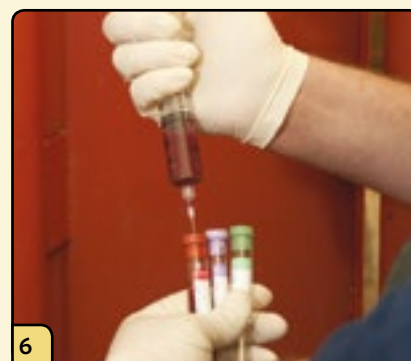
3
Using your non-dominant hand, apply pressure over the jugular groove to distend the vein with blood. After several seconds, the vein will distend and a fluid line can be palpated, if necessary, to aid in localizing the vein.



4
With the bevel of the needle facing outward, insert the needle all the way up to the hub. If preferred, a Vacutainer™ tube can be used in place of a needle and syringe



5
Pull back on the plunger, filling the syringe with blood. Collect a full 10 ml of blood, since it is ideal to submit 2.0 ml of clear, non-hemolyzed, separated serum per animal.



6
Transfer the blood to the appropriate Vacutainer® tubes. Do not push the plunger; let the vacuum work to prevent hemolysis. Gently invert the purple- and green-top tubes.



PROCEDURE VIDEO

To view a video demonstrating this procedure, scan the graphic code to the left with a QR code reader. Doing so will open the video link below on your device. (http://vetmed.tamu.edu/files/etc/FADD/bovine_blood_collection.html)

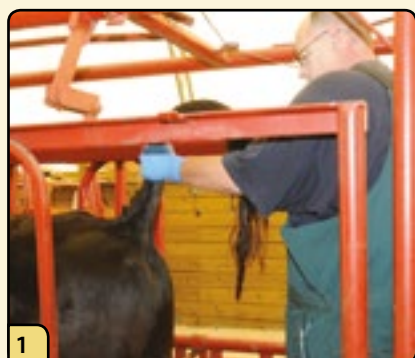
Blood Collection (Tail Bleeding)



SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- ❑ Restraint equipment such as a cattle chute and rope halter
- ❑ 18 gauge × 1.5 inch or longer needles or Vacutainer® needles
- ❑ 10 ml – 50 ml syringe
- ❑ 10 ml red, green, and purple top Vacutainer® tubes
- ❑ Approved shipping container for sample submission

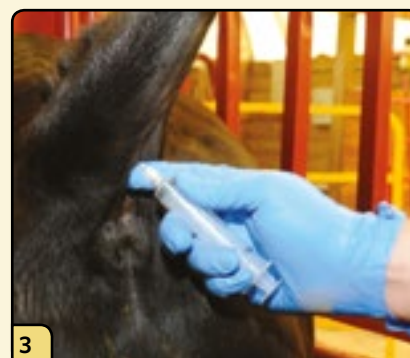
PROCEDURE



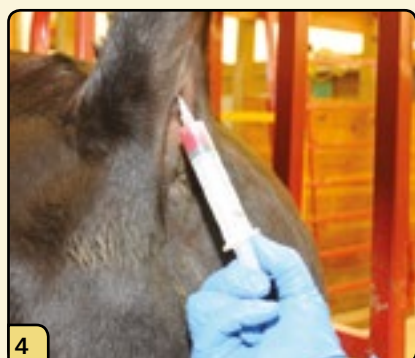
1 You can use either a Vacutainer® needle or a syringe and needle for a tail bleed. Restrain the animal to prevent it from moving away during the procedure. Raise the tail as vertically as possible with your non-dominant hand.



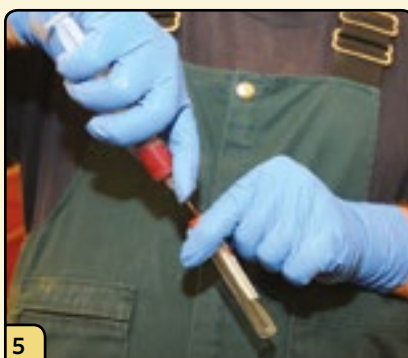
2 Approximately 3 to 6 inches from the base of the tail, locate a depression lying in the ventral mid-line of the tail. In this depression lies the middle coccygeal artery and vein. Wipe the underside of the tail clean, removing any fecal material that may be present.



3 Place the 18-gauge needle perpendicular to the tail, and direct the needle straight in, puncturing the skin. Insert the needle 1/2 to 3/4 inches deep.



4 If you have gone too far and hit bone, pull back on the needle. You might need to manipulate the needle and syringe to find blood.



5 If using a syringe, fill the Vacutainer® tube with the blood.



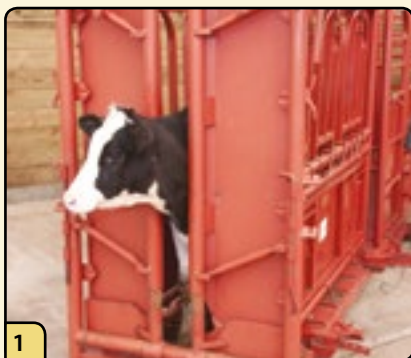
6 Mark the blood tube with the animal ID and place the blood tubes in a blood-tube box to prevent breakage. Place the blood-tube box in an approved shipping box with an ice pack. Make sure the VS Form 10-4 is filled out appropriately.



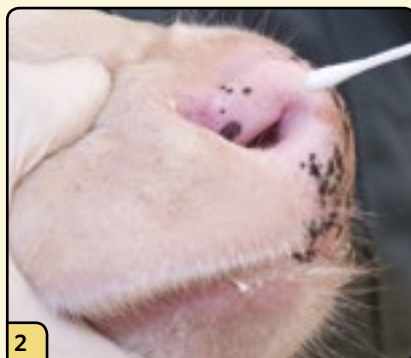
SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- ❑ Restraint equipment such as a cattle chute
- ❑ Dacron® nasal swab
- ❑ Sample tube containing 3 ml of TBTB
- ❑ Approved shipping container for sample submission

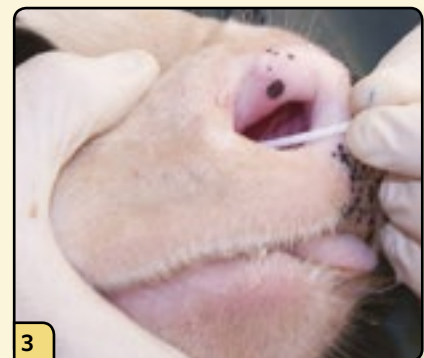
PROCEDURE



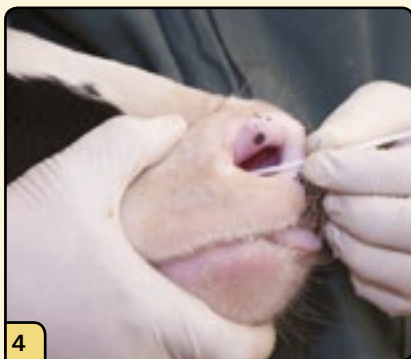
1 Restrain the animal using a cattle chute, as shown here, or a similar method.



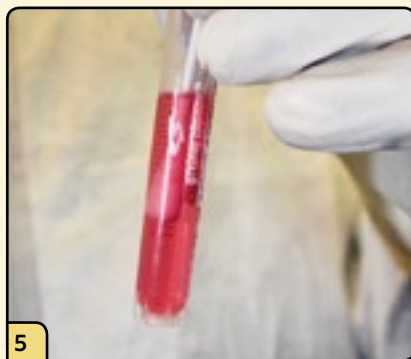
2 Insert a sterile Dacron® swab into the nasal cavity. To prevent sample contamination, avoid touching the skin as you enter the nasal cavity.



3 Gently swab the surface of the nasal mucosa using a circular and back and forth motion, covering as much of the nasal mucosal surface as possible. Repeat swab in the other nostril.



4 The objective is to collect nasal mucosal secretions and surface epithelium. Therefore, do not scrape too hard as this might contaminate the sample with blood.



5 Place the swab with the sample into the tube containing TBTB.



6 Press the swab against the wall to wash out the sample, then leave the swab in the tube for submission.

Brain Removal for Obex Sampling



SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- Necropsy knife
- Surgical scissors
- Bone saw and blades
- Hammer
- Chisel
- Forceps
- Screw-top plastic tubes (50 ml)
- Approved shipping container for sample submission

PROCEDURE



1

To collect an obex sample, begin by removing the head. Make a cut ventral and caudal to the ramus of the mandible.



2

Move the head up and down to locate the junction between the 1st cervical vertebrae and the occipital junction by digital palpation.



3

Insert the knife into the tissue over the C1-occipital junction.



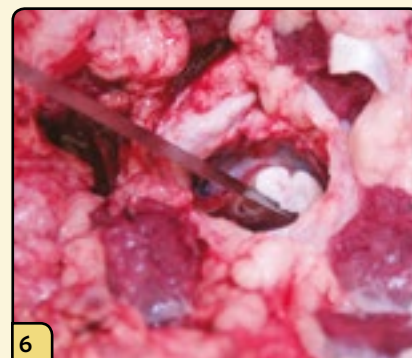
4

Rotate the blade ventrally and cut the soft tissue attachments.



5

Continue to dissect dorsally through the soft tissues until the foramen magnum is exposed.



6

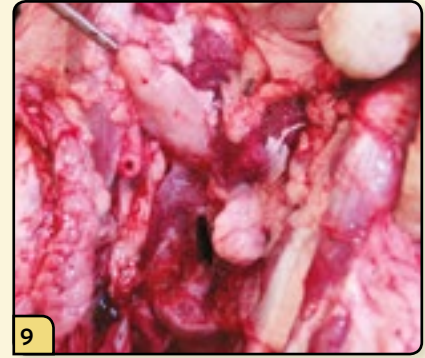
Transect the spinal cord.



7 Make a cut between the 1st cervical vertebra and the occipital bone of the skull.



8 Continue to cut the soft tissues until the head is completely disarticulated.



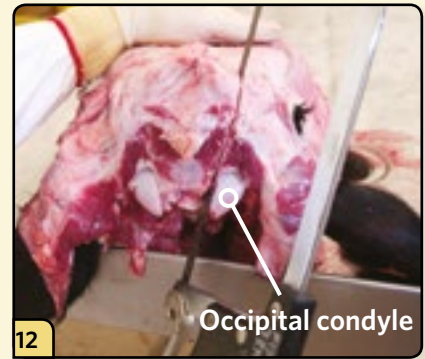
9 Examine the retropharyngeal lymph nodes, located ventral to the occipital condyles and lateral to the oropharynx.



10 To remove the brain for testing, make a midline cut through the skin of the forehead.



11 Remove the skin to expose the underlying skull.



12 To facilitate opening the skull, the head can be placed on an elevated table. Using a bone saw, make the first cut medial to the occipital condyle.



13 Make the second cut on the opposite side



14 The third cut is an extension of the first and should be made in a caudal to rostral direction, toward the medial canthus.



15 The fourth cut is made on the opposite side in a caudal to rostral direction, toward the medial canthus.



16

The final cut connects the two lateral cuts caudal to the frontal sinus. Note that the exact location will be age-dependent.



17

Insert the chisel into the cuts to separate the bone.



18

Reflect the calvaria caudally to expose the brain.



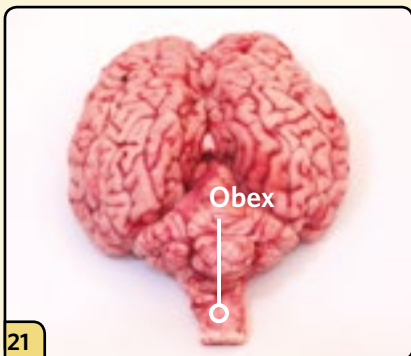
19

Use forceps and scissors to cut away the meninges.



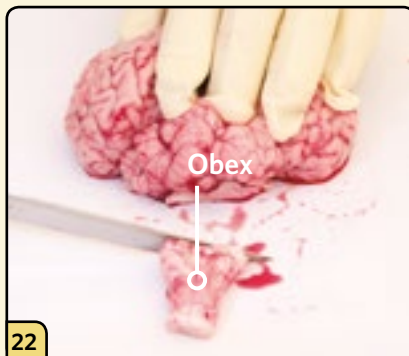
20

Use a combination of gentle blunt dissection and transection of the cranial nerves to remove the brain.



21

Place the brain on a clean work surface. Identify the obex, which is the V-shaped structure located beneath the cerebellum, where the 4th ventricle narrows into the spinal cord.



22

Remove the obex by making a transverse cut rostral to the obex.



23

Place the fresh obex in a labeled tube for laboratory submission. It is best to use a 50 ml conical tube.



Make a midline sagittal cut through the cerebrum and cerebellum to divide the brain in half.



Submit one half as fresh tissue for microbiology and the other half fixed in formalin for histopathology.

** When testing for rabies, consult with your state laboratory for sample specifications.*



Special Considerations

- In order for a sample to be tested for BSE, the appropriate brainstem sample (including the obex) must be submitted with little contamination or postmortem decomposition.
- Samples that are taken from the wrong location or that are significantly autolyzed are not testable and should not be submitted.
- However, samples should be collected and submitted from ALL cattle condemned by FSIS upon antemortem inspection for CNS signs and rabies, and from all cattle that are highly suspicious for BSE, regardless of the apparent tissue quality.

Prøbang



SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- Restraint equipment such as a cattle chute and rope halter
- Cattle probang
- Plastic screw-top tube containing TBTB transport media
- Approved shipping container for sample submission

PROCEDURE



1

Restrain the animal using a cattle chute, as shown here, or a similar method.



2

Stand on one side of the animal and wrap your arm up and over the head.



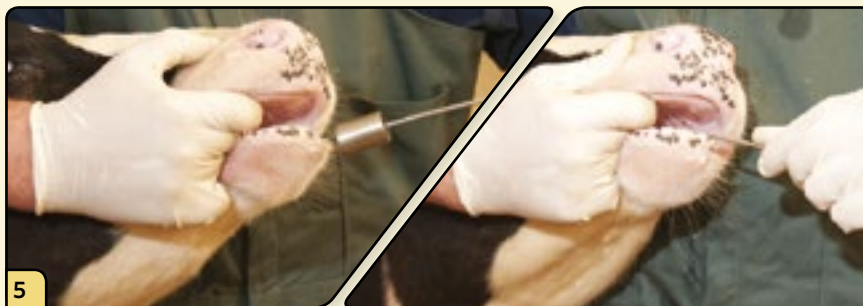
3

Insert fingers into the diastoma (between the teeth) to safely hold the mouth open.



4

The probang will be inserted into the esophagus to the level shown.



5

Insert the probang into the oral cavity. Feed the probang down to the appropriate level of the esophagus. Then push the probang in and out several inches at a time to collect a sample.



6

Remove the probang, keeping the head upright to prevent sample loss. Transfer the sample to a plastic screw top-tube.



7

Add appropriate transport media to a volume equal to that of the sample. Assess color of media. If the sample turns yellow (too acidic) or purple (too basic), the sample should be repeated because the FMDV will be inactivated. Cap and label the sample for submission.



8



PROCEDURE VIDEO

To view a video demonstrating this procedure, scan the graphic code to the left with a QR code reader. Doing so will open the video link below on your device. (http://vetmed.tamu.edu/files/etc/FADD/bovine_probang.html)

5 PRØVETAKING SMÅFE

Blood Collection & Serum Submission



SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- 18 gauge × 1.5 inch or longer needles or Vacutainer® needles
- 10 ml red, green, and purple top Vacutainer® tubes
- 10 ml - 50 ml syringe
- Approved shipping container for sample submission

PROCEDURE



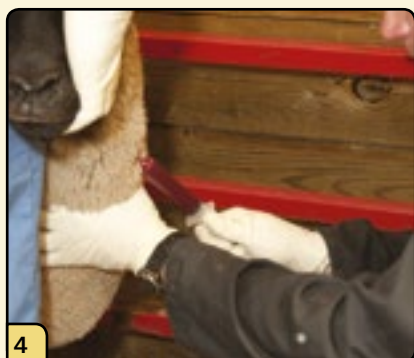
1
Restrain the animal for blood collection. A common method is to have an assistant back the sheep into a corner of the barn.



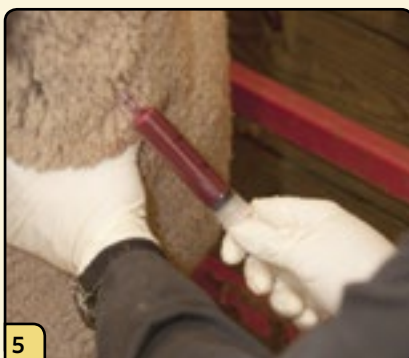
2
Have the assistant restrain the head and expose the jugular vein.



3
Using your non-dominant hand, apply pressure over the jugular groove to distend the vein with blood. In heavy coated animals, you can palpate the vein to verify its exact location.



4
With the bevel of the needle facing outward, insert it into the jugular vein all the way up to the hub.



5
Pull back on the plunger, filling the syringe with blood. Collect a full 10 ml of blood, since it is ideal to submit 2.0 ml of clear, non-hemolyzed, separated serum per animal.



6
Remove the needle and syringe and transfer the blood to the appropriate Vacutainer® tubes. Gently invert the purple- and green-top tubes.



PROCEDURE VIDEO

To view a video demonstrating this procedure, scan the graphic code to the left with a QR code reader. Doing so will open the video link below on your device.
(http://vetmed.tamu.edu/files/etc/FADD/ovine_blood_collection.html)

Prøbang 

 **SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES**

- Sheep probang
- Plastic screw-top tube containing TBTB transport media
- Approved shipping container for sample submission

 **PROCEDURE**



1

Restrain the animal for the probang procedure. A common method is to have an assistant back the sheep into a corner of the barn.



2

Use your non-dominant hand to elevate and immobilize the head.



3

The probang will be inserted into the esophagus to the level shown.



4

Use your thumb to open the mouth and insert the probang into the oral cavity. Feed the probang down to the appropriate level of the esophagus. Then push the probang in and out several inches at a time to collect a sample.



5

Remove the probang, which should now contain the sample.



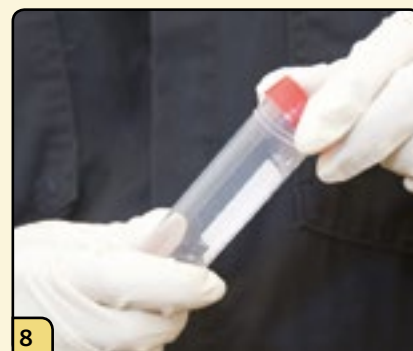
6

Insert the probang into a screw-top tube containing appropriate transport media and swirl to mix the contents.



7

Withdraw the probang to the mouth of the tube and tip it to empty the remains of the sample into the tube. Ensure that the tube contains a 1:1 ratio of sample to media.



8

Cap the sample and label it for submission.

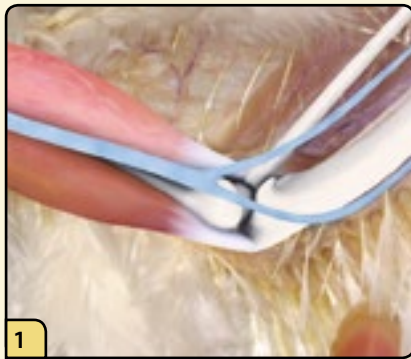
6 PRØVETAKING FJØRFE

Blood Collection

SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- 3 or 6 ml syringes
- 20 - 25 gauge needles
- Gauze
- 70% alcohol
- Red top Vacutainer® tubes
- Approved shipping container for sample submission

PROCEDURE



In adult chickens, blood is most commonly obtained from the brachial vein in the wing.



Place the chicken on a steady surface, like a table.



Using your non-dominant hand, place your middle finger along the chicken's spine.



Place your other fingers under each wing.



Lift the chicken by the wings and grasp both legs in your other hand.



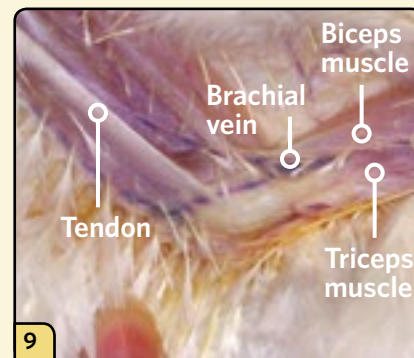
Turn the chicken on its side with the legs facing you. Lay your arm over the neck and press the neck lightly against the table.



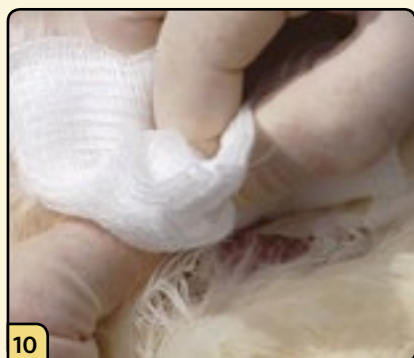
Expose the brachial vein, located in the ventral humeral region.



If necessary, you can pluck a few feathers to improve visualization.



The vein is located in the V-shaped depression between the biceps and triceps muscles. The tendon of the pronator muscle should be visible running across the V.



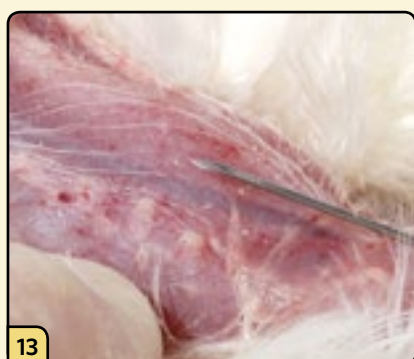
Disinfect the area by wiping it with an alcohol swab.



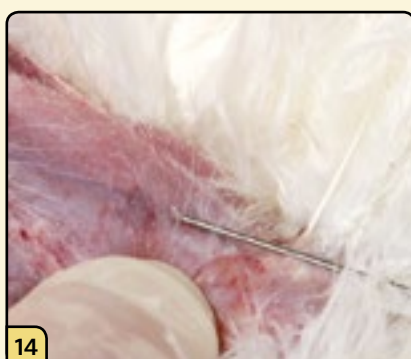
Use your thumb to stabilize the vein and apply pressure to distend it with blood.



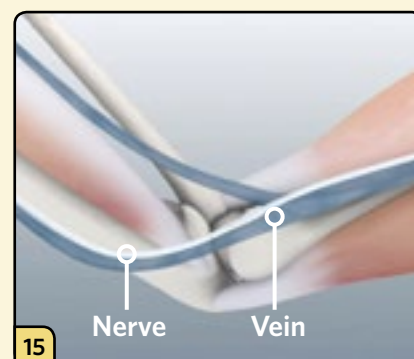
You will use your dominant hand to bleed the chicken. Pull back on the plunger to break the seal. This will help prevent the vein from collapsing when you withdraw the blood.



Rotate the needle so that the bevel is facing up.



Insert the needle through the skin, parallel to the vein, with the needle pointing toward the tip of the wing.



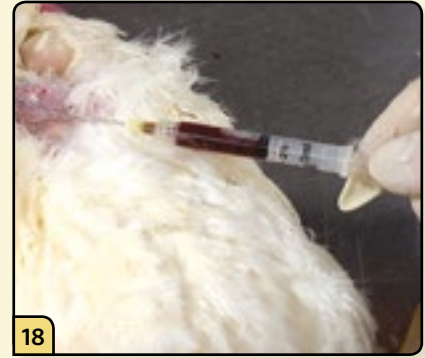
Take care to avoid the adjacent nerve.



16 Slowly reposition the tip of the needle until you see a flashback of blood appear in the base of the syringe.



17 Gently pull back on the plunger and slowly fill the syringe with blood. Avoid excess suction as this can collapse the vein.



18 If blood stops flowing, rotate the needle to move the beveled opening off the vessel wall. Collect 3 to 4 ml of blood.



19 If a hematoma develops, remove the needle and try again on the opposite wing, using a fresh needle and syringe.



20 Once finished, withdraw the needle and apply pressure over the puncture site until clotting occurs.



21 Be aware that chickens are prone to developing hematomas no matter how careful you are.



22 Transfer the blood sample directly from the syringe to a blood tube without using a needle.



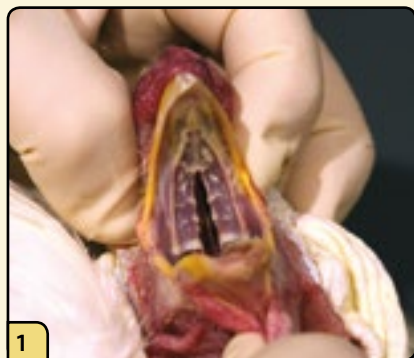
23 Lastly, make certain that all the tubes are properly labeled with the pertinent information, such as farm name, flock number, and date.

Tracheal Swab

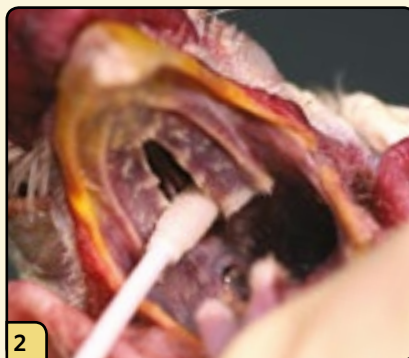
SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES

- Dacron® nasal swab
- Sample tube containing 3 ml BHI transport media
- Approved shipping container for sample submission

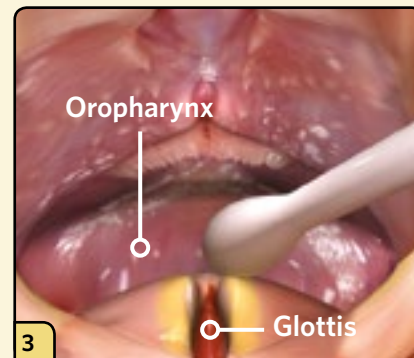
PROCEDURE



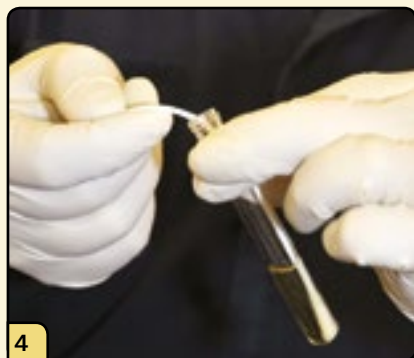
1 Open the beak to expose the oropharyngeal cavity for swabbing.



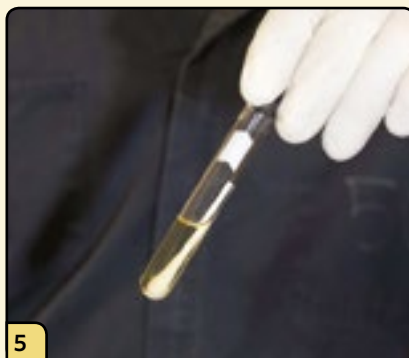
2 Insert the swab in and out of the choana (located on the dorsal palate) several times to retrieve as much mucus as possible.



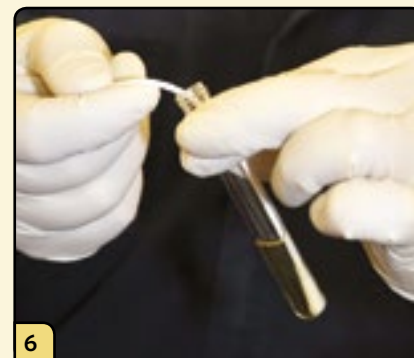
3 Swab around the caudal oropharynx, and then insert the swab into the opening of the glottis to swab the proximal trachea.



4 Place the swab with the sample into the tube containing appropriate transport media and stir.



5 Press the swab against the wall to wash out the sample, and then leave the swab in the tube for submission.



6 Cap the sample and label it for submission.

 **SPECIAL EQUIPMENT AND SUPPLIES**

- Dacron® nasal swab
- Sample tube containing 3 ml BHI transport media
- Approved shipping container for sample submission

 **PROCEDURE**



1 Insert the swab into the vent (the terminal opening of the GI tract).



2 Rotate the swab around the cloaca several times to collect a sample.



3 Place the swab with the sample into the tube containing the transport media and stir. Press the swab against the wall to wash out the sample, and then leave the swab in the tube for submission.

General Guidelines for Submitting Swab Samples for AI and END

- Do not put more than 5 swabs (i.e., from 5 different birds) into one tube.
- Do not mix swab samples from more than one species into one tube (e.g., avian and swine).
- Do not mix samples from different body regions into one tube (e.g., tracheal and cloacal).

1 SEDERING

Ved bruk av dødelig injeksjon bør dyret sederes først. Dette kan også være aktuelt før bruk av boltepistol.

STORFE:

Xylazin: 0,1 mg pr kg i.v.
Alternativt 0,3 mg pr kg i.m.

HEST:

Detomidin: 2mg pr 100 kg i.v. eller i.m.

LAMA:

Xylazin: 0,4 mg pr kg i.m.
Eller: 0,1 mg xylazin pr kg i.m. + 0,01 mg butorfanoltartrat pr kg i.m.

GRIS:

Azaperon 4-8 mg pr kg i.m.

2 DØDELIG INJEKSJON

Kan brukes til alle dyrearter.

Dosering:

Avliving alle dyrearter: Pentobarbital-natrium:
140 mg/kg.

3 BEDØVELSE MED BOLTEPISTOL OG PÅFØLGENDE AVBLØDNING

Boltepistol kan brukes til alle produksjonsdyr enten sammen med påfølgende stikking og avblødning eller påfølgende bruk av ryggmargstøter. **Hest kan med fordel gis sedering før bedøvelse fordi hjernen er liten og krever større grad av presisjon ved bruk av boltepistol.**

Patroner til boltepistol:

Rød: okse, råne

Gul: ku, hest, gris

Grønn: kalv, småfe, smågris

Avblødning skjer ved at en stikker inn en skarp kniv like foran brystbeinet og bakover mot hjertet. På småfe og kalv kan en skjære tvers over de store blodkarene i strupen. Snittet legges tvers over strupen rett bak kjevegrenene, med snittet helt inn til nakkeknoklene på begge sider slik at pulsårene overskjæres.

ANBEFALINGER OM AVLIVING VED TILFELLER AV SMITTSOMME SYKDOMMER**UBLODIGE AVLIVINGSMETODER BØR BRUKES VED TILFELLER AV FØLGENDE SYKDOMMER:**

- Miltbrann
- Munn- og klovsyke
- Brucellose (på grunn av alvorlig zoonose og at bakteriemi kan oppstå)
- Småfepest (PPR)
- Sau- og geitekoppe
- Lumpy skin disease
- Afrikansk svinepest
- Klassisk svinepest
- PRRS (Porcine Reproductive & Respiratory Syndrome)

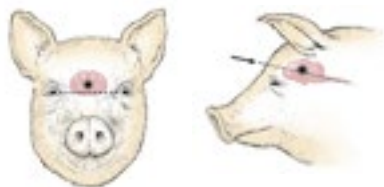
UBLODIG AVLIVINGSMETODE ER Å FORETREKKE VED TILFELLER AV FØLGENDE SYKDOMMER:

- Pseudorabies (Aujeszky's sykdom)
- Smittsom bovin pleuropneumonia
- Infeksiøs bovin rhinotracheitt (IBR)

BLODIG AVLIVINGSMETODE ER ET ALTERNATIV VED FØLGENDE SYKDOMMER:

- Vektorbårne sykdommer
- Rabies
- Paratuberkulose
- Tuberkulose
- TSE (Transmissible spongiform encephalopathy)
- Skrapesjuke
- Afrikansk hestepest
- Vesikulær stomatitt

4 TREFFPUNKT FOR BOLTEPISTOL



SVIN:

Skyt i midtlinjen 1 - 2,5 cm over en linje trukket mellom øynene.

Purker og råner:

Skyt 1 cm til side for midtlinjen og ca 5 cm over en linje trukket mellom øynene.



STORFE:

Plasser skuddet i krysspunktet mellom to linjer fra øyet på en side til oversida av ørebasis på motsatt side, vinkelrett på panna.



HEST:

Plasser skuddet i krysspunktet mellom to linjer fra laterale øyevinkel på en side til ørebasis på motsatt side, vinkelrett på panna.

NB: Vanligste feil er å skyte for lavt!



SMÅFE:

Sau:

Plasser skuddet midt på skallens høyeste punkt og sikt mot tungerota.

Vær:

Plasser skuddet i midtlinja bak hornene og sikt mot tungerota.

Geit:

Plasser skuddet i midtlinja bak hornene og sikt mot munnviken.



LAMA:

Plasser skuddet midt på skallens høyeste punkt og sikt mot tungerota.



HJORT:

Plasser skuddet i krysspunktet mellom to linjer fra laterale øyevinkel på en side til gevirbasis på motsatt side.

Alternativt kan dyret skytes med hjerteskudd.

Foto: Iowa State University, College of Veterinary Medicine.

5 AVBLØDNING

Avblødning skjer ved at en stikker inn en skarp kniv eller dolk like foran brystbeinet og bakover mot hjertet. På småfe og kalv kan en skjære over de store blodkarene i strupen (se bilde nedenfor). Snittet legges tvers over strupen rett bak kjevegrenene, med snittet helt inn til nakkeknoklene på begge sider slik at pulsårene overskjæres. Alternativt kan man skjære over disse fra nakkeknoklene og ut.

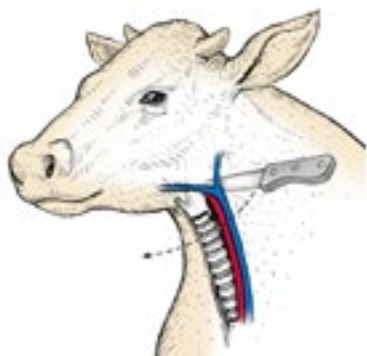


Foto: Iowa State University, College of Veterinary Medicine.

6 BRUK AV RYGGMARGSTØTER

Ryggmargstøteren (Pithing rod) er laget for engangsbruk og anvendes i stedet for avblødning. Den sikrer at døden inntreffer, reduserer refleksene og reduserer faren for kontaminering av smittestoff til omgivelsene. Ryggmargstøteren føres inn i hullet etter boltepestolen umiddelbart etter bedøvelsen. Før sonden inn i hjernen og før den fram og tilbake noen ganger før den føres helt inn og ned i ryggraden. Slå de siste to-tre cm inn med hånden for å forsegle hullet.

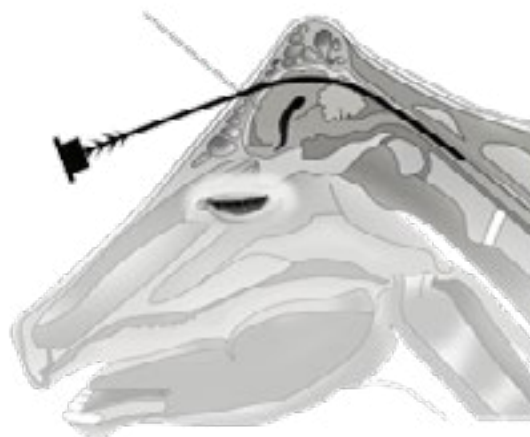
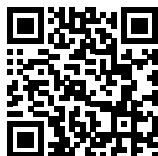


Foto: National Farm Animal Care Council (NFACC) Conseil national pour les soins aux animaux d'élevage



SE VIDEO:

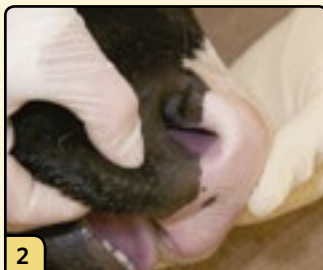
For å se video om bruk av ryggmargstøter kan du scanne den grafiske koden med en QR-reader. Følgende link vil da åpnes: <https://vimeo.com/198965976/ad72476883>

1 OBDUKSJON AV STORFE



1

Position the animal in left lateral recumbency so that the rumen is on the "down" side.



2



Perform an external examination. Look for vesicular lesions on the nostrils, lips, tongue, gums, feet, and claws.



3

Elevate the right forelimb and insert the knife into the axillary region.



4

Cut the soft tissues to free the limb. To prevent the knife from becoming dull, cut from the subcutaneous to the external side to minimize cutting through the hair.



5

Reflect the forelimb dorsally.



6 Elevate the right hind limb and insert the knife into the inguinal region.



7 Cut through the soft tissues until you expose the head of the femur. Open the coxofemoral joint and transect the ligament of the head of the femur.



8 Reflect the hind limb dorsally.



9 Connect the hind limb and forelimb cuts ventrally.



10 Continue to undermine the subcutaneous tissue until the skin flap can be reflected dorsally.



11 Open the abdominal cavity by incising along the caudal edge of the last rib.



12 Cut through the muscle until you expose the peritoneum.



13 Cut through the peritoneal lining, being careful to avoid cutting visceral structures.



14 Check the diaphragm for cranial doming, then incise it and listen for the loss of negative pressure as air penetrates the thoracic cavity. Open the diaphragm and look for effusion and adhesions in the thoracic cavity.



15

The thoracic wall can be removed using a variety of techniques.



16

Rib cutters can be used to isolate and cut the ribs ventrally at the sternum and dorsally at the vertebrae.



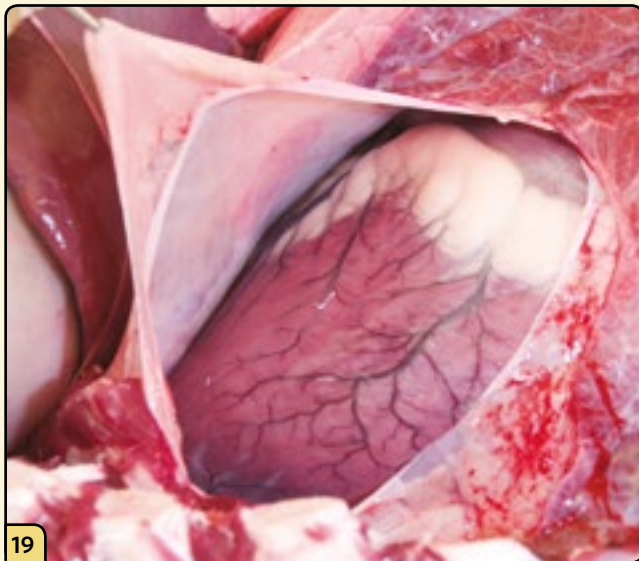
17

Once the ribs are cut, they can be removed *en bloc*. Alternative methods to remove the ribs include the use of a bone saw or ax, or by isolating each rib with a knife, fracturing it, and reflecting it dorsally.



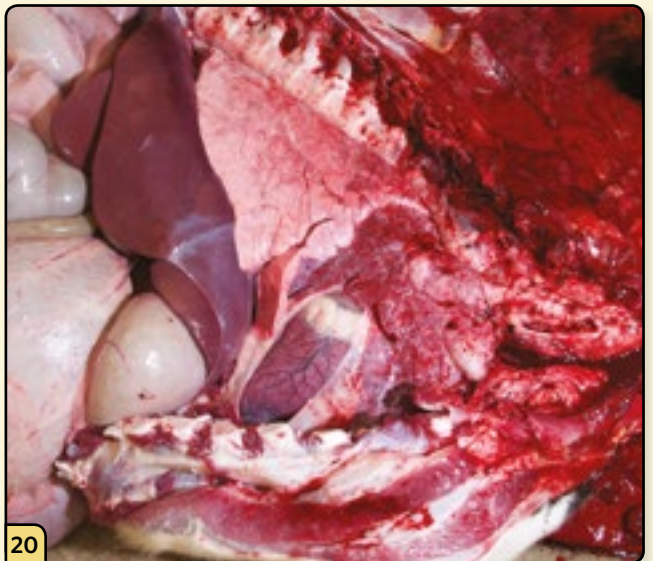
18

The thoracic wall can be set aside and used as a clean work surface on which to prepare tissue samples.



19

Cut the pericardium to expose the heart for inspection.



20

Examine the thoracic viscera *in situ*.



Open the abdominal cavity.



If necessary, tear or cut the omentum to expose the abdominal viscera.



Examine the abdominal viscera *in situ*. Before handling the organs, stop to collect all "clean" tissue samples for microbiology and histopathology. At a minimum, collect samples from lung, liver, spleen, kidney, and lymph nodes, as well as samples of any lesions present.



24

Extend the cut from the axilla up along the ventral neck.



25

Continue the cut between the mandibles.



26

To remove the pluck, begin by cutting along the medial aspect of both mandibles to free up the tongue.



27

Pull the tongue ventrally and caudally to expose the oral cavity for inspection.



28

Cut the hyoid bones bilaterally to disarticulate the hyoid apparatus.



29

Retract the tongue and cut the attachments along the trachea and esophagus.



30

Continue to remove the trachea and esophagus, working from the oropharynx down to the level of thoracic inlet.



31

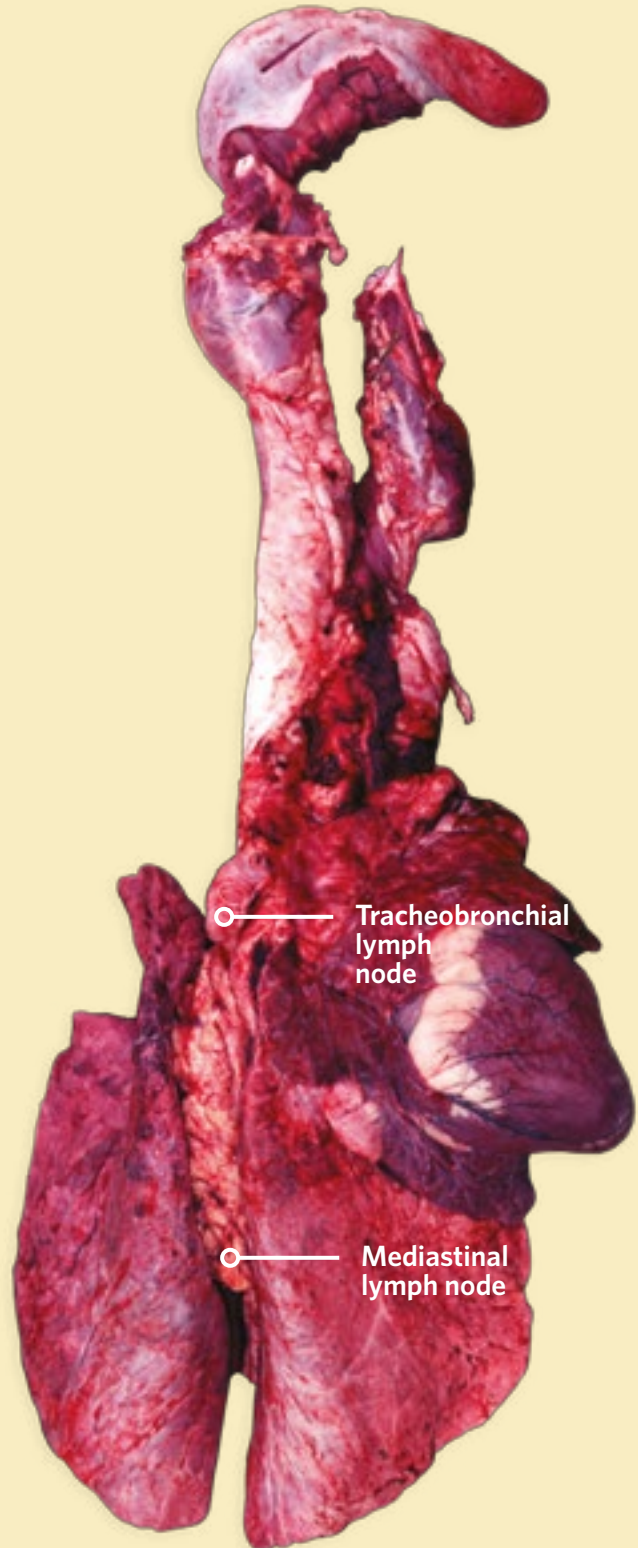
Dissect around the lungs and heart to free up the pluck.



32

Remove the pluck and set it aside for a more detailed examination.

33 Identify the tracheobronchial lymph node, located on the trachea at the first tracheal bifurcation, and the mediastinal lymph node, distributed within the mediastinum.





Incise and examine the lymph nodes.



Collect sections of the lymph node for microbiology and histopathology.



Open and examine the esophagus.



Open and examine the trachea.



38

Palpate the entire lung field to assess for any abnormalities.



39

Incise the lungs by making a series of "bread loaf" slices across the entire lung field. Palpate and examine each slice, assessing for masses and consolidation.



40

Open and evaluate the large airways of the bronchi.



41

Collect a section of lung.



42

Open the left side of the heart by cutting through the free wall of the left atria and left ventricle.



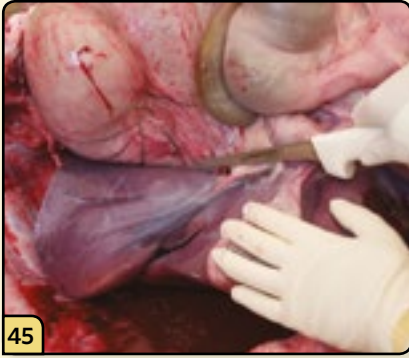
43

Follow the course of blood flow from atria to ventricle, evaluating the chambers, valves, and myocardial walls.



44

Repeat the process on the right side of the heart.



45

Cut the attachment of the liver and set the liver aside for a more detailed inspection.



46

Make a series of "bread loaf" slices across the entire liver.



47

Evaluate each slice, assessing for any abnormal areas that require sampling. Collect a representative section of liver for diagnostic testing.



48

Identify the spleen, located on the left side of the abdomen, adjacent to the rumen.



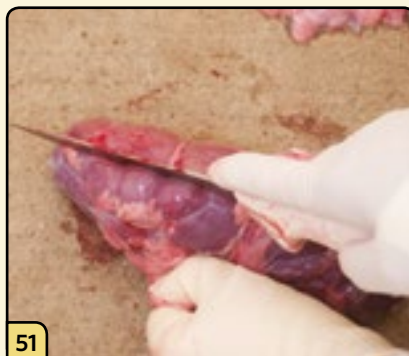
49

Remove the spleen. Make a series of "bread loaf" slices, evaluate the slices, and collect tissue samples.



50

Identify the kidneys, located on the left side of the abdomen, subjacent to the lumbar vertebrae. Remove each kidney and set it aside.



51

Make a sagittal cut along the kidney. Peel and remove the outer capsule of the kidney.



52

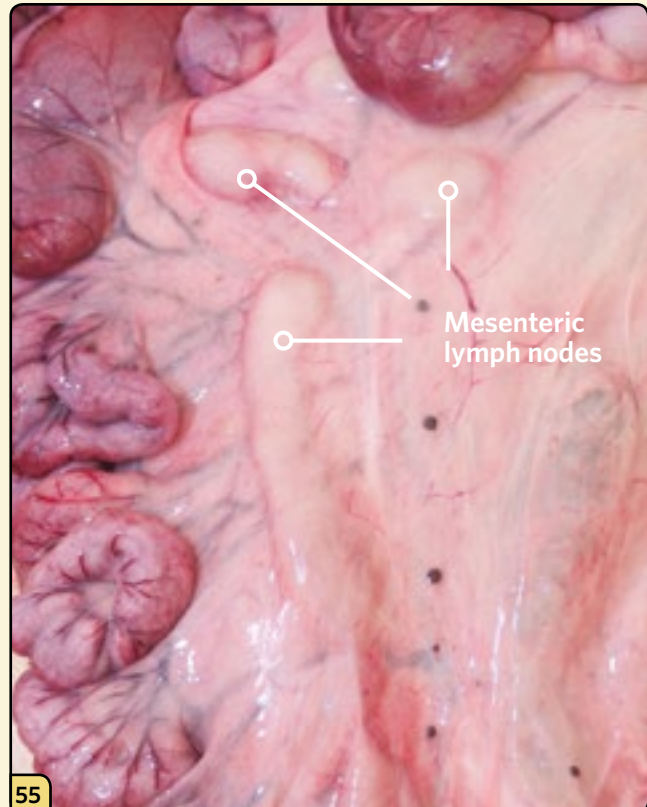
Open and examine the kidney, and collect tissue samples.



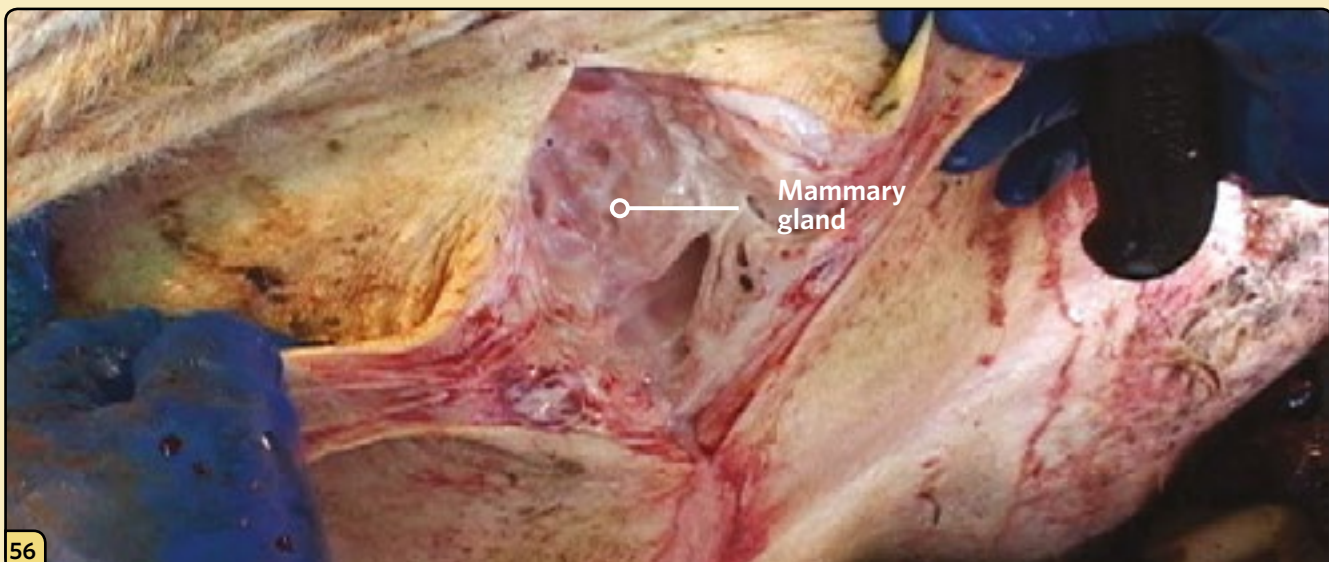
Find the ileoceco colic junction, located at the proximal end of the cecum.



Identify and evaluate the ileocolic lymph nodes, located next to the ileocolic junction within the ileocecal fold.



Identify and evaluate the mesenteric lymph nodes, located within the mesentery of the small intestines.



Incise and examine the reproductive tract when indicated.



57

The GI tract is now examined in detail. This is generally done after the other organs have been examined to prevent tissue contamination caused by high levels of bacteria.



58

Segmentally open and examine the representative sections of normal appearing intestine.



59

Examine and sample the Peyer's patches. This gut-associated lymphoid tissue (GALT) is located in patches along the intestine. Open the Peyer's patches and look for gross lesions that indicate the presence of disease.



60

Any sections of intestines that appear to have gross lesions should also be opened, examined, and sampled.



61

Open the rumen.



62

Gently scrape away the ingesta and examine the pillars of the rumen, looking for erosions.



63

To remove the head, begin by making a cut ventral and caudal to the ramus of the mandible.



64

Move the head up and down to locate the junction between the 1st cervical vertebrae and the occipital junction by digital palpation.



65

Insert the knife into the tissue over the C1-occipital junction.



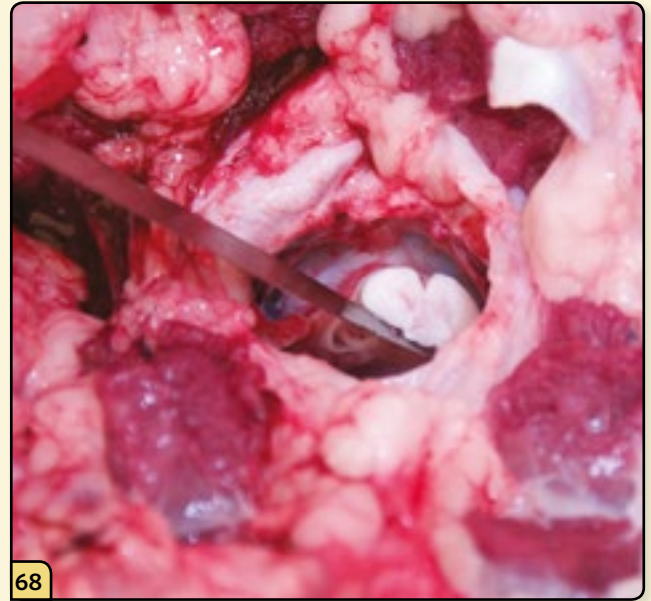
66

Rotate the blade ventrally and cut the soft tissue attachments.



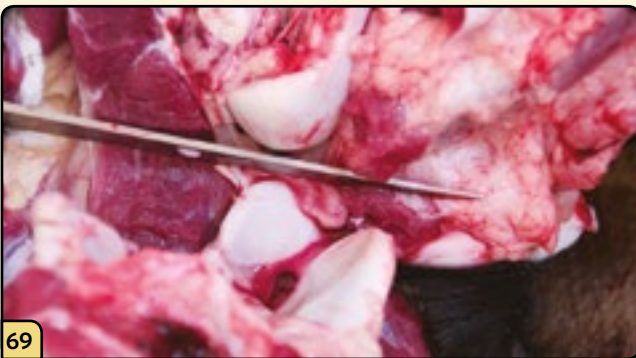
67

Continue to dissect dorsally through the soft tissues until the foramen magnum is exposed.



68

Transect the spinal cord.



69

Make a cut between the 1st cervical vertebra and the occipital bone of the skull.



71

Examine the retropharyngeal lymph nodes, located ventral to the occipital condyles and lateral to the oropharynx.

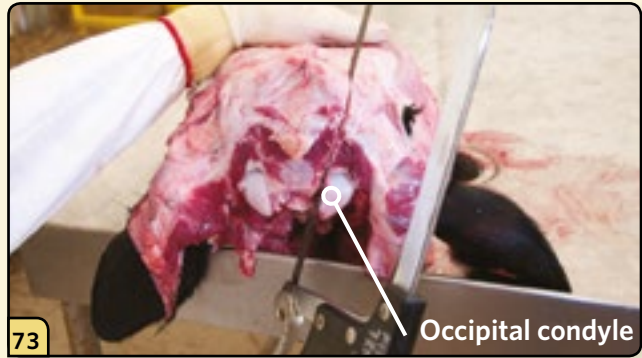


70

Continue to cut the soft tissues until the head is completely disarticulated.



72 To remove the brain for testing, begin by making a midline cut through the skin of the forehead. Remove the skin to expose the underlying skull.



73 To facilitate opening the skull, the head can be placed on an elevated table. Using a bone saw, make the first cut medial to the occipital condyle.



74 Make the second cut on the opposite side.



75 The third cut is an extension of the first. Make this cut in a caudal to rostral direction, toward the medial canthus.



76 Make the fourth cut on the opposite side in a caudal to rostral direction, toward the medial canthus.



77 The final cut connects the two lateral cuts caudal to the frontal sinus. Note that the exact location will be age-dependent.



78

Insert the chisel into the cuts to separate the bone.



79

Reflect the calvaria caudally to expose the brain.



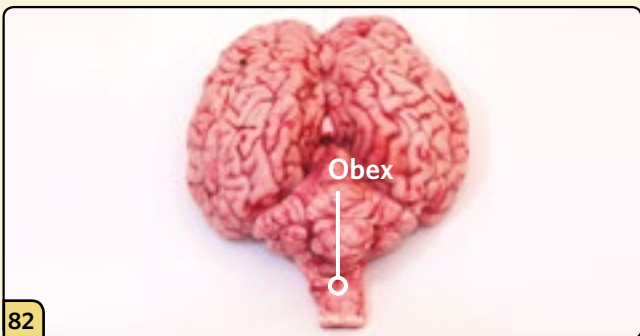
80

Use forceps and scissors to cut away the meninges.



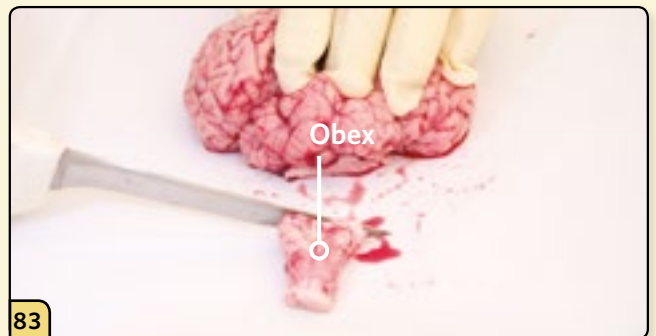
81

Use a combination of gentle blunt dissection and transection of the cranial nerves to remove the brain.



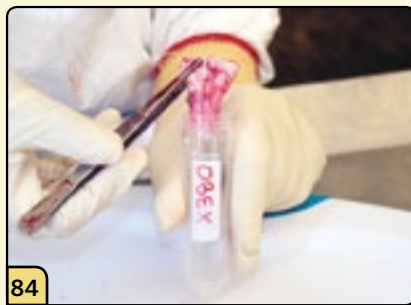
82

Place the brain on a clean work surface. Identify the obex, which is the V-shaped structure located beneath the cerebellum, where the 4th ventricle narrows into the spinal cord.



83

Remove the obex by making a transverse cut rostral to the obex.



84

Place the fresh obex in a labeled tube for laboratory submission. It is best to use a 50 ml conical tube.



85

Make a midline sagittal cut through the cerebrum and cerebellum to divide the brain in half.



86

Submit one half as fresh tissue for microbiology and the other half fixed in formalin for histopathology.



Open several joints, such as the carpus and stifle, and examine the joint fluid and cartilage surfaces.

2 OBDUKSJON AV SVIN



1



Perform an external examination. Look for vesicular lesions on the nostrils, lips, tongue, gums, feet, and claws.



2

Examine the perianal region, assessing for evidence of diarrhea.



3

Position the animal in either dorsal or lateral recumbency. Most swine necropsies are done with the animal in dorsal recumbency. Generally, only mature pigs greater than 2 years of age, which are too large to position in dorsal recumbency, are necropsied in left lateral recumbency.



4 Elevate the right forelimb and insert the knife between the axilla and the thorax.



5 To prevent the knife from becoming dull, cut from the subcutaneous to the external side.



6 Reflect the right forelimb laterally.



7 Elevate the left forelimb and insert the knife between the axilla and the thorax.

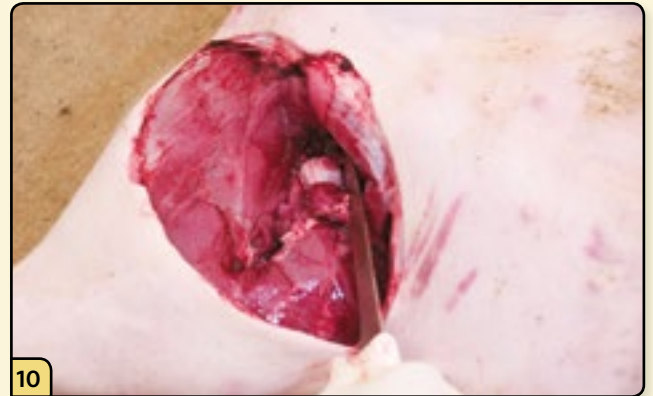


8 Reflect the left forelimb laterally.



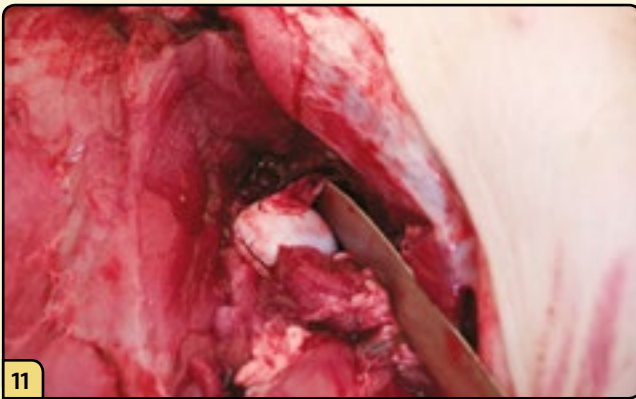
9

Insert the knife into the inguinal region of the left hindlimb.



10

Extend the cuts into the soft tissue until the coxofemoral joint is exposed and opened.



11

Transect the ligament of the head of the femur.



12

Repeat the same procedure on the right hind limb and reflect both hind limbs laterally so they can lie flat.



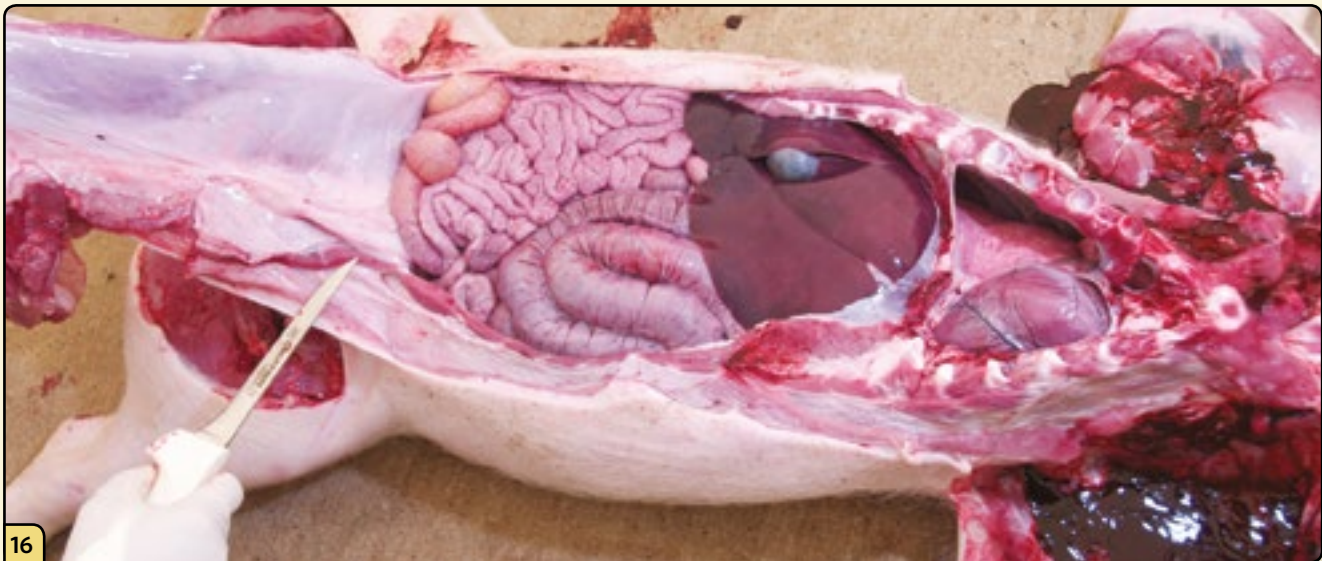
In younger pigs, the thoracic cavity can be entered by removing the sternum. Begin by inserting the knife (sharp blade facing cranially) beneath the skin over the manubrium.



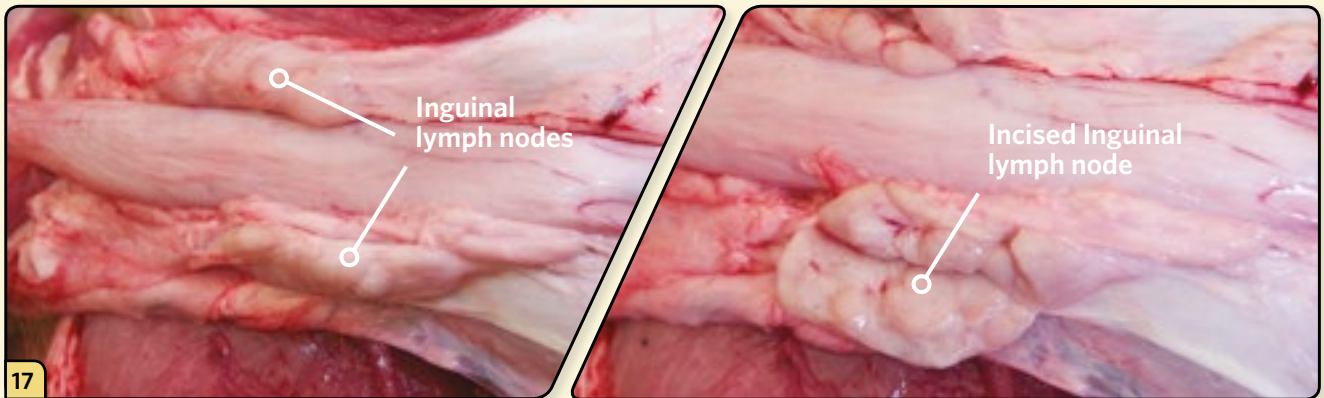
Rotate the blade ventrally and cut the skin.



Starting at the manubrium, cut along the costochondral junctions of the ribs, working your way to the caudal thorax.



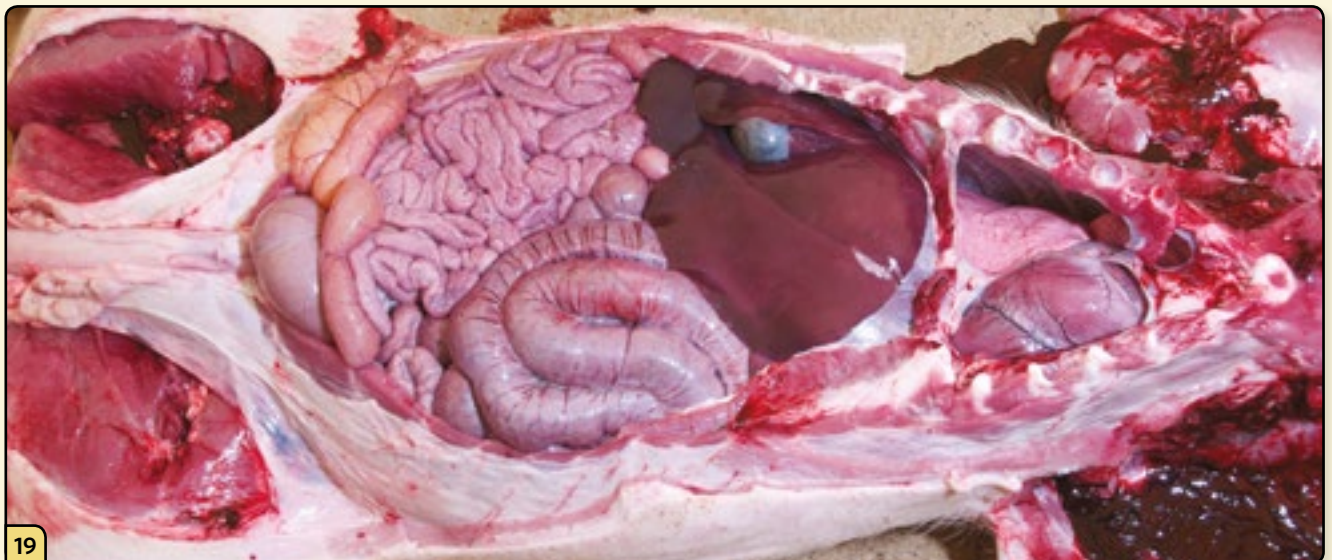
Continue the cuts caudally to the level of the inguinal incisions.



Identify the inguinal lymph nodes, located caudally on either side of the reflected abdominal flap. Incise and exam the lymph nodes.



Cut the mediastinum and pericardium to expose the lungs and heart for visual inspection. Examine the thoracic viscera *in situ*.



Examine the abdominal viscera *in situ*. Before handling the organs, stop to collect all "clean" tissue samples for microbiology and histopathology. At a minimum, collect samples from lung, liver, spleen, kidney, and lymph nodes, as well as samples of any lesions present.



Extend the cut up to the level of the mandibles.



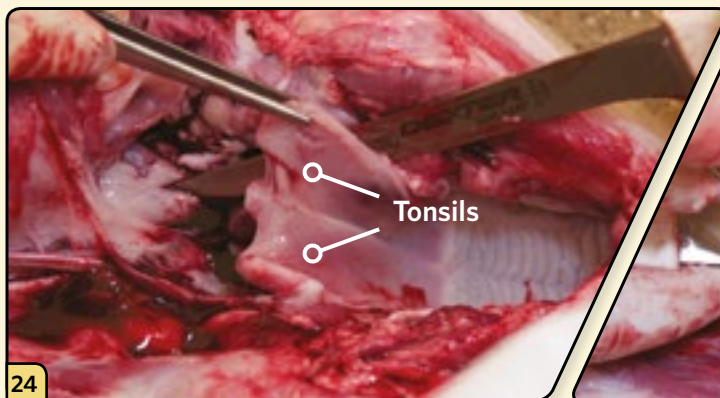
Cut along the medial aspect of both mandibles to free up the tongue.



Pull the tongue ventrally and caudally to expose the oral cavity for inspection.



Cut between the hyoid bones to disarticulate the hyoid apparatus.



Identify the tonsils, located on the dorsal aspect of the oral cavity, caudal to the hard palate. Remove the tonsils and submit them for microbiology and histopathology.



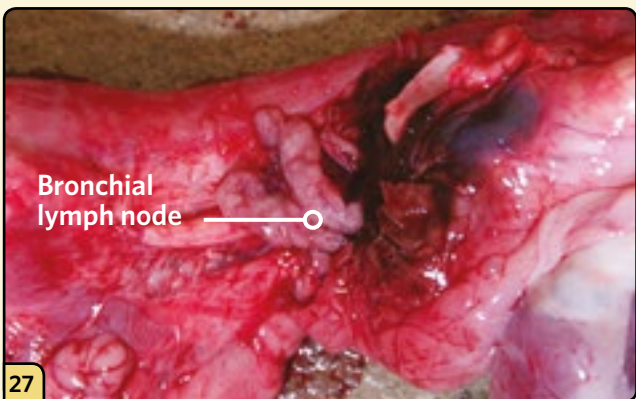
25

Retract the tongue and cut the attachments along the trachea and esophagus, working your way down to the level of the thoracic inlet.



26

Dissect around the lungs and heart to free up the pluck. Set the pluck aside for a more detailed examination.

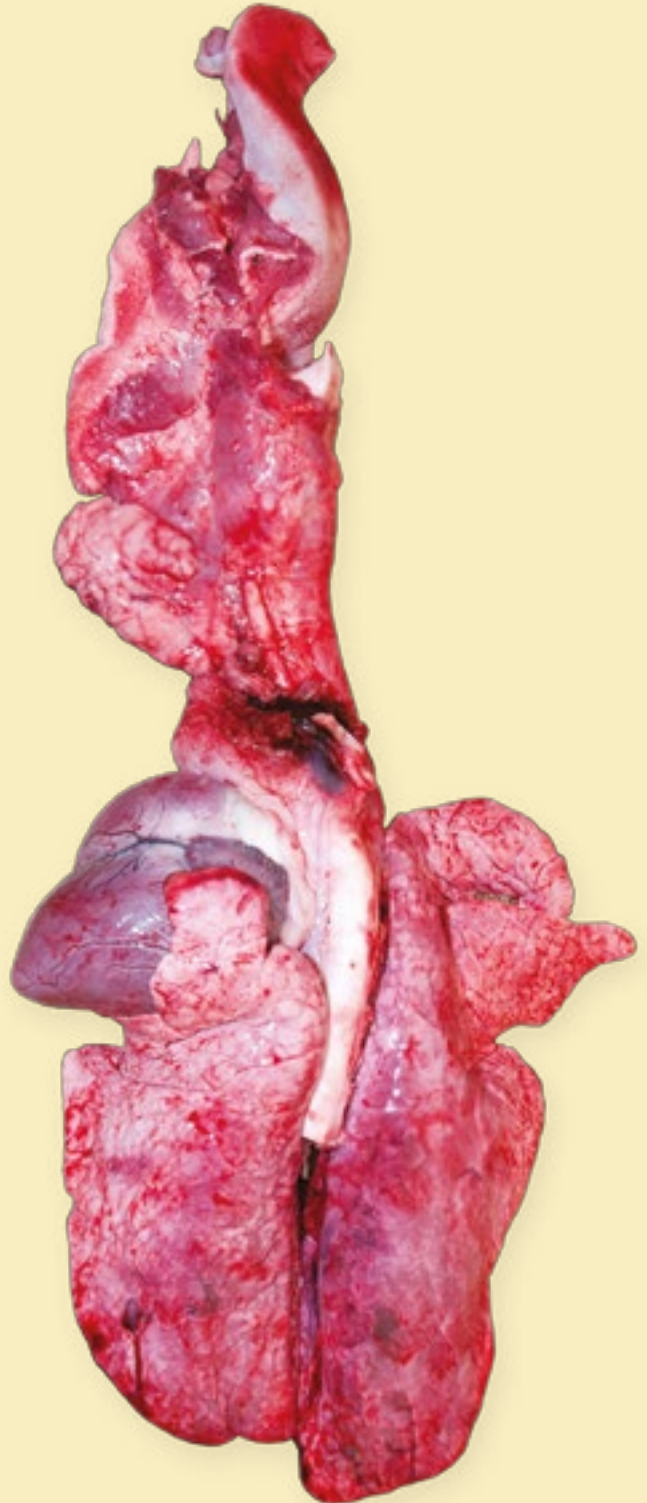


Bronchial lymph node

27

Locate and examine the tracheobronchial and mediastinal lymph nodes. The tracheobronchial lymph nodes are located at the bifurcation of the primary bronchi.

Mediastinal lymph nodes are often scattered, but can be found in the cranial mediastinum, associated with the large blood vessels, trachea, and esophagus; in the middle mediastinum, dorsal to the aortic arch; and in the caudal mediastinum, caudal to the aortic arch and ventral to the aorta.





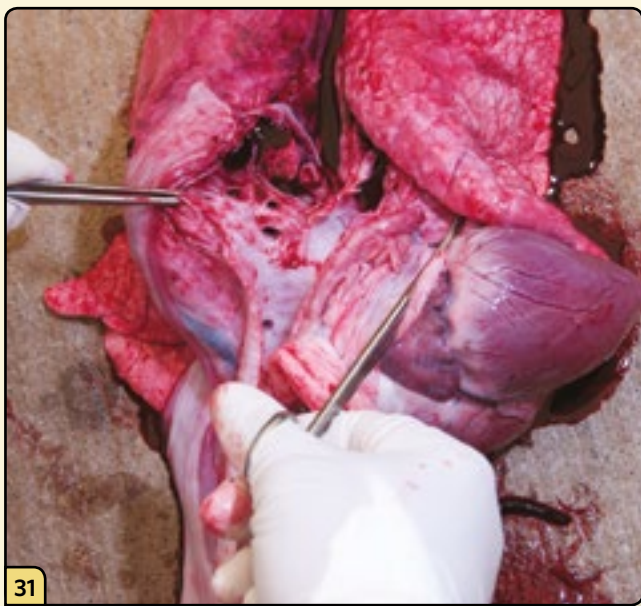
29

Open and examine the lumen of the esophagus.



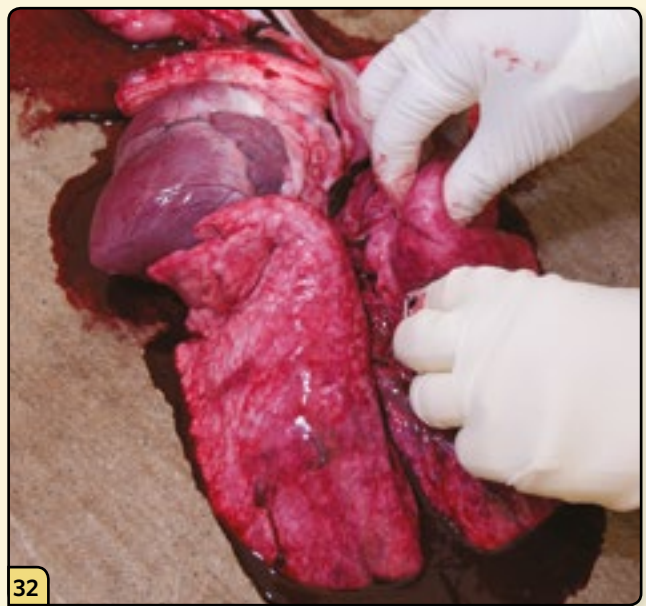
30

Open and examine the lumen of the trachea.



31

Open and evaluate the large airways of the bronchi.



32

Palpate the entire lung field to assess for any abnormalities.



33

Incise the lungs by making a series of "bread loaf" slices across the entire lung field.



34

Palpate and examine each slice, assessing for masses and consolidation.



35

Open the left side of heart by cutting through the free wall of the left atria and left ventricle.



36

Follow the course of blood flow from atria to ventricle, evaluating the chambers, valves, and myocardial walls.



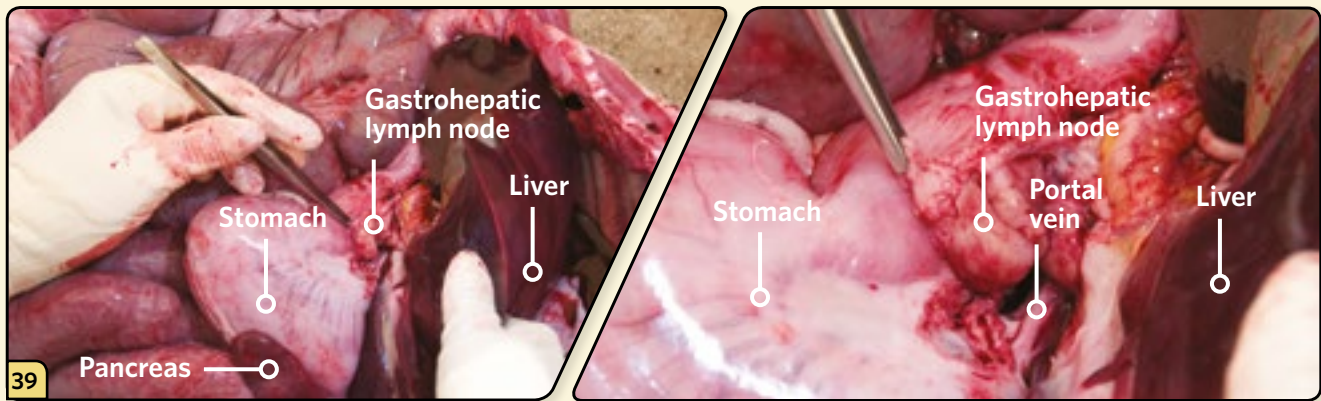
37

Repeat the process on the right side of the heart.



38

Observe abdominal viscera *in situ*.



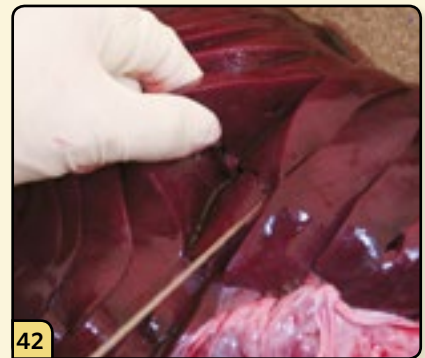
Identify and inspect the gastrohepatic lymph nodes, located between the stomach and liver, adjacent to the portal vein.



40 Cut the attachment of the liver and set the liver aside for a more detailed inspection.



41 Make a series of slices across the entire liver.



42 Evaluate each slice, assessing for abnormal areas that require sampling. Collect a representative section of liver for diagnostic testing.



43 Identify the spleen, located under the stomach. Remove the spleen and set it aside for a detailed inspection.

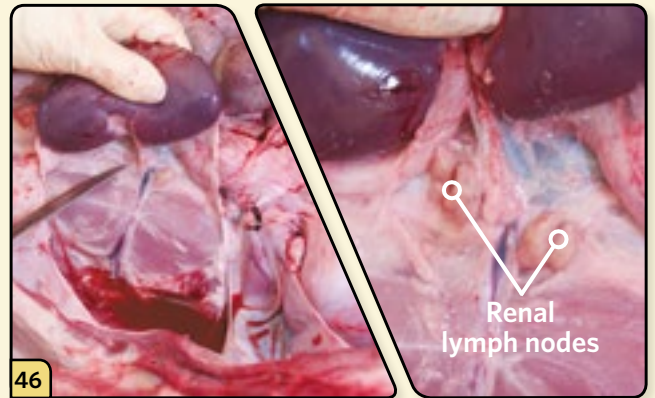


44 Make a series of slices across the spleen, evaluate the sections, and collect tissue samples.



45

Identify the kidneys, located dorsally in the retroperitoneal space.



46

Dissect around the kidneys, and reflect them medially to expose the renal vessels. Identify the two renal lymph nodes on either side of the blood vessels, close to the kidneys.



47

Remove the kidneys.



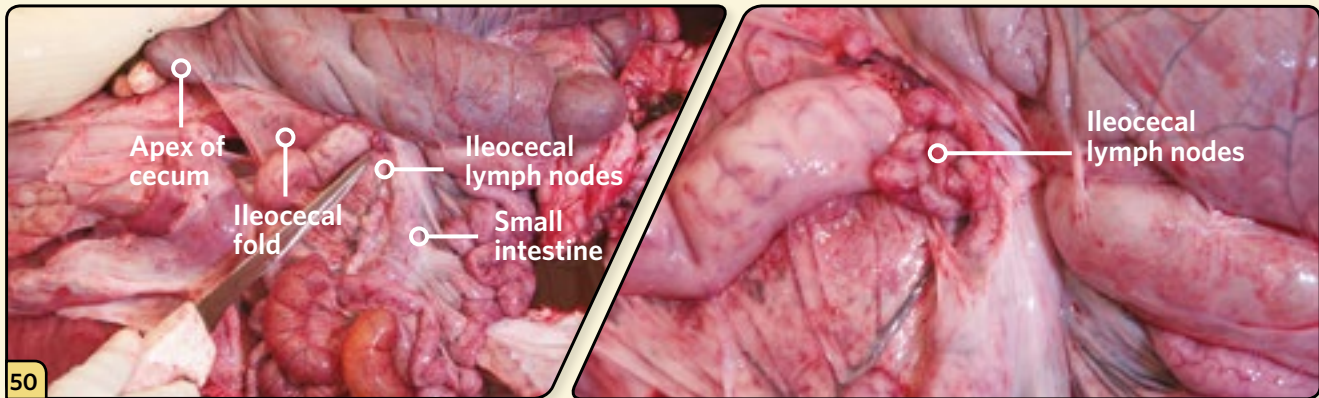
48

Peel and remove the outer capsule of the kidney.

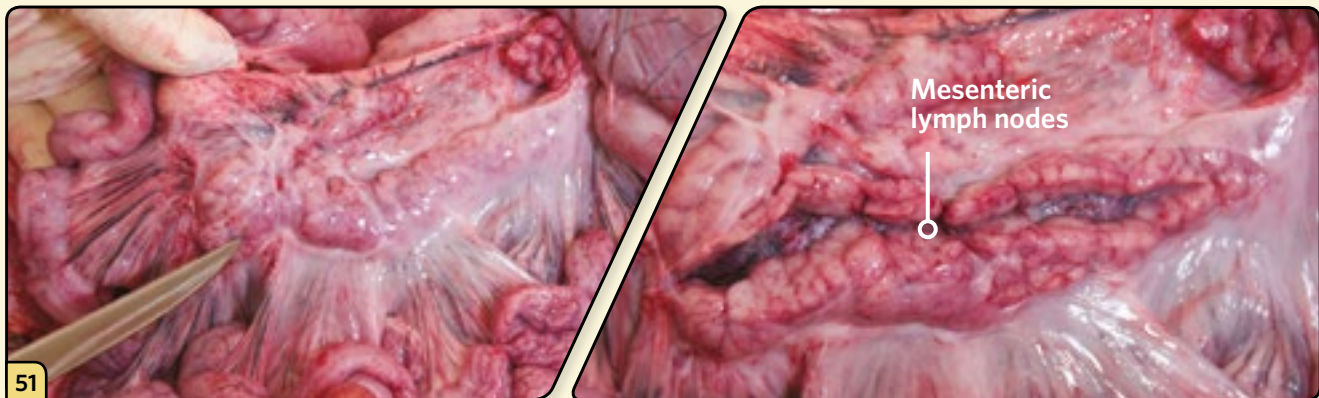


49

Make a sagittal cut through each kidney. Examine the inner kidneys and collect tissue samples.



Identify and evaluate the ileocecal lymph nodes, located at the ileocecal junction. To find the lymph nodes, grasp the apex of the cecum in one hand, and the small intestine at the level of the ileocecal fold in the other, then tear the intervening mesentery to expose the lymph nodes.



Identify and examine the mesenteric lymph nodes, located in the mesentery of the jejunum and ileum.



The GI tract is now examined in detail. This is generally done after the other organs have been examined to prevent tissue contamination caused by high levels of bacteria. Open the stomach and evaluate the contents and lumen.

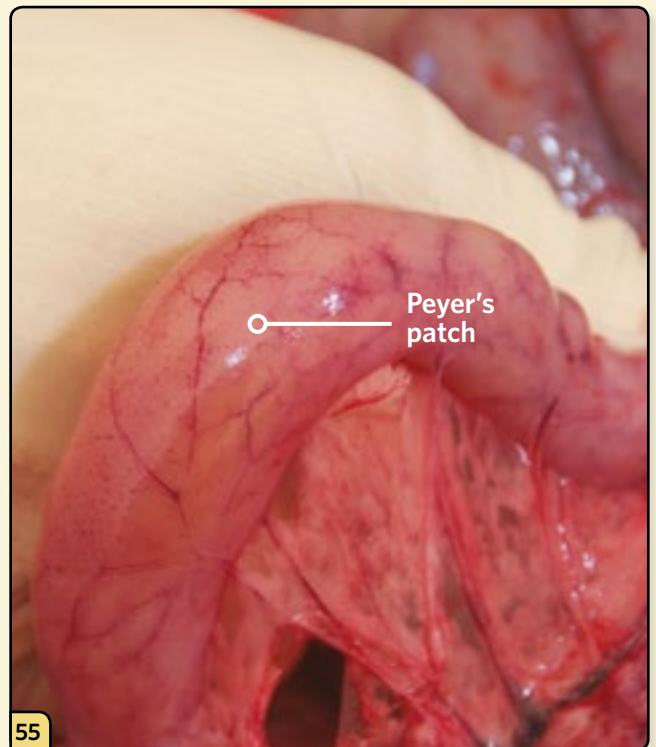


Working from oral to aboral, segmentally open and examine representative sections of normal appearing intestine.



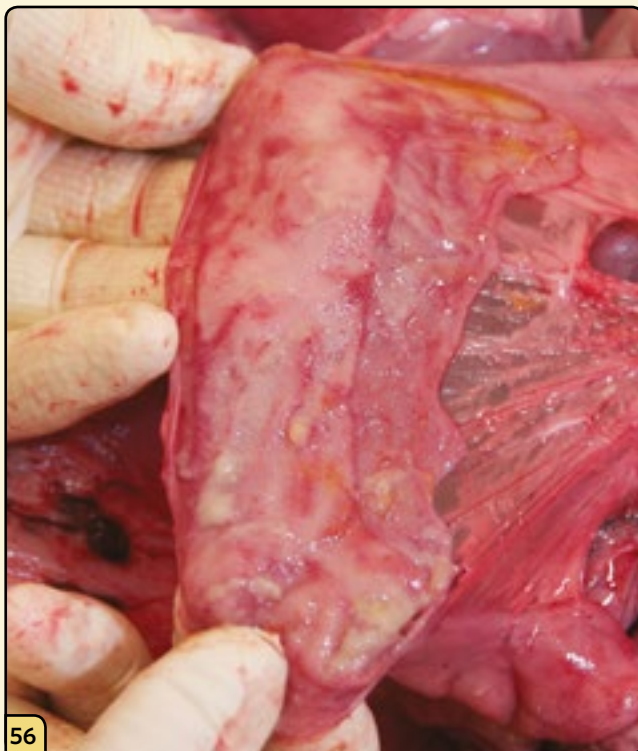
54

Any sections of intestines that appear to have gross lesions should also be opened, examined, and sampled.



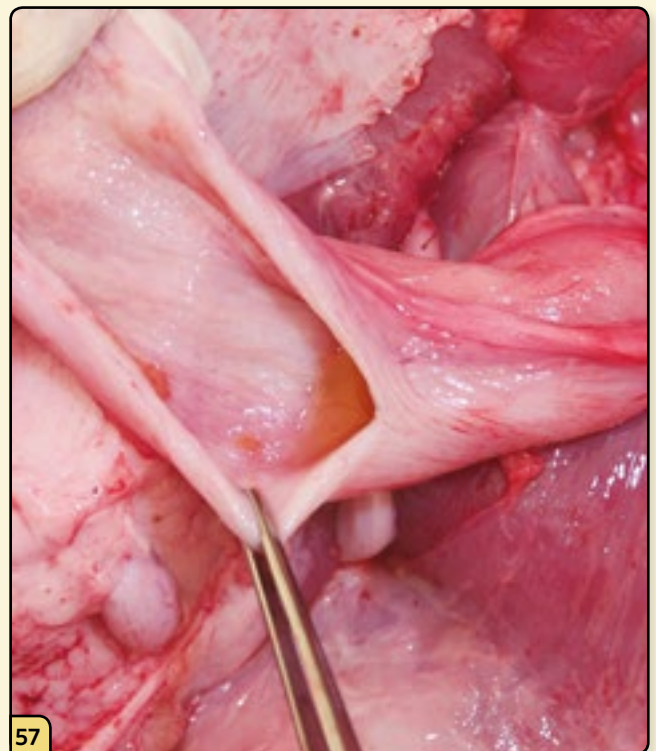
55

Locate and examine the Peyer's patches. This gut-associated lymphoid tissue (GALT) can be found along the antimesenteric border of the small intestinal wall.



56

Open and assess several Peyer's patches, especially those at the ileocecal junction.



57

Open and examine the urinary bladder.



58

To remove the head, identify the atlanto-occipital joint by palpation. Flexing and extending the head can aid in identifying the location of the joint.



59

Cut the soft tissues caudal to the atlanto-occipital joint and the ramus of the mandibles.



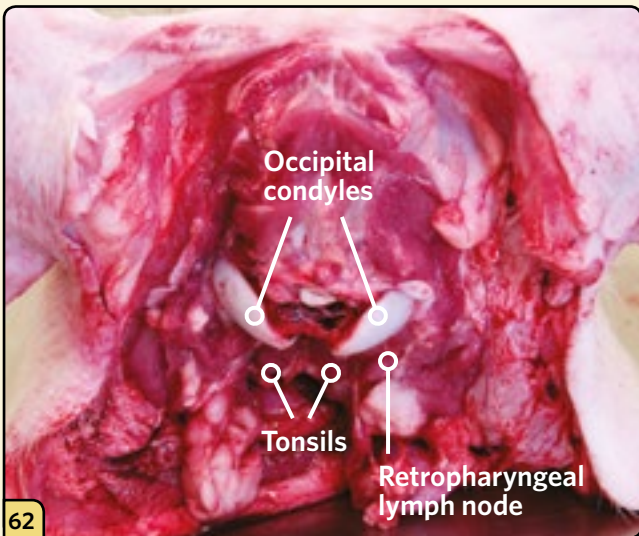
60

Cut the junction between the 1st cervical vertebrae and the occipital junction.



61

Cut the spinal cord and disarticulate the head.



62

Identify and examine the retropharyngeal lymph nodes, located ventral to the occipital condyles and dorsolateral to the tonsils.



63

To facilitate opening the skull, the head can be placed on an elevated table.



64

To remove the brain for testing, begin by making a mid-line cut through the skin.



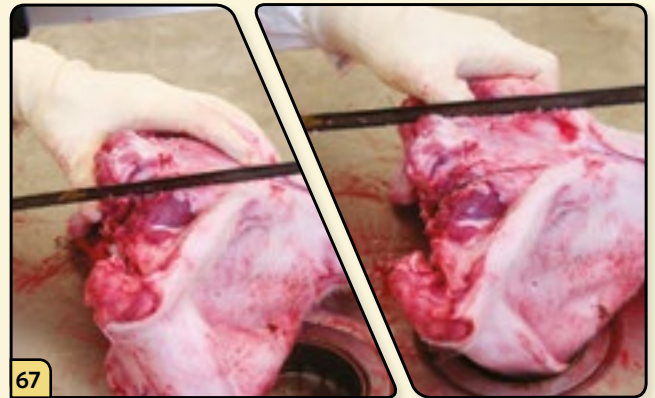
65

Peel the skin bilaterally to expose the underlying skull bone.



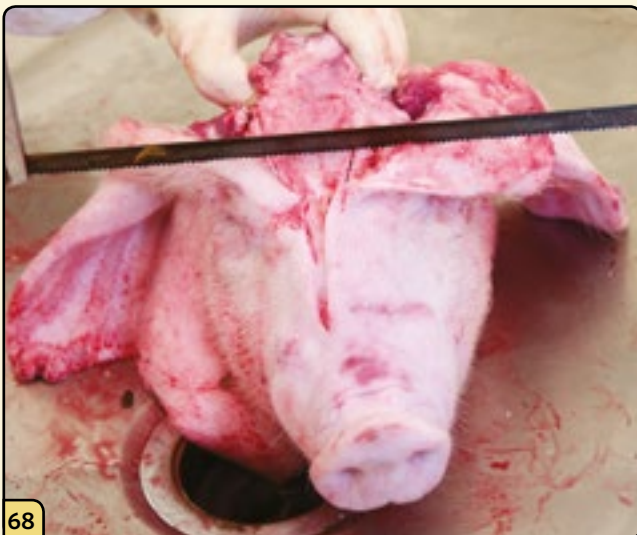
66

Using the bone saw, make a cut on the medial aspect of both occipital condyles.



67

Continue the first two cuts by extending them vertically along the frontal sinuses



68

Make a final cut to connect the two vertical cuts along the sinuses.



69

Use a hammer to drive the chisel into the cut made in the skull bone.



70

Use the chisel to pry open the skull bone and expose the brain.



72

Using your fingers, gently work the brain from the skull. Sever the cranial nerves and remove the brain.



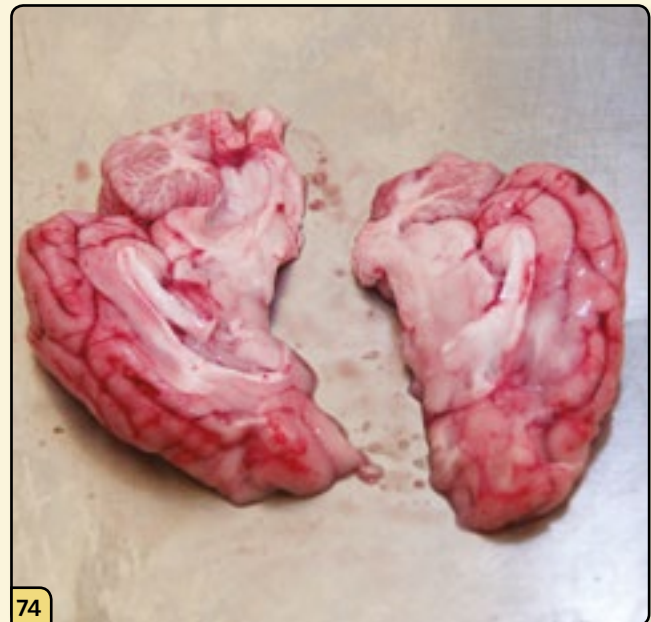
71

Use forceps and scissors to cut away the dura mater overlying the brain.



73

Place the brain on a clean work surface. Make a sagittal cut down the middle of the cerebrum and cerebellum to divide the brain in half.



74

Submit one half as fresh tissue for virology and the other half fixed in formalin for histopathology.



Open several joints, including the carpus and stifle, and examine the joint fluid and cartilage surfaces.

3 OBDUKSJON AV FJØRFE



Prepare a solution of detergent and water, mixed at the concentration stated on the label.



To keep the examination field free of feathers and dander, dip the body of the chicken from the neck down in the solution.



For ease, the poultry necropsy exam may be performed on an elevated table that can be disinfected.



Perform an external examination of the chicken. Examine the infraorbital sinuses and nares, eyelids and conjunctiva, oral cavity, and vent.



5

To remove the skin, begin by elevating the legs.



6

Cut the skin between the leg and abdomen on both sides.



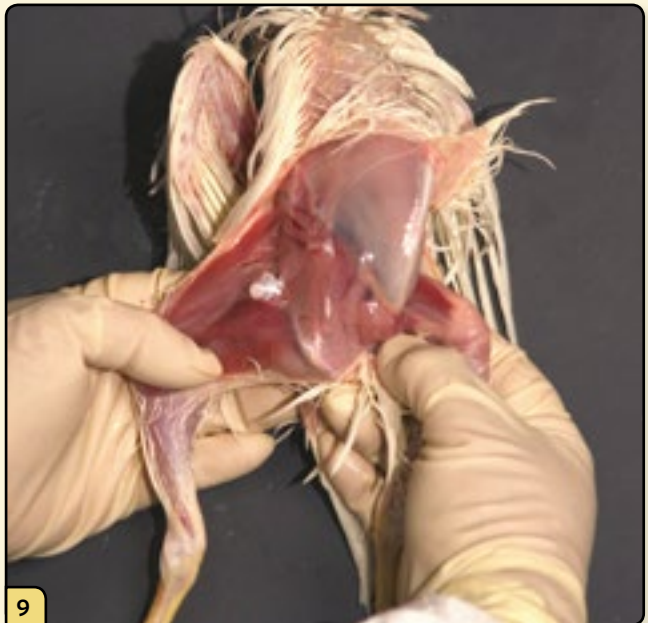
7

With your fingers, expand the opening.



8

Lift and cut the strip of skin over the abdomen.



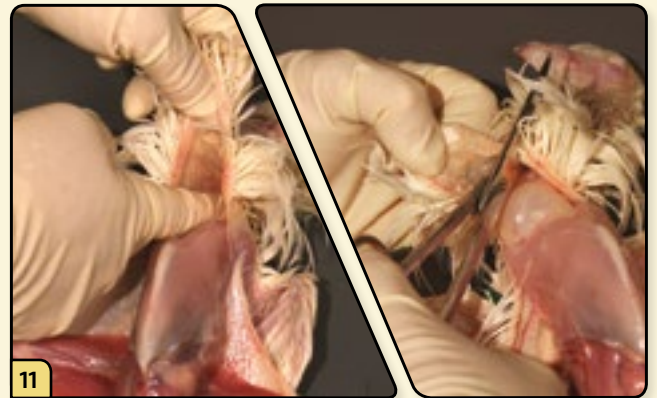
9

Disarticulate the femurs from the coxofemoral joints.



10

Peel the skin toward the entrance of the chest to expose the breast.



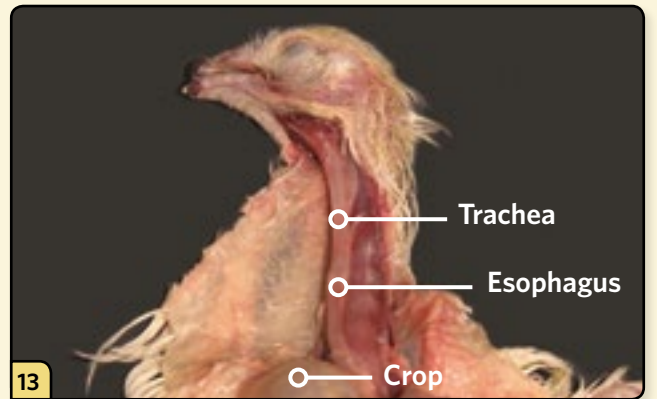
11

Separate the skin on the neck from the underlying neck tissues, alternating between the use of fingers and scissors.



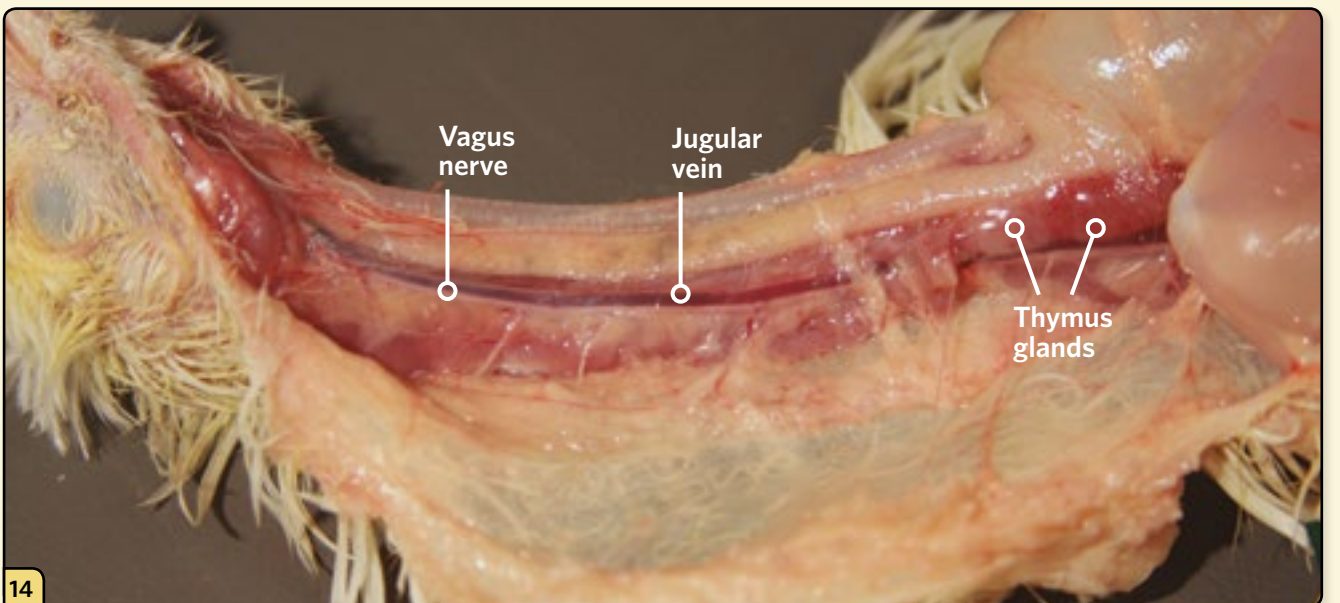
12

Using scissors, fully expose the underlying tissues of the neck.



13

Examine the tissues in the neck, including the serosal surfaces of the trachea, esophagus, and crop.



14

Examine the thymus glands, present in immature poultry only, as well as the nerves and great vessels of the neck.



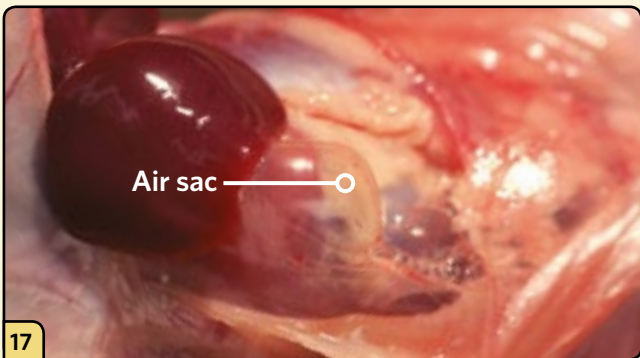
15

Make a small cut through the abdominal wall at the tip of the keel.



16

Place your thumb under the edge of the keel and lift carefully to avoid tearing the air sacs.



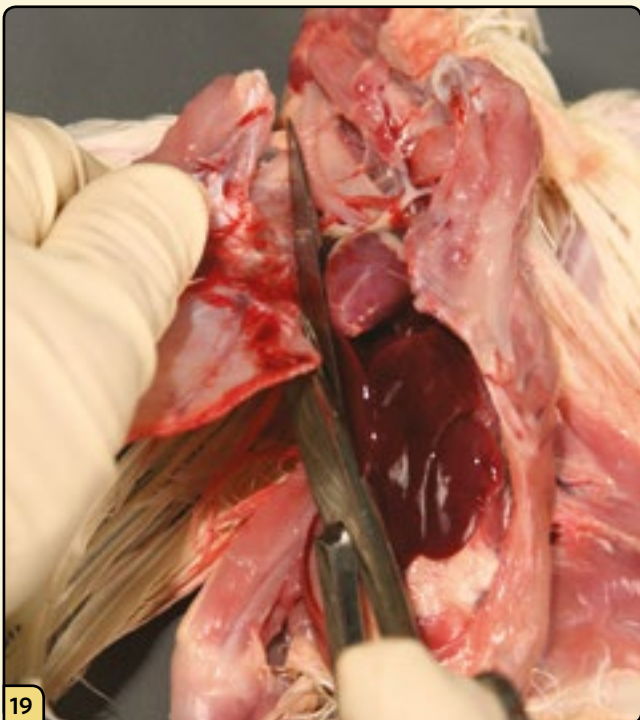
17

Examine the thoracic and abdominal air sacs looking for foam, fibrin, veins, fluid, and exudate.



18

Make a longitudinal cut above the rib joints on both sides of the keel.



19

Cut the cranial attachments and remove the breastplate.



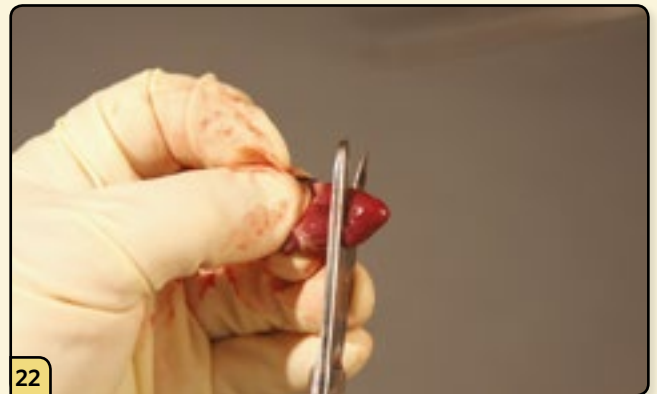
20

Make a visual inspection of the thoracoabdominal cavity *in situ*.



21

Elevate the heart and cut the great vessels.



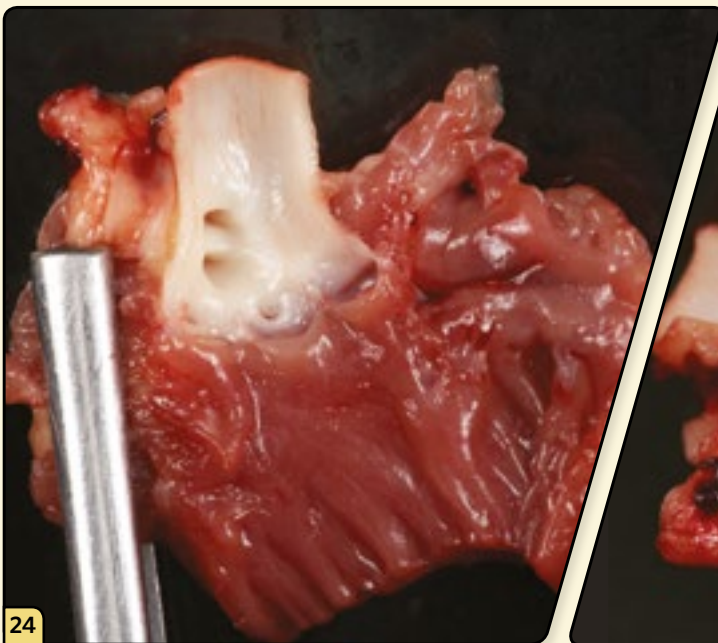
22

Remove the apex of the heart.



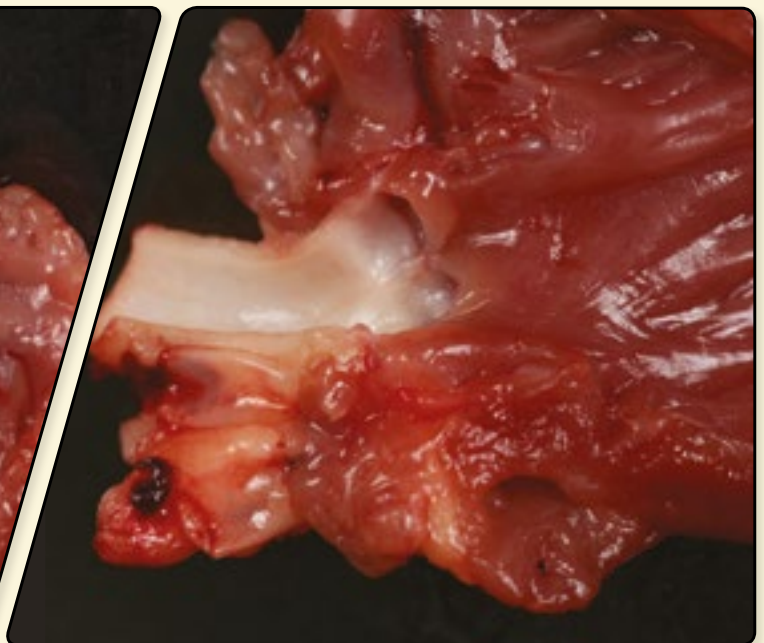
23

Cut the left and right lumen, opening the heart chambers for inspection.



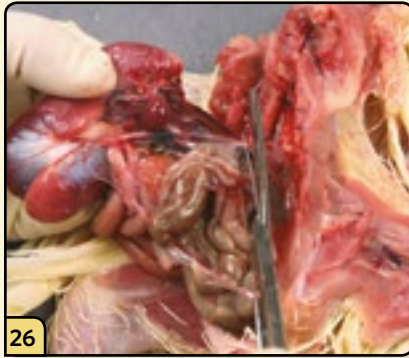
24

Examine the myocardial muscles, heart valves, and endocardium.





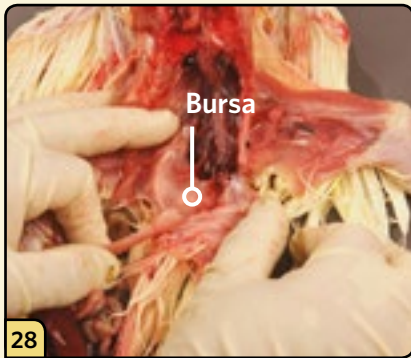
25 Sever the proventriculus from the esophagus.



26 Cut the attachments anchoring the proventriculus, ventriculus, liver, and intestine.



27 Gently pull and linearize the intestine, being careful not to tear and leak its contents.



28 Locate the bursa on the dorsal wall of the cloaca. Evaluate its size, assessing the immunocompetency of the bird with respect to its age.



29 Separate the bursa from the cloaca.



30 Open the bursa and examine its lumen for lesions.



31 Sever the posterior end of the intestine from the cloaca. Set the GI tract aside for a more detailed examination after the remaining aseptic tissues have been processed.



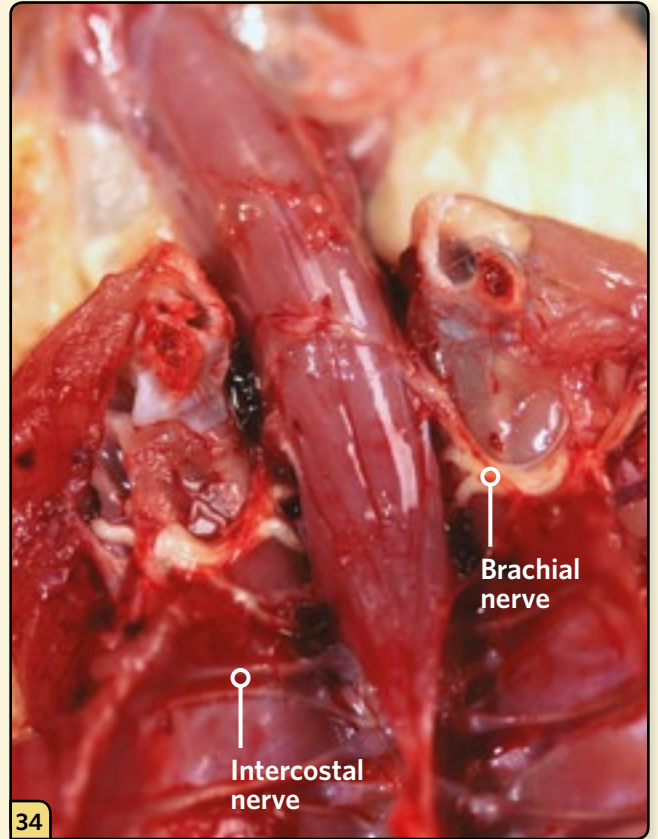
32

Use the edge of the scissors to bluntly dissect the lungs from the rib cage.



33

Visually inspect and palpate the lungs for lesions.

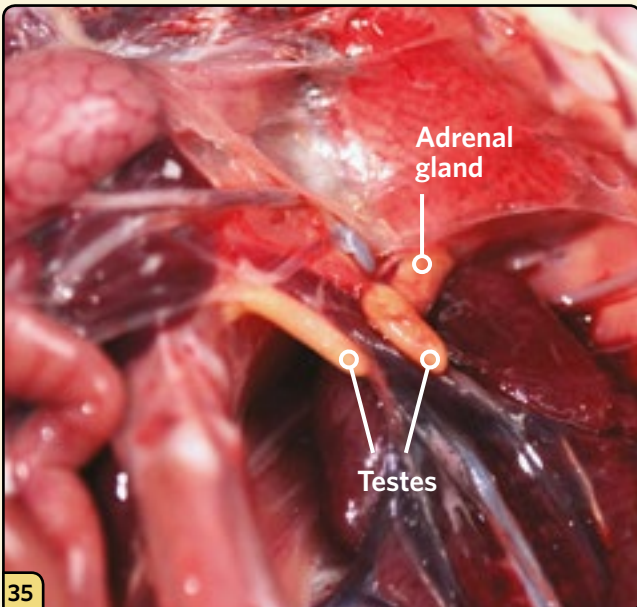


34

At the thoracic inlet, examine the brachial and intercostal nerves.

Brachial nerve

Intercostal nerve

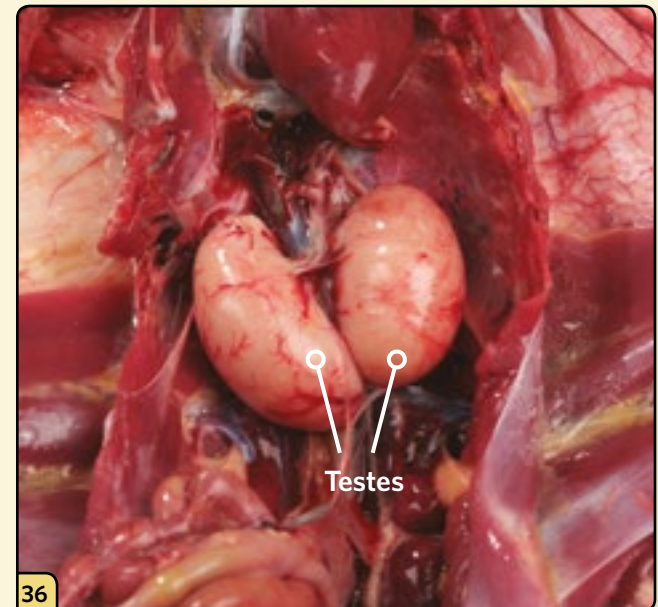


35

In male birds, examine the testes, located on the cranial aspect of the kidneys. The testes depicted here are from a sexually immature male. The adrenal glands are located at the cranial poles of the kidneys.

Adrenal gland

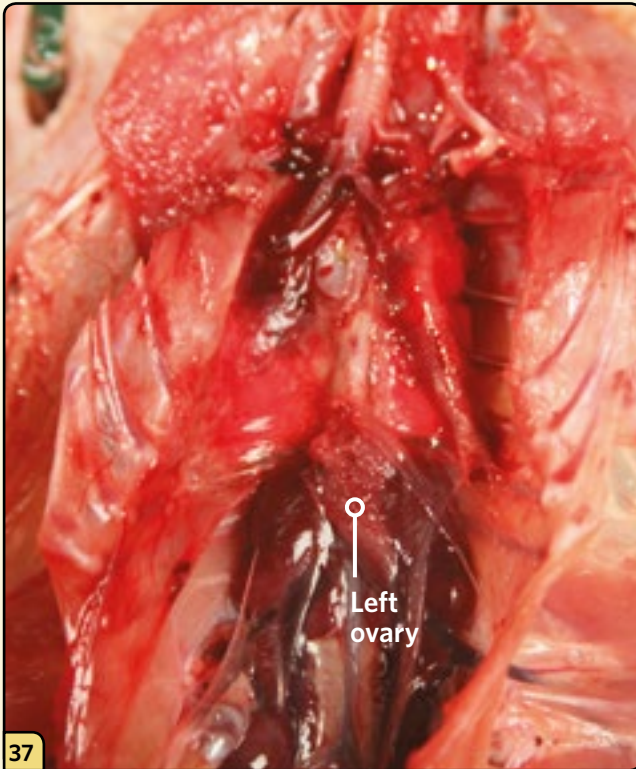
Testes



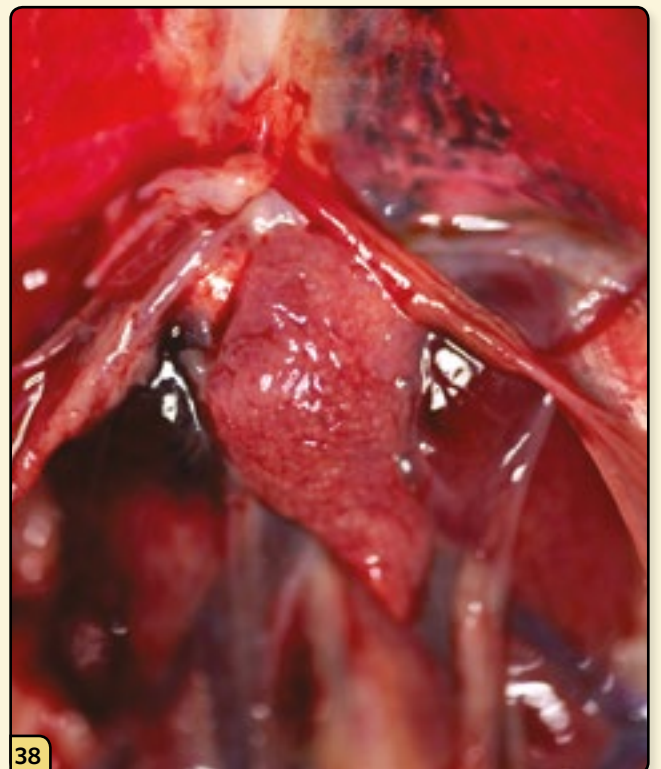
36

The testes depicted here are from a sexually mature male.

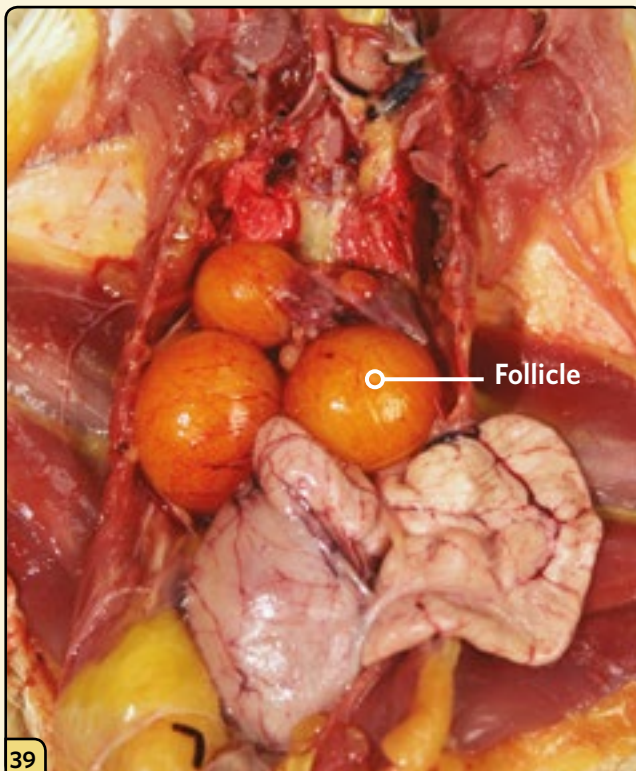
Testes



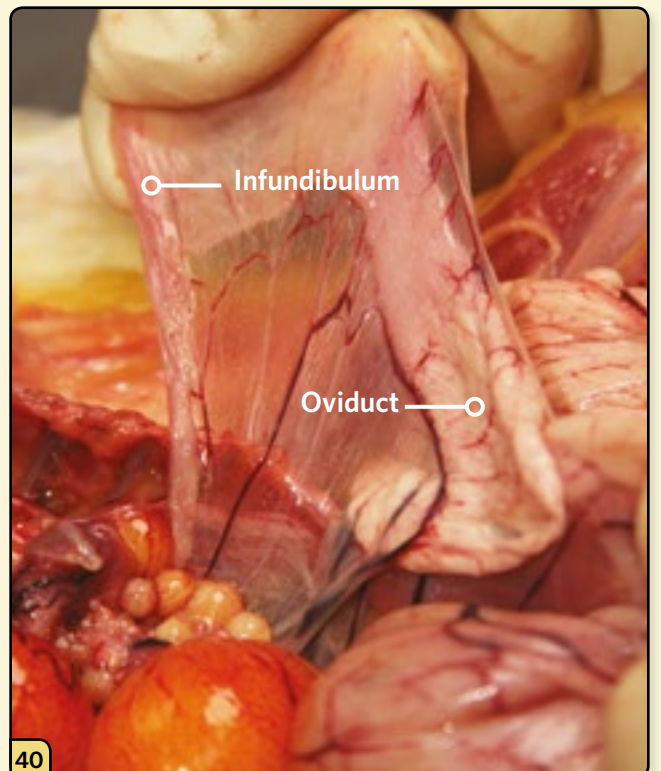
In female birds, examine the ovary, located at the cranial aspect of the left kidney.



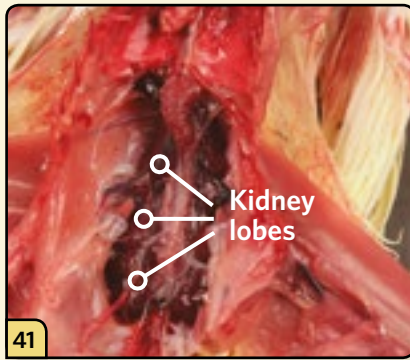
In sexually immature females, the ovary is a small structure with a fine nodular appearance.



In an active ovary, follicles in various stages of development will be visible.



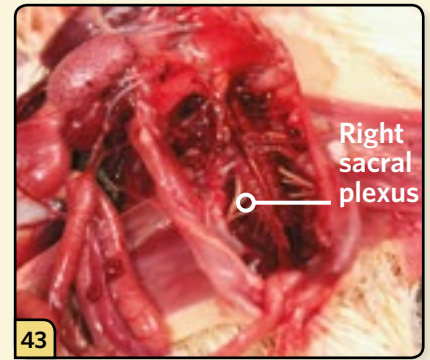
Examine the infundibulum and serosal surface of the oviduct.



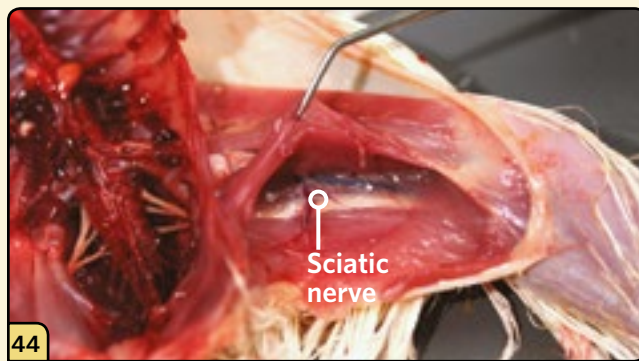
Examine the 3 lobes of the bilateral kidneys. They are located within the ventral recesses of the synsacrum (vertebrae) and contact the lungs cranially.



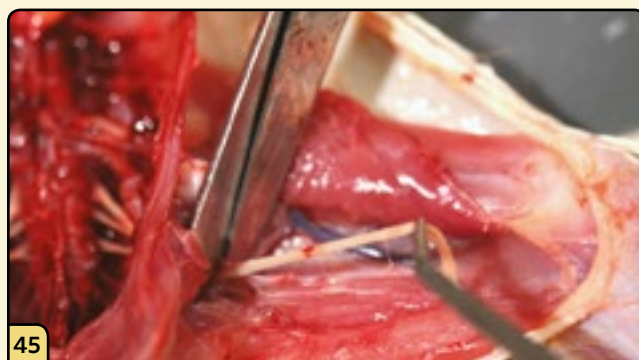
Use your fingers to gently dissect and remove the renal tissue to expose the sacral plexus for examination.



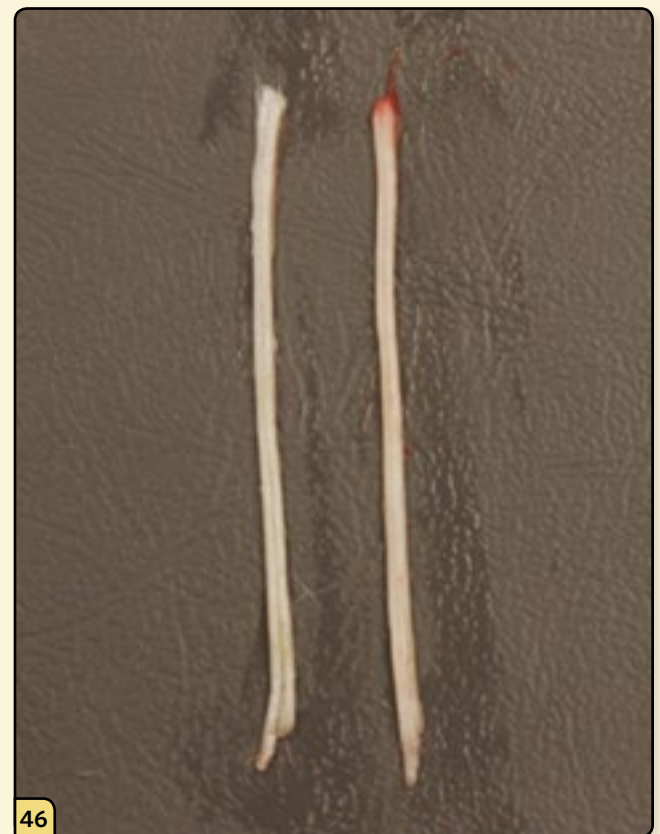
Compare the symmetry of the right and left sacral plexus.



Follow the plexus through the abdominal wall, where it emerges as the sciatic nerve in the leg.



Remove a section of the right and left sciatic nerves.



Lay sections of the nerves side by side for a comparison of the diameter and appearance. These nerve segments can also be submitted for laboratory testing.



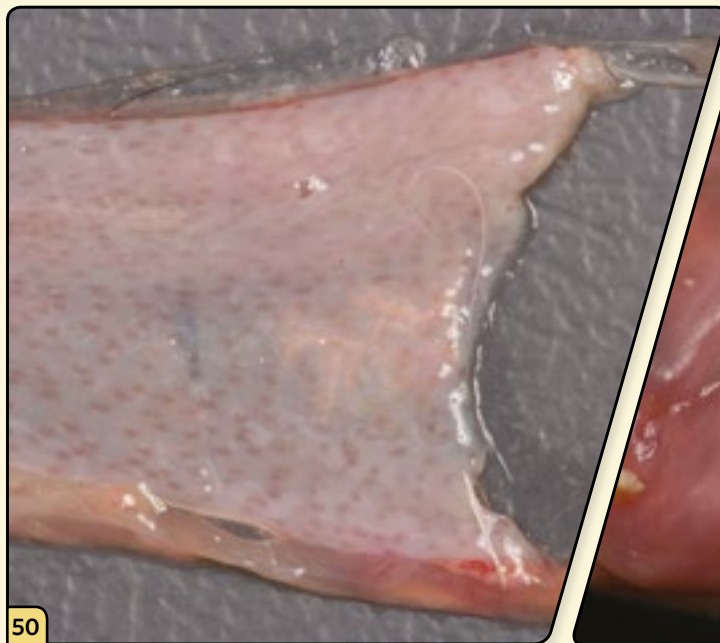
47 Cut through the commissure of the beak.



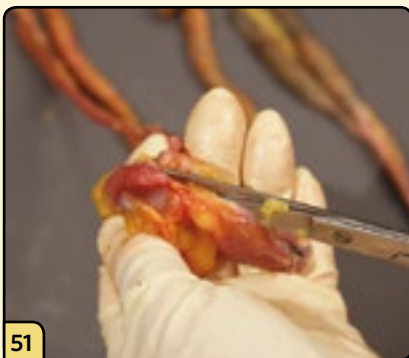
48 Inspect the oropharynx for lesions.



49 Continue cutting down the length of the esophagus and crop.



50 Inspect the mucosal surfaces of the esophagus (left) and crop (right) for lesions.



51 Using scissors, open the proventriculus and ventriculus.



52 Gently wash away the ingesta with water.



53 Assess the mucosa of the proventriculus and the muscle walls of the ventriculus for lesions and abnormalities.



54

Peel and remove the koilin.



55

Assess the mucosal surface of the ventriculus for lesions.



56

Using scissors, open the duodenum.



57

Inspect the mucosal surface for lesions.



58

Moving from oral to aboral, continue to open the intestine.



59

The consistency of the ingesta should gradually become more solid as you work down to the level of the rectum. The ingesta depicted here is from the ceca.



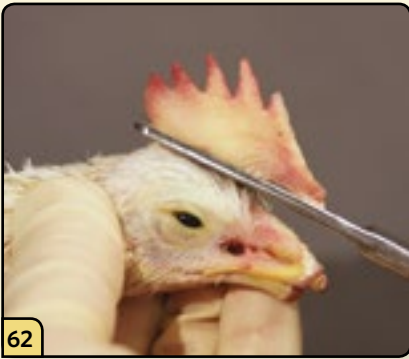
60

At the base of the ceca, pay close attention to the appearance of the cecal tonsils.



61

These lymphoid structures often become hemorrhagic or necrotic during an infection and are important to diagnostic testing. Depicted here is a cecal tonsil that has been incised to reveal hemorrhage, a common lesion in exotic Newcastle disease.



62 To expose the brain for sample collection, begin by removing the comb.



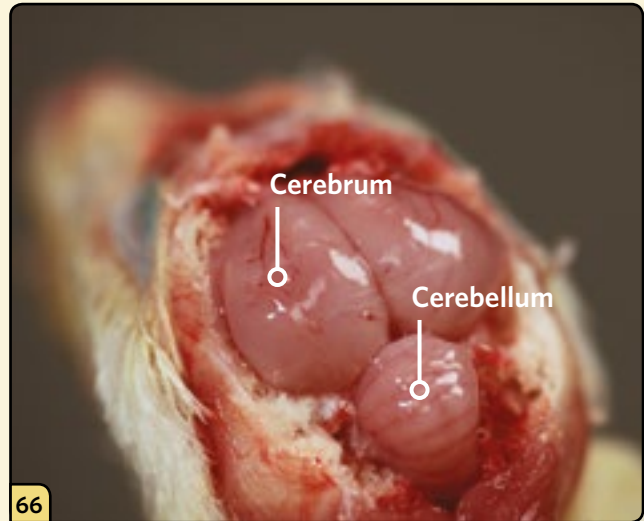
63 Peel the skin laterally to fully expose the top of the skull.



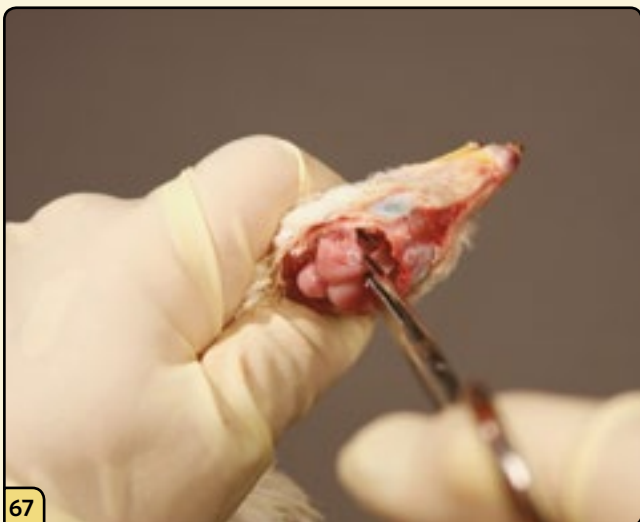
64 Starting at the foramen magnum, cut the top of the skull around the brain with shallow snips of the scissors.



65 Lift and remove the skull top



66 Examine the surfaces of the cerebrum and cerebellum *in situ*.



67 Gently separate the brain from the cranial nerves and spinal cord.



68 Place the brain on a sterile surface for inspection, then divide the brain down the middle for diagnostic sample submission.



Open several joints, such as the tarsal joint depicted here.



Examine the joint fluid and cartilage surfaces for abnormalities and lesions.

1 UTREISE OG FØRSTE MØTE MED DYREEIER**FØR EN REISER UT:**

1. Navn og adresse på virksomheten
2. Dyreholdets identitetsnummer
3. Ta ut kart over virksomheten, særlig dersom aktuell dyreart er beitedyr
4. Noter hvilke dyreslag som er registrert på virksomheten
 - Ta eventuelt med lister over individer
5. Er flere virksomheter lokalisert på samme sted (f.eks. samdrift og eget dyrehold)?
 - Noter hvilke dyreslag som er registrert på disse

MØTE MED DYREEIEREN

- Dyreeier er en nøkkelperson for at Mattilsynet skal få gjort en best mulig jobb, både på gården og for å spore, avgrense og bekjempe sjukdommen. Skap tillit.
- Ta deg tid til å lytte til dyreeier! La dyreeier få meddele det han/hun synes er viktig.
- Ta godt vare på dyreeier. Et sjukdomsutbrudd kan være en stor psykisk belastning. Anbefal dyreeier å kontakte kommunehelsetjenesten ved behov.

INFORMASJON FRA OG TIL DYREEIER

- La dyreeier fortelle om hvordan det ble oppdaget at noe var galt og noter hvordan symptomene har utviklet seg i besetningen. Var/er symptomene begrenset til enkelte grupper av dyr, eller enkelte husdyrrom?
- Fortell dyreeier om hva som skal skje, hva du skal gjøre på gården og hva du trenger hjelp med. La dyreeier føle seg mest mulig trygg på hva vi skal gjøre og hva vi forventer av han/hun.
- Forklar hvilke konsekvenser en positiv diagnose vil få.

PLAN OVER DYREHOLDET OG ARBEIDSPLAN

- Lag en praktisk arbeidsplan sammen med dyreeier. Hva skal gjøres først? Hvordan skal en legge opp undersøkelser og prøvetaking? Hvordan skal en fengsle dyrene og hvem kan assistere? Trenger en å tilkalle ekstra praktisk assistanse?

2 SJEKKLISTE FOR EPIDEMIOLOGISKE UNDERSØKELSER

EPISKJEMA

- Feltveterinær innhenter opplysninger med utgangspunkt i sjekklister for epidemiologiske undersøkelser.
- Feltveterinær sender inn eller videreformidler opplysningene så fort som mulig underveis i undersøkelsen.

EPIDEMIOLOGISKE UNDERSØKELSER UMIDDELBART ETTER ANKOMST TIL VIRKSOMHETEN:

- 1. Gir kliniske symptomer grunnlag for å opprettholde mistanke om alvorlig smittsom sykdom?**
- 2. Få bekreftet tidligere registrert informasjon og registrer driftsformer**
 - a. Kjøtt- / melkeproduksjon
 - b. Smågris- / slaktegris- / kombinertproduksjon
 - c. Værringmedlem (sau)
 - d. Avlsbesetning / verpehøns / rugeegg- / slaktekyllingproduksjon
 - e. Annet fjørfe
 - f. Vilt
 - g. Andre dyr på gården, f.eks. kjæledyr
- 3. Registrer ferdsl inn/ut siste 24 timer – register om mulig klokkeslett.**
 - a. Livdyr og slaktedyr av alle mottakelige arter inn/ut av dyreholdet – registrer transportør og mottaker.
 - b. Melkebil / eggbil – register transportør og mottaker.
 - c. Annet salg/leveranse av animalske produkter.
 - d. Annen transport med nær tilknytning til dyreholdet.
 - i. Kadaverhenting
 - ii. Gjødsele- / strø- og fôrtransport
 - e. Registrer personell som har vært inne i eller hatt kontakt med dyreholdet.
 - i. Veterinær
 - ii. Inseminør
 - iii. Håndverkere
 - iv. Besøkende
 - f. Utstyr/redskap som har vært i kontakt med mottakelige dyr siste mnd.
- 4. Register hvor dyr av mottakelige arter fysisk holdes i virksomheten.**
 - a. Lag en oversikt over hvor dyrene i virksomheten er oppstallet eller går på beite. Husk også ikke mottakelige arter, da disse kan være vektorer for smitte.
 - b. Lag en oversikt over bygningenes innvendige løsninger for senere behov i forbindelse med planlegging av avlving osv.
 - c. Fysisk driftsopplegg – bås- / løsdrift, puljedrift, utegang, talledrift mm.
 - d. Tilgang på strøm og vann, og spesifikk info om tilkoblingsmuligheter osv.

3 KONTAKTLISTE

MATTILSYNET - www.mattilsynet.no

Mattilsynet er en beredskapsstat som skal være godt forberedt på å håndtere uønskede hendelser innen hele vårt store forvaltningsområde. Mattilsynet håndterer små og store hendelser hvert år.

Telefon: 22 40 00 00
E-post: postmottak@mattilsynet.no
Beredskapstelefon: 22 40 00 00
Varslings e-post HK: varsling@mattilsynet.no

VETERINÆRINSTITUTTET - www.vetinst.no

Veterinærinstituttets viktigste funksjon er beredskap og kompetanseutvikling for å avverge helsetrusler mot fisk, dyr og mennesker. Veterinærinstituttet er nasjonalt og internasjonalt referanselaboratorium og kunnskapsstøtte for forvaltningen.

Telefon: 23 21 60 00
E-post: postmottak@vetinst.no
Beredskapstelefon: 03789
Varslings e-post: varsling@vetinst.no

FOLKEHELSEINSTITUTTET - www.fhi.no

Folkehelseinstituttets samfunnsoppdrag er å produsere, oppsummere og formidle kunnskap for å bidra til god folkehelse, gode helse- og omsorgstjenester og rettsikkerhet. Instituttet er en nasjonal kompetanseinstitusjon på smittevern.

Telefon: 21 07 70 00
E-post: folkehelseinstituttet@fhi.no
Beredskapstelefon: 21 07 63 48
Beredskaps e-post: utbrudd@fhi.no

ANIMALIA - www.animalia.no

Animalia koordinerer faglige tiltak og kommunikasjon ved beredskapshendelser innenfor områdene dyrehelse, dyrevelferd og mattrygghet for husdyrnæringen

Telefon: 23 05 98 00
E-post: animalia@animalia.no
Beredskapstelefon: 90 17 85 51
Beredskaps e-post: beredskap@animalia.no

1 REGELVERK

Diagnostisk materiale kan inneholde infeksjose agens og representere en potensiell smittefare for både dyr og mennesker.

Forsendelse og riktig håndtering av smittefarlig biologisk materiale er derfor omfattet av et regelverk, som regulerer hva slags biologisk materiale som kan sendes, og hvordan det skal pakkes og håndteres. Regelverket kommer til anvendelse ved forsendelse av biologisk materiale innenlands samt ut av landet. Det er særskilt regelverk for transport av farlig gods, inkludert smittefarlig biologisk materiale for land-, sjø- og lufttransport.

FNs anbefalinger ligger til grunn for disse regelverkene, og merking av smittefarlig biologisk materiale merkes derfor med aktuelt FN-nummer og varenavn.

Eks: UN 3373 Biologisk stoff, kategori B.

Klassifisering

- ✓ *Smittefarlig biologisk materiale omfatter kulturer av mikroorganismer og biologiske giftstoffer/ toksiner samt alle prøver som tas fra mennesker og dyr – for eksempel sekret, blod, vev, vevsvæsker og biopsier.*

Slikt materiale skal klassifiseres som farlig gods og inndeles i kategori A eller B.

KATEGORI A

Denne gruppen omfatter kulturer av mikroorganismer som kan gi alvorlige infeksjoner (bl.a. Ebola). Blir friske mennesker eller dyr eksponert for mikroorganismer i denne kategorien, kan det forårsake permanent handicap, livstruende eller dødelig sykdom.

All håndtering, emballering og transport av biologisk materiale i denne kategorien er underlagt strenge krav og sikkerhetsrutiner.

Aktuelle FN-nummer og varenavn:

UN 2814
Infeksjonsfremmende stoff, rammer mennesker

UN 2900
Infeksjonsfremmende stoff, rammer dyr

NB!

Biologisk materiale i denne kategorien er ikke tillatt sendt i posten.

KATEGORI B

Denne gruppen omfatter alt øvrig biologisk materiale og kulturer av andre mikroorganismer.

Aktuelle FN-nummer og varenavn:

UN 3373
Biologisk stoff, kategori B

NB!

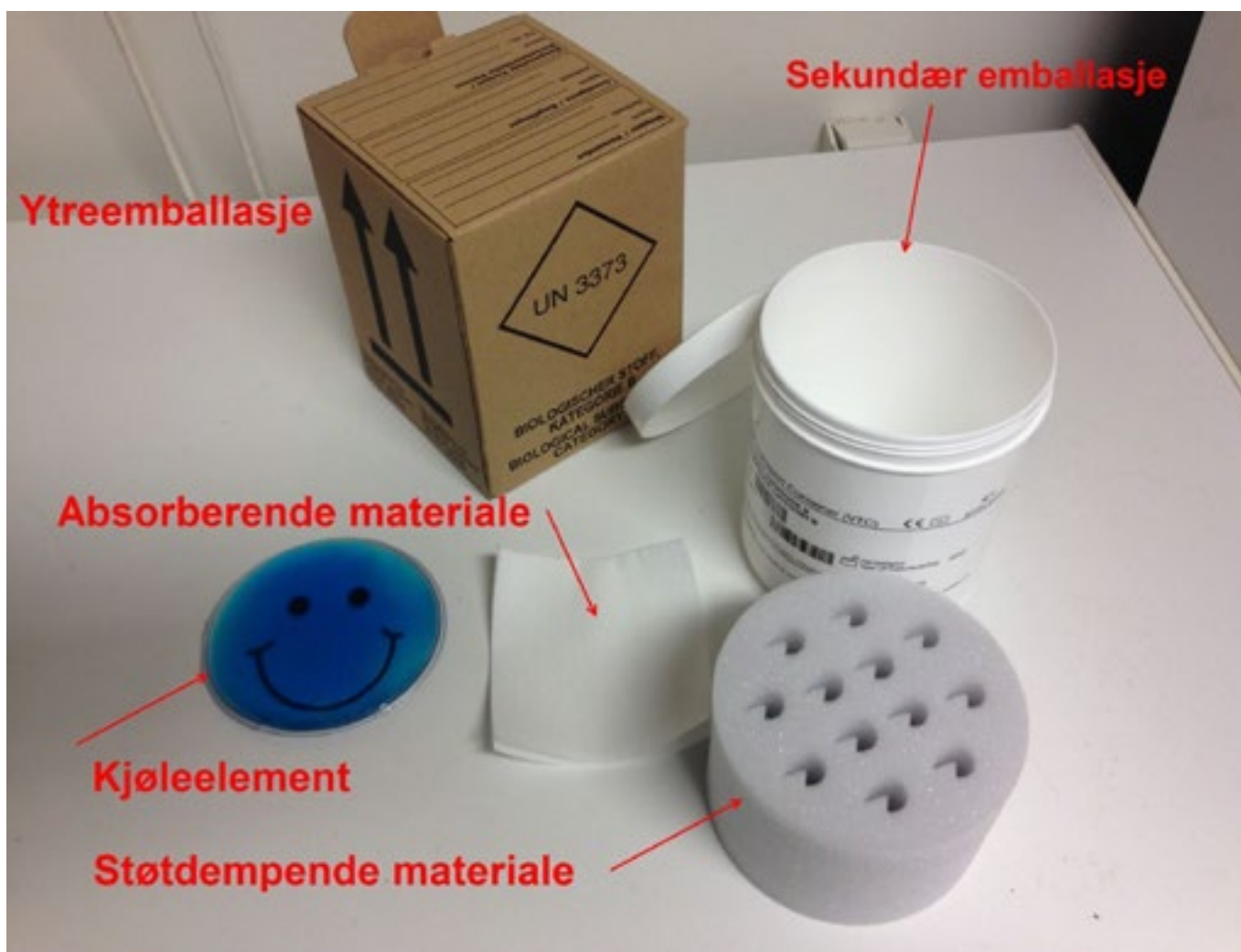
Biologisk prøvemateriale fra dyr med mistanke om smittsom sykdom er alltid kategori B

2 EMBALLERING OG PAKKING AV MATERIALE I KATEGORI B

1. Det skal benyttes solid, støtsikker emballasje av god kvalitet.
2. Emballasjen skal bestå av minst tre komponenter:
 - Primærbeholder
 - Sekundæremballasje
 - Ytteremballasje
3. Flere primærbeholdere som sendes sammen skal være individuelt pakket.
4. Sekundæremballasjen skal forhindre at primærbeholderen kan knuse eller bli punktert. Ytteremballasje av passende støtdempende materiale skal beskytte sekundæremballasjen.
5. Ved transport skal UN3373 være påført utsiden av ytteremballasjen. Merket skal være formet som en kvadrat på minimum 50x50mm og tallene skal være minimum 6 mm høye. Ved siden av merket skal varenavnet «BIOLOGISK STOFF; KATEGORI B» angis med minimum 6 mm høye bokstaver.
6. Minst en flate av ytteremballasjen skal ha minimumsmål på 100x100 mm.
7. For væsker:
 - Primærbeholderen skal være lekkasjesikker
 - Sekundæremballasjen skal være lekkasjesikker
 - Absorberende materiale skal plasseres mellom primærbeholderen og sekundæremballasjen
 - Det skal være tilstrekkelig absorberende materiale til å ta opp hele innholdet i primærbeholderen(e) slik at enhver lekkasje av flytende materiale ikke påvirker det støtdempende materiale eller ytteremballasjen negativt
8. Ved flytransport skal det benyttes spesielle metallhylser for transport av farlig gods.



✓ Les eventuelt mer om slik forsendelse her:
<https://www.dsb.no/lover/farlige-stoffer/tema/forsendelse-av-smittefarlig/>



3 KONTAKTINFORMASJON

VETERINÆRINSTITUTTET

Telefon

Sentralbord 23 21 60 00

Vakttelefon utenom arbeidstid og i helger 03789

Adresser til avdelinger og telefonnummer til fagansvarligeSe nettsidene : <https://www.vetinst.no/>

NMBU - NORGES MILJØ- OG BIOVITENSKAPELIGE UNIVERSITET

Sentralbord 67 23 00 00

VeterinærvaktSe nettsidene: <https://www.nmbu.no/>

4 SENDING AV PRØVER

- **Kontakt alltid Veterinærinstituttet i Oslo (VI) for å gjøre avtale om hvordan prøvene skal transporteres (kurér, flytransport, post over natten).**
VAKTTELEFON 03789
- **Alle prøver skal primært sendes VI Oslo, hvis ikke annen beskjed er gitt.**
De videresender ved analyser utenlands.
- **Alle prøver som sendes VI skal følges av en korrekt utfylt rekvisisjonsskjema, se side 8-6.**

Husk

- ✓ *Er Veterinærinstituttet kontaktet?*
- ✓ *Er prøvene emballert i tråd med emballeringsbestemmelsene? (UN 3373)*
- ✓ *Er prøvene merket på riktig måte?*
- ✓ *Er rekvisisjonsskjema vedlagt?*



I forbindelse med undersøkelse av mistanke om smittsom dyresykdom i felt har vi behov for å bruke desinfeksjonsmidler for å hindre at vi fører smitte ut fra det mistenkte dyreholdet. Det er aktuelt å desinfisere både prøvebeholder, personell og utstyr. Det er viktig å velge riktig desinfeksjonsmiddel og å bruke det valgte middelet riktig.

FAKTORER SOM PÅVIRKER VÅRT VALG AV DESINFEKSJONSMIDDEL:

- Mistenkt agens / type mikroorganisme man skal fjerne
- Materiale som skal desinfiseres
- Smussbelastning på materiale som skal desinfiseres
- Temperatur
- Brukervennlighet (HMS hensyn), kontakttid og miljøtoksikologi

I det følgende gis veiledning i valg av riktig desinfeksjonsmiddel samt riktig bruk i forbindelse med undersøkelse av mistanke om smittsom sykdom. Ved sanering av dyrehold etter påvist sykdom vil arbeid med rengjøring og desinfeksjon av bygning og utstyr være betydelig mer omfattende, og det kan være behov for å ta i bruk andre typer produkter enn de som står angitt i dette kapitlet. Den generelle beredskapsplanen for dyrehelse gir mer detaljerte beskrivelser av saneringsarbeid.

BLANDINGSFORHOLD OG BRUK:

- Desinfeksjonsmidler blandes fortrinnsvis samme dag som de skal brukes (fersk løsning).
- Desinfeksjonsmiddel skal dekke alle flater.
- Sørg for tilstrekkelig virketid. For alle virkestoffer gjelder at kontakttiden bør være minst 30 minutter. Ved lav temperatur kan det være nødvendig å øke kontakttiden til 2 timer.
- Etter desinfeksjon av utstyr skal dette tørke.
- Tåkelegging med desinfeksjonsmiddel er en ekstra sikkerhet, men kun mulig å gjennomføre effektivt dersom bygningen kan tettes. Dette er også nyttig til for eksempel elektrisk utstyr.


1% løsning:

100 g virkestoff til
10 liter vann

Forbruk i snitt:

0,4 liter desinfeksjons-
middel pr m²

Enkelte desinfeksjonsmidler kan tilsettes etylenglykol ved kaldt vær for å forhindre at det fryser

Produkt	Virkestoff	Bruk	Blanding	Kontraindikasjoner	HMS
Virkon S 	Oksydative midler	Oksydative midler bør brukes med konsentrasjoner på 2%. Det kan brukes til desinfeksjon av overflater og utstyr. Disse kan virke korrosivt på noen metaller. Effekten påvirkes noe av organisk materiale, men ikke i samme grad som hypokloritter	4 poser Virkon S 50 g i 10 l vann		Unngå sprut i øynene
Sitronsyre 	Syrer	Sitronsyre brukes i 5% løsning. Denne kan brukes til overtrekkstøy, biler og oversprøyting av før. 1% løsning kan brukes til desinfeksjon av hender og ansikt.	5% løsning 50 gr pr. liter vann 1% løsning 10 gr pr. liter vann	Må ikke brukes sammen med klorforbindelser.	Etsende-irritasjon på hud og i luftveier ved innånding Unngå sprut i øynene
Kaustisk soda 	Baser / alkaliske midler	2% oppløsning brukes til støvler, bildekk, veier ets. 0,2 % løsning brukes til overtrekkstøy, utstyr, og hender. Baser er svært korrosive. Baser kan brukes ved grovdesinfeksjon da den ikke er følsom for organisk belastning. Baser er ikke spesielt temperaturfølsomme.	2% løsning 20 gr pr. liter vann 0,2% løsning 2 gr pr. liter vann	Må ikke brukes sammen med sink, tinn, bly eller aluminium. Reagerer med hydrogensulfid, lettmetaller og syrer.	Etsende Unngå sprut i øynene
Klorin 	Natriumhypokloritt og kalsiumhypokloritt	Hypokloritter kan brukes med en konsentrasjon på 2%. Hypokloritter er følsom for tilstedeværelse av organisk materiale / smuss, og det er derfor viktig at utstyr / overflater er grundig rengjort før bruk. Hypokloritter virker korrosivt på mange metaller. De har best effekt ved pH 7 og lavere.	2% løsning Ca. 1 liter pr. liter vann		Unngå sprut i øynene

Hva desinfiseres	Middel	Dosering	Virketid	Korrosivt på metall	Pulver/væske	Temp. følsom	Forhåndsregler	Følsomt for org materiale
Hender/armer	Sprit	70%	fuktes		V	ikke		
	Sitronsyre	1%	fuktes	korrosivt	P		Må ikke brukes sammen med klorforbindelser	
Biler (utvendig)	Sitronsyre	5%		korrosivt	P		Må ikke brukes sammen med klorforbindelser	
	Virocid	1%		lite	V	Temp. > 10°C		mindre
Bildekk	Sitronsyre	5%		korrosivt	P		Må ikke brukes sammen med klorforbindelser	
Gravemaskiner	Sitronsyre	5%		korrosivt	P		Må ikke brukes sammen med klorforbindelser	
	Virocid	1%		lite	V	Temp. > 10°C		mindre
Veier	Natronlut	2%		Korroderer lettmetaller	P	Ikke spes. temp.følsom	Unngå kontakt med sterke syrer og lettmetaller	
Husdyrbygg Foreløpig desinf.	Natronlut	2%	24 timer	Korroderer lettmetaller	P	Ikke spes. temp.følsom	Etsende	lite
Husdyrbygg	Virkon S	2%	24 timer	moderat	P	Temp. > 10°C		moderat
	Virocid	1%		lite	V	Temp. > 10°C		mindre
Husdyr innredning	Virocid	2%		lite	P	Temp. > 10°C		mindre
Drikkevannsystem	Cid 2000	2%	6 timer	stor	V	Over 4°C		
	Sitronsyre + event. algemiddel	5%			P	Temp. > 8°C		
Døde fugler før de fjernes fra hus	Natronlut	2%	24 timer	korroderer lettmetaller	P	Ikke spes. temp.følsom	Etsende	lite
Gjødsel ved omrøring til varmgang	Natronlut	2%	42 dager	korroderer lettmetaller	P	Ikke spes. temp.følsom	Etsende	lite
Gjødsel ved nedgraving	Hydratkalk	100kg/ tonn gjødsel		korroderer lettmetaller	P	Ikke spes. temp.følsom	Unngå kontakt med sterke syrer og lettmetaller	lite
Døde fugler ved nedgraving	Hydratkalk			korroderer lettmetaller	P	Ikke spes. temp.følsom	Unngå kontakt med sterke syrer og lettmetaller	lite

Sykdom \ Desinfeksjon virkestoff	Oksydative midler	Syrer	Baser / alkaliske midler	Hypokloritt
Afrikansk hestepest	X		X	X
Afrikansk svinepest	X	X	X	X
Aviær influensa	X	X	X	X
Blåtunge	X		X	X
Brucellose	X		X	X
Infeksiøs laryngotrakeitt	X		X	X
Klassisk svinepest	X	X	X	X
Lumpy skin disease	X	X	X	X
Munn- og klauvsjuka	X	X	X	X
Newcastlesjuka	X	X	X	X
Saue- og geitekopper	X	X	X	X
Smittsomt blæreutslett hos gris	X		X	X
Småfepest	X	X	X	X
Vesikulær stomatitt	X			X

Les eventuelt mer om desinfeksjonsmidler her:

http://disinfectants.defra.gov.uk/DisinfectantsExternal/Default.aspx?Module=ApprovalsList_SI



FØRSTEHJELP - KONTAKT LEGE

VED HUDKONTAKT SKYLL MED STORE MENGDER VANN OG FJERN TILSØLTE KLÆR

VED ØYEKONTAKT SKYLL MED STORE MENGDER VANN

INNÅNDING OPPSØK FRISK LUFT