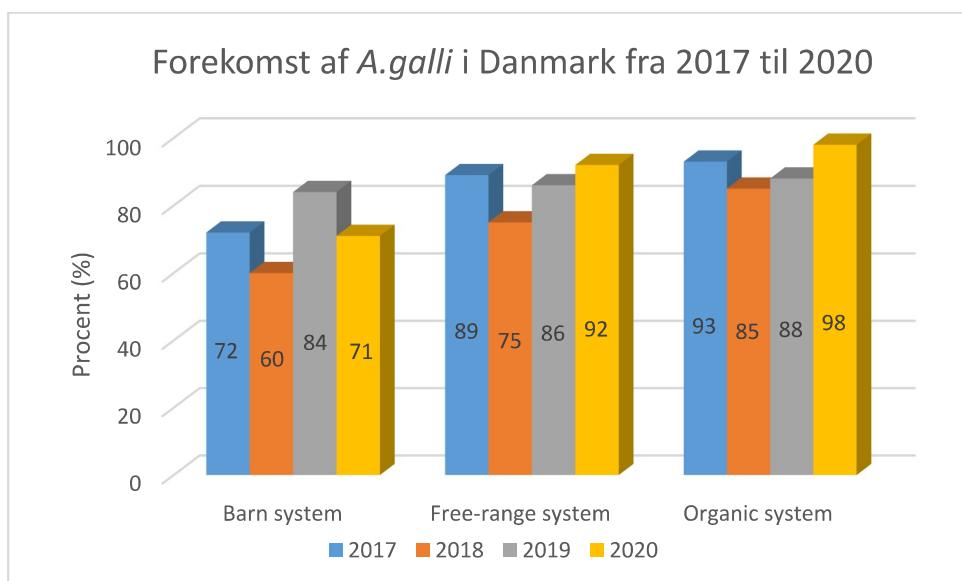


# Indvoldsorm hos Fjerkræ

Af: Liucija Sejonaite, Internship hos SEGES februar 2021

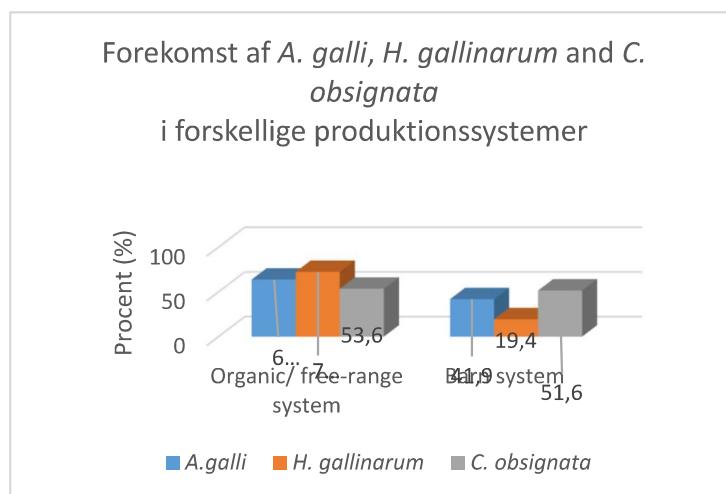
## INTRODUCTION

Indvoldsorm (nematoderne *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, *Capiliaria spp.* og cestoderne bændelorm *Raillietina spp.*) er velkendte af de fleste fjerkræproducenter. En ny screeningsundersøgelse gennemført i Danmark fra 2017 til 2020 med henblik på at evaluere forekomsten af *A. Galli* (fjerkræets store rundorm) har givet de i figur 1 viste resultater. Gødningsprøver fra 29 ejendomme med høner i æglægningsbure blev også undersøgt, men uden at finde æg af *A. Galli* i disse. Derfor er buræg ikke repræsenteret i figur 1. (Koch Als, 2021).



Figur 1 Forekomst af *A. galli* i forskellige ægproduktionssystemer i Danmark over de sidste 4 år. Modificeret efter: Rikke Koch Als, Dansk Erhvervs Fjerkræ (2020).

Et studie på tværs af produktionssystemer i Danmark 1994-1995 registreredes alle typer indvoldsorm, der blev fundet i høner (figur 2) (Permin et al., 1997).

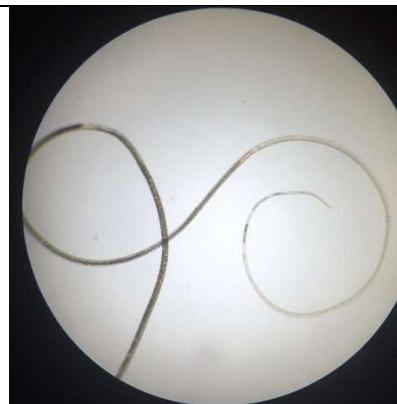


Figur 2. Forekomst af indvoldsorm i Danmark. Modificeret efter A. Permin et al. (1997).

Infektionsgraden afhænger af produktionssystemet og af typen af orm (fig. 1 og 2). Resultaterne viser, at infection med indvoldsorm forekommer både i indendørssystemer og i udendørssystemer, forekomsten af orm er dog lidt højere i økologiske og frilandssystemer, sammenlignet med skrabeægssystemer. Denne forskel har fået større betydning fordi andelen af ægproduktion, hvor høerne har adgang til udearealer, er øget meget de senere år. I 2005 var kun 14% af ægproductionen økologisk, mens den i 2020 udgjorde over 30%. Derudover produceres 9% af konsumæggene i frilandssystemer, hvilket betyder at mindst 39 % af æggene produceres i systemer med høj risiko for infektion med indvoldsorm. (Landbrug&Fødevarer, 2020).

På grund af adgang til udearealer bliver frilands- og økologiske høner ofte inficerede med indvoldsorm, og bliver af den grund også ofte inficerede med bakterie- og virusinfektioner (Eigaard et al., 2006). I indendørssystemer, uden adgang til udearealer er det muligt at opretholde en højere grad af "Biosecurity", derfor er forekomsten af ormeinfektioner lidt lavere her sammenlignet med udendørssystemerne. Økologerne har desuden særlige problemer med forebyggelsen af orm, fordi det er forbudt at behandle forebyggende mod orm i økologisk produktion. (Kilpinen et al., 2005) og fremtiden er usikker: hvis den nye EU forordning om økologisk jordbrugsproduktion gennemføres uændret fra 2022, så vil økologiske ægproducenter ikke kunne sælge deres æg som økologiske under behandling - og 2 døgn efter behandling med Panacur eller Flubenol. Hvis alternativ ægproduktion er fremtiden for æglæggende høner, så er det vigtigt, at bedre forebyggelse af ormeinfektioner ved hjælp af management også bliver en del af fremtiden.

#### ORMENES BETYDNING FOR HØNEVELFÆRD OG PRODUKTIVITET

<i>1. Capillaria spp.</i>	<i>2. Raillietina spp.</i>	<i>3. A. galli</i>
		
<a href="#">An introduction to capiliariosis in chicken</a>	(Gamra et al., 2015)	(Tarbiat, 2018)

Figur 3. Voksne indvoldsorm

Infektion med indvoldsorm går ikke ubemærket hen. Graden af skade afhænger af hvilken parasit, der er tale om, og også af infektionsgraden.

*A. galli* forårsager blødninger i tarmslimhinden, og i tilfælde af høj infektionsgrad også til blokering af tarmen, tab af blod og sekundære infektioner. En ødelagt tarmkanal kan forårsage blodmangel, vægttab, lavere tilvækst, reduceret foderudnyttelse (Permin et al., 2006).

Synlige symptomer kan være pjusket fjerdagt, hængende vinger, slaphed og diarré (Hinrichsen et al., 2016; Sharma et al., 2019).

Desuden, er det indikeret, at *A. galli* infection kompromitterer immunsystemet og hæmmer immunrespons, hvilket forårsager en højere forekomst - og større skadevirkning af andre infektioner. Dette kan hæmme effekten af vaccinationer (Hinrichsen et al., 2016) og øge skadevirkningen af andre infektioner. (Permin et al., 2006).

Skadevirkning på fjerkræ forårsaget af *Capillaria spp.* (Hårorm) afhænger af den specifikke type. Nogle typer (*C. contorta* og *C. annulata*) findes i den øverste del af tarmsystemet og påvirker spiserøret og kroen, og forårsager betændelse i slimhinden. Andre (*C. bursata*, *C. caudinflata*, og *C. obsignata*) forårsager betændelse og blødninger og vævsbeskadigelse i den nederste del af tarmkanalen (tyndtarm og blindtarme). En høj infektionsgrad kan forårsage hæmorragisk enteritis, blodig diarré og kan være fatal for hønerne. (Greenacre and Morishita, 2015; Permin and Hansen, 1998).

Alvorlig infection med *Raillietina spp.* (bændelorm) Kan forårsage fald I tilvækst, afmagring og skader på tyndtarmen (Al-Mahmoudi et al., 2019).

### **Samtidige infektioner**

Studier hos høner med samtidig infection med *E. coli* og *A. Galli* konkluderede, at der er en trend mod øget dødelighed når begge pathogener er til stede. Det blev også konkluderet at ormebelastningen var betydelig højere når både *E. coli* og *A. Galli* var til stede samtidigt. Desuden skader *A. galli* tarmslimhinden, og når *E. coli* indtages af hønen oralt, så muliggør skaderne, at *E. coli* kan etablere sig I tarmslimhinden (Permin et al., 2006). Den same tendens ses også ved samtidig infection med *A. galli* og *Pasteurella multocida*: tilstedeværelsen af *A. galli* fremmede den bakterielle infection og resulterede I mere alvorlig sygdom. (Dahl et al., 2002; Permin et al., 2006)

Desuden peger et experimentelt studie med *A. galli* og *Salmonella Enteritidis* på, at den samtidige infektion med *A. galli* øger coloniseringshastigheden for *S. enteritidis* og forlænger tiden med udskillelse af *S. enteritidis* i godtningen, og der er en risiko for forlænget contamination i staldmiljøet fordi bakterien overlever i inficerede æg fra *A. galli*. (Chadfield et al., 2001).

Dobbelt infektion er også mulig med *Heterakis gallinarrum* (blindtarmsormen) og *Histomonas meleagridis*, der er en parasit, der forårsager blackhead disease hos fjerkræ. Blindtarmsormen fungerer som mellemvært i *H. meleagridis* livscyclus. *H. meleagridis* invaderer blintarmsormene, og bliver indkapslede i ormenes æg. Disse æg kan forblive infektive i 3 år eller mere og vil udgøre en stor risiko for blackhead disease i fjerkræ, især kalkuner (Hinrichsen et al., 2016).

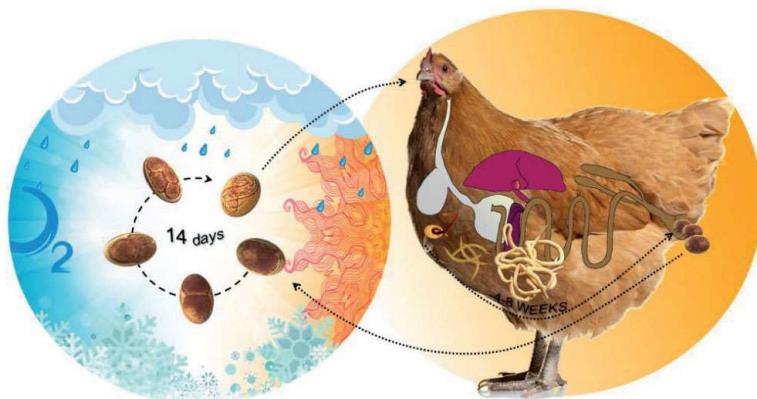
Alle disse infektioner er årsag til økonomisk tab for hele fjerkræproduktionen, på grund af øget dødelighed, nedsat ægproduktion, lavere tilvækst og vægtab. (Kilpinen et al., 2005; Permin et al., 2006).

## ORMENES LIVSCYKLUS

De mest almindelige typer af orm i fjerkræ er nematoderne *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, *Capillaria spp.* cestoderne *Raillietina spp.* For at kunne kontrollere alle disse forskellige parasitter, er det vigtigt at kende deres livscyklus.

### *Ascaridia galli* (fjerkræets store rundorm)

A. galli's livscyklus er direkte – den involverer kun én vært (hønen) (figur 4). Infektionen starter med, at hønen/fjerkræet optager/spiser et embryoneret parasit æg. Larver fra ormæggene klækker i kroen eller tyndtarmen. Nogle larver penetrerer tarmslimhinden, men de fleste forbliver i selve tarmen og udvikler sig til voksne orm. Voksne hunorm producerer store mængder æg og spreder disse til omgivelserne via fjerkræets fæces. Afhængig af værten tager udviklingen fra optagelse af et embryoneret æg til voksne hunorm producerer æg i hønens tarm mellem 4 og 8 uger. Udviklingen af ægget til det infektionsdygtigt stadie sker I omgivelserne, godtningen eller jorden. Det varer vedlede 2 uger, men er afhængig af forholdene herunder især temperatur og fugtighed i omgivelserne. Modningen af ægget svækkes og fuldendes ikke ved temperaturer under 15 °C - eller over 35 °C. En succesfuld udvikling (embryonering) af ægget kræver også en vis fugtighed. Omkring 85 – 90 % relativ fugtighed er optimalt hvis temperaturen er omkring 25 °C. (Permin and Hansen, 1998; Tarbiat, 2018).



Figur 4. Livscyclus for *A. galli* (Tarbiat, 2018).

### *Heterakis gallinarum* (blindtarmsormen)

*H. gallinarum* har samme direkte livscyklus som *A. galli*. Når et parasitæg bliver optaget (spist) af fjerkræet udskilles larver, hvorfra mange migrerer til blindtarmene. Efter gennemførelse af 3 udviklingsstadier bliver *H. gallinarum* kønsmoden og hunnerne begynder at lægge æg (figur 5). Cyclus fra optagelse af infektivt æg til ormene begynder at producere æg er ca. 25 dage. Parasitæggene udskilles til omgivelserne via hønernes fæces. Embryoneringen af nye æg tager omkring 2 uger. Infective æg kan blive optaget direkte af fjerkræet eller af en mellemvært, regnormen. I det sidste tilfælde vil *H. gallinarum* larver forblive i regnormen indtil den bliver ædt af en høne, kylling eller kalkun, hvorefter larven vil fortsætte sin normale livscyklus i fjerkræet. (Cupo and Beckstead, 2019; Permin and Hansen, 1998).



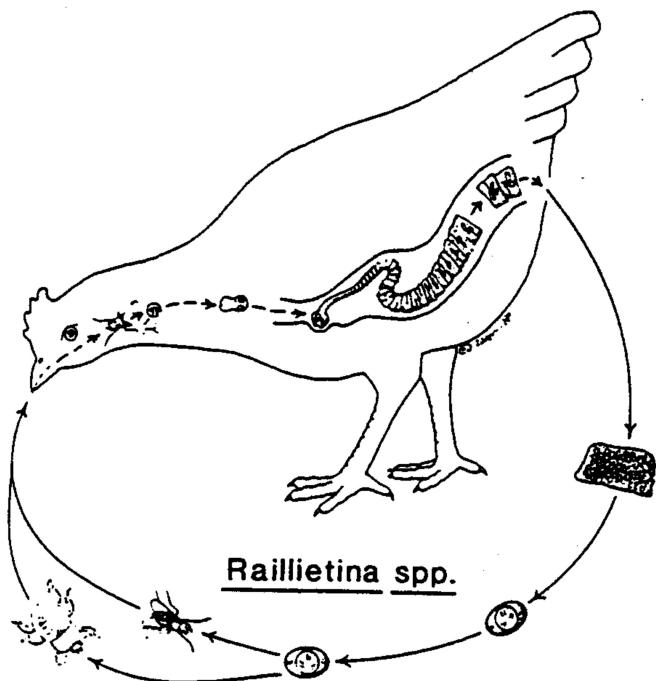
Figur 5. Voksne *Heterakis gallinarum*: han og hun (Park and Shin, 2010).

#### *Capillaria spp. (Hårorm)*

*Capillaria spp.* nematoder har en direkte livscyclus og afhængig arten, lokaliseret I forskellige dele af tarmsystemet (øvre og/eller nedre del). Men som tidligere nævnt udvikler *Capillaria* spp. sig når et infektivt parasitæg bliver optaget (ædt) af en høne. Afhængig af typen af *Capillaria* lokaliserer parasitterne sig i forskellige dele af tarmkanalen og nye æg spredes til miljøet med hønernes fæces. Embryonering af æggene I omgivelserne tager 3 – 4 uger. (Permin and Hansen, 1998).

#### *Raillietina spp. (Bændelorm)*

Livscyklus for denne cestode er inddirekte, hvilket betyder, at der kræves en mellemvært for at *Rallietina* kan udvikles (figur 6). Mellemværter er insekter, myrer og biller. Inficerede fjerkære udskiller (med fæces) segmenter eller stykker af parasittens krop, der indeholder parasitæg, til omgivelserne. Mellemværten bliver inficeret og parasitæggene udvikler sig til cysteroider – det infektive stadie. Fjerkæret bliver inficeret efter indtagelse af inficerede insekter. Cysteroiderne udskiller bændelorm, som udvikler sig til kønsmodenhed og udskiller nye stykker af bændelormekroppen med parasitæg i fjerkærets fæces. Udviklingen til infektivt stadie uden for fjerkæret tager 2 -3 uger. Den præcise varighed af livscyklus, og hvilken mellemvært der indgår, afhænger af hvilken art af *Raillietina* der er tale om. Derfor er det vigtigt at analysere fjerkægødningen inden udarbejdelse af en kontrol - og behandlingsplan. (Permin and Hansen, 1998; Taylor et al., 2016).



Figur 6. *Raillietina spp.*. Livscyklus i hønen.  
Source:<http://medicpdf.com/c/ctahr.hawaii.edu1.html>

### Forebyggelse

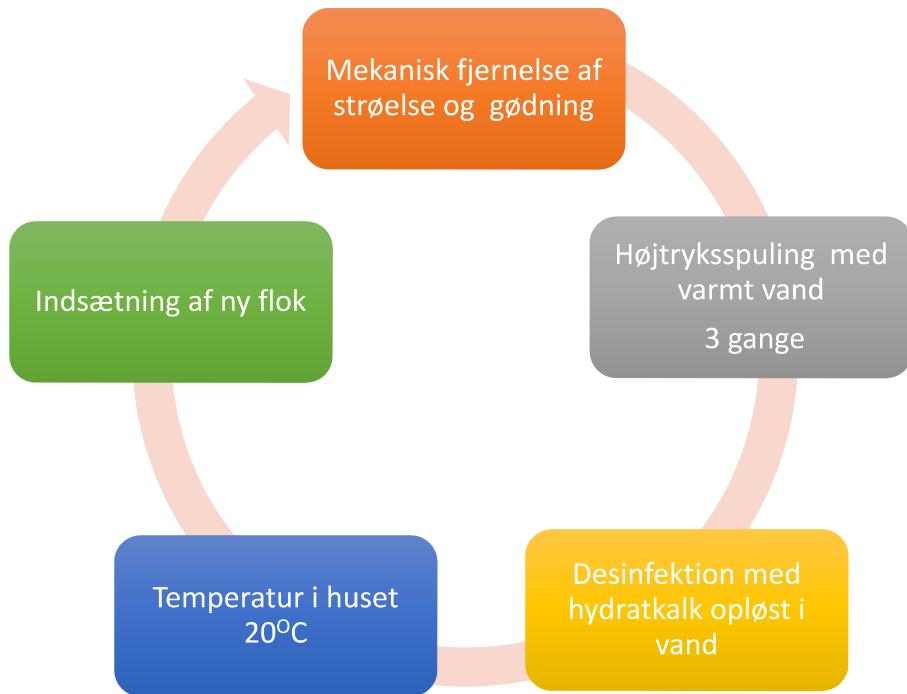
Selvom risikoen for ormeinfektioner er knyttet til specifikke produktionssystemer og høner med adgang til udearealer, så er det alligevel et langt stykke ad vejen, muligt at kontrollere indvoldsorm med forebyggende tiltag.

For det første bør der gennemføres en høj grad af biosecurity igennem hele produktionscyklus: desinfektion af køretøjer før de kommer ind på bedriften, skift af fodtøj, brug af desinfektionsmåtter og fodbud kombineret med skift af overtrækstøj skal minimere risikoen for at introducere pathogener til bedriften. Særlig opmærksomhed bør udvises med hensyn til skadedyrskontrol og beskyttelse af fjerkrætet mod kontakt med vilde fugle og andre dyr. (Dewulf and Immerseel, 2019; Ssematimba et al., 2013).

For det andet, så skal produktionen køre efter “alt ind – alt ud princippet og en meget grundig rengøring skal udføres inden hver start af en ny produktionscyklus. Det anbefales også at undgå at blande forskellige aldersgrupper i samme flok. Hvis den nye flok (hønnikerne) allerede er inficeret med indvoldsorm, så er det vigtigt at behandle dem inden flytning til den rene stald. Bed derfor altid din leverandør om dokumentation for hønnikernes ormestatus (Permin and Hansen, 1998).

Desinfektion og rengøring af den tomme bedrift skal udføres omhyggeligt. Det er vigtigt at huske, at ormeæggene ikke kan ses og kan gemme sig i små sprækker. Ormeæggene kan overleve i måneder, og i nogle tilfælde år, derfor kan grundig rengøring og desinfektion gøre

en signifikant forskel for hele produktionen. Her er et eksempel på rengøringsproceduren hos en dansk ægproducent (figur 7).



Figur 7. Program for rengøring på en æglæggerbedrift.

Strøelse i dybstrøelsessystemer bør fjernes fuldstændigt inden rengøring påbegyndes. Betongulve anbefales, at rengøres med damp, flambering eller effektiv desinfektion. På samme måde bør vægge, reden og alt udstyr desinficeres. Aktivstoffet chlorocresol har vist sig effektivt mod nematode æg, men er desværre ikke tilladt at bruge. Det foreslås i stedet, at bruge "lime-wash" (vandig opløsning af hydratkalk) ved slutningen af rengøringsprocessen og lade huset stå tomt i 2 – 4 uger. "Lime-wash" har pH 12 og udtørrende effekt. På grund af disse egenskaber, anbefales det til at bekæmpe parasitæg i fjerkæstalde. (Dewulf and Immerseel, 2019; Permin and Hansen, 1998).

At holde strøelsen så tør som muligt vil minimere risikoen for at ormeæg udvikler sig til det infektive stadie. Udvikling af embryonet i parasitægget kræver en vis fugtighed.

#### Anbefalinger til at holde strøelsen tør:

- God ventilation I hele stalden og luftblandere tørre strøelsen ud.
- Huset bør være så tæt som muligt for at undgå træk og varmetab.
- Højden på vandrenge og vandtryk skal optimieres. For højt placerede – eller for lavt placerede vandrenge vil forårsage vandspild når hønerne drikker. Vandtrykket bør være godt justeret, for højt tryk kan forårsage lækage. Vandsystemet bør rengøres jævnligt, da aflejringer i systemet også kan forårsage lækage og vandspild.
- Der kan ske kondensering af vand på kolde vandledninger. For at undgå dryp af kondensvand på strøelsen bør sådanne rør varmes op.
- Relativ fugtighed (RF) anbefales 50-60%. Hvis RF er mere end det, bør ventilationen øges.

- Medens en flok er I production anbefales at fjerne områder af våd strøelse og erstatte med tør strøelse. En anden strategi kunne være “Partiel clean-out”: hvor man fjerner noget af strøelse I midten af huset og derefter jævner resten af strøelsen ud I resten af huset. (Dewulf and Immerseel, 2019; Ssematimba et al., 2013).

Det anbefales også at sætte focus på, at kontrollere parasitterne i udearealet. Det kunne gøres ved foldskifte i udearealet. F.eks. kunne tomme hønsegårde udnyttes til at dyrke afgrøder eller afgrænsning for andre husdyr. (Permin and Hansen, 1998).

### **Behandling**

Først og fremmest skal behandling starte med en analyse af godtningssprøver fra hønsene, så arten eller arterne af parasitter I flokken kan bestemmes og der kan laves en optimal behandlingsplan. Hvis det er bændelorm eller *H. gallinarum*, så bør en plan for control af mellemværter også iværksættes. Veterinærmedicin bør anvendes I korrekt dosis og på korrekt behandlingstidspunkt. Det anbefales at behandle allerede ved lave infektionsgrader, fordi hvis man udsætter behandlingen risikerer man, at infektionsgraden når at blive høj og der vil ved høje infektions grader være stor risiko for reinfektion efter behandlingen. Efter brug af et aktivstof i et par år anbefales at skifte til et andet for at undgå resistensudvikling hos parasitterne. På ejendomme med højt smittepres anbefales at gennemføre et program med gentagne behandlinger.

### **REFERENCE LISTE**

Al-Mahmoudi, A.H.J., Al-Nailey, K.G.C., Ali, M.J., Alfatlawi, M.A.A., Al-Saeedi, T.A., 2019. Clinical, parasitic, and histopathological study of pigeons infested with *raillietina* spp in Al-Qadisiyah province, Iraq. Int. J. Drug Deliv. Technol. 9, 246–249.  
<https://doi.org/10.25258/ijddt.9.2.21>

An introduction to capillariosis in chickens 2020, accessed 22 March 2020, <<https://ridgewayresearch.co.uk/an-introduction-to-capillariosis-in-chickens/>>.

Chadfield, M., Permin, A., Nansen, P., Bisgaard, M., 2001. Investigation of the parasitic nematode *Ascaridia galli* (Shrank 1788) as a potential vector for *Salmonella enterica* dissemination in poultry. Parasitol. Res. 87, 317–325.  
<https://doi.org/10.1007/PL00008585>

- Cupo, K.L., Beckstead, R.B., 2019. *Heterakis gallinarum*, the Cecal Nematode of Gallinaceous Birds: A Critical Review. *Avian Dis.* 63, 381–388.  
<https://doi.org/10.1637/0005-2086-63.3.381>
- Dahl, C., Permin, A., Christensen, J.P., Bisgaard, M., Muhairwa, A.P., Petersen, K.M.D., Poulsen, J.S.D., Jensen, A.L., 2002. The effect of concurrent infections with *Pasteurella multocida* and *Ascaridia galli* on free range chickens. *Vet. Microbiol.* 86, 313–324.  
[https://doi.org/10.1016/S0378-1135\(02\)00015-9](https://doi.org/10.1016/S0378-1135(02)00015-9)
- Dewulf, J., Immerseel, F. Van, 2019. Biosecurity in animal production and veterinary medicine. CABI, Leuven, Belgium.
- Eigaard, N.M., Schou, T.W., Permin, A., Christensen, J.P., Ekstrøm, C.T., Ambrosini, F., Cianci, D., Bisgaard, M., 2006. Infection and excretion of *Salmonella Enteritidis* in two different chicken lines with concurrent *Ascaridia galli* infection. *Avian Pathol.* 35, 487–493. <https://doi.org/10.1080/03079450601071696>
- Gamra, O.W., Antiab, R.E., Falohunc, O.O., 2015. Intestinal cestodes of poultry *Raillietina echinobothrida* and *Choanotaenia Infundibulum* infection in a commercial Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) farm in Apomu, Osun State, Nigeria. *Sci. J. Zool.* 4, 20–25. <https://doi.org/10.14196/sjz.v4i4.1860>
- Greenacre, C.B., Morishita, T.Y., 2015. Backyard poultry medicine and surgery. Wiley Blackwell, Iowa, USA.
- Hinrichsen, L.K., Labouriau, R., Engberg, R.M., Knierim, U., Sørensen, J.T., 2016. Helminth infection is associated with hen mortality in Danish organic egg production. *Vet. Rec.* 179, 196. <https://doi.org/10.1136/vr.103614>
- Kilpinen, O., Roepstorff, A., Permin, A., Nørgaard-Nielsen, G., Lawson, L.G., Simonsen, H.B., 2005. Influence of *Dermyssus gallinae* and *Ascaridia galli* infections on behaviour and health of laying hens (*Gallus gallus domesticus*). *Br. Poult. Sci.* 46, 26–34. <https://doi.org/10.1080/00071660400023839>
- Koch Als, R., 2021. Udfordringer med orm i konsumægsproduktionen. Dansk erhvervsfjerkræ 50.
- Landbrug&Fødevarer, Fjerkræbranchens årsstatistik, 2020.
- Park, S.I., Shin, S.S., 2010. Concurrent capillaria and *Heterakis* infections in zoo rock partridges, *Alectoris graeca*. *Korean J. Parasitol.* 48, 253–257.  
<https://doi.org/10.3347/kjp.2010.48.3.253>
- Permin, A., Bojesen, M., Nansen, P., Bisgaard, M., Frandsen, F., Pearman, M., 1997. *Ascaridia galli* populations in chickens following single infections with different dose levels. *Parasitol. Res.* 83, 614–617. <https://doi.org/10.1007/s004360050306>
- Permin, A., Christensen, J.P., Bisgaard, M., 2006. Consequences of concurrent *Ascaridia galli* and *Escherichia coli* infections in chickens. *Acta Vet. Scand.* 47, 43–54.  
<https://doi.org/10.1186/1751-0147-47-43>
- Permin, A., Hansen, J.W., 1998. The Epidemiology, Diagnosis and Control of Poultry Parasites, FAO Animal Health Manual.
- Sharma, N., Hunt, P.W., Hine, B.C., Ruhnke, I., 2019. The impacts of *Ascaridia galli* on performance, health, and immune responses of laying hens: new insights into an old

- problem. Poult. Sci. 98, 6517–6526. <https://doi.org/10.3382/ps/pez422>
- Ssematimba, A., Hagenaars, T.J., de Wit, J.J., Ruiterkamp, F., Fabri, T.H., Stegeman, J.A., de Jong, M.C.M., 2013. Avian influenza transmission risks: Analysis of biosecurity measures and contact structure in Dutch poultry farming. Prev. Vet. Med. 109, 106–115. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2012.09.001>
- Tarbiat, B., 2018. Ascaridia galli in laying hens: adaptation of a targeted treatment strategy with attention to anti-helminthic resistance - Ascaridia galli; , Swedish University of Agriculture Sciences.
- Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L., 2016. Veterinary parasitology, Fourth. ed. Wiley Blackwell, West Sussex, UK.

STØTTET AF

**Fjerkræ**afgiftsfonden