



## DERMATOLOGÍA PRÁCTICA

# Luz de Wood en dermatosis inflamatorias, autoinmunes, infecciones y cáncer cutáneo

S. Gomez-Martinez<sup>a</sup>, J. Ibaceta Ayala<sup>b</sup> y D. Morgado-Carrasco<sup>a,c,\*</sup>

<sup>a</sup> Servicio de Dermatología, Hospital Clínic de Barcelona, Universitat de Barcelona, Barcelona, España

<sup>b</sup> Integramédica, Redsalud, Santiago, Chile

<sup>c</sup> Servicio de Dermatología, Hospital de Figueras, Fundació Salut Empordà, Figueras, Girona, España

Recibido el 15 de abril de 2024; aceptado el 21 de julio de 2024

### PALABRAS CLAVE

Eritrasma;  
Cirugía de Mohs;  
Luz de Wood;  
Hipomelanosis  
macular progresiva;  
Vitiligo;  
Lentigo maligno

### KEYWORDS

Erythrasma;  
Mohs surgery;  
Wood light;  
Progressive macular  
hypomelanosis;  
Vitiligo;  
Lentigo maligna

**Resumen** La luz de Wood (LW) es una herramienta diagnóstica útil, económica y de fácil aprendizaje. A pesar de sus ventajas, el uso de la LW entre los dermatólogos es limitado. En la poroqueratosis, se ha descrito el signo de «collar de diamantes», correspondiente a la fluorescencia blanca de la escama hiperqueratósica. Las lesiones subclínicas de morfea se observan como máculas oscuras bien delimitadas. Dentro de los trastornos pigmentarios destaca la fluorescencia azulada del vitiligo, el aumento del contraste del melasma epidérmico y la fluorescencia roja foliculocentrada de la hipomelanosis macular progresiva. Respecto a las infecciones cutáneas, el eritrasma presenta una fluorescencia rojo coral; la tiña versicolor, fluorescencia amarillo-verdosa; la *Pseudomonas aeruginosa*, fluorescencia verde, y la escabiosis, fluorescencia blanco-azulada en los surcos acarinos. En el cáncer cutáneo, la LW se ha empleado para delimitar los márgenes quirúrgicos tanto de lentigo maligno como de cáncer cutáneo no melanoma, con resultados variables.

© 2024 AEDV. Publicado por Elsevier España, S.L.U. Este es un artículo Open Access bajo la CC BY-NC-ND licencia (<http://creativecommons.org/licencias/by-nc-nd/4.0/>).

### Wood's Light in Inflammatory And Autoimmune Dermatoses, Infections and Skin Cancer

**Abstract** Wood's light (WL) is a useful, economical and easy-to-learn diagnostic tool. Despite its advantages, the use of LW among dermatologists is limited. In porokeratosis, the "diamond necklace" sign has been described, corresponding to the white fluorescence of the hyperkeratotic scale. Subclinical morphea lesions are seen as well-defined dark macules. Among the pigmentary disorders, the bluish fluorescence of vitiligo, the increased contrast of epidermal

\* Autor para correspondencia.

Correo electrónico: [morgadodaniel8@gmail.com](mailto:morgadodaniel8@gmail.com) (D. Morgado-Carrasco).

<https://doi.org/10.1016/j.ad.2024.07.018>

0001-7310/© 2024 AEDV. Publicado por Elsevier España, S.L.U. Este es un artículo Open Access bajo la CC BY-NC-ND licencia (<http://creativecommons.org/licencias/by-nc-nd/4.0/>).

melasma, and the follicular-centered red fluorescence of progressive macular hypomelanosis stand out. Regarding skin infections, erythrasma presents a coral red fluorescence; tinea versicolor, yellow-green fluorescence; *Pseudomonas aeruginosa*, green fluorescence; and scabies, blue-white fluorescence in the acarine grooves. In skin cancer, LW has been used to delimit the surgical margins of both lentigo maligna and non-melanoma skin cancer, with variable results. © 2024 AEDV. Published by Elsevier España, S.L.U. This is an open access article under the CC BY-NC-ND license (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/>).

## Introducción

La luz de Wood (LW) es un método diagnóstico rápido, económico, accesible y no invasivo, basado en el uso de una fuente de radiación ultravioleta (UV) con una longitud de onda de aproximadamente 365 nm. Desde su invención en 1903 por el físico Robert Wood, ha facilitado el diagnóstico de múltiples enfermedades cutáneas<sup>1</sup>. Clásicamente ha sido empleada en infecciones fúngicas superficiales y en alteraciones pigmentarias. En los últimos años, pareciera que la utilización de la LW ha disminuido entre los dermatólogos<sup>2</sup>. En este artículo revisaremos la utilidad de la luz de Wood en dermatosis inflamatorias como infecciosas y en el manejo del cáncer cutáneo.

## Aspectos técnicos y dispositivos

Originalmente, la LW consistía en una lámpara de mercurio con un filtro de silicato de bario con óxido de níquel, que permitía el paso de radiación UV de longitud de onda de 320 a 400 nanómetros (nm), con un pico en 365 nm<sup>1</sup>. Las lámparas de Wood clásicas asocian una lupa de aumento de 1,5x. Sin embargo, pueden ser aparatosas y de alto coste y esto puede dificultar su utilización<sup>3</sup>. Actualmente están disponibles linternas LED de luz negra, livianas y de pequeño tamaño, con picos de emisión de 365 a 395 nm y precios alrededor de 15 a 30 euros. Se han demostrado igualmente efectivas para detectar la fluorescencia, aunque carecen de lupa de magnificación<sup>4-6</sup>. Recientemente, se ha incorporado luz ultravioleta de 365 nm de longitud de onda (UV365) a algunos dermatoscopios, lo que ha permitido describir con más detalle los patrones de fluorescencia de diversas enfermedades cutáneas<sup>7</sup>.

La capacidad diagnóstica de la LW se basa en el fenómeno de fluorescencia. Los fotones de la UV365 excitan electrones de moléculas llamadas fluoróforos que, al volver al estado energético basal, liberan fotones en el rango de la luz visible<sup>8</sup>. En las longitudes de onda de la LW, la fluorescencia endógena de la piel se origina principalmente en la dermis, donde los enlaces cruzados de pepsina y colagenasa del colágeno estructural emiten una fluorescencia azulada<sup>8,9</sup>. Sin embargo, la melanina absorbe eficientemente esta longitud de onda, disminuyendo la intensidad de la fluorescencia. Esto permite que la LW resalte las diferencias entre hipo o hiperpigmentaciones<sup>10,11</sup>. La LW también evidencia la acumulación fluoróforos exógenos, como sustancias producidas por infecciones fúngicas y bacterianas, o endógenos, como en el caso de las porfirias (tabla 1).

## Exploración física

La LW debe utilizarse en una habitación a oscuras<sup>1</sup>. Clásicamente se recomendaba encender la lámpara 60 s antes de la exploración, ya que las lámparas de mercurio no emiten el espectro de radiación completo hasta alcanzar una presión suficientemente elevada<sup>12</sup>. Con las lámparas LED este decalaje temporal no es necesario. La fuente de luz debe sostenerse a 10-12 cm de distancia la piel<sup>1</sup>, aunque con las lámparas LED de luz más focalizada puede ser necesario alejarlas 30 o 40 cm. En caso de sospecha de infecciones, debe evitarse lavar la piel antes, ya que se puede diluir los fluoróforos y causar falsos negativos<sup>1</sup>. Sin embargo, en trastornos de la pigmentación o lesiones pigmentadas, es preferible lavar la cara y eliminar cosméticos y fotoprotectores, ya que estos pueden distorsionar la imagen y dificultar la delimitación clínica de lesiones<sup>13</sup>. Entre las causas de falsos positivos destacan las escamas hiperqueratósicas y secreciones como saliva, suero, semen y leche<sup>13</sup>, así también elementos exógenos como rotuladores de colores, detergentes de ropa, pelusas, zumo de limón, cosméticos, tintes y pomadas<sup>13</sup>.

## Precauciones

La exposición crónica a la radiación UVA, presente en la LW, está asociada al desarrollo de cataratas y envejecimiento ocular<sup>14,15</sup>. Sin embargo, los oftalmólogos han indicado que la LW no tiene efectos oculares negativos<sup>16</sup>. Se recomienda cubrir los ojos de los niños, ya que su cristalino carece del pigmento protector de los adultos que absorbe la radiación UVA, de manera que esta puede alcanzar la retina<sup>14,15,17</sup>. Además, los niños tienden a mirar a la luz directamente.

## Luz de Wood en dermatosis inflamatorias o autoinmunes

En el examen de lesiones de poroqueratosis con LW, se ha descrito el signo de «collar de diamantes», correspondiente a la fluorescencia blanca de la escama hiperqueratósica que rodea el centro azul-negruzco<sup>6,18</sup> (fig. 1 A-B). Sin embargo, esta fluorescencia es inconstante<sup>6</sup>. En la poroqueratosis foliular, se observa un patrón de fluorescencia blanca punteada en el interior, correspondiente a la lamela de los folículos dilatados<sup>6</sup>. Bajo la LW las lesiones subclínicas de morfea se observan como máculas oscuras bien delimitadas, lo que puede facilitar el diagnóstico precoz y el seguimiento de estos pacientes<sup>19</sup>.

**Tabla 1** Aplicaciones de la luz de Wood en dermatología

	Patología	Hallazgos con luz de Wood
Dermatosis inflamatorias	Poroqueratosis Morfea en placas	Borde blanco azulado Mácula oscura
Trastornos pigmentarios	Hipomelanosis macular progresiva Vitiligo Melasma	Fluorescencia roja centrada en los folículos Coloración azul/no fluorescencia Epidérmico: aumento del contraste. Dérmico: no contrasta
Infecciones	Tiña versicolor Eritrasma Tricobacteriosis <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Microsporum</i> <i>Trichophyton schoenleinii</i>	Fluorescencia amarillo-verdosa Fluorescencia rojo coral Color azulado Fluorescencia verde Fluorescencia verde-azulado Color azul pálido
Parasitosis	Escabiosis	Surco blanco azulado y ácaro verdoso
Cáncer cutáneo	Lentigo maligno/lentigo maligno melanoma CBC/CEC + 5-ALA	Aumento del contraste de pigmentación Coloración rojiza
Trastornos metabólicos	Porfiria eritropoyética congénita  Porfiria cutánea tarda Porfiria hepatoeritropoyética  Protoporfiria eritropoyética	Fluorescencia rojo-rosada en orina, sangre y esmalte dental  Fluorescencia rojo-rosada en orina y heces Fluorescencia rojo-rosada en orina, sangre y esmalte dental  Fluorescencia rojo-rosada en sangre

CBC: carcinoma basocelular; CEC: carcinoma escamoso cutáneo; 5-ALA: ácido 5 aminolevulínico.

Fuente: Dyer et al.<sup>16</sup>.

## Luz de Wood en trastornos pigmentarios

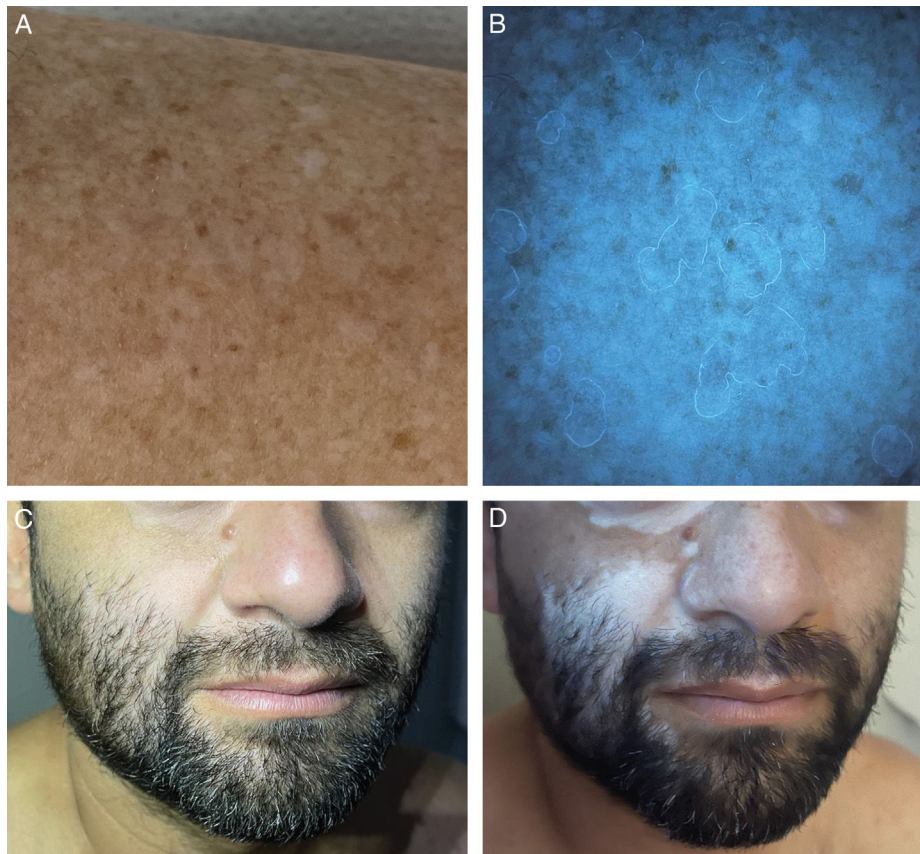
El uso por excelencia de la LW es en los trastornos pigmentarios, como en el caso del vitiligo<sup>16,20,21</sup>. La ausencia de melanina permite visualizar la fluorescencia azulada natural de la dermis con un borde muy bien delimitado<sup>10,11</sup>. Bajo dermatoscopia con luz UV365 se ha descrito fluorescencia folicular homogénea en un 40% de los casos de vitiligo<sup>7</sup>. La LW puede detectar lesiones subclínicas, permitiendo un diagnóstico precoz, y evaluación de la respuesta al tratamiento<sup>21-23</sup> (fig. 1 C-D). En la esclerosis tuberosa, la LW puede poner de manifiesto las máculas hipomelánicas, especialmente la despigmentación en confeti, menos aparente bajo luz visible que las clásicas máculas lanceoladas<sup>24-26</sup>. En el melasma, la LW puede ayudar a identificar la profundidad del depósito de melanina y potencialmente predecir la respuesta a tratamientos<sup>27-29</sup> (fig. 2). En el melasma epidérmico, la hiperpigmentación se oscurece bajo la LW<sup>29-31</sup>. En cambio, el melasma dérmico no muestra aumento del contraste<sup>29-31</sup>. Sin embargo, la correlación histológica de la clasificación del melasma por LW es controvertida: hay estudios que sugieren una buena correlación, mientras que otros indican que todos los melasmas tienen un componente dérmico<sup>27,28,32</sup>.

La hipomelanosis macular progresiva es un trastorno pigmentario causado por *Cutibacterium acnes*, una bacteria grampositiva que habita en el folículo piloso y produce coproporfirina III<sup>33-36</sup>. La LW acentúa las zonas de hipopigmentación y muestra fluorescencia roja en los folículos de las zonas hipopigmentadas<sup>33-35</sup> (fig. 3 A-B). La LW permite diferenciarla de la pitiriasis versicolor, que presenta fluorescencia amarillenta (fig. 3 C-D); de la pitiriasis alba, que debido a la paraqueratosis irregular no muestra fluo-

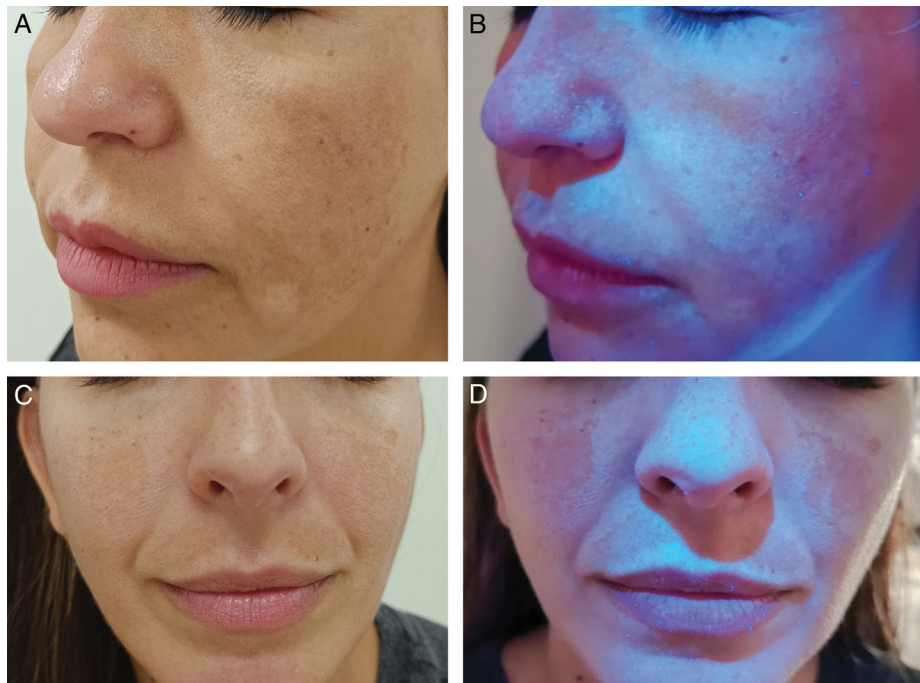
rescencia, o de la hipopigmentación postinflamatoria y la hipomelanosis gutatta idopática, que muestran la fluorescencia azulada de la dermis<sup>20,35</sup>.

## Luz de Wood en infecciones cutáneas

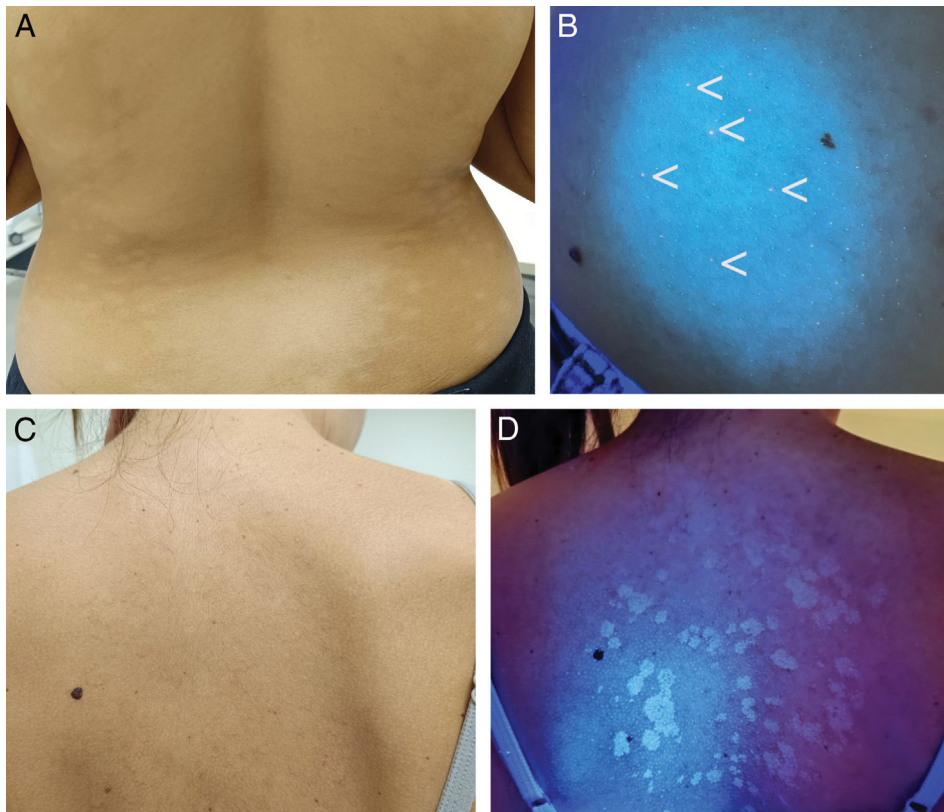
El eritrasma, producido por *Corynebacterium minutissimum*, presenta fluorescencia rojo coral por la producción de coproporfirina III<sup>37,38</sup> (fig. 4). Esto permite diferenciarlo de otras causas de intertrigo que no muestran fluorescencia como el intertrigo irritativo, la candidiasis o la psoriasis inversa<sup>37,38</sup>. En el caso de la *tinea cruris*, hasta un 25% pueden presentar fluorescencia azul-verdosa, si están causadas por *Microsporum*, que produce el fluoróforo pteridina<sup>7,16</sup>. La tricobacteriosis, causada por *Corynebacterium flavescens*, presenta una fluorescencia blanca-amarillenta adherida al pelo axilar<sup>37,39,40</sup> y se desconoce el fluoróforo que la origina<sup>16,41</sup>. La pitiriasis versicolor muestra una fluorescencia amarillo-verdosa, originada por la porfirina pitirialactona producida por la *Malassezia globosa*<sup>42-44</sup>. En las *tinea capitis* por *Microsporum canis* se observa una fluorescencia azul por el fluoróforo pteridina<sup>45-48</sup>. Las infecciones por *Trichophyton* generalmente no presentan fluorescencia, únicamente *Trichophyton schoenleinii*, causante de la tiña fávica, muestra una fluorescencia azul pálida<sup>16,20</sup>. Las infecciones por *Pseudomonas aeruginosa* presentan fluorescencia verde, debido a la pioverdina, pigmento quelante del hierro<sup>49-51</sup>. El uso de LW en heridas con sospecha de sobreinfección puede permitir el diagnóstico precoz de sobreinfección por este patógeno, así también en las infecciones ungueales («uña verde»)<sup>51,52</sup> (fig. 5A).



**Figura 1** A) Poroqueratosis actínica diseminada B) Luz de Wood. «Collar de diamantes»: fluorescencia blanca de la escama hiperqueratósica. C) Vitíligo facial incipiente. D) Se observa un notorio aumento de la visibilidad de las áreas hipopigmentadas con luz de Wood.



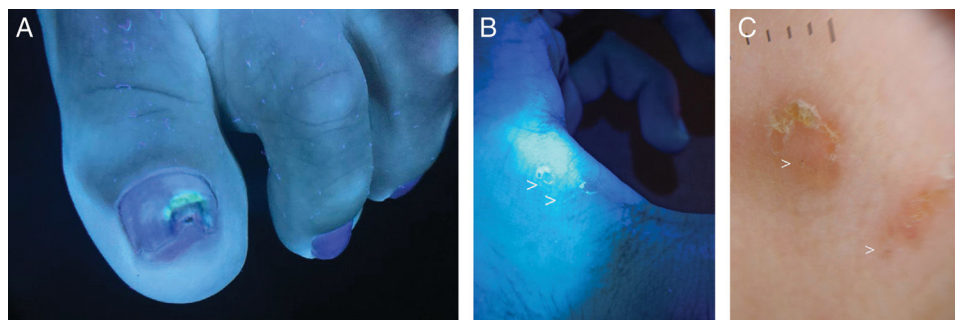
**Figura 2** A) Melasma facial (mejilla). B) Realce de las zonas hiperpigmentadas con luz de Wood. C) Melasma facial (mejillas y labio superior). D) Zonas hiperpigmentadas con luz de Wood.



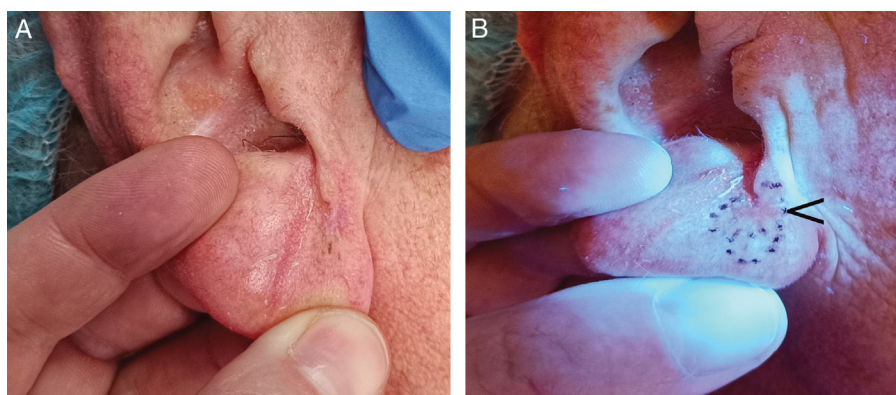
**Figura 3** A) Hipomelanosis macular progresiva. B) Fluorescencia roja en los folículos de las zonas hipopigmentadas con luz de Wood (en la realidad es más fácil de apreciar que en la fotografía). C) Pityriasis versicolor clínicamente muy sutil. D) Fluorescencia amarillenta con luz de Wood.



**Figura 4** A) Eritrasma inguinal. B) Fluorescencia rojo coral bajo la luz de Wood. C) Eritrasma interdigital en el pie izquierdo. Fluorescencia rojo coral bajo la luz de Wood.



**Figura 5** A) Síndrome de la uña verde por *Pseudomonas aeruginosa*. B) Surcos acarinos con luz de Wood (flechas blancas). C) Imagen dermatoscópica de los surcos acarinos (flechas blancas).



**Figura 6** A) Lentigo maligno en el lóbulo de la oreja derecha, muy difícil de apreciar y de delimitar. B) Con luz de Wood se logró una delimitación más precisa, permitiendo márgenes libres en el primer estadio con cirugía de Mohs. La flecha negra muestra la zona de biopsia previa, claramente visible bajo luz de Wood.

### Luz de Wood en parasitosis cutáneas

En la escabiosis, la LW evidencia una fluorescencia blanca azulada en el surco acarino<sup>53,54</sup> (fig. 5 B-C). Si se evalúa el surco con un dermatoscopio con luz UV365, se puede observar un punto de fluorescencia blanca o verde correspondiente al cuerpo del ácaro<sup>53,54</sup>.

### Luz de Wood en cáncer cutáneo y cirugía dermatológica

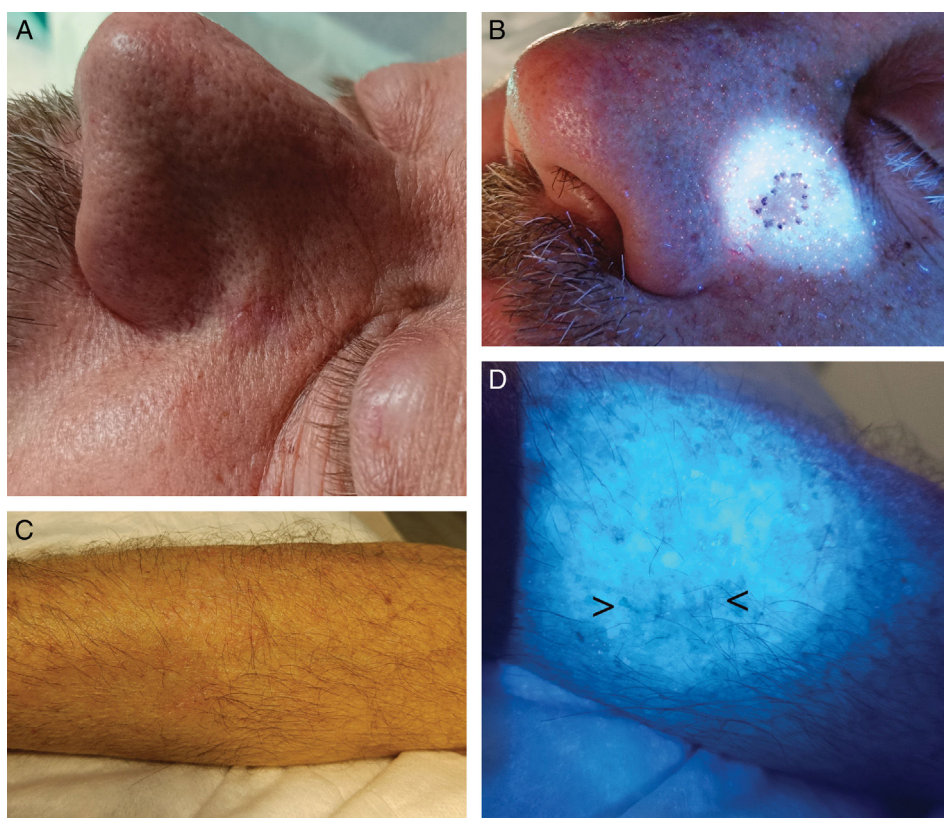
#### Lentigo maligno

La delimitación de los márgenes tumorales en el lentigo maligno (LM) puede ser difícil. Pese a que las guías recomiendan realizar márgenes quirúrgicos de entre 5 a 10 mm, un estudio reciente (n = 846) mostró que se requerían márgenes de 15 mm para alcanzar márgenes libres en el 97% de los casos (solo un 62% de los LM tenían márgenes libres con resecciones con 5 mm de margen)<sup>55</sup>. En el LM, el contraste generado por la LW entre la fluorescencia endógena de la piel sana y el oscurecimiento de las zonas con pigmento epidérmico puede ser útil para delimitar el tumor<sup>56-59</sup> (fig. 6 A-B), y hay centros que utilizan LW sistemáticamente previo a realizar cirugía micrográfica de Mohs (CMM) en el LM<sup>55</sup>. Se han descrito series de casos de LM en los que la LW permitió delimitar exitosamente el tumor, resultando en márgenes libres en el primer estadio de CMM, además de permitir la detección precoz de recurrencias<sup>56,58,59</sup>. Hemos encontrado solo un estudio prospectivo comparando la delimitación de márgenes quirúrgicos de LM con LW versus el examen clínico (n = 60) en CMM<sup>57</sup>. El estudio siguió una estricta metodología: dibujaron y midieron la delimitación prequirúrgica con LW, comparándola con la delimitación clínica. Luego se realizó la extirpación a 5 mm por fuera de los márgenes delimitados clínicamente. Finalmente, se comparó el dibujo de la delimitación prequirúrgica con LW con el defecto quirúrgico final (tras obtener márgenes libres con CMM). Solo en 7 casos (12%) la LW incrementó la delimitación de los márgenes de resección comparada con el examen clínico y solo en uno de ellos los márgenes observados con la LW se correspondían histológicamente con márgenes afectados por el LM. En

este paciente, la LW hubiera reducido el número de estadios necesarios de CMM. En los 6 casos restantes, la LW sobrestimó los márgenes tumorales. Los autores concluyeron que la utilidad de la LW en CMM del LM era limitada, ya que hubiera sobrestimado los márgenes quirúrgicos, llevando a defectos finales de mayor tamaño de manera innecesaria<sup>57</sup>. Sin embargo, la LW presentó un alto valor predictivo negativo (87%), por lo que se puede deducir que, si la LW no resalta zonas sospechosas fuera de la delimitación prequirúrgica clínica, la probabilidad de que haya tumor es bastante baja y se podrían realizar márgenes ajustados (de 5 mm), aunque esto debe ser evaluado en estudios prospectivos con un mayor número de pacientes.

#### Carcinoma basocelular

En el carcinoma basocelular (CBC) y en el carcinoma escamoso cutáneo (CEC), se puede utilizar LW por sí sola (fig. 7 A-B) o tras aplicar ácido 5-aminolevulínico (5-ALA), donde las células tumorales emiten fluorescencia roja bajo LW debido a la acumulación del fluoróforo protoporfirina IX<sup>60</sup>. En un estudio prospectivo con 27 pacientes con CBC se utilizó fluorescencia por 5-ALA para delimitar el *debulking* en CMM<sup>61</sup>. Se realizaron fotografías de fluorescencia digital y se marcó el margen de resección 1 mm alrededor de la fluorescencia. En 15 pacientes el diámetro de la lesión por fluorescencia fue mayor que el diámetro clínico. En el 44% el margen delimitado por fluorescencia coincidía con el histopatológico y la concordancia era más frecuente en tumores  $\leq 1$  cm que en  $> 1$  cm. Concluyeron que se podría asegurar una exéresis completa con un margen de 2 mm del tumor delimitado por fluorescencia en lesiones  $< 1$  cm y en las que la fluorescencia coincide con la lesión clínica. En tumores  $> 1$  cm serían necesarios márgenes de 3 mm<sup>61</sup>. Respecto a los CBC faciales, en un estudio previo de diseño similar (n = 26) el diagnóstico por fluorescencia mostró una sensibilidad del 38% y una especificidad del 88%. Los autores concluyeron que no era útil para delimitar lesiones en la zona H<sup>62</sup>. Sin embargo, en otro estudio prospectivo en CBC faciales (n = 10), el diagnóstico con 5-ALA y LW con biopsias periféricas preoperatorias de zonas de fluorescencia tenue, consiguió márgenes libres en el 90% de los pacientes<sup>63</sup>. Dos



**Figura 7** A) Carcinoma basocelular mal delimitado en la zona paranasal izquierda. B) Delimitación prequirúrgica con luz de Wood. C) Cicatriz de melanoma en el antebrazo derecho, previa ampliación de márgenes. Difícil de detectar clínicamente. D) La luz de Wood permite encontrar fácilmente la cicatriz (flechas negras).

estudios previos con CMM (n=22 y n=12) encontraron una buena correlación de la fluorescencia con la histología en alrededor del 50% de los pacientes<sup>64,65</sup>. Otros autores realizaron biopsias seriadas en zonas de fluorescencia y no fluorescencia (n=10) y exéresis según fluorescencia (n=28), encontrando una sensibilidad entre el 79 y el 94%, y una especificidad entre el 82 y el 100%, respectivamente<sup>66,67</sup>.

### Carcinoma escamoso cutáneo

Un estudio prospectivo en pacientes con CEC tratados con CMM comparó 38 individuos con márgenes de *debulking* delimitados por fluorescencia vs. 29 delimitados clínicamente. El grupo con diagnóstico por fluorescencia requirió menos estadios de CMM<sup>68</sup>.

### Enfermedad de Paget extramamaria

La enfermedad de Paget extramamaria (EPE) es una neoplasia intraepitelial infrecuente, y se caracteriza por elevadas tasas de recurrencia a pesar de escisiones extensas o CMM<sup>69-71</sup>.

Un estudio prospectivo con 36 pacientes con EPE comparó márgenes quirúrgicos delimitados por biopsias sucesivas en la zona de fluorescencia roja tras aplicar 5-ALA y LW vs. exéresis amplias con 2 cm de margen<sup>71</sup>. El grupo con 5-ALA y LW presentó áreas de resección significativamente menores, menor tiempo quirúrgico y menores secuelas funcionales. No

hubo diferencias en las tasas de recurrencia a los 5 años<sup>71</sup>. Otro método consiste en la inyección de fluoresceína sódica por vía intravenosa, que se acumula en las dilataciones vasculares subdérmicas de las zonas afectadas por la EPE y emite fluorescencia verde bajo LW<sup>72</sup>. Un estudio retrospectivo en 8 pacientes con EPE vulvar tratadas mediante vulvectomía utilizó este mapeo. Primero se realizaron biopsias de zonas captantes sin afectación macroscópica, evidenciando lesiones satélites en un 50% de las pacientes. Esto permitió una mejor delimitación de los márgenes de vulvectomía en un segundo tiempo. Tras una media de 32 meses de seguimiento, ninguna de las pacientes presentó recurrencias<sup>70</sup>.

En nuestra experiencia, la LW puede ser una herramienta valiosa para ayudar a delimitar márgenes quirúrgicos de LM y de CBC o CEC, y utilizamos lámparas LED con UVA365 muy frecuentemente. Sin embargo, puede sobrestimar<sup>57,62,66</sup> e infraestimar<sup>61,67</sup> los márgenes quirúrgicos en algunos casos y la mayoría de la evidencia clínica proviene de estudios de pequeño tamaño y con metodología heterogénea. Por este motivo se requieren más estudios prospectivos, de mayor tamaño muestral y de metodología homogénea, para poder realizar recomendaciones al respecto.

### Detección de zonas previamente biopsiadas

Uno de los errores médicos graves más frecuentes en dermatología es extirpar una lesión distinta a la previamente biopsiada, por identificar el área erróneamente o por no

encontrarla<sup>73,74</sup>. La LW puede ayudar a detectar las zonas de biopsias previas, evitando errores quirúrgicos<sup>73,74</sup> (fig. 7 C-D).

## Uso de la luz de Wood en la práctica clínica

En 2012 la revista canadiense de medicina de familia la situó en el primer lugar del top 10 de procedimientos diagnósticos olvidados<sup>75</sup>. Aunque hay estudios que afirman que su uso ha incrementado con el tiempo, la mayoría alude a su infratilización en la práctica clínica diaria<sup>76,77</sup>. Una encuesta realizada en Andalucía mostró que únicamente el 42,5% de los dermatólogos disponía de LW y la usaba; el 26% la tenía, pero no la usaba, y el 33% no la tenía a su alcance<sup>2</sup>.

## Conclusiones

La LW representa una herramienta fundamental en el arsenal diagnóstico en dermatología. Es una técnica rápida, económica y de fácil aprendizaje. Puede resaltar características específicas de trastornos pigmentarios, y de dermatosis inflamatorias, infecciosas y parasitarias, proporcionando información valiosa para el diagnóstico y la planificación terapéutica. Además, podría ayudar en la delimitación de los márgenes quirúrgicos del LM y del cáncer cutáneo no melanoma, aunque la evidencia es aún escasa, y en algunos casos, contradictoria.

## Conflicto de intereses

Los autores declaran no tener ningún conflicto de intereses.

## Bibliografía

1. Sharma S, Sharma A. Robert Williams Wood: pioneer of invisible light. *Photodermatol Photoimmunol Photomed*. 2016;32:60–5, <http://dx.doi.org/10.1111/phpp.12235>.
2. Tercedor Sánchez J, Fernández Vilariño E, Morales Larios E, López Hernández B. Encuesta sobre el empleo de la lámpara de Wood por los dermatólogos andaluces. *Actas Dermosifiliogr*. 2000;91:442–4.
3. Uitentuis Se, Bekkenk MW, van Geel N, de Rie MA, Wolkerstorfer A. UV light set-ups for vitiligo photography, a comparative study on image quality and ease of use. *J Eur Acad Dermatol Venereol*. 2019;33:1971–5, <http://dx.doi.org/10.1111/jdv.15666>.
4. Bae JM, Lee RW. 365-nm narrowband Wood's lamp for vitiligo and hypopigmentation disorders. *J Am Acad Dermatol*. 2020;83:e283–4, <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaad.2019.08.064>.
5. Kaliyadan F, Kuruville J. Using a hand-held black-light source instead of a Wood's lamp. *J Am Acad Dermatol*. 2015;72:e153–4, <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaad.2015.02.1096>.
6. Sun R, Chen H, Zhu W, Lian S. Wood's lamp image of porokeratosis. *Photodermatol Photoimmunol Photomed*. 2017;33:114–6, <http://dx.doi.org/10.1111/phpp.12285>.
7. Errichetti E, Pietkiewicz P, Bhat YJ, Salwowska N, Szlázak P, Stinco G. Diagnostic accuracy of ultraviolet-induced fluorescence dermoscopy in non-neoplastic dermatoses (general dermatology): A multicentric retrospective comparative study. *J Eur Acad Dermatol Venereol*. 2024;00:1-12, DOI 10.1111/jdv.19795.

8. Franco W, Gutierrez-Herrera E, Kollias N, Doukas A. Review of applications of fluorescence excitation spectroscopy to dermatology. *Br J Dermatol*. 2016;174:499–504, <http://dx.doi.org/10.1111/bjd.14221>.
9. Gillies R, Zonios G, Rox Anderson R, Kollias N. Fluorescence excitation spectroscopy provides information about human skin in vivo. *J Invest Dermatol*. 2000;115:704–7, <http://dx.doi.org/10.1046/j.1523-1747.2000.00091.x>.
10. Alghamdi KM, Kumar A, Taieb A, Ezzedine K. Assessment methods for the evaluation of vitiligo. *J Eur Acad Dermatol Venereol JEADV*. 2012;26:1463–71, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1468-3083.2012.04505.x>.
11. Wiryia SA, de Castro Maymone MB, Widjajahakim R, Vashi NA. Subclinical melasma: Determining disease extent. *J Am Acad Dermatol*. 2017;77:e41–2, <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaad.2017.03.009>.
12. Gupta L, Singhi M. Wood's lamp. *Indian J Dermatol Venereol Leprol*. 2004;70:131–5.
13. Silverberg JL, Silverberg NB. False "highlighting" with Wood's lamp. *Pediatr Dermatol*. 2014;31:109–10, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1525-1470.2012.01787.x>.
14. Ivanov IV, Mappes T, Schaupp P, Lappe C, Wahl S. Ultraviolet radiation oxidative stress affects eye health. *J Biophotonics*. 2018;11, <http://dx.doi.org/10.1002/jbio.201700377>, e201700377.
15. Roberts JE. Ultraviolet radiation as a risk factor for cataract and macular degeneration. *Eye Contact Lens*. 2011;37:246, <http://dx.doi.org/10.1097/ICL.0b013e31821cbcc9>.
16. Dyer JM, Foy VM. Revealing the unseen: A review of Wood's lamp in dermatology. *J Clin Aesthet Dermatol*. 2022;15:25–30.
17. Herro EM, Cosan T, Jacob SE. Ultraviolet protective eyewear for Wood's light use. *Pediatr Dermatol*. 2011;28:351–2, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1525-1470.2011.01438.x>.
18. Thatte SS, Kharkar VD, Khopkar US. Diamond necklace appearance in superficial porokeratosis. *J Am Acad Dermatol*. 2014;70:e125–6, <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaad.2013.12.026>.
19. Curtiss P, Singh G, lo Sicco K, Franks AG. Wood's lamp as a tool in the evaluation of morphea. *J Am Acad Dermatol*. 2018;78:e33–4, <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaad.2017.10.003>.
20. Klatte JL, van der Beek N, Kemperman PMJH. 100 years of Wood's lamp revised. *J Eur Acad Dermatol Venereol*. 2015;29:842–7, <http://dx.doi.org/10.1111/jdv.12860>.
21. Abdi P, Anthony MR, Farkouh C, Chan AR, Kooner A, Qureshi S, et al. Non-invasive skin measurement methods and diagnostics for vitiligo: A systematic review. *Front Med*. 2023;10, <http://dx.doi.org/10.3389/fmed.2023.1200963>, 1200963.
22. Anbar TS, Atwa MA, Abdel-Aziz RT, Hegazy RA, Ibrahim SI, El Genedy RM, et al. Subjective versus objective recognition of facial vitiligo lesions: Detection of subclinical lesions by Wood's light. *J Egypt Women's Dermatol Soc*. 2022;19:7, <http://dx.doi.org/10.4103/jewd.jewd.42.21>.
23. Wang Y, Chang C, Cheng K. Wood's lamp for vitiligo disease stability and early recognition of initiative pigmentation after epidermal grafting. *Int Wound J*. 2017;14:1391–4, <http://dx.doi.org/10.1111/iwj.12800>.
24. Jacks SK, Witman PM. Tuberous sclerosis complex: An update for dermatologists. *Pediatr Dermatol*. 2015;32:563–70, <http://dx.doi.org/10.1111/pde.12567>.
25. Józwiak S, Schwartz RA, Janniger CK, Michałowicz R, Chmielik J. Skin lesions in children with tuberous sclerosis complex: Their prevalence, natural course, and diagnostic significance. *Int J Dermatol*. 1998;37:911–7, <http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-4362.1998.00495.x>.
26. Webb DW, Carke A, Fyer A, Osborne JP. The cutaneous features of tuberous sclerosis: A



- population study. *Br J Dermatol.* 1996;135:1–5, <http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-2133.1996.d01-923.x>.
27. Sarvjot V, Sharma S, Mishra S, Singh A. Melasma: A clinicopathological study of 43 cases. *Indian J Pathol Microbiol.* 2009;52:357, <http://dx.doi.org/10.4103/0377-4929.54993>.
28. Neagu N, Conforti C, Agozzino M, Marangi GF, Morariu SH, Pellacani G, et al. Melasma treatment: A systematic review. *J Dermatol Treat.* 2022;33:1816–37, <http://dx.doi.org/10.1080/09546634.2021.1914313>.
29. Bostan E, Cakir A. The dermoscopic characteristics of melasma in relation to different skin phototypes, distribution patterns and wood lamp findings: A cross-sectional study of 236 melasma lesions. *Arch Dermatol Res.* 2023;315:1927–38, <http://dx.doi.org/10.1007/s00403-023-02584-8>.
30. Sarkar R, Puri P, Jain R, Singh A, Desai A. Melasma in men: A clinical, aetiological and histological study. *J Eur Acad Dermatol Venereol.* 2010;24:768–72, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1468-3083.2009.03524.x>.
31. Sehgal VN, Verma P, Srivastava G, Aggarwal AK, Verma S. Melasma: Treatment strategy. *J Cosmet Laser Ther.* 2011;13:265–79, <http://dx.doi.org/10.3109/14764172.2011.630088>.
32. Kwon SH, Hwang YJ, Lee SK, Park KC. Heterogeneous pathology of melasma and its clinical implications. *Int J Mol Sci.* 2016;17:824, <http://dx.doi.org/10.3390/ijms17060824>.
33. Westerhof W, Relyveld GN, Kingswijk MM, de Man P, Menke HE. Propionibacterium acnes and the pathogenesis of progressive macular hypomelanosis. *Arch Dermatol.* 2004;140:210–4, <http://dx.doi.org/10.1001/archderm.140.2.210>.
34. Gang WX, Xu A, Song XZ, Zheng JH, Wang P, Shen H. Clinical, pathologic, and ultrastructural studies of progressive macular hypomelanosis. *Int J Dermatol.* 2010;49:1127–32, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-4632.2010.04492.x>.
35. Relyveld GN, Menke HE, Westerhof W. Progressive macular hypomelanosis: An overview. *Am J Clin Dermatol.* 2007;8:13–9, <http://dx.doi.org/10.2165/00128071-200708010-00002>.
36. McDowell A, McLaughlin J, Layton AM. Is Cutibacterium (previously Propionibacterium) acnes a potential pathogenic factor in the aetiology of the skin disease progressive macular hypomelanosis? *J Eur Acad Dermatol Venereol.* 2021;35:338–44, <http://dx.doi.org/10.1111/jdv.16789>.
37. Pinto M, Hundi GK, Bhat RM, Bala NK, Dankeri S, Martis J, et al. Clinical and epidemiological features of coryneform skin infections at a tertiary hospital. *Indian Dermatol Online J.* 2016;7:168–73, <http://dx.doi.org/10.4103/2229-5178.182351>.
38. Morales-Trujillo ML, Arenas R, Arroyo S. Eritrasma interdigital: datos clínicos, epidemiológicos y microbiológicos. *Actas Dermo-Sifiliográficas.* 2008;99:469–73, [http://dx.doi.org/10.1016/S0001-7310\(08\)74718-5](http://dx.doi.org/10.1016/S0001-7310(08)74718-5).
39. Montes de Oca-Loyola ML, Lumbán Ramírez P, Gómez-Daza F, Bonifaz A. An overview of Trichobacteriosis (Trichomycosis): An underdiagnosed disease. *Cureus.* 2023;15(9):e45964. doi: 10.7759/cureus.45964.
40. Rojas Mora E, Freites Martínez A, Hernández-Núñez A, Borbujo Martínez J. Trichomycosis axillaris: Clinical, Wood lamp, and dermoscopic diagnostic images. *Actas Dermo-Sifiliográficas Engl Ed.* 2017;108:264–5, <http://dx.doi.org/10.1016/j.adengl.2017.02.017>.
41. Al-Nasiri M, Navarrete-Dechent C, Korecka K, Salwowska N, Goldust M, Pietkiewicz P. Ultraviolet-induced fluorescence dermatoscopy of trichobacteriosis axillaris reveals peripilar yellow-green luminescent concretions. *Dermatol Pract Concept.* 2023;13:e2023169, <http://dx.doi.org/10.5826/dpc.1302a169>.
42. Mayser P, Stapelkamp H, Krämer HJ, Podobinska M, Wallbott W, Irlinger B, et al. Pityrialactone —a new fluorochrome from the tryptophan metabolism of Malassezia furfur. *Antonie Van Leeuwenhoek.* 2003;84:185–91, <http://dx.doi.org/10.1023/a:1026042903354>.
43. Shah A, Koticha A, Ubale M, Wanjare S, Mehta P, Khopkar U. Identification and Speciation of Malassezia in patients clinically suspected of having pityriasis versicolor. *Indian J Dermatol.* 2013;58:239, <http://dx.doi.org/10.4103/0019-5154.110841>.
44. Lang SK, Hort W, Mayser P. Differentially expressed genes associated with tryptophan-dependent pigment synthesis in Malassezia furfur —a comparison with the recently published genome of Malassezia globosa. *Mycoses.* 2011;54:e69–83, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1439-0507.2009.01848.x>.
45. Komatsu-Fujii T, Nonoyama S, Ogawa M, Fukumoto T, Ookura T, Anzawa K, et al. Usefulness of topical efinaconazole for infantile tinea capitis due to Microsporum canis diagnosed with Wood’s light. *J Dermatol.* 2020;47:e401–3, <http://dx.doi.org/10.1111/1346-8138.15555>.
46. Vargas-Navia N, Ayala Monroy GA, Franco Rúa C, Malagón Caicedo JP, Rojas Hernández JP, et al. Tinea capitis in children. *Rev Chil Pediatr.* 2020;91:773–83, <http://dx.doi.org/10.32641/rchped.vi91i5.1345>.
47. Yang Z, Chen W, Wan Z, Song Y, Li R. Tinea capitis by Microsporum canis in an elderly female with extensive dermatophyte infection. *Mycopathologia.* 2021;186:299–305, <http://dx.doi.org/10.1007/s11046-020-00519-9>.
48. Zeng J, Wang S, Guo L, Lv S, Shan B, Liu Z, et al. Pediatric tinea capitis in Jilin Province: Analyzing previous results from a new perspective. *Mycopathologia.* 2023;188:515–22, <http://dx.doi.org/10.1007/s11046-023-00718-0>.
49. Amichai B, Finkelsten E, Halevy S. Early detection of Pseudomonas infection using a Wood’s lamp. *Clin Exp Dermatol.* 1994;19:449, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2230.1994.tb02713.x>.
50. Ghsein G, Ezzeddine Z. A review of Pseudomonas aeruginosa Metallophores: Pyoverdine, pyochelin and pseudopaline. *Biology.* 2022;11:1711, <http://dx.doi.org/10.3390/biology11121711>.
51. Reis J, Cunha Velho G. Visual Dermatology: Using Wood’s lamp to detect early infection by Pseudomonas aeruginosa. *J Cutan Med Surg.* 2020;24:308, <http://dx.doi.org/10.1177/1203475420915442>.
52. Agrawal I, Panda M. Utility of Wood’s Lamp in Intertrigo. *Indian Dermatol Online J.* 2021;12:948–9, <http://dx.doi.org/10.4103/idoj.IDOJ.957.20>.
53. Yürekli A, Muslu I, Pektaş SD, Alataş ET, Aydoğdu CT, Daşgin D. Using ultraviolet dermoscopy in diagnosing scabies. *Exp Dermatol.* 2023;32:1996–9, <http://dx.doi.org/10.1111/exd.14930>.
54. Scanni G. Facilitations in the clinical diagnosis of human scabies through the use of ultraviolet light (UV-Scab Scanning): A case-series study. *Trop Med Infect Dis.* 2022;7:422, <http://dx.doi.org/10.3390/tropicalmed7120422>.
55. Tate JA, Matsumoto A, Greif C, Lim J, Nijhawan RI, Srivastava D. Excision margins for melanoma in situ on the head and neck —A single-center 10-year retrospective review of treatment with Mohs micrographic surgery. *J Am Acad Dermatol.* 2024;90:1226–31, <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaad.2023.12.063>.
56. Atwan AA, Ziaj S, Mills CM. Defining surgical margins with Wood lamp. *Dermatol Pract Concept.* 2019;10:e2020018, <http://dx.doi.org/10.5826/dpc.1001a18>, e2020018 Published online December 31.
57. Walsh SB, Varma R, Raimer D, Keane JC, Cantor A, Theos A, et al. Utility of Wood’s light in margin determination of melanoma in situ after excisional biopsy. *Dermatol Surg.* 2015;41:572, <http://dx.doi.org/10.1097/DSS.0000000000000345>.
58. Paraskevas LR, Halpern AC, Marghoob AA. Utility of the Wood’s light: Five cases from a pigmen-

- ted lesion clinic. *Br J Dermatol.* 2005;152:1039–44, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2133.2005.06346.x>.
59. Navarro-Navarro I, Ortiz-Prieto A, Villegas-Romero I, Valenzuela-Ubiña S, Linares-Barrios M. Uso de la luz de Wood para la delimitación de márgenes quirúrgicos en el lentigo maligno y el lentigo maligno melanoma. *Actas Dermosifiliogr.* 2022;113:642–5, <http://dx.doi.org/10.1016/j.ad.2021.06.011>.
60. Kennedy JC, Pottier RH, Pross DC. Photodynamic therapy with endogenous protoporphyrin: IX: Basic principles and present clinical experience. *J Photochem Photobiol B.* 1990;6:143–8, [http://dx.doi.org/10.1016/1011-1344\(90\)85083-9](http://dx.doi.org/10.1016/1011-1344(90)85083-9).
61. El Hoshy K, Bosseila M, el Sharkawy D, Sobhi R. Can basal cell carcinoma lateral border be determined by fluorescence diagnosis?: Verification by Mohs micrographic surgery. *Photodiagnosis Photodyn Ther.* 2016;14:4–8, <http://dx.doi.org/10.1016/j.pdpdt.2016.01.001>.
62. Wetzig T, Kendler M, Maschke J, Paasch U, Simon JC. No clinical benefit of preoperative fluorescence diagnosis of basal cell carcinoma localized in the H-zone of the face. *Br J Dermatol.* 2010;162:1370–6, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2133.2010.09666.x>.
63. Borroni RG, Barruscotti S, Carugno A, Barbaccia V, Arbustini E, Brazzelli V. Usefulness of in vivo photodiagnosis for the identification of tumor margins in recurrent basal cell carcinoma of the face. *Photodermatol Photoimmunol Photomed.* 2015;31:195–201, <http://dx.doi.org/10.1111/phpp.12166>.
64. Stenquist B, Ericson MB, Strandeberg C, Mölne L, Rosén A, Larkö O, et al. Bispectral fluorescence imaging of aggressive basal cell carcinoma combined with histopathological mapping: A preliminary study indicating a possible adjunct to Mohs micrographic surgery. *Br J Dermatol.* 2006;154:305–9, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2133.2005.07035.x>.
65. Wennberg AM, Gudmundson F, Stenquist B, Ternesten A, Mölne L, Rosén A, et al. In vivo detection of basal cell carcinoma using imaging spectroscopy. *Acta Derm Venereol.* 1999;79:54–61, <http://dx.doi.org/10.1080/000155599750011723>.
66. Won Y, Hong SH, Yu HY, Kwon YH, Yun SJ, Lee SC, et al. Photodetection of basal cell carcinoma using methyl 5-aminolaevulinate-induced protoporphyrin IX based on fluorescence image analysis. *Clin Exp Dermatol.* 2007;32:423–9, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2230.2007.02435.x>.
67. Neus S, Gambichler T, Bechara FG, Wöhl S, Lehmann P. Preoperative assessment of basal cell carcinoma using conventional fluorescence diagnosis. *Arch Dermatol Res.* 2009;301:289–94, <http://dx.doi.org/10.1007/s00403-008-0911-9>.
68. Jeon SY, Kim KH, Song KH. Efficacy of photodynamic diagnosis-guided Mohs micrographic surgery in primary squamous cell carcinoma. *Dermatol Surg.* 2013;39:1774, <http://dx.doi.org/10.1111/dsu.12359>.
69. Kanitakis J. Mammary and extramammary Paget's disease. *J Eur Acad Dermatol Venereol.* 2007;21:581–90, <http://dx.doi.org/10.1111/j.1468-3083.2007.02154.x>.
70. Wagar MK, Zhang RC, Weisman P, Spencer RJ, Kushner DM. Fluorescein mapping in vulvar Paget disease. *Obstet Gynecol.* 2023;141:608–12, <http://dx.doi.org/10.1097/AOG.0000000000005084>.
71. Zhou P, Li J, Song C, Lou Y, Fu B. The application of Wood's lamp combined with 5-aminolevulinic acid for defining tumor margins in patients with extramammary Paget's disease. *Photodiagnosis Photodyn Ther.* 2021;35:102490, <http://dx.doi.org/10.1016/j.pdpdt.2021.102490>.
72. Misas JE, Cold CJ, Hall FW. Vulvar Paget disease: Fluorescein-aided visualization of margins. *Obstet Gynecol.* 1991;77:156.
73. Yu SH, Leffell DJ. The use of a portable black light (UV-A) flashlight to aid in biopsy site identification. *J Am Acad Dermatol.* 2022;87:e143–4, <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaad.2021.06.881>.
74. Abdulhak AH, Que SK, Somani AK. How we do it: Handheld Wood's flashlight for surgical site identification before Mohs surgery. *Dermatol Surg.* 2023;49:964, <http://dx.doi.org/10.1097/DSS.0000000000003877>.
75. Ponka D. Top 10 forgotten diagnostic procedures. *Can Fam Physician.* 2012;58:975.
76. Veasey JV, Fraletti Miguel BA, Bedrikow RB. Wood's lamp in dermatology: Applications in the daily practice. *Surg Cosmet Dermatol.* 2017;9:328–30, <http://dx.doi.org/10.5935/scd1984-8773.201794964>.
77. Asawanonda P, Taylor CR. Wood's light in dermatology. *Int J Dermatol.* 1999;38:801–7, <http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-4362.1999.00794.x>.