

Gökben ÖZBEY¹
Hakan KALENDER²
Adile MUZ³

¹ Fırat Üniversitesi
Sağlık Hizmetleri Meslek
Yüksekokulu,
Elazığ-TÜRKİYE

² Fırat Üniversitesi
Süleyman Demirel Keban
Meslek Yüksekokulu,
Elazığ- TÜRKİYE

³ Fırat Üniversitesi
Veteriner Fakültesi,
Mikrobiyoloji Anabilim Dalı
Elazığ-TÜRKİYE

Geliş Tarihi : 06.09.2007
Kabul Tarihi : 21.01.2008

**Yazışma Adresi
Correspondence**

Gökben ÖZBEY
Fırat Üniversitesi
Sağlık Hizmetleri Meslek
Yüksekokulu, 23119
Elazığ, TÜRKİYE

gokbenozbey@yahoo.com

Avian Klamidiyozis

Kanatlı Klamidiyozis'i, *Chlamydomphila psittaci*'nin sebep olduğu, evcil ve yabani kuşlarda görülen sistemik, bulaşıcı, zoonoz bir enfeksiyondur. *C. psittaci* insanlara bulaştığı için halk sağlığı açısından önem taşımaktadır. Bu makalede, *Chlamydia*'ların sınıflandırılması, genel özellikleri, izolasyon ve identifikasyon yöntemleri, serotiplendirilmesi, tedavisi ve kontrolü ele alınmıştır.

Anahtar Sözcükler: Kanatlı Klamidiyozis *Chlamydomphila psittaci*.

Avian Chlamydiosis

Avian chlamydiosis is a systemic, contagious, zoonotic disease, caused by the bacterium *Chlamydomphila psittaci* occurring in domestic and wildfowl. *C. psittaci* has major importance for public health to be transmitted to humans. In this paper, the classification, general characteristics, isolation and identification methods, serotyping, treatment and control of *Chlamydia* were reviewed.

Key Words: Avian chlamydiosis, *Chlamydomphila psittaci*.

Giriş

Taksonomi

Chlamydia'ların taksonomisi morfolojik gelişme, biyolojik ve moleküler düzeydeki bilgilerin artmasıyla değişmiştir (1-4). Son yıllarda, *Chlamydiales* takımının sınıflandırması tekrar gözden geçirilmiş, *Chlamydiaceae*, *Simkaniaceae*, *Parachlamydiaceae* ve *Waddliaceae* olarak dört familyaya ayrılmıştır (5,6). *Chlamydiaceae* familyası 16S ve 23S rRNA genlerinin sekans analizi esas alınarak iki cins (*Chlamydia* ve *Chlamydomphila*) ve dokuz tür olarak tekrar sınıflandırılmıştır (5). *Chlamydia* cinsi içinde *C. trachomatis* (insan), *C. suis* (domuz) ve *C. muridarum* (fare, hamster) olmak üzere üç tür yer alır (7). *Chlamydomphila* cinsi *C. psittaci* (kanatlı), *C. felis* (kedi), *C. abortus* (koyun, keçi, siğir), *C. caviae* (kobay) ve eski türler olan *C. pecorum* (koyun, siğir) ve *C. pneumonia* (insan) olmak üzere altı türü içerir (7). Yapılan çalışmalarda çoğu türlerin konakçı spesifik olduğu ileri sürülmüştür (8). Bununla birlikte, *C. pneumonia*, *C. trachomatis*, *C. psittaci* ve *C. pecorum* çoğu hayvan türlerinden izole edilmiştir (9).

Avian Klamidiyozis'in Terminolojisi

Geçmişte *Chlamydia* için çok çeşitli isimler teklif edilmiş ve değiştirilmiştir (10). İsimlerdeki bu değişikliklerin asıl nedenleri bu grup etkenlerin mikrobiyal doğasının kesinsizliği, morfoloji, replikasyon şekli ve etkenin saptanması ve identifikasyonu için gerekli metotlardaki ilerlemelerdir (10). *Chlamydia* için aşağıdaki terimler kullanılmıştır:

- *Chlamydia* (11, 12),
- Levinthal-Coles-Lillie (LCL) bodies (13-15),
- Psittacosis virus (14, 16),
- *Rickettsia psittaci* (15),
- Bedsonia (16-18),
- Chlamydozoon, Ehrlichia, Rickettsiaformis ve Rakeia (1),
- Miyagawanella psittaci (17,19),
- Psittacosis-Lymphogranuloma-Trachoma grup (12),
- Neo-Rickettsia mundi (2),
- Psittacosis-Lymphogranuloma-Venerum grup (1, 20),
- *Chlamydomphila psittaci* (5).

Chlamydia'nın Sebep Olduğu Hastalıkların Terminolojisi

Chlamydia'nın memelilerde ve kuşlarda meydana getirdiği hastalıkların isimleri de zamanla değişmiştir (10). Bu isimler "parrot fever" (17, 21), parrot disease, pnömoni, pseudotyphosa, psittacosis, ornithosis (18), chlamydiosis, Chlamyophilosis (22) ve farklı dillerdeki ifadeleri içeren diğerleri (23, 24)'dir. "Psittacosis" terimi insanlar ve psittacine kuşlardaki (muhabbet kuşu, papağan) hastalığı ve "ornithosis" terimi psittacine olmayan kuşlarda (güvercinler, serçeler ve evcil kanatlılar) görülen hastalığı tanımlamak için kullanılmaktadır (25). Günümüzde iki hastalıkta aynı kabul edilmektedir. Kanatlılarda avian chlamydiosis terimi tercih edilmiştir (26). "Psittacosis" hala insanlardaki hastalığı tanımlamak için kullanılmaktadır (27).

Hastalığın Dünyadaki Durumu

Brezilya'da papağanların kloakal swap örneklerinde %16-56 oranlarında *C. psittaci* saptanmıştır (28). Filipinler'de kafes kuşlarında % 25 oranında seropozitiflik tespit edilmiştir (29). Hollanda'da güvercin dışkı örneklerinin %7'si *C. psittaci* yönünden pozitif bulunmuştur (30). Japonya'da güvercin dışkı örneklerinde %22 oranında *C. psittaci* tespit edilmiştir (31). Hırvatistan'da güvercinlerde % 95 oranında seropozitiflik saptanmıştır (32). Amerika'da pet kuşlarda %24 oranında *C. psittaci* enfeksiyonu saptanmıştır (33). Japonya'da 113 kuş türünden alınan 1147 örneğin %5.9'unda *C. psittaci* tespit edilmiştir (34).

Hastalığın Türkiye'deki Durumu

Hastalığın kanatlılarda yaygınlığı üzerinde ülkemizde çok az çalışma yapılmıştır. Son yıllarda yapılan bir çalışmada (35) pet kuşların gayta örneklerinin % 34'ünde Polimeraz Zincir Reaksiyonu (PCR) yöntemiyle *C. psittaci* DNA'sı saptanmıştır. Diğer bir çalışmada ise (36) hayvanat bahçelerindeki ördek, kaz, kuğu ve pelikanları kapsayan 140 su kuşu ELISA yöntemiyle incelenmiş ve kuşların % 65'i *C. psittaci* yönünden pozitif bulunmuştur.

Etiyoloji

Chlamydia ve *Chlamyphila*'lar Gram-negatif, RNA ve DNA içeren, obligat, intraselüler bakterilerdir. Gram negatif bakterilere benzer sert bir hücre duvarına sahip olmaları, bölünerek çoğalmaları, ve bazı antibiyotiklere duyarlı olmaları nedeniyle bakteriler arasında yer almaktadırlar (37-39).

C. psittaci küçük, kokoid, hareketsiz, sporsuz, kapsülsüz, bifazik üreme siklusuna sahip, zorunlu hücre içi bir bakteridir (40, 41). *Chlamydia* ve *Chlamyphila*'lar sadece canlı ortamlarda (duyarlı hücre kültürleri, embriyolu tavuk yumurtaları ve laboratuvar hayvanlarında) üretilebilmektedir ve hücre kültürleri *Chlamydia* ve *Chlamyphila*'ların izolasyonu ya da üretilmesinde yaygın olarak kullanılmaktadır (42). En yaygın kullanılan hücre kültürleri buffalo green monkey (BGM), McCoy, HeLa, African green monkey kidney (Vero) ve L hücreleridir (43).

C. psittaci'nin iki gelişme formu vardır: Bunlardan biri olan, elementer cisimcik (elementary body, EB) küçük (0.2-0.6 µm), ekstrasellüler, yoğun bir görünüme sahip olup, enfeksiyöz bir karakter gösterir (42). Diğer ise elementer cisimciklerin hücreye girdikten sonra gelişerek, büyüyerek ve bölünerek oluşturdukları enfeksiyöz olmayan daha büyük (1.5 µm çapında), intraselüler retikulat cisimcikleri (reticulate bodies, RB)'dir (42).

Dokulardan, hücre kültürlerinden ve yumurta sarısı zarlarından yapılan (Giemsa, Stamp, Macchiaveola, Castenada, Gimenez, Ziehl-Neelsen, vs.) preparatlarda mikroorganizmalar, hücre içinde ve/veya dışında tek tek veya kümeler halinde, yuvarlak-oval biçimlerde görülürler (41, 44). Giemsa ile koyu mor, Stamp'la pembe, Castenada ile mavi, Macchiavello ve Gimenez ile kontrast renkle boyanmış zeminde kırmızı renkte görünmektedirler (7, 25). Genelde *Chlamydia* ve *Chlamyphila*'lar için Gimenez boyama diğer boyama yöntemlerine tercih edilmektedir. (7, 25, 41).

Bulaşma

Avian Klamidiyozis papağan, hindi, güvercin ve ördeklerde görülür (7). *C. psittaci* birçok evcil kuş türü ve kümes hayvanlarını infekte etmektedir. Papađan türleri, muhabbet kuşları, güvercinler, kumrular, kanaryalar, hindi, ördek, sülünler, su kuşları, deniz ve sahil kuşları *C. psittaci* enfeksiyonunun doğal konakçılarıdır (7). *C. psittaci* 469'dan fazla kuş türünde bulunmuştur (7, 10). Infekte hayvanlar ve portörler etkeni dışkıları ve burun akıntıları ile çevreye saçmaktadırlar (7). Fekal saçılma belirli aralıklarla meydana gelir ve nakil, kalabalık, soğuk, uygun olmayan bakım ve beslenme, hatta kötü muamele gibi stres faktörleri hastalığın hızlı ve yayılışında rol oynarlar (27, 41). Klinik olarak hasta ve taşıyıcı kuşların hangi periyotlarda etkeni saçtıklarına dair bilginin yeterli olmadığı bildirilmiştir (45). Etkenin saçılmasının aylarca sürebildiği vurgulanmıştır (27).

Dođada duyarlı sağlam hayvanlara *C. psittaci*, direkt olarak solunum yada fekal-oral yolla bulaşmaktadır (46, 47). Yavruların beslenmesi sırasında anne-babadan yavruya oral, tracheal ya da nasal eksudatlarla da bulaşma olabildiği bildirilmiştir (47). Ayrıca indirekt olarak etkenle bulaşık yem, su, kümes ekipmanları ve yabancı kuşların da hastalığın yayılışında önemli fazladır (41,46). Yavruların beslenmesi sırasında anne-babadan yavruya oral, tracheal ya da nasal eksudatlarla da bulaşma olabildiği bildirilmiştir (47).

Diğer bir bulaşma yolunun vertikal bulaşma olduğu, tavuk, ördek, muhabbet kuşu, martı ve bazı kaz türlerinde saptandığı, fakat bu tür bulaşmanın oldukça düşük olduğu bildirilmiştir (48). Bununla birlikte, kanatlı klamidiyozis'inde vertikal bulaşmanın yumurtada canlı aşuların üretilmesinde ciddi bir problem olarak ortaya çıktığı belirtilmiştir (27).

C. psittaci yabancı kuş popülasyonundan duyarlı pet kuşlar veya kanatlılara geçebilir (49, 50). Kontamine yem veya ekipman da enfeksiyon kaynağı olabilir ve bu yüzden, yemin yabancı kuşlardan korunması gerekir (27).

Organizma gayta ve altlıkta 30 gün kadar canlı kaldığı için ekipmanın dikkatle temizlenmesi önemlidir (27). Bakteri yüksek lipid içeriğine sahip olduğu için çoğu deterjanlar ve dezenfektanlarla temizleme ve dezenfeksiyon *C. psittaci*'yi inaktive eder (27).

Klinik Semptomlar

Klamidiyozis'in inkubasyon süresi konakçının duyarlılığına, yaşına, türüne, mikroorganizmanın virulensine, giriş yoluna ve miktarına ve çevre koşullarına göre 5-60 gün arasında değişmektedir (41, 44). *C. psittaci* kuşlarda suşa ve konakçıya bağlı olarak değişen sistemik infeksiyonlara yol açmaktadır (7). Kuşlarda hastalık akut, subakut, kronik ya da asemptomatik formlarda seyretmektedir (41). Avian Klamidiyozis uyuşukluk, susama, anormal salgılar, burun ve göz akıntıları, yumurta veriminde azalma meydana getirebilir (51). Mortalite oranları oldukça değişkenlik gösterir (7). Pet kuşlarda en fazla görülen klinik belirtiler iştahsızlık, kilo kaybı, ishal, sinusitis, konjunktivitis, burun akıntısı, tıksırık, göz yaşı akıntısı ve soluk alıp vermede güçlütür (51). Çoğu kuşlarda, özellikle yaşlı psittacine kuşlarda klinik belirtiler görülmeyebilir; fakat bunlar etkeni uzun süre saçabilirler (7).

Hindilerde hastalığın şiddeti chlamydial suşa ve diğer hastalıkların varlığına bağlıdır (7). D serotipinden ileri gelen infeksiyon oldukça şiddetlidir ve özellikle kümes çalışanları için tehlikelidir (7). Serotip D suşları ile infekte bir sürüde, hastalığın pik noktasında, kuşların %50-80'i klinik belirtiler gösterebilir ve mortalite çoğu kez %10-30'dur (26). Broiler hindilerde, mortalite oranının %80'e kadar ulaşabileceği bildirilmiştir (52). B ve E serotipleri gibi diğer serotiplerin suşları çoğu kez %5-20 morbidite ve %5'in altında bir mortalite ile seyreden hastalığa neden olurlar (7).

Hindilerde klinik belirtiler oldukça değişkendir (7). Yüksek derecede virulent suşlarla infekte hindilerde kaşeksi, iştahsızlık ve ateş yükselmesi görülmektedir (7). Hayvanlar sarı-yeşil jelatinöz bir eksudat salgırlar ve yumurtacı tavuklarda yumurta üretimi aniden düşer (52). Broiler hindilerde, rhinotracheitis'in özelliklerini gösteren bir solunum sendromu bildirilmiştir (52). Belirtiler konjunktivitis, arthrit, infra-orbital sinusların şişmesi ve tıksıraktır (7). Düşük virulensli suşlarla infekte hindilerde hastalık belirtileri daha hafiftir ve genellikle açıklık ve bazı kuşlarda yeşil akıntılar görülür (52).

Ördeklerde klamidiyozis, hem ekonomik olarak hem de dünyanın bazı yerlerinde bir halk sağlığı tehlikesi olarak önem taşır (7). Hastalık, genellikle ördeklerin yaşı ve aynı zamanda meydana gelen infeksiyonların varlığına bağlı olarak %0-40 arasında değişen bir mortalite ve %80'e kadar ulaşan bir morbidite ile seyredir (26). Klinik belirtiler baş tremorları, sallantılı yürüyüş, konjunktivitis, seröz-purulent bir burun akıntısı, depresyon ve ölüm ile karakterizedir (7).

Deve kuşlarında da klamidiyozis'in varlığı bildirilmiştir (7). Serotiplendirilmiş olan tek izolat, güvercin, ördek ve insanlardan izole edilmiş olan E serotipidir. Rezervuarının

yabani güvercinler veya diğer yabani kuşlar olduğu düşünülmüştür (7).

Otopsi Bulguları

İnfekte kuşların nekropsisinde dalak ve karaciğerde büyüme, hava kesesinde fibrinöz eksudat, perikarditis ve peritonitis gözleendiği bildirilmiştir (26, 48). Virulent suşla infekte kuşların nekropsisinde karakteristik lezyonlar dalak, karaciğer ve böbreklerde büyüme ve konjesyon, solunum, peritoneal ve perikardial yüzeylerde fibrinöz-fibropurulent bir eksudat birikmesi, sinusitis, tracheitis, hava kesesi yangısı, perikarditis ve peritonitis, pnömoni, enteritis ve eklemlerde yangısal reaksiyonlara rastlanabilir (7,26,38,41,44).

Teşhis

Laboratuvar teşhisi

Bir çok bakteriyel (Mycoplasmosis, ORT, Pasteurellosis, Colibasillosis, Bordetellosis Listeriosis, vs.), viral (Avian Influenza, Newcastle) ve mantar infeksiyonları (Aspergillozis) ile benzer klinik belirtiler ve otopsi bulguları meydana getirdiğinden klinik belirtilere ve lezyonlara bakarak klamidiyozis'in teşhisini yapmak çok zordur (44).

Geniş konakçı dağılımı, klinik belirtilerdeki varyasyon ve infeksiyonun şiddeti klamidiyozis'i teşhis etmede güçlüğe yol açmaktadır (8). OIE'ye göre, kanatlı klamidiyozis'in tanısında tipik klinik belirtilerin yanısıra, organizmanın izolasyon ve identifikasyonuna, dokularda *Chlamydia*'nın saptanmasına veya spesifik humoral antikorda dört kat artışın saptanmasının gerektiği bildirilmiştir (7).

Chlamydia'nın izolasyon ve identifikasyonu

İzolasyon

Kültür için alınacak örnekler hastalık belirtilerine bağlıdır. Örnekler aseptik olarak alınmalıdır. Kontaminant bakteriler *Chlamydia*'nın izolasyonuna engel olabilirler (7). Akut vakalarda alınan örnekler, lezyonlar gösteren organların içerisindeki veya etrafındaki fibrinöz eksudat, oküler ve nasal eksudatlar, tüm kan ve böbrek, akciğer, perikardium, dalak ve karaciğerden alınan doku örneklerinden ibarettir (53). İshalli vakalarda, kolon içerikleri veya dışkının kültür edilmesi gerekir (7). Canlı kuşlarda, tercih edilen örnekler nazal, faringiyal ve kloakal swab, konjunktival kazıntı ve dışkıdır (53). Dışkıdan örnek alınımında *Chlamydia*'ların aralıklarla saçılması dikkate alınarak kloakal swab ya da dışkının 3-5 gün aralıklarla alınması gerekir (41). Bağırsak içeriği, kloakal swablar, konjunktival kazıntılar ve peritoneal eksudatta alınması gerekir (7).

İzolasyon amacıyla toplanan örneklerin taşıma ve saklanması sırasında *Chlamydia* ve *Chlamydia*'ların infektivitesinin kaybolmasını engellemek için uygun bir transport besiyeri (%10 fetal buzağı serumlu sukroz-fosfat-glutamat (sucrose-phosphate-glutamate, SPG) kullanılmalıdır (25). Bakteriyel kontaminasyonu engellemek için Chlamydiostatik olmayan antibiyotikler (vancomycin 100 µg/mL, streptomycin 100 µg/mL,

gentamycin 50 µg/mL) ve mikostatikler (nystatin 50 µg/mL) eklenebilmektedir (25).

C. psittaci obligat intraselüler bir bakteridir ve bu nedenle doku kültürü, embriyolu tavuk yumurtası ve laboratuvar hayvanlarında üretilebilmektedir. Buffalo green monkey (BGM), African green monkey kidney (Vero), McCoy veya L hücreleri içerisinde örneklerin direkt inokulasyonu tercih edilir (7). Hücre kültürlerinin kanatlı suşlarının izolasyonu için tavuk embriyoları kadar duyarlı olduğu bildirilmiştir (7). Örneklerin infektivitesini artırmak için tercih edilen metot monolayerler üzerine inokulumun sentrifügasyonu, cycloheximide gibi hücre bölücü inhibitörlerin eklenmesidir (7). Tanıda etkenin izolasyonunun en iyi yöntem olmasına rağmen zaman, izolasyon için konunun uzmanına ve iyi ekipman içeren laboratuvara, doğru örnek transport koşullarına gerek olmasının bir dezavantaj olduğu, bu nedenle bir çok teşhis laboratuvarlarında rutin olarak tanının yapılamadığı vurgulanmıştır (54, 55).

İdentifikasyon

Dokulardan hazırlanan kesitler, sürme veya ezme preparatlar hazırlanarak Haematoxylin-Eosin (HE), Giemsa veya modifiye Ziehl-Neelsen (Stamp) tekniklerinden biri ile boyanarak ışık mikroskobu altında (1000X-1500X) incelenirler (41). Giemsa ile mor ve Stamp ile pembe renkte tek tek veya kümeler halinde (hücre içinde ve dışında) elementer cisimciklerini veya hücre içinde inklüzyonları gözlemek mümkündür (41). Doku preparatlarında mikroorganizma antijenlerini görüntüleme immünofluoresens (IFA) veya in situ immunperoksidad tekniklerinden de yararlanılabilir (41). Bu iki test mikroskop altında muayene ile değerlendirilir. IFA testinde etkene ait antijenlerin bulunduğu yerler, UV mikroskopu altında sarı yeşil renkte parıldayan noktacıklar halinde görülürler (44).

PCR

PCR'ın *Chlamydiaceae*'yi saptamada ideal bir yöntem olduğu bildirilmiştir (8). Spesifik, sensitif ve kısa zaman aldığı için geleneksel serolojik teknikler üzerinde avantajlara sahiptir (8). Ayrıca bu metot basit, hızlı, standardize edilmesi kolay ve çok sayıda örneği işlemek için kültürden daha uygun ve güvenilir olması gibi avantajlara sahiptir (56). PCR canlı organizmalara gerek duymaz ve laboratuvar çalışanları için yumurtalar veya hücrelerden yapılan kültürden daha az riske sahiptir (8). Spesifik hayvanlardan veya belirli chlamydial türlerden chlamydial nükleik asitleri saptamak için PCR'ın kullanıldığı pek çok çalışma vardır (55, 57-59). Kanatlı türlerinin saptanması için mevcut geleneksel PCR protokolleri amplifikasyon hedefleri olarak *ompA* geni (60, 61) veya ribosomal RNA genleri (16S-23S) (62) gibi tek kopya genlerini kullanmaktadır. Son zamanlarda *C. abortus*'ün *pmp* (polymorphic membrane protein) genlerini hedef alan primerlerin yeni bir setinin (*CpsiA/CpsiB*) kanatlı klamidiyozis'inin PCR ile saptanması için uygun olduğu bildirilmiştir (56).

Serolojik Teşhis

Etkene karşı oluşan antikorların tespiti için standart olarak kullanılan serolojik test komplement fikzasyonu (CF) testidir (7). Antijen bütün suşlarda mevcut olan grup-reaktif lipopolisakkarit antijenidir. Klinik bulgularla birlikte yüksek CF antikor titrelerinin saptanması aktif infeksiyonun göstergesidir (7). Bireysel bir kuşta titredeki dört kat artışın saptanması mevcut infeksiyonun bir göstergesidir (7).

Enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) (5,63,64), agar jel immunodiffüzyon (65), latex aglütinasyon (LA), elementary body aglütinasyon (EBA) (66) ve mikro-immunofluorescence (MIFT) gibi diğer serolojik testler de geliştirilmiştir; fakat bu tekniklerin spesifiteleri henüz yeterince değerlendirilmemiştir (7). Grup-spesifik Chlamydial antikorlar için ELISA, CFT testinden daha çabuk ve hassastır (7). Hem *C. trachomatis* hem de *C. psittaci*'ye karşı oluşan antikorların saptanması için ELISA'nın değerlendirilmesinin yapıldığı çalışmalar çoğu vakalarda CF testinin yerine kullanılabileceğini göstermiştir (5, 63, 64). Bununla birlikte, henüz kapsamlı olarak test edilmemiştir ve bütün kuş türleri için konjugatlar ticari olarak mevcut değildir (7).

İmmünodifüzyon, CF testinden daha az hassastır. LA testi *C. psittaci*'ye karşı oluşan antikorları saptar ve yapılması kolay ve çabuktur (67). LA testi direk CF testine nispeten %39.1 sensitivite ve %98.8 spesifiteye sahiptir (7). Test hem IgM hem de IgG'yi saptar, fakat IgM'yi saptamada en iyidir. Yeni veya aktif infeksiyonları saptamada kullanılması önerilmiştir. EBA testi sadece IgM'yi saptar ve şimdiki infeksiyonun bir göstergesidir (7). MIFT'in yapılması çabuk ve kolaydır; bununla birlikte, fluorescence-konjugatlı tür spesifik antiserumları her zaman temin etmek güçtür (7).

İmmuno-histokimyasal boyama

Restriction Fragment Length Polymorphism (PZR-RFLP) ve histolojik kesitlerin immunohistokimyasal boyaması gelecek için çok ümit verici olan iki yeni tekniktir (7). Bu iki teknikle çok çabuktur ve canlı etkene gerek duymaz (7). Son gelişmeler ve otomatik boyama ekipmanının varlığından dolayı histolojik kesitlerin immunohistokimyasal boyamasının kullanılmasında bir artış olmuştur (7).

İzolatların Tiplendirilmesi

Serolojik tiplendirme

Serotip-spesifik monoklonal antikorların kullanılmasıyla, *C. psittaci* türlerinde 6 kanatlı serotipi (A-F) ve 2 memeli serotipi (sıçanlardan elde edilen M56 ve sığırlardan elde edilen WC) tespit edilmiştir (5,49,68). M56 ve WC serotiplerinin her biri tek bir salgından izole edilmiştir. Her bir serotipin ilişkili olduğu konakçılar: A (psittacine kuşlar); B (güvercinler); C (ördek ve kazlar); D (hindiler); E (güvercinler ve ratites) ve F (bir psittacine kuştan elde edilen tek bir izolat) (54). Kanatlı serotiplerinin 5'i (A-E) yaygındır (7).

PZR-RFLP teknikleri suşları ayırt etmek için geliştirilmiştir (50, 61, 69).

Tedavi

Tedavi için antibiyotikler kullanılmaktadır. Antibiyotikler şimdilik sadece kontrol araçlarıdır. *C. psittaci* birkaç antibiyotiğe duyarlıdır, ilaç seçimi ülkeden ülkeye değişir (7).

Tedavide quinolon'lar (enrofloksasin) veya makrolidler (azitromisin) kullanılmasına rağmen, tetrasiklinlerin alternatif ilaçlar olduğu düşünülmüştür (27). Klortetrasiklin tedavi edilen kuş türüne ve yemin tipine bağlı olarak 500-5000 ppm miktarında yeme katılarak verilir (45). Asıl problemlerden biri kuşların çoğu kez tetrasiklinler katılan yemi yeme isteksizliğidir (45). Daha büyük kuşlar için oksitetrasiklinin intramuskular enjeksiyonu kullanılmıştır, fakat enjeksiyon alanında şiddetli kas nekrozu gibi yan etkiler meydana geldiği bildirilmiştir (45). Bütün tetrasiklin tedavilerinde normal bağırsak florasının eliminasyonu meydana gelmektedir (45).

Doksisisilin de enjekte edilerek ve yeme katılarak (1000 mg/kg) başarıyla kullanılmıştır (45). İçme suyuna ilave edilen doksisisilin (200-800 mg/litre, türlere ve çevresel koşullara bağlı olarak)inde etkili olduğu saptanmıştır (70). Doksisisilin'in yemden ziyade suda daha stabil olduğu, ilacın kuşlar tarafından iyi alındığı ve pahalı olmadığı belirtilmektedir (70).

Enrofloksasin *C. psittaci* ile infekte kuşları tedavi etmek amacıyla yeme 250-1000 ppm miktarında katılarak kullanılmıştır (45). Tedaviye uzun süre devam edilmesi gerekmektedir. Pet kuşlar için çoğu kez 45 gün tavsiye edilmektedir (48, 71).

Kuşların tedavisi ile ilgili problemlerden biri tedaviden sonra enfeksiyonun tekrar nüks etmesidir (27, 41).

Korunma

Avian Klamidiyozis'i önlemek için muhtemelen infekte kuşlarla temas olmadan sağlık koşullarını kontrol etmek, nadiren kümes hayvanları için enfeksiyonun muhtemel kaynağı ve taşıyıcısı oldukları için özgür yaşayan kuşlarla teması en aza indirmek gereklidir (7). Biyogüvenlik önlemleri kuşlar arasında enfeksiyonun yayılmasını ve insanlara bulaşmasını minimize etmek için esastır (7). Havadan patojenin yayılmasını minimize etmek, insanların hareketini kısıtlamak için karantina, hijyen,

Kaynaklar

1. Page LA. Proposal for the recognition of two species in the genus *Chlamydia*. Jones, Rake and Stearns 1945. Int J Syst Bacteriol 1968; 18: 51-66.
2. Meyer KF. The host spectrum of psittacosis-lymphogranuloma venereum (PL) agents. Am J Ophthalmol 1967; 63(5): 1225-1246.
3. Andersen AA, Tappe JP. Genetic, immunologic, and pathologic characterization of avian chlamydial strains. J Am Vet Med Assoc 1989; 195(11): 1512-1516.
4. Andersen AA. Avian chlamydiosis. In OIE Standards Commission (Ed.), *Manual of Standards for Diagnostic Tests and Vaccines* 4th edn (pp. 679-690). Paris: Office International des Epizooties. 2000.
5. Everett KD, Bush RM, Andersen AA. Emended description of the order Chlamydiales, proposal of *Parachlamydiaceae* fam. nov. and *Simkaniaceae* fam. nov., each containing one monotypic genus, revised taxonomy of the family *Chlamydiaceae*, including a new genus and five new species, and standards for the identification of organisms. Int J Syst Bacteriol 1999; 49: 415-440.

iyodofor'lar, formaldehit ve kuarternar amonyum ürünleriyle köklü dezenfeksiyon gibi özel tedbirler alınması gerekir (72, 73). Etkili dezenfektanlar: 1:1000 dilüsyon kuarternar ammonium bileşiği, %70 izopropil alkol, %0.5 perasetik asit, 1:100 dilüsyon çamaşır suyu ve klorofenoller'dir (7). Pet kuşların hastalığı taşımayan işletmelerden alınması gerekir (7).

C. psittaci zoonoz olduğundan halk sağlığı açısından da önem taşır. ABD Tarım Bölümü ithal edilen kuşların hastalık getirmesini önlemek için 30 gün karantinada tutarak gerekli muayeneleri yaptıktan sonra ülkeye girişine izin verilmesini şart koşturmaktadır (38, 74).

Aşılama

Avian Klamidiyozis için ticari bir aşı mevcut olmadığından ne kanatlı türlerinde ne de insanlarda aşılama iyi sonuçlar alınamamıştır (73, 75). Aşı üretme teşebbüslerinde sınırlı sayıda başarı elde edilmiştir (7). Bu üretimlerde *Chlamydiae*'nin konsantre edilmiş süspansiyonlarının formalin ile inaktivasyonu esas alınmıştır (7). Bununla birlikte, son yıllarda, MOMP (the major outer membrane protein) antijenine karşı plazmid DNA aşısı kullanılarak hindilerde solunum belirtileri olan enfeksiyona karşı iyi bir koruma sağladığı gösterilmiştir (76).

İnsanlarda Klamidiyozis

Özellikle veterinerler, kuş yetiştiricileri ve hayvan satıcıları gibi yüksek riskteki insanlara kuşlardan *C. psittaci*'nin bulaştığı bildirilmiştir (77-79). Kontamine gayta ve tüyler insanlara sürülerden enfeksiyonun bulaşmasında asıl rol oynayabilir (80). İnsandan insana bulaşma nadirdir, fakat meydana gelebilir (80, 81,82). İnsanlardan kuşlara bulaşma bildirilmemiştir (27).

İnsanlarda inkubasyon süresi genellikle 5-14 gündür; bununla birlikte, daha uzun inkubasyon sürelerinin olduğu bilinmektedir (7). İnsanlarda "klamidiyozis" semptomları hiçbir klinik belirti olmamasından - intersitisyel pnömoni ve encephalitis'le birlikte şiddetli sistemik hastalığa kadar değişebilen formlarda seyredilebilir (83).

Hastalık, uygun olarak tedavi edilmeyen hastalarda nadiren öldürücüdür; bu yüzden, tehlikenin fark edilmesi ve erken teşhis önemlidir (7). İnfekte insanlarda tipik olarak solunum belirtileri ile veya solunum belirtileri olmaksızın baş ağrısı, titreme, kırıklık, kas ağrısı gelişir (7).

6. Rurangirwa FR, Dilbeck PM, Crawford TB, McGuire TC, McElwain TF. Analysis of the 16S rRNA gene of micro-organism WSU 86-1044 from an aborted bovine fetus reveals that it is a member of the order Chlamydiales: proposal of Waddliaceae fam. nov., Waddlia chondrophila gen. nov., sp. nov. *Int J Syst Bacteriol* 1999; 49: 577-581.
7. World Organisation for Animal Health (OIE) (2004). Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. Chapter 2.7.4., Avian Chlamydiosis. http://www.oie.int/eng/normes/mmanual/A_summry.htm.
8. Condon K, Oakey J. Detection of *Chlamydiaceae* DNA in veterinary specimens using a family-specific PCR. *Lett Appl Microbiol* 2007; 45(2): 121-127.
9. Bodetti TJ, Jacobson E, Wan C, Hafner L, Popischil A, Rose K, Timms P. Molecular evidence to support the expansion of the host range of *Chlamydomphila pneumoniae* to include reptiles as well as humans, horses, koalas and amphibians. *Syst Appl Microbiol* 2002; 25: 146-152.
10. Kaleta EF, Taday EM. Avian host range of *Chlamydomphila* spp. based on isolation, antigen detection and serology. *Avian Pathol* 2003; 32(5): 435-461.
11. Krebsz P. Die Enforschungsgeschichte der Ornithosen. Dissertation thesis, Marburg, Germany. 1995.
12. Rake G. The lymphogranuloma-psittacosis group. *Ann N Y Acad Sci* 1953; 56(3): 557-560.
13. Coles AC. Micro-organisms in chlamydiosis. *The Lancet* 1930; 1: 1011-1012.
14. Levinthal W. Die Ätiologie der Psittakosis. *Klin Wochenschr* 1930; 9: 654.
15. Lillie RD. Psittakosis: Rickettsia-like inclusions in man and in experimental animals. *Public Health Report* 1930; 45: 173.
16. Bedson SP, Western GT. Observations on the virus of psittacosis. *British J Experimental Pathol* 1930; 11: 502-511.
17. Meyer KF. Ornithosis and psittacosis. In: Biester HE, Schwarte LH (Editors). *Diseases of Poultry*, 3 rd edn Ames, IA: Iowa State University Press. 1952; 569-618.
18. Meyer KF. Psittakosis-lymphogranuloma venerum agents. In: Lennette EH Schmidt NJ (Editors), *Viral and Rickettsial Infections of Man*, 4 th edn. Philadelphia, PA: Lippincott. 1965; 603-625.
19. Miyagawa Y, Mitamura T, Yaoi T, Ishii N, Okanishi J. Studies on the virus of lymphogranuloma inguinale Nicolas, Favre, and Durant I, II, III, IV, V. *Japan J Experiment Med* 1935; 13: 331-338.
20. Page LA. Interspecies transfer of psittacosis-lymphogranuloma venerum trachoma agents: pathogenicity of two avian and two mammalian strains for eight species of birds and mammals. *Am J Vet Res* 1966; 27: 397-407.
21. Haagen E. Die Papageienkrankheit (Psittacosis). In: Gildemeister E, Haagen E, Waldmann O. (Editors), *Handbuch der Viruskrankheiten*. Jena: Gustav Fischer. 1939; 1-23.
22. Dove A, Kos U, Slavec B, Golja J. The spread of chlamydiosis (*Chlamydomphilosis*) in free living pigeons (*Columba livia domestica*) in Ljubljana. *Veterinarske Novice* 2000; 26 (Supplement 1): 73-75.
23. Storz J, Krauss H. *Chlamydia*. In: Blobel H, Schließer T. (Editors), *Handbuch der bakteriellen Infektionen bei Tieren* Jena: Fischer. 1985; 447-531
24. Krauss H, Schmeer N. Aviäre Chlamyidiose. In: Heider G, Monreal G, Mészáros J. (Editors), *Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels*, Stuttgart: Fischer. 1992; Vol. II (pp.277-308).
25. Aydın N, İzgür M, Diker KS, Yardımcı H, Esendal ÖM, Paracıkoğlu J, Akan M. Veteriner Mikrobiyoloji (Bakteriyel Hastalıklar). Paracıkoğlu J. (Editör). *Chlamydia ve Chlamydomphila* Infeksiyonları, İike-Emek Yayınları, Ankara. 2006; 305-312.
26. Andersen AA, Grimes JE, Wyrick P.B. Chlamydiosis (Psittacosis, Ornithosis). In : Calnek BW, Barnes JJ, Beard CW, McDougald LR, Saif YM (Editors), *Diseases of Poultry*, 10th edn (pp. 333-349). Ames, IA: Iowa State University Press. 1997.
27. C2- Management of scientific committees; scientific co-operation and Networks: European Commission Health & Consumer Protection Directorate-General. Report of the Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare Adopted 16 April 2002. Avian chlamydiosis as a zoonotic disease and risk reduction strategies. pp. 1-25.
28. Raso Tde F, Júnior AB, Pinto AA. Evidence of *Chlamydomphila psittaci* infection in captive Amazon parrots in Brazil. *J Zoo Wildl Med.* 2002; 33(2): 118-121.
29. Maluping RP, Oronan RB, Toledo SU. Detection of *Chlamydomphila psittaci* antibodies from captive birds at the Ninoy Aquino Parks and Wildlife Nature Center, Quezon City, Philippines. *Ann Agric Environ Med.* 2007; 14(1): 191-193.
30. Heddema ER, Ter Sluis S, Buys JA, Vandenbroucke-Grauls CM, van Wijnen JH, Visser CE. Prevalence of *Chlamydomphila psittaci* in fecal droppings from feral pigeons in Amsterdam, The Netherlands. *Appl Environ Microbiol.* 2006; 72(6) :4423-5.
31. Tanaka C, Miyazawa T, Watarai M, Ishiguro N. Bacteriological survey of feces from feral pigeons in Japan. *J Vet Med Sci.* 2005; 67(9): 951-953.
32. Prukner-Radovcić E, Horvatek D, Gottstein Z, Grozdanić IC, Mazija H. Epidemiological investigation of *Chlamydomphila psittaci* in pigeons and free-living birds in Croatia. *Vet Res Commun.* 2005; 1: 17-21.
33. Mohan R. Epidemiologic and laboratory observations of *Chlamydia psittaci* infection in pet birds. *J Am Vet Med Assoc.* 1984; 184(11): 1372-1374.
34. Chahota R, Ogawa H, Mitsuhashi Y, Ohya K, Yamaguchi T, Fukushi H. Genetic diversity and epizootiology of *Chlamydomphila psittaci* prevalent among the captive and feral avian species based on VD2 region of ompA gene. *Microbiol Immunol.* 2006; 50(9): 663-678.
35. Çelebi B, Ak S. A comparative study of detecting *Chlamydomphila psittaci* in pet birds using isolation in embryonated egg and polymerase chain reaction. *Avian Dis.* 2006; 50(4): 483-489.
36. Karakuzulu H. Türkiye'deki önemli hayvanat bahçelerinde bulunan su kuşları ve bacaklarında *Chlamydia psittaci* prevalansının belirlenmesi. Doktora Tezi. Uludağ Univ. Sađ. Bil. Enst. Bursa, 2003.

37. Özbal Y. Klamidyalar. Temel ve Klinik Mikrobiyoloji. Birinci Baskı, Ankara: Güneş Kitabevi, 1999; 705.
38. Kılıç A, Doğanç L. *Chlamydia* cinsi bakteriler. Türk Mikrobiyoloji Cemiyeti Dergisi 2003; 33: 365-376.
39. Gümüşsoy KS, Arda M. Avian Klamidiozis (Psittakosis-Ornithosis). Çiftlik Dergisi, 1998; 172: 71-73.
40. Black CM. Current methods of laboratory diagnosis of *Chlamydia trachomatis* infections. Clin Microbiol Rev 1997; 10(1): 160-184.
41. Arda M, Minbay A, Aydın N, Akay Ö, İzgür M, Yardımcı H, Esenal ÖM, Erdeğer J, Akan M Kanatlı Hayvan Hastalıkları. Medisan Yayın Serisi: No: 50, 1. Baskı, Ankara. 2002; 95-99.
42. Everett KDE. *Chlamydia* and Chlamydiales: more than meets the eye. Vet Microbiol 2000; 75: 109-126.
43. Vanrompay D, Ducatelle R, Haesebrouck F. Diagnosis of avian chlamydiosis: specificity of the modified Gimenez staining on smears and comparison of the sensitivity of isolation in eggs and three different cell cultures. Zentralbl Veterinarmed B. 1992; 1939(2):105-112.
44. Arda M. Hindi Hastalıkları. BESD-BİR Beyaz Et Sanayicileri ve Damızlıkçıları Birliği Derneği İktisadi İşletmesi, No: 6. Ankara, 2006; 145-148.
45. Gerlach H. Chlamydia. In: Avian medicine: Principles and Application. B.W. Ritchie, G.J. Harrison, and L.R. Harrison (eds.). HBD International Inc., Delray, Bech, Florida, 1999; 984-996.
46. Burkhart RL, Page LA. Chlamydiosis (ornithosis-psittacosis). In: Infectious and Parasitic Diseases of Wild Birds. In: Davis JW, Anderson, RC, Karstad L, Trainer DO (editors). Iowa State University Press, Ames, Iowa. 1971; 118-140.
47. Grimes JE. Avian chlamydiosis. In: Handbook of Zoonoses, 2nd ed. Beran GW, Steele JH (Editors). CRC Press, Boca Raton, Florida. 1994; 389-402.
48. Vanrompay D, Ducatelle R, Haesebrouck F. *Chlamydia psittaci* infections: a review with emphasis on avian chlamydiosis. Vet Microbiol 1995; 45(2-3) :93-119.
49. Andersen AA. Serotyping of *Chlamydia psittaci* isolates using serovar-specific monoclonal antibodies with the microimmunofluorescence test. J Clin Microbiol 1991; 29(4): 707-711.
50. Andersen AA. Two new serovars of *Chlamydia psittaci* from North American birds. J Vet Diagn Invest 1997; 9(2): 159-164.
51. Mohan R. Epidemiologic and laboratory observations of *Chlamydia psittaci* infection in pet birds. J Am Vet Med Assoc 1984; 184(11): 1372-1374.
52. Vanrompay D, Ducatelle R, Haesebrouck F, Hendrickx W. Primary pathogenicity of an European isolate of *Chlamydia psittaci* from turkey poults. Vet Microbiol 1993; 38(1-2): 103-113.
53. Andersen AA. Comparison of pharyngeal, fecal, and cloacal samples for the isolation of *Chlamydia psittaci* from experimentally infected cockatiels and turkeys. J Vet Diagn Invest 1996; 8(4): 448-450.
54. Timms P. Chlamydiosis in birds, wild and domestic animals: pathology, serology, microbiology, DNA and antigen detection. In Australian Standard Diagnostic Techniques for Animal Diseases (editors) Corner LA, Bagust TJ, East Melbourne: CSIRO for the Standing Committee on Agriculture and Resource Management. 1993.
55. Laroucau K, Souriau A, Rodolakis A. Improved sensitivity of PCR for *Chlamydia* using *pmp* genes. Vet Microbiol 2001; 82(2): 155-164.
56. Laroucau K, Trichereau A, Vorimore F, Mahe AM. A *pmp* genes-based PCR as a valuable tool for the diagnosis of avian chlamydiosis. Vet Microbiol 2007; 121(1-2): 150-157.
57. Hewinson RG, Griffiths PC, Bevan BJ, Kirwan SE, Field ME, Woodward MJ, Dawson M. Detection of *Chlamydia psittaci* DNA in avian clinical samples by polymerase chain reaction. Vet Microbiol 1997; 54(2): 155-166.
58. Messmer TO, Skelton SK, Moroney JF, Daugharty H, Fields BS. Application of a nested, multiplex PCR to psittacosis outbreaks. J Clin Microbiol 1997; 35(8): 2043-2046.
59. Von Bomhard W, Polkinghorne A, Lu ZH, Vaughan L, Vogtlin A, Zimmermann DR, Spiess B, Pospischil A. Detection of novel chlamydiae in cats with ocular disease. Am J Vet Res 2003; 64(11): 1421-1428.
60. Kaltenboeck B, Kousoulas KG, Storz J. Detection and strain differentiation of *Chlamydia psittaci* mediated by a two-step polymerase chain reaction. J Clin Microbiol 1991; 29(9): 1969-1975.
61. Sayada C, Andersen AA, Storey C, Milon A, Eb F, Hashimoto N, Hirai K, Elion J, Denamur E. Usefulness of *omp1* restriction mapping for avian *Chlamydia psittaci* isolate differentiation. Res Microbiol 1995; 146(2): 155-165.
62. Everett KD, Andersen AA. Identification of nine species of the *Chlamydiaceae* using PCR-RFLP. Int J Syst Bacteriol 1999; 49 (Pt 2): 803-813.
63. Pepin M, Bailly L, Souriau A, Rodolakis A. An enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for the detection of chlamydial antibodies in caprine sera. Ann Rech Vet 1985; 16(4): 393-398.
64. Rupaner R, Behymer DE, Delong WJ, Franti CE, Schultz TE. Enzyme immunoassay of chlamydia in birds. Avian Dis 1984; 28: 608-615.
65. Page LA. (1974): Application of an agar gel precipitin test to the serodiagnosis of avian chlamydiosis. Proc. Am. Assoc. Vet. Lab. Diagnosticians, 17, 51-61.
66. Grimes JE, Tully TN Jr, Arizmendi F, Phalen DN. Elementary body agglutination for rapidly demonstrating chlamydial agglutinins in avian serum with emphasis on testing cockatiels. Avian Dis 1994; 38(4): 822-831.
67. Grimes JE, Phalen DN, Arizmendi F. *Chlamydia* latex agglutination antigen and protocol improvement and psittacine bird anti-chlamydial immunoglobulin reactivity. Avian Dis 1993; 37(3): 817-824.
68. Andersen AA. Chlamydiosis. In D.E. Swayne et al. (Eds.), A Laboratory Manual for the Isolation and Identification of Avian Pathogens 4th edn (pp. 81-88). Kennett Square, PA: American Association of Avian Pathologists. 1998.
69. Vanrompay D, Butaye P, Sayada C, Ducatelle R, Haesebrouck F. Characterization of avian *Chlamydia psittaci* strains using *omp1* restriction mapping and serovar-specific monoclonal antibodies. Res Microbiol 1997; 148(4): 327-333.

70. Flammer, K. Preliminary notes on treatment of chlamydiosis with doxycycline medicated water. Proceedings of the Annual Conference of Association of Avian Veterinarians, August 30-September 1, 2000, Portland, Oregon, USA. 2000; 3-5.
71. Johnston WB, Eidson M, Smith KA, Stobierski MG. Compendium of chlamydiosis (psittacosis) control, 1999. Psittacosis Compendium Committee, National Association of State Public Health Veterinarians. J Am Vet Med Assoc 1999; 214(5): 640-646.
72. Page LA. Chlamydiosis, In: A laboratory manual for isolation and identification of avian pathogens, Ithaca, Arnold. 1975.
73. Woldehiwet Z. Avian Chlamydiosis (Psittacosis/Ornithosis). In: Poultry Diseases, 5th ed, W.B. Saunders, London, UK, 2001; 194-202.
74. Schlossberg D. *Chlamydia psittaci*. "Mandell GL., Bennett JE, Dolin R (eds). Principles and Practice of Infectious Diseases", p2004, 5th Ed., Philadelphia: Churchill Livingstone. 2000.
75. Page LA. Studies on immunity to chlamydiosis in birds, with particular reference to turkeys. Am J Vet Res 1975; 36(4 Pt 2): 597-600.
76. Andersen AA, Vanrompay D. Avian chlamydiosis (psittacosis, ornithosis), In: Saif YM Diseases of Poultry, 11th ed., Iowa State Press, Ames, Iowa, 2003; 863-879.
77. Huminer D, Pitlik S, Kitayin D, Weissman Y, Samra Z. Prevalence of *Chlamydia psittaci* infection among persons who work with birds. Isr J Med Sci 1992; 28(10): 739-741.
78. Hinton DG, Shipley A, Galvin JW, Harkin JT, Brunton RA. Chlamydiosis in workers at a duck farm and processing plant. Aust Vet J 1993; 70(5): 174-176
79. Saito T, Ohnishi J, Mori Y, Iinuma Y, Ichiyama S, Kohi F. Infection by *Chlamydia avium* in an elderly couple working in a pet shop. J Clin Microbiol. 2005; 43(6): 3011-3013.
80. Broholm KA, Böttiger M, Jernelius H, Johansson M, Grandien M, Sölver K. Ornithosis as a nosocomial infection. Scand J Infect Dis 1977; 9(4): 263-267.
81. Pether JVS. (Psittacosis infection from patient to staff. Communicable Disease Report (PHLS) 81/05. 1981.
82. Viciano P, Bozada JM, Martin-Sanz V, Martinez-Marcos F, Martin A, Pachon J. [Psittacosis of avian origin as etiology of community-acquired pneumonia with severe onset]. Rev Clin Esp 1993; 192(1): 28-30.
83. Andersen AA, Vanrompay D. Avian chlamydiosis. Rev Sci Tec 2000; 19(2): 396-404.